


UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA

The seal of the University of San Carlos of Guatemala is a circular emblem. It features a central shield with a figure on horseback, a crown above, and various heraldic symbols like castles and lions. The Latin motto "CETERAS OBIS CONSPICUA CAROLINA ACADEMIA COACTEMALENSIS INTER" is inscribed around the border.

**“EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL EXTRACTO ETANÓLICO DE
NONI (*Morindacitrifolia*) EN DOS ACEITES UTILIZADOS EN LA INDUSTRIA
COSMÉTICA; LINAZA Y ROSA MOSQUETA”**

ANA LUCIA MARROQUIN SANTOS

QUÍMICA FARMACÉUTICA

GUATEMALA NOVIEMBRE DE 2011

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA

The seal of the University of San Carlos of Guatemala is a large circular emblem. It features a central figure of a man on horseback, holding a staff, with a crown above him. The seal is surrounded by the Latin text "UNIVERSITAS SAN CAROLINIENSIS INTER CETERAS OBIS CONSPICUA CAROLINA ACADEMIA COACTEMALENSIS".

**“EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL EXTRACTO ETANÓLICO DE
NONI (*Morinda citrifolia*) EN DOS ACEITES UTILIZADOS EN LA INDUSTRIA
COSMÉTICA; LINAZA Y ROSA MOSQUETA”**

INFORME DE TESIS
PRESENTADO POR
ANA LUCIA MARROQUIN SANTOS

PARA OPTAR AL TÍTULO DE
QUÍMICA FARMACÉUTICA

GUATEMALA NOVIEMBRE DE 2011

JUNTA DIRECTIVA

Oscar Cóbar Pinto, Ph. D	Decano
Lic. Pablo Ernesto Oliva Soto, M.A	Secretario
Licda. Liliana Vides de Urizar	Vocal I
Dr. Sergio Alejandro Melgar Valladares	Vocal II
Lic. Luis Antonio Gálvez Sanchinelli	Vocal III
Br. José Roy Morales Coronado	Vocal IV
Br. Cecilia Liska de León	Vocal V

ACTO QUE DEDICO

A Dios y a la Virgen María:

Por permitirme alcanzar esta meta tan importante en mi vida, por ser mi guía, por darme las fuerzas para seguir adelante, Gracias Señor por todas las bendiciones que me has dado a lo largo de mi camino.

A mis Padres:

Rudy y Miriam, por su apoyo constante, por el amor incondicional que siempre me han brindado, por todo su esfuerzo y sobre todo por su gran ejemplo. Gracias por darme la oportunidad de cumplir esta meta, los quiero mucho.

A mis Hermanos:

Vinicio y Marta Miriam, por todo su apoyo, por compartir conmigo tantos momentos especiales, y por estar conmigo cada día de mi vida.

A mis Abuelitas:

Por cuidarme desde el cielo. Por haber formado parte de lo que ahora soy y por todo su cariño.

A mis Abuelitos:

Con mucho cariño.

A mi Familia en General:

Por compartir conmigo este momento tan especial.

A mi Novio:

Por estar conmigo siempre, por todo su amor, paciencia y por su apoyo en los momentos de desánimo, gracias por ser parte de mi vida, Te amo mucho.

A mis Amigos:

Por compartir conmigo tantos momentos especiales a lo largo de nuestra carrera, por todo su cariño, y apoyo, todos ocupan un lugar muy importante en mi corazón Jeanie, Ale, Karla, Marielos, Heinrich, Fausto, Angie, Susan, Allan, Evelyn, Gracias por todo.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad de San Carlos de Guatemala:

Por ser la casa de estudios que me permitió formarme como profesional.

A la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia:

Por haber sido mi segundo hogar durante estos años, en donde viví tantas experiencias especiales.

A mis Catedráticos:

Por compartir conmigo sus conocimientos y por contribuir con mi formación profesional durante mi estadía en esta facultad.

A mi Asesora:

Licda. Julia Amparo García Bolaños por brindarme su apoyo en la realización de este trabajo, por toda su paciencia y dedicación.

A LIPRONAT:

Por su apoyo en la realización de esta tesis, en especial a Mónica Montenegro gracias por su ayuda.

A Laboratorio Scientia:

Por toda el apoyo brindado, en la realización de esta tesis, en especial a los departamentos de control de calidad, investigación y desarrollo y compras, en especial a Ligia Lieb, Erick Pinzón, Lucia Búcaro, Vivian Sican y Fernando Gracia, gracias por todo su apoyo, comprensión y por su amistad.

ÍNDICE

1.	RESUMEN	1
2.	INTRODUCCIÓN.....	2
3.	ANTECEDENTES.....	4
	2.1Autooxidación.....	4
	2.2 Antioxidantes	8
	2.3 Fotodescomposición.....	15
	2.4Aceites y Grasas	16
	2.5 Materias primas a Evaluar	17
	2.6Extractos Botánicos.....	21
	2.7Noni (Morindacitrifolia)	22
	2.8Estudios sobre el tema.....	25
4.	JUSTIFICACIÓN	27
5.	OBJETIVOS	28
6.	HIPÓTESIS	29
7.	MATERIALES Y MÉTODOS	30
8.	RESULTADOS	38
9.	DISCUSIÓN DE RESULTADOS	52
10.	CONCLUSIONES.....	56
11.	RECOMENDACIONES	57
12.	REFERENCIAS	58
13.	ANEXOS.....	63

1. RESUMEN

El principal objetivo de la investigación fue la evaluación de la capacidad antioxidante del extracto de *Morinda citrifolia* (Noni) en aceites utilizados en la industria cosmética, como alternativa de uso a los antioxidantes sintéticos. Previo al estudio se realizó la elección de 2 aceites (linaza y rosa mosqueta) susceptibles a sufrir autooxidación. Luego se procedió a preparar un extracto etanólico de la fruta, mediante percolación con etanol al 70%. Seguidamente el extracto etanólico fue incorporado en una muestra madre de cada una de las dos materias primas a evaluar, dichas muestras se expusieron posteriormente a distintas condiciones de almacenamiento: 40 °C, luz y aire. Se realizó el mismo procedimiento para la preparación de los controles positivos (BHT) y negativos (aceites sin antioxidante) para luego proceder a realizar las mediciones del índice de peróxidos. El aceite de linaza resultó ser el más estable ante la oxidación pues fue el que necesitó más tiempo para que sus valores de peróxidos alcanzaran los niveles máximos permisibles de índice de peróxido (IP) establecidos para un aceite vegetal, tal como se pudo observar en las muestras almacenadas a 40°C y expuestas a la luz en las que los controles negativos alcanzaron dichos límites más rápidamente que las muestras con extracto de Noni y BHT (control positivo), lo cual denota su acción antioxidante. En la cinética de oxidación encontrada para el aceite de rosa mosqueta, las velocidades de oxidación son mayores, como se observa al comparar los tiempos en los que se alcanzan los límites máximos permisibles de oxidación. Para las muestras almacenadas a 40°C, expuestas al aire y a la luz se pudieron observar resultados muy similares, ya que los controles negativos alcanzaron su límite máximo permisible de oxidación antes que las muestras con extracto de Noni y que las muestras con BHT, lo que indica un efecto antioxidante para ambos (Extracto de Noni y BHT) comparado con el blanco. Por lo que en general en ambos aceites se pudo observar un efecto antioxidante respecto al blanco que indica que tanto el uso del antioxidante sintético (BHT) como el del extracto de Noni benefició la estabilidad oxidativa del aceite. A todos los resultados se les realizó un análisis estadístico de varianza en el cual se observó que no existió una diferencia significativa entre tratamientos, obteniendo un ($p < 0.063$) para los valores del índice de peróxidos. Con lo anterior se puede inferir que el extracto de *Morinda citrifolia*, Noni a una concentración de 0.1%, retrasa el proceso de oxidación, por lo que posee buen potencial para ser utilizado como antioxidante en la industria cosmética. Sin embargo, no se puede obtener conclusiones definitivas sobre la efectividad del mismo debido a que el método del índice de peróxidos no mostró la diferencia estadísticamente significativa requerida para afirmar la hipótesis. Se recomienda continuar con estudios acerca de la propiedad antioxidante del extracto de Noni con un mayor número de repeticiones a las aquí utilizadas y realizando pruebas para verificar su potencia.

2. INTRODUCCIÓN

Existe gran cantidad de aceites y grasas de origen vegetal que constituyen una parte importante en la formulación de productos cosméticos, pues le brindan a los mismos propiedades tales como lubricación, emolencia, humectación, y propiedades específicas según el aceite o grasa de la que se trate.

Los aceites y grasas son sustancias de composición muy compleja que en mayor porcentaje están compuestos por ácidos grasos, los cuales están constituidos por cadenas grandes de átomos de carbono con una o más insaturaciones conjugadas o no, razón principal que facilita la autooxidación o enranciamiento de estas sustancias.

La autooxidación o enranciamiento es la capacidad del oxígeno atmosférico para reaccionar con la estructura molecular de una sustancia y generalmente implica una serie de cambios dentro de la estructura química, los cuales se desarrollan en diferentes tiempos de reacción y se ven influenciados por factores químicos tales como la estructura de la sustancia y factores ambientales como el aire, la humedad y ciertas temperaturas, todos estos cambios finalmente se traducen en la formación de productos de degradación de olor desagradable, de mala calidad y que además pueden ser tóxicos para algunos individuos.

La autooxidación de sustancias grasas tiene un coeficiente de velocidad logarítmica, de modo que es importante detener tal oxidación tan pronto como sea posible en la vida de una sustancia.

Debido al uso frecuente de sustancias oleosas en los procesos de manufactura cosmética, es necesario evaluar la capacidad autooxidativa, que poseen al ser expuestas a diferentes situaciones climáticas para determinar su estabilidad y determinar en que concentraciones los antioxidantes impiden la autooxidación. La finalidad de la incorporación de sustancias antioxidantes a los aceites y grasas es el de alargar la vida útil del producto retardando las reacciones químicas responsables de las reacciones de autooxidación.

Usualmente se emplean sustancias sintéticas de alto poder antioxidante como el BHA (Butilhidroxianisol) y el BHT (Butilhidroxitolueno) sin embargo según datos bibliográficos, se han realizado diferentes estudios que demuestran que dichas sustancias implican cierto riesgo para la salud humana pues son promotoras de carcinogénesis y además pueden causar efectos tóxicos a nivel dermatológico, estos últimos, específicamente dermatitis de contacto (dichos efectos evaluados en productos cosméticos que los contienen)^(Handbook, 1994, pp. 61-63).

Por tal motivo muchos países han dado gran importancia a los antioxidantes naturales, durante los últimos años han sido evaluados varios sistemas de antioxidantes naturales y los resultados

demuestran que estos dan una protección significativa tanto en aceites como en emulsiones como tal, entre los que se puede mencionar el extracto de romero (*Rosmarinus officinalis*), que puede controlar y retardar el desarrollo de productos volátiles, olorosos y de sabor desagradable, provenientes de la oxidación de los lípidos^{(Del Campo et al., 2000, pp. 1359-1368), (Farbood et al, 1976, pp. 675-679)}. Actualmente existen otros extractos naturales que están siendo estudiados como antioxidantes en bases cosméticas, entre los que se pueden mencionar guayaba, salvia, mora y granada, entre otros^(Stashenko, 2010.).

Por lo que la búsqueda de alternativas a los productos sintéticos es incesante, siendo el extracto de noni (*Morinda citrifolia*) una propuesta natural de este tipo de productos. El Noni es una planta que ha sido introducida recientemente en América central, esta ha sido utilizada en varios países generalmente como Suplemento Dietético alimenticio por sus bondades nutricionales. A esta planta se le atribuyen muchos beneficios para la salud, siendo su capacidad antioxidante uno de ellos, dicha propiedad atribuida a su alto contenido en componentes químicos tales como ácido ascórbico, flavonoides, enzimas, oligoelementos y otras sustancias, las que generalmente presentan propiedades antioxidantes^(Solomon, 2000, pp. 34-38).

Actualmente en el mercado se pueden encontrar gran variedad de productos fitoterapéuticos elaborados a base de noni tales como tés, jugos, cápsulas, pomadas, etc., sin embargo su uso en cosmética se ha desarrollado muy poco aún y no existe ningún estudio que evalúe su actividad antioxidante en dichos productos. Por lo que en esta investigación se pretende evaluar el efecto de dichas propiedades en aceites que usualmente son incorporados en bases de productos cosméticos y que son susceptibles a sufrir oxidación.

En cosmética son un gran número de aceites los que han sido tomados en consideración por sus únicas cualidades y propiedades cosméticas. Los que se utilizan habitualmente son: Aceites de coco, aguacate, albaricoque, almendras dulces, avellana, nuez, macadamia, girasol, maíz, trigo, linaza, rosa mosqueta, oliva, jojoba, entre otros. Sin embargo algunos de estos tienen como parte de su composición gran cantidad de sustancias antioxidantes, tal es el caso del aceite de jojoba y el aceite de oliva. En este estudio se utilizaron los aceites de linaza y rosa mosqueta ya que por su alto contenido en grasas insaturadas se consideran una buena opción para observar las propiedades antioxidantes del extracto.

3. ANTECEDENTES

3.1 AUTOOXIDACIÓN

La oxidación es una causa importante de inestabilidad de los productos y a menudo, pero no siempre, implica el agregado de oxígeno o la eliminación del hidrógeno. Cuando participa el oxígeno molecular, la reacción se conoce como autooxidación porque ocurre en forma espontánea, aunque lenta a temperatura ambiente^(Genaro, 1998, pp. 938).

La autooxidación es la capacidad del oxígeno atmosférico para reaccionar con la estructura molecular de una sustancia. Químicamente es la degradación de ácidos grasos mayores, por la oxidación generalmente producida por el oxígeno atmosférico, este proceso habitualmente implica una serie de cambios dentro de la estructura química, los cuales se desarrollan en diferentes tiempos de reacción. La autooxidación es comúnmente llamada rancidez.^{(Farmacopea de los estados unidos mexicanos, 2000, (I)) (The Merck Index, 2001, pp. 1982, 5063-5064)}

3.1.1 MECANISMOS DE OXIDACIÓN

Durante mucho tiempo se consideró que la formación de peróxidos al nivel de los dobles enlaces era el punto de partida del proceso. Pero investigaciones posteriores han demostrado que el punto de ataque del oxígeno puede variar. Así, en el mecanismo de los radicales libres (con un electrón de exceso), según el esquema de Farmer¹, un grupo alfa-metilénico, activado por ser adyacente de un doble enlace, es el sitio de separación de un átomo de hidrógeno y el inmediato punto de partida de reacciones en cadena. En efecto, la nueva activación que experimenta el grupo alfa-metilénico después de liberar un átomo de H le permite fijar una molécula de O₂ y el radical libre así formado, siendo inestable, se combina a un átomo de hidrógeno móvil de otro grupo metilénico.

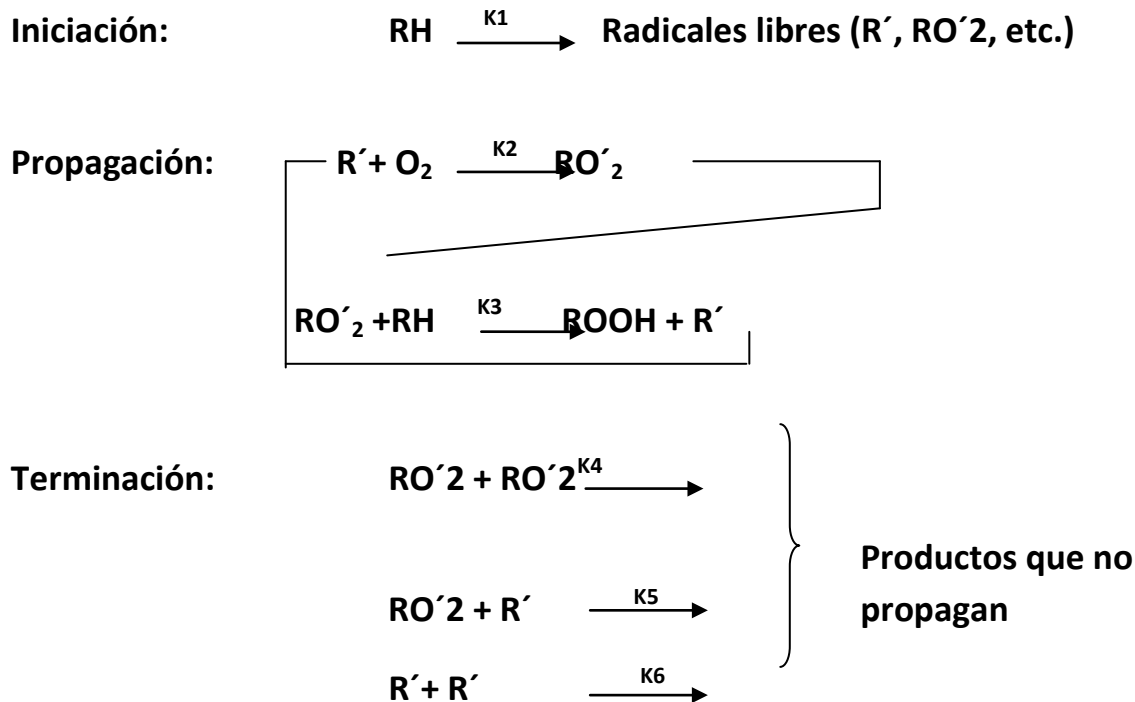
De esta combinación resulta un hidroperóxido y un grupo metilénico no saturado activo y, por lo tanto, susceptible de fijar a su vez una nueva molécula de oxígeno, asegurando así la continuación de las reacciones en cadena^(Biblioteca Digital de la Universidad de Chile, 2010, pp. 1-4).

¹Ver Figura No. 1

Farmer y Sutton describen en su teoría que el mecanismo de radicales libres transcurre como una reacción en cadena en las que aparecen las siguientes fases:

1. Fase de Inducción: La absorción de oxígeno es débil, se inicia la formación de radicales libres y peróxidos a partir de los ácidos grasos no saturados. La sustancia autooxidable se encuentra sometida a la sensibilización calórica o luminosa, en este estado no aparecen modificaciones exteriores visibles y es también posible detener el proceso mediante antioxidantes.
2. Fase de Propagación o Autoaceleración: Denominada también autoaceleración, se oxidan los lípidos no saturados en presencia de los radicales libres y se llega al máximo la concentración de peróxidos.
3. Terminación: Destrucción de los peróxidos en donde la formación de nuevos radicales libres forman complejos y compuestos carbonílicos (aldehídos, cetonas y ácidos), los cuales no continúan con el proceso de reacción en cadena ^(Farmacopea Europea, 2001).

Figura No.3.1; Esquema Cinético General para la Autooxidación:

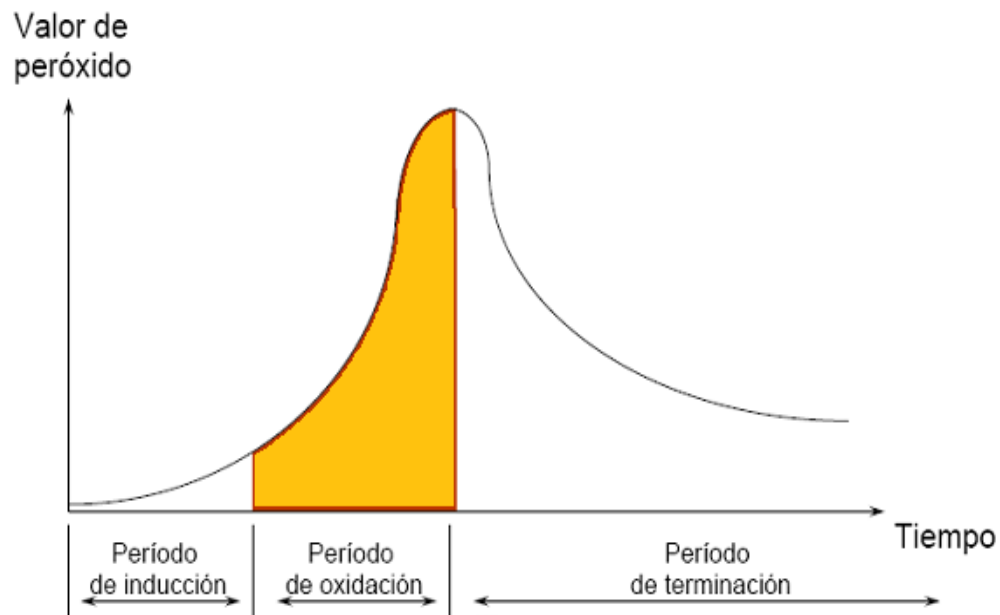


Fuente: (Wilkinson y Moore,1990, Pp. 783)

En donde RH es una oleofina y $-RO_2$ y $-R'$ son radicales libres hidroperóxido y olefínico respectivamente.

A continuación se ilustra en forma muy clara la secuencia de estas descomposiciones:

Figura No. 3.2; Curva de Evolución de la oxidación:



Fuente: (Bacal, 2005).

El agente activo que inicia el proceso de la rancidez es la luz y la sustancia con la cual reacciona el lípido es el oxígeno del aire. Por esta razón, se protegen los lípidos conservándolos en envases oscuros o envoltorios capaces de retener la porción ultravioleta de la luz (Biblioteca Digital de la Universidad de Chile, 2010,

pp. 1-4)

3.1.2 TIPOS DE AUTOOXIDACIÓN

El mecanismo que determina la rancidez representa un fenómeno complejo y desde el punto de vista de los causantes de esta alteración, existen al menos tres vías más comunes de enranciamiento:

- A. Rancidez biológica: El punto de partida es una lipólisis o hidrólisis de los glicéridos. Se observa, por lo tanto, en las grasas hidratadas y se debe a la acción de microorganismos vivos, como: bacterias (*B. prodigiosos*, *B. fluorescens*, *B. liquefaciens*), hongos (*Oidium*, *Penicillium*, *Mucor*), levaduras y los poderosos sistemas enzimáticos que éstos producen. Iniciado el desdoblamiento por lipasas en ácidos grasos y glicerina, éstos se oxidan por ligo-oxidasas a cuerpos de función aldehídica y cetónica
(Biblioteca Digital de la Universidad de Chile, 2010, pp. 1-4)
- B. Rancidez oxidativa: Este tipo de oxidación forma una parte más importante en la práctica, se trata, principalmente, de una oxidación de ácidos grasos no saturados, como el oleico, linoléico y linolénico y lleva a la ruptura de la molécula de ácido graso en el punto del doble enlace. Los fragmentos formados son aldehídos que son los responsables del mal olor y de la irritación que causan los ácidos grasos rancios en la piel. Por eso, se enrancian tanto más rápidamente cuanto mayor es el contenido en ácidos grasos no saturados, aunque es aún más importante la presencia de sustancias y factores pro oxidantes (calor, humedad, luz, metales) o antioxidantes.

Existen varios factores pro oxidantes que pueden acelerar este proceso:

- La presencia de trazas de metales pesados, por ejemplo hierro o cobre.
- El efecto de la luz
- La presencia de una pequeña cantidad de grasa ya oxidada
- La presencia de ácidos grasos libres
- La presencia de agua responsable de la hidrólisis de glicéridos
- La presencia de ácidos o bases fuertes que catalizan la hidrólisis
- La presencia de ciertas enzimas.

- Almacenamiento a elevadas temperaturas. Mientras más alta es la temperatura el proceso de rancidez se acelera aún más. (Wilkinson y Moore, 1990, p. 783)

C. Rancidez Cetónica: Este fenómeno se debe a la oxidación de ácidos grasos saturados.

En condiciones normales de oxidación, la mayoría de los compuestos saturados parecen ser inertes, aunque muchas sustancias insaturadas sufren un lento proceso oxidativo a temperaturas elevadas.

La velocidad de oxidación de compuestos hidrocarburos saturados aumenta con la longitud de la cadena y, mientras que el producto inicial es un hidroperóxido, parece ser al azar la posición de ataque del oxígeno. Como productos secundarios se forman, en la fase inicial alcoholes y cetonas, que pueden experimentar ellos mismos una posterior oxidación.

La oxidación de cetonas ha sido menos estudiada que la de aldehídos, y parece requerir una elevada temperatura para producir la descomposición. Investigadores encontraron que se requería una temperatura superior a los 100°C, y el hidroperóxido inicialmente producido se descomponía rápidamente para dar una mezcla de ácidos y aldehídos (Wilkinson y Moore, 1990, Pp. 790)

3.1.3 PREVENCIÓN DE LA RANCIDEZ

Los métodos que deben ser utilizados están enfocados en prevenir la exposición de las grasas o aceites a los factores citados anteriormente, sin embargo en la práctica la forma más importante para evitar la rancidez es el uso de antioxidantes (Jellinek, 1970, Pp. 125-130)

3.2 ANTIOXIDANTES

Los antioxidantes son sustancias que se añaden en pequeñas cantidades a las grasas o aceites para prevenir la autooxidación o al menos retardarla.

3.2.1 MECANISMO DE ACCIÓN GENERAL DE LOS ANTIOXIDANTES

La supresión de la oxidación se produce suprimiendo la formación de los radicales libres o bien introduciendo en el sistema, material que pudiera reaccionar con los radicales libres según se forman y de este modo prevenir la formación de la cadena de reacciones. No se puede prevenir totalmente la formación de radicales libres y por tanto son importantes las sustancias que se comportan como aceptores de los radicales libres antioxidantes (Wilkinson y Moore, 1990, p. 791)

Según su manera de actuar; pueden distinguirse los siguientes antioxidantes:

1. Catalizadores negativos:

Que actúan ya sea desactivando las moléculas activadas por la luz o bien destruyendo los peróxidos formados. Es un hecho conocido que un lípido no se enrancia mientras permanece encerrado dentro de las semillas vegetales. En cambio, el lípido es susceptible a enranciar una vez sometido a extracción y refinación, pues se destruyen componentes del residuo insaponificable, que actúan prolongando aquel período de inducción que precede a la rancidez manifiesta. Durante este período se absorbe sólo poco O_2 , de manera que los leves cambios organolépticos pasan desapercibidos, pero el lípido ya queda sometido a la sensibilización energética de luz, calor o catalizadores metálicos.

A este grupo pertenecen la vitamina k y los tocoferoles.

2. La mayoría de los antioxidantes sintéticos son sustancias que consumen oxígeno, con mayor energía que el lípido, como verdaderos aceptores de oxígeno, respectivamente, como aceptores o destructores de radicales libres.

La acción de los antioxidantes se explicaría entonces por la oxidación de sustancias muy fácilmente oxidable, como lo son los polifenoles y las aminas cíclicas secundarias. Con esto se establece una especie de competencia entre la oxidación del lípido, y del antioxidante y la cadena de la reacción se rompe a expensas de la oxidación del inhibidor, el cual es más fácilmente oxidable que la molécula de los ácidos grasos, que entonces no absorbe oxígeno.

Los antioxidantes actúan en la etapa de propagación de los radicales libres formados.

Representando al antioxidante por "AH₂" actúa en dos fases:



3. En cambio, hay otros antioxidantes que sólo tienen el carácter de sinergista colaboración con los compuestos fenólicos presentes en las grasas, potenciando su acción, de modo que por sí solos no tendrían tal acción antioxidante.

El papel del sinergista consiste en regenerar el antioxidante oxidado, integrando un sistema redox y catalizando su paso al estado reducido original. Se aplican como sinergistas hasta 0,075 g/kg de ácido ortofosfórico y hasta 0,1 g/kg de ácidos cítrico, tartárico y citratos de monoisopropilo y monoglicerilo.

4. Existen también algunos antioxidantes que son alcoholes polivalentes, como los ácidos polivalentes, como el succínico, malónico, maléico, cítrico, glucurónico y, sobre todo, el ácido etilendiaminotetracético (EDTA) (0,075 g/kg, que eliminan la acción pro-oxidante ejercida por indicios de metales, al combinarse con sus iones en forma de complejos del tipo de los quelatos). Se comportan con mayor facilidad como catalizadores pro-oxidantes los metales como Fe, Cu, Co y Mn, susceptibles de cambiar de estado de oxidación, actuando así como transportadores de electrones.

Según su origen los antioxidantes pueden clasificarse de la siguiente manera.

- Naturales: Incluyen flavonoides, polifenoles, ácido ascórbico (vitamina C) y tocoferoles (vitamina E).
- Sintéticos: Incluye butilhidroxianisol (BHA), butilhidroxitolueno (BHT).

Los antioxidantes naturales tienden a ser de breve duración, así que se utilizan los antioxidantes sintéticos cuando se prefiere una vida útil más larga. La eficacia de antioxidantes solubles en agua se limita a la prevención de la oxidación directa dentro de las grasas, pero tiene valor en interceptar radicales libres.

Una combinación de antioxidantes solubles en agua y solubles en la grasa es ideal, generalmente en el cociente de la grasa al agua.

Además, el enranciamiento puede ser disminuido, pero no eliminado totalmente, almacenando las grasas y los aceites en un lugar fresco, oscuro con poca exposición al oxígeno o libre-radicales, puesto que el calor y la luz aceleran el índice de la reacción de grasas con oxígeno^(Biblioteca Digital de la Universidad de Chile, 2010, pp.1-4).

3.2.2 COMPARACIÓN DE LA ACCIÓN ANTIOXIDANTE CON UN PATRÓN:

El antioxidante de elección para ser utilizado como estándar es el butilhidroxitolueno, 2,6-di-tert-butil-4-metilfenol o también puede denominarse di-tert-butil-p-cresol, DBPC.

El BHT es ampliamente utilizado como antioxidante para ácidos grasos y aceites vegetales, y posee varias ventajas sobre los demás antioxidantes fenólicos por estar libre del olor fenólico, su estabilidad al calor y su baja toxicidad. Fue aprobado su uso en alimentos en los EE.UU. en 1954, a concentraciones no superiores al 0.01%. Normalmente en cosméticos que contienen sustancias insaturadas, debe utilizarse a concentraciones del 0.01-0.1%, con adición de un agente secuestrante apropiado, tal como ácido cítrico o EDTA. El BHT no es sinérgico con los ésteres de galato^(Wilkinson y R.J Moore, 1990, Pp. 802).

También es ampliamente utilizado en asociación con Butilhidroxianisol (BHA) y otros antioxidantes. Los expertos de FAO/OMS establecen como dosis aceptable para el hombre 0.5mg/kg de peso corporal^(Handbook, 1994, Pp. 59-64).

Es incompatible con trazas de metales, pues causan decoloración y disminución de la actividad. Puede causar reacciones características de compuestos fenólicos por la presencia de este grupo en su estructura^(The Merck Index, 2001, Pp. 59-63).

Tabla No. 3.1; Propiedades Físicas y Químicas del BHT:

Propiedad	Descripción
Clasificación Química	Fenol
Fórmula Cuantitativa	C ₁₅ H ₂₄ O
Peso Molecular	220.34
Descripción	Cristales Sólidos Blancos e incoloros con olor característico.
Punto de Ebullición	265°C a 760 mm Hg. 190°C a 100mm Hg
Punto de Fusión	70°C
Nivel Máximo de Uso	0.1%

Fuente; (The Merck Index, 2001, Pp. 59-63).

3.2.3 CARACTERÍSTICAS DE LOS ANTIOXIDANTES UTILIZADOS EN COSMÉTICOS

El antioxidante ideal debe ser estable y efectivo en un intervalo amplio de pH y ser soluble en su forma oxidada, y sus compuestos de reacción deben ser incoloros e inodoros. Otros requerimientos obvios y esenciales son que debe ser estable y compatible con los ingredientes en los productos y sus envases (Wilkinson y Moore, 1990, Pp. 799).

A las concentraciones utilizadas no deben ser irritantes o alergénicos, no deben causar decoloración u olor en la preparación y deben ser lo suficientemente liposolubles para desarrollar su efecto completamente (Genaro, 1998, pp. 939).

La dosis óptima de antioxidante depende del tipo de grasa y generalmente es mayor para grasas animales que para aceites vegetales. Generalmente las dosis de 0.01% y 0.03% son suficientes. El efecto del antioxidante puede ser incrementado con la adición de agentes sinérgicos en cantidades equivalentes (Ponce, 2002, vol.1).

3.2.4 COMPARACIÓN DE LA EFICACIA ANTIOXIDANTE

La mayoría de los primeros datos estaban basados en la duración del periodo de inducción más que en la cinética de inhibición. Rosewald demostró que el efecto antioxidante por unidad de concentración parece depender de la concentración de antioxidante.

Se han investigado muchos factores químicos en la comparación de la eficacia del antioxidante. La energía de activación es uno de estos criterios, así como también existe una correlación entre el potencial de oxidoreducción y la eficacia antioxidante.

También es importante la estructura química, en particular la forma y posición de los sustituyentes, cuando se considera la eficacia relativa del antioxidante. La observación básica es que los grupos repelentes de electrones aumentarán la eficacia antioxidante, mientras que la incorporación de grupos atrayentes de electrones en un antioxidante disminuirá su eficacia. El efecto polisustitución parece ser aditivo, pero pueden interferir los factores estéricos con la comparación directa, particularmente cuando la sustitución es en la posición orto. También debe recordarse que la adición de oxígeno a un enlace fenólico $-O-H$ simple podría conducir a una estructura $-O-O-O$ imposible, también existe problemas especiales en la selección y eficacia relativa de antioxidantes en los preparados emulsificados y solubilizados. Con las emulsiones es una ventaja que el antioxidante esté presente en la interface entre la gota de aceite y la fase continua acuosa. Por tanto, el antioxidante deberá presentar un equilibrio adecuado entre los grupos lipófilos y lipófobos. Si existe en ambas fases, entonces la fase acuosa se descompondrá para dar radicales libres que pueden iniciar la oxidación del aceite ^(Wilkinson y Moore, 1990, Pp.793).

3.2.5 MEDIDA DE OXIDACIÓN Y EVALUACIÓN DE LA EFICACIA DEL ANTIOXIDANTE

Pueden ser similares los ensayos para medir la oxidación y evaluar la eficacia del antioxidante y en general, se diseñan para medir tanto la velocidad de oxidación (por medición directa del oxígeno absorbido o la formación de los productos de la descomposición), como la prolongación del periodo de inducción. Muchos de los ensayos utilizados se aceleran artificialmente con el uso de radiación ultravioleta o de temperatura elevada, y la extrapolación de tales resultados a las condiciones normales de almacenamiento se supone que depende de posibles cambios en las reacciones de oxidación sujetas a las condiciones de aceleración ^(Wilkinson y Moore, 1990, p.795-796).

La estabilidad oxidativa de una grasa, aceite o producto que contiene grasas puede ser determinada al almacenar muestras del producto a las condiciones normales de uso y examinarlas periódicamente.

El anterior método usualmente requiere de mucho tiempo y las condiciones de almacenamiento varían de forma que dificultan la comparación entre las diferentes muestras.

Se han desarrollado métodos de laboratorio bajo condiciones controladas o con oxidación acelerada que proveen resultados para poder comparar muestras tratadas con antioxidantes contra muestras control.

Los parámetros que se evalúan comúnmente involucran índices de hidroxilo, yodo y peróxidos, el último es el más utilizado para evaluar autooxidación y eficacia del antioxidante; en estos valores de peróxidos generalmente se miden los peróxidos no descompuestos, esto indica que los peróxidos se forman más rápidamente que su descomposición, valor que se invierte durante las últimas fases de oxidación ^(Wilkinson y Moore, 1990, p.795-796).

3.2.5.1 PRUEBA DE ALMACENAMIENTO

En este método las muestras se almacenan a una temperatura constante y son expuestas a variaciones naturales de luz y oscuridad. Las muestras son analizadas a intervalos que dependen de la naturaleza de la materia a estudiar. Se efectúa una evaluación organoléptica por expertos que las descartan si ya están oxidadas ^(Valle, 2006, Pp.6-33).

3.2.5.2 PRUEBA DE ALMACENAMIENTO EN HORNO

Se describe como una prueba acelerada en la que las muestras se someten a una temperatura constante de 145°F (62.8°C) hasta que la primera evidencia de rancidez puede ser detectada organolépticamente por un panel de expertos ^(Valle, 2006, Pp.6-33).

3.2.5.3 DETERMINACIÓN DE PERÓXIDOS

Se dispone de un gran número de métodos para la determinación de los peróxidos. La técnica normalmente implica la liberación de yodo proveniente de la mezcla de la muestra con ácido acético y cloroformo a partir de yoduro sódico o potásico en presencia del peróxido. Finalmente la solución se somete a un análisis volumétrico con tiosulfato sódico 0.002N utilizando almidón como indicador^(Wilkinson y Moore, 1990, p.796).

Los resultados se expresan con la siguiente fórmula, expresado en miliequivalentes de oxígeno activo por kg de aceite:

$$IP = \frac{V * N * 1000}{P}$$

Donde V: volumen gastado del titulante

N: Concentración expresado en normalidad del titulante

P: Peso de muestra expresado en gramos.

3.3 FOTODESCOMPOSICIÓN

Otra forma de descomposición encontrada en ocasiones es la causada por la luz en el espectro visible o ultravioleta. Generalmente, tal fotodescomposición se manifiesta por sí misma, atenuando el color del producto o desarrollando decoloración. El acondicionamiento en envases opacos o estuchados en cajas para excluir toda luz, es sin duda, una forma lógica de evitar este tipo de descomposición, pero esto no es siempre deseable, ni incluso necesario. Con frecuencia es posible colocar en estuche o empacar en materiales transparentes adecuadamente coloreados o que contengan un absorbente ultravioleta para eliminar por filtración las porciones perjudiciales del espectro. En ciertos casos en que la energía ultravioleta es la causante de la descomposición, el absorbente ultravioleta se puede incorporar al producto.

Con frecuencia, la alteración inducida por el ultravioleta implica la presencia de trazas de metales, especialmente hierro, y cuando este es el caso, el agente de filtro puede reforzarse o reemplazarse, por un agente quelante, tal como el ácido etilendiamino tetra acético (EDTA). La permeabilidad de las paredes celulares de algunas bacterias, notablemente las *pseudomonas aeruginosas* gram-negativas, se

altera por el EDTA; por lo que su adición en concentraciones en la región del 0.05% mejora grandemente la potencia antibacteriana de los antisépticos fenólicos. Así, pequeñas cantidades de esta sustancia podrían servir para dos finalidades útiles en los sistemas protectores proyectados para la descomposición ultravioleta y sensible a la especie omnipresente *pseudomonas* (Wilkinson y Moore, 1990, Pp.804).

3.4 ACEITES Y GRASAS

3.4.1 DEFINICIÓN

Son los triglicéridos de ácidos grasos comercialmente puros, obtenidos de materias primas sanas y limpias, libres de productos nocivos derivados de su cultivo o manejo de los procesos de elaboración. Para efectos de interpretación entiéndase por aceites los que presentan consistencia fluida a temperatura menor a 30 grados centígrados; entiéndase por grasa los que presentan consistencia semi-sólida o sólida por encima de 30 grados centígrados (Reglamento sobre la Calidad e Inocuidad de las Grasas y Aceites, 2010, Decreto ejecutivo N° 35930-5).

3.4.2 ACEITES Y GRASAS DE ORIGEN VEGETAL

Son productos constituidos principalmente por glicéridos de ácidos grasos (básicamente Triglicéridos) obtenidos únicamente de fuentes vegetales. Podrán contener pequeñas cantidades de otros lípidos, tales como constituyentes insaponificables y ácidos grasos libres naturalmente presentes en el aceite o grasa (Reglamento sobre la Calidad e Inocuidad de las Grasas y Aceites, 2010, Decreto ejecutivo N° 35930-5).

3.4.3 TIPOS DE ACEITES UTILIZADOS EN LA INDUSTRIA COSMÉTICA

Son especialmente apreciados los aceites ricos en ácidos grasos esenciales.

En cosmética se utilizan habitualmente:

- Aceites de origen exótico, de frutos como coco y karite.
- Aceites de frutos: aguacate, albaricoque, oliva, grosella negra o uva.
- Aceites de frutos secos: almendras dulces, avellana, nuez, macadamia, etc.

- Aceites de semillas, como las de calabaza, girasol, kiwi, lino, maíz o trigo^(Instituto boliviano de comercio exterior, 2009).

3.4.4 ACEITES EMOLIENTES:

Los componentes hidrófobos con efecto emoliente son conocidos con el nombre de aceites. Su misión es reblandecer el tejido cutáneo al tiempo que favorecen la retención de agua en el estrato córneo, y por ello, se consideran hidratantes. Son usados para corregir la sequedad y descamación de la piel. Estas son el componente clave en la fabricación de productos para el cuidado de la piel, lápiz labial, lociones y muchos otros productos cosméticos.

Tecnológicamente y a nivel industrial, presentan el inconveniente de que son fácilmente oxidables y necesitan la presencia de antioxidantes en su formulación^{(Los aceites emolientes: propiedades hidratantes, 2009, 27(11))}.

3.4.5 ESTABILIDAD:

La estabilidad de un producto puede definirse como la capacidad de una formulación particular, en un sistema de envase/cierre específico, para mantenerse dentro de sus especificaciones físicas, químicas, microbiológicas y toxicológicas. La seguridad de que el producto envasado será estable para su vida futura, deben provenir de una serie de datos válidos sobre el producto en su envase comercial. Estos datos de estabilidad implican parámetros seleccionados que, tomados en conjunto, forman el perfil de estabilidad^{(Genaro, 1998, Pp. 933), (Reglamento Técnico Centroamericano 11.014.04:05, 2006, pp. 1-}

12)

3.5 MATERIAS PRIMAS A EVALUAR

3.5.1 ACEITE DE LINAZA

3.5.1.1 INFORMACIÓN GENERAL

La linaza es la semilla de la planta *Linum usitatissimum* (lino). Es usada para consumo humano, por ejemplo en infusiones. De la semilla se extrae el aceite de linaza, el cual es rico en ácidos grasos de las series Omega 3, 6 y 9. Este aceite es usado además en la industria cosmética, en la fabricación del linóleo y por ser

un aceite fijo secante es usado en la dilución para pintura de telas y para fabricar pinturas y barnices ^(Genaro, 1998, Pp. 563).

3.5.1.2 CLASIFICACIÓN QUÍMICA

Grasas y Aceites ^(Handbook, 1994, Pp. 59-64).

3.5.1.3 FUNCIONES

Agente acondicionador de la piel, emoliente, agente fijador del cabello ^(Handbook, 1994, Pp. 59-64).

3.5.1.4 PRODUCTOS EN LOS QUE SE UTILIZA

Se usa fundamentalmente en ungüentos para tratar problemas externos de la piel (como la psoriasis), tiene propiedades dermatológicas similares a la vitamina F ^(Fitoterapia. Vademécum de prescripción. Plantas medicinales, 1998, Pp. 125-126, 294-295, 402).

Es usado en mascarillas faciales para una limpieza profunda del cutis, en geles para fijar, nutrir y acondicionar el cabello.

3.5.1.5 PROPIEDADES FÍSICAS

Tabla No. 3.2; Propiedades Físicas del Aceites de Linaza

CARACTERÍSTICAS	ESPECIFICACIONES
Apariencia y olor:	Líquido viscoso, coloración de amarillo a ámbar con un olor característico.
Gravedad Específica:	0.931 – 0.936
Rotación Óptica:	-0.1º - +0º
Índice de refracción a 25°C:	1.4790- 1.4840

Fuente: (Certificado de Análisis del Aceite de Linaza, 2011, Quinfica).

3.5.1.6 ESTABILIDAD Y CONDICIONES DE ALMACENAMIENTO

Mantenga el contenedor bien cerrado. Evite la luz solar directa, fuentes de calor, y agentes de oxidación fuertes. Almacenar a temperatura ambiente. Es estable si es usado correctamente.

3.5.1.7 CONSTITUYENTES

Está constituido por una mezcla de ácidos grasos insaturado (30-40%), de los cuales aproximadamente 60% son glicéridos de ácido linoléico y 20% ácido linolénico (Cáceres, 1999, Pp. 45-46, 231)

3.5.1.8 PRECAUCIÓN/INTOXICACIONES

Las alteraciones por enranciamiento pueden producir irritación cutánea (Fitoterapia. Vademécum de prescripción. Plantas medicinales, 1998, Pp. 125-126, 294-295, 402)

3.5.2 ACEITE DE ROSA MOSQUETA

3.5.2.1 INFORMACIÓN GENERAL

El Aceite de Rosa Mosqueta, principal fuente para uso cosmético, es extraído de las semillas del fruto de la Rosa Mosqueta (*Rosa aff. Rubiginosa L.*) (Fitoterapia. Vademécum de prescripción. Plantas medicinales, 1998, Pp. 125-126, 294-295, 402)

3.5.2.2 CLASIFICACIÓN QUÍMICA

Grasas y Aceites (Handbook, 1994, Pp. 59-64)

3.5.2.3 FUNCIONES

Regenera y nutre la piel, hidratante, cicatrizante, emoliente. (Handbook, 1994, Pp. 59-64), (Fitoterapia. Vademécum de prescripción. Plantas medicinales, 1998, Pp. 125-126, 294-295, 402)

3.5.2.4 PRODUCTOS EN LOS QUE SE UTILIZA

El aceite de Rosa Mosqueta es usado por la industria cosmética para potenciar el poder regenerador de cremas, geles. Es recomendado para uso en cremas faciales, lociones corporales y productos para el cuidado del cabello y productos de protección solar (Fitoterapia. Vademécum de prescripción. Plantas medicinales, 1998, Pp. 125-126, 294-295, 402)

3.5.2.5 PROPIEDADES FÍSICAS

Tabla No. 3.3: Propiedades Físicas del Aceite de Rosa Mosqueta

CARACTERÍSTICAS	ESPECIFICACIONES
Apariencia:	Aceite viscoso color amarillo
Índice de acidez mg KOH/g:	Máximo 2
Índice de Peróxidos meq O₂/Kg:	Máximo 8
Índice de saponificación mg KOH/g:	175-195
Índice de yodo g I₂/100g:	165 – 195
Índice de refracción a 25°C:	1.4750- 1.4810
Solubilidad:	Es soluble en otros aceites vegetales, ésteres emolientes y solventes orgánicos. Es insoluble en agua y etanol.

Fuente; (Certificado de Análisis del Aceite de Rosa Mosqueta, 2011, Quinfica).

3.5.2.6 ESTABILIDAD Y CONDICIONES DE ALMACENAMIENTO

Mantenga el contenedor bien cerrado. Evite la luz solar directa, fuentes de calor, y agentes de oxidación fuertes. Almacenar a temperatura ambiente. Es estable si es usado correctamente.

3.5.2.7 CONSTITUYENTES

Este aceite contiene altos niveles de ácidos grasos esenciales poliinsaturados, especialmente linoléico (39%), Oleico y linolénico (41%)^(Fitoterapia. Vademécum de prescripción. Plantas medicinales, 1998, Pp. 125-126, 294-295, 402).

3.5.2.8 PRECAUCIÓN/INTOXICACIONES

Conviene añadir algún producto para evitar la oxidación del aceite^(Fitoterapia. Vademécum de prescripción. Plantas medicinales, 1998, Pp. 125-126, 294-295, 402).

3.6 EXTRACTOS BOTÁNICOS

En la práctica de extracción para materiales de origen botánico, los constituyentes de interés son completamente o parcialmente separados de otros componentes con la ayuda de agua, alcohol, mezclas de alcohol-agua, u otros solventes adecuados. Este proceso de extracción incluye la extracción de los constituyentes deseados de la planta con una disolución adecuada, evaporación de todo o casi todo el solvente, y el ajuste de los fluidos residuales, masas, o polvos a los estándares prescritos. Los extractos se deben sujetar a procesos que incrementen el contenido de los constituyentes caracterizados, disminuir el contenido de constituyentes indeseados, o ambos. Los extractos se pueden definir como preparaciones de consistencia líquida, sólida o semisólida. Los productos obtenidos son extractos fluidos, extractos en forma de polvo o extractos semisólidos ^(USP 29, 2006, Pp.2840-2841).

3.6.1 MÉTODOS DE EXTRACCIÓN:

3.6.1.1 **PERCOLACIÓN:** En la manufactura de los extractos, la percolación es muy utilizada. El material crudo a extraer se reduce a un tamaño de partícula adecuado si es necesario, después se mezcla con un solvente específico y se deja en reposo cerca de 15 minutos, la mezcla se transfiere a un percolador y se agrega una cantidad suficiente del solvente específico para cubrir completamente la materia sólida. La mezcla se deja percolando lentamente (a un rango de 10mL por minuto para 1000g de material) la materia siempre debe estar cubierta por una capa de solvente. El residuo se presiona, y el fluido obtenido se combina y se concentra generalmente por destilación a presión reducida, para someter lo menos posible las materias a calor ^(USP 29, 2006, Pp.2840-2841).

3.6.1.2 **MACERACIÓN:** El material crudo se reduce a un tamaño adecuado, se mezcla con el solvente de extracción específico y se deja en reposo a temperatura ambiente, en un contenedor cerrado, durante un tiempo apropiado y con agitación frecuente hasta que la materia soluble se haya disuelto. La mezcla se filtra y el material se lava con el mismo solvente de maceración. Los

filtrados se combinan y se concentran a las consistencias deseadas^(USP 29, 2006, Pp.2840-2841).

3.7 NONI (*Morinda citrifolia*)

3.7.1 DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DE LA PLANTA

Es un pequeño árbol o arbusto que puede crecer hasta una altura de casi 7 metros, tiene hojas perennes grandes y sus pequeñas flores blancas florecen en diferentes épocas del año. Estas flores se desarrollan en una fruta de unos 8 centímetros de largo, de superficie irregular y con pintas. Al madurar la piel blanco-amarillento se vuelve algo translúcida. La fruta contiene numerosas semillas marrones con vejigas de aire que permiten que las semillas floten en agua^(Solomon, 1998, Pp. 17-18, 34-38).



Tabla No. 3.4; Clasificación Botánica:

Nombre Botánico	Morinda citrifolia
Nombre Común:	Noni
Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Gentinales
Familia:	Rubiácea
Subfamilia:	Rubioideae
Género:	Morinda
Especie:	M. Citrifolia

Fuente: (Solomon, 1998, Pp.17-18, 34-38).

3.7.2 HABITAT

El noni ha crecido tradicionalmente en una gran extensión de ambientes, incluyendo terreno rocoso, tierras bajas fértiles, y zonas arenosas^(Solomon, 1998, Pp. 17-18, 34-38).

3.7.3 USOS Y PROPIEDADES MEDICINALES

El Noni es una planta que ha sido introducida recientemente en América central, esta ha sido utilizada en varios países generalmente como Suplemento Dietético alimenticio por sus bondades nutricionales. A esta planta se le atribuyen muchos beneficios para la salud tales como aumento de los niveles de energía, estimulación y fortalecimiento del sistema inmunitario, combate del crecimiento de células cancerosas, regeneración de células en mal estado (propiedad que ayuda a mejorar cuadros de diabetes y algunos tumores cancerosos), actividad antiinflamatoria, disminuye la hipertensión, arterial. Otras investigaciones indican que el noni posee propiedades antimicrobianas potentes, la botánica Julia Morton explica que el noni ha sido usado como vermífugo. Investigaciones actuales respaldan el uso histórico del noni como agente antimicrobiano. Bushnell y sus colaboradores encontraron que el noni poseía propiedades antibacterianas contra varias cepas de bacterias: *P. aeruginosa*, *M. pyrogenes* y *E. coli*, *salmonella typhosa*, *proteusmorganii*, *staphylococcus aureus* ^(Navarre, 2001, Pp.320).

3.7.4 COMPOSICION QUÍMICA Y PRINCIPIOS ACTIVOS:

En el noni se encuentran diversos principios químicos dependiendo de la parte de la planta de la que se esté hablando, tales como: La escopoletina, serotonina, damnacantal, rutina, terpenos, esteroides, xeronina, ácido ascórbico, ácido linoléico, bioflavonoides, glucopiranosas, acubina, asperulósido, ácidos caproico y caprílico, quercetin, hierro, zinc, norepinefrina y selenio entre otros ^(Solomon, 1998, Pp. 17-18, 34-38, 55-70).

A continuación se detalla la información encontrada sobre el contenido de principios activos, según la parte utilizada de la planta y sus acciones farmacológicas:

3.7.4.1 FRUTO

El jugo del fruto tiene 2 glucósidos, 6-O-(beta-D-glucopiranosil)-1-O-octanoil-beta-D-glucopiranososa y ácido asperulosídico.

Otros compuestos han sido encontrados en el jugo del fruto. Se han identificado 2 glucósidos más: 6-O-(beta-D-glucopiranosil)-

1-O-hexanoil-beta-D-glucopiranososa y 3-metilbut-3-enil 6-O-beta-D-glucopiranosil-beta-D-glucopiranosido.

Además, en la fracción del fruto soluble en n-butanol fueron identificados los glucósidos, rutina y ácido asperulosídico; así como, un éster ácido graso trisacárido identificado como 2,6-di-O-(beta-D-glucopiranosil)-1-O-octanoil-beta-D-glucopiranososa. ^(Morón y Morón, 2004).

3.7.4.2 Hoja

Las hojas contienen un dímero iridoide formado por 2 unidades de iridoideas unidos por un grupo éter.

En la hoja se identificaron 1 glucósido iridoide y 5 glucósidos flavonoles. El iridoide existe como mezcla epimérica en solución.

El Dr. Francisco J. Morón y la Dra. Déborah Morón publicaron que todos estos compuestos tuvieron actividad secuestradora de radicales libres, efecto antioxidante in vitro.

Otros estudios informan que la hoja contiene el glucósido iridoide, citrifolinosida A, y los iridoideas asperulosida y ácido asperulosídico. Además, las hojas tienen un benzofurano (5-benzofurano ácido carboxílico-6-formil metil éster) y un bis-nor-isoprenoide (4-(3'(R)-hidroxibutil)-3, 5,5, trimetil-ciclohex-2-en-1-ona). El extracto alcohólico de hojas tiernas mostró actividad antihelmíntica in vitro contra *Áscaris lumbricoides* humano ^(Morón y Morón, 2004).

3.7.4.3 Raíz

La raíz del Noni contiene Demnacantal, una antraquinona aislada de la raíz ^(Morón y Morón, 2004).

3.8 ESTUDIOS SOBRE EL TEMA:

En Guatemala aún no se han realizado estudios que evalúen la capacidad del noni como antioxidante en aceites utilizados en productos cosméticos, ni existen datos que indiquen a que concentraciones el noni presenta actividad antioxidante. Sin embargo existen otros estudios relacionados con el tema, los cuales se mencionan a continuación:

- Actualmente se está realizando un estudio sobre la “Determinación de actividad antioxidante del extracto etanólico del Laurel (*Litsea Guatemalensis*) en emulsiones cosméticas”.
- Así como también un estudio sobre "Evaluación de la actividad antioxidante del extracto de romero (*rosmarinus officinales*) en una emulsión cosmética del tipo agua en aceite.
- En el 2009. Córdova Lemus Dina Jocabed, Dardón Juárez Roxana Maribel, Gonzales de León José Emilio, Menendez Leiva María Cristina. Realizaron. “Determinación de la actividad antioxidante de especies nativas y su posible fuente para desarrollo de nutracéuticos”. En esta investigación se concluyó que todas las especies estudiadas presentaron grupos químicos con actividad antioxidante.
- Valle Juárez, Keila Teresa. (2006). Realizó “Evaluación de la capacidad antioxidante del extracto de romero en aceite de girasol, maleato de aceite de soya, lanolina y manteca de cacao, utilizadas en fase oleosa de emulsiones cosméticas”. En esta investigación se concluyó que el extracto de romero presenta efecto antioxidante a las diferentes temperaturas ensayadas al 0.1 y 0.2%.
- Torres Cardona, Noe Fernando. (2002). Realizó la “Validación de Metodología analítica para determinar la capacidad autooxidativa de materias primas utilizadas en fase oleosa de emulsiones cosméticas”. En esta investigación se concluyó que la metodología adecuada para determinar la capacidad autooxidativa en fase oleosa de crema cosméticas, corresponde al uso de cámaras de estabilidad a 37°C, 45°C y condiciones ambientales de luz y aire; con resultados exactos, precisos y confiables.
- Orozco Godínez, Irma Nohemí. (1991). Realizó la “Comparación del efecto antioxidante en aceite vegetal de fracciones obtenidas de

propóleos guatemalteco”. En esta investigación se concluyó que el extracto etéreo presentó un mayor efecto antiperóxido comparado con el control.

- Se ha descubierto que el noni incluye dentro de sus componentes químicos el ácido ascórbico, flavonoides, enzimas, oligoelementos y otras sustancias, las que en general pueden presentar propiedades antioxidantes entre otras^(Solomon, 2000, Pp. 17-18, 34-38).
- Otras investigaciones indican que el noni posee propiedades antimicrobianas potentes, la botánica Morton, J. (2000) explica que el noni ha sido usado como vermífugo. Investigaciones actuales respaldan el uso histórico del noni como agente antimicrobiano.

Bushnelly sus colaboradores encontraron que el noni poseía propiedades antibacterianas contra varias cepas de bacterias: *P. aeruginosa*, *M. pyrogenes* y *E. coli*, *salmonella typhosa*, *proteusmorganii*, *staphylococcus aureus*^(Solomon, 1998, Pp. 17-18, 34-38).

- Diversos testimonios de médicos y pacientes aseguran que el Noni contiene varios antioxidantes que actúan impidiendo la acción de los Radicales libres causantes del envejecimiento^(Solomon, 2000, Pp. 17-18, 34-38).

4. JUSTIFICACIÓN

Las propiedades más importantes de los productos cosméticos son, su utilidad y el aspecto que ofrecen al consumidor. Una de las características más evidente y por lo general más elemental en un producto cosmético es su capacidad de mantener por determinado tiempo sus propiedades originales dentro de las especificaciones de calidad establecidas, es decir, su capacidad de ser estable.

Desafortunadamente estas características pueden deteriorarse por la oxidación de las grasas y aceites que son utilizados ampliamente en la formulación de dichos productos.

La capacidad del oxígeno atmosférico de actuar como agente oxidante para grasas, ácidos grasos y muchas otras sustancias orgánicas es de importancia comercial. En los cosméticos, normalmente los efectos de la oxidación pueden conducir a una descomposición completa. Pues los productos sufren cambios tanto físicos como químicos. Además se debe tomar en cuenta que este fenómeno tiene lugar con un coeficiente de velocidad logarítmica de modo que es importante detener tal oxidación tan pronto como sea posible en la vida de una sustancia.

Es por ello que los Estudio de la Rancidez revisten gran importancia, para la debida conservación de los lípidos en el sentido de retardar el enranciamiento, que no sólo determina profundas modificaciones organolépticas como olor y sabor desagradable o repugnante sino alteraciones de carácter tóxico para el consumidor.

Para evitar que se desarrolle este proceso es fundamental el uso de antioxidantes que sean efectivos, de bajo costo y que sean inocuos para el ser humano, es por ello importante la evaluación de la capacidad antioxidante del extracto de noni, que permita comprobar su actividad antioxidante para de esta forma poder tener alternativas menos dañinas que los antioxidantes sintéticos y que además se aprovechen los beneficios que se derivan de esta planta.

5. OBJETIVOS

5.1 OBJETIVO GENERAL

- 5.1.1 Evaluar la capacidad antioxidante del extracto etanólico de Noni (*Morinda citrifolia*) a una concentración de 0.1% en aceites utilizados en productos cosméticos.

5.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- 5.2.1 Determinar el efecto antioxidante del extracto etanólico de Noni (*Morinda citrifolia*) a una concentración de 0.1% en aceite de linaza y rosa mosqueta, utilizados en productos cosméticos.
- 5.2.2 Comparar el efecto antioxidante del extracto etanólico de Noni (*Morinda citrifolia*) a una concentración de 0.1% con respecto al efecto del BHT.

6. HIPÓTESIS

- 6.1 El extracto etanólico de Noni (*Morinda citrifolia*) a una concentración de 0.1% ejerce un efecto antioxidante en el aceite de Linaza y aceite de Rosa Mosqueta utilizados en la industria cosmética.

7. MATERIALES Y MÉTODOS

7.1 UNIVERSO Y MUESTRA

7.1.1 UNIVERSO:

- Extracto etanólico de Noni (*Morinda citrifolia*)
- Aceites comerciales utilizados en la industria cosmética que son susceptibles a sufrir reacciones de autooxidación.

7.1.2 MUESTRA:

Material a Evaluar	Aceite de Linaza			Aceite de Rosa Mosqueta		
Condiciones de Almacenamiento						
40°C	X1	X2	X3	X1	X2	X3
Luz Natural Difusa	X1	X2	X3	X1	X2	X3
Aire (Frascos sin tapa)	X1	X2	X3	X1	X2	X3

X1: Aceite con extracto de Noni al 0.1%

X2: Aceite con BHT al 0.1%

X3: Blanco (Aceite Puros)

Se realizó el análisis en dos aceites comerciales, aceite de linaza y aceite de rosa mosqueta cada uno con tres tratamientos diferentes (Aceites con extracto de Noni, Aceites con BHT y aceites puros) en tres condiciones de almacenamiento diferentes (40°C, Aire, Luz Natural Difusa), según lo establecido en el Reglamento Técnico Centroamericano las condiciones de almacenamiento para realizar estudios acelerados de estabilidad a productos líquidos o semisólidos que no requieren refrigeración deben ser $40^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}$, sin embargo en esta investigación se utilizaron 2 condiciones más, a temperatura ambiente pero expuestas a la luz y al aire respectivamente, para evaluar las diferencias entre los resultados de dichos factores que influyen en el proceso de la autooxidación (Reglamento Técnico Centroamericano 11.014.04:05, 2006, pp.1-12).

7.2 MEDIOS:

7.2.1 RECURSOS HUMANOS

- Autora: Ana Lucia Marroquin Santos
- Asesora: Licda. Julia Amparo García Bolaños

7.2.2 RECURSOS INSTITUCIONALES

- LIPRONAT
- LABORATORIOS SCENTIA

7.2.3 RECURSOS MATERIALES

7.2.3.1 Equipo:

- Agitador Magnético
- Balanza Analítica
- Balanza Semianalítica
- Estufa eléctrica
- Horno
- Pizeta
- Soporte Universal
- Pinzas de metal
- Espátula
- Campana de Extracción

7.2.3.2 Cristalería:

- Beacker de 500mL
- Buretas volumétricas de 50mL graduada en 0.1mL.
- Erlenmeyer de 250 mL con tapón de vidrio esmerilado
- Pipeta Volumétrica de 1mL
- Pipeta serológica de 10mL
- Probeta de 100mL
- Probetas de 10 mL
- Varilla de Agitación

NOTA:

Todo el equipo utilizado debe estar libre de sustancias reductoras u oxidantes.No utilizar grasa (vaselina, silicón u otro tipo) en las superficies.

7.2.3.3 Reactivos y Materias primas a utilizar

- Agua Desionizada
- Etanol
- Aceite de Linaza grado cosmético
- Aceite de Rosa Mosqueta grado cosmético
- Solución Ácido acético: Cloroformo (3:2).
- Solución acuosa saturada de yoduro potásico, recién preparada, exenta de yodo y yodatos.
- Solución acuosa de tiosulfato sódico 0.01N valorada exactamente.
- Solución acuosa de almidón 10g/L, recién preparada².

7.3 METODOLOGÍA:**7.3.1 PREPARACIÓN DEL EXTRACTO:**

- **PERCOLACIÓN:**
 - Se realizó una extracción por solventes para la cual se utilizó etanol al 70% (Previo a realizar la extracción por el método de percolación se realizó una prueba de solventes con etanol al 95, 70, 50 y 35%, logrando mayor porcentaje de rendimiento con etanol al 70%).
 - Se lavó con agua potable 400g de la fruta madura en estudio y se le extrajo la semilla.
 - Se colocó en el percolador, se agregaron 3lts de etanol al 70% y se dejó reposar por 48horas.
 - Se realizaron 5 lavadas y el fluido obtenido se concentrómediante un rotavapor(para eliminar el solventa presión reducida, para someter lo menos posible las materias a calor) ^(USP 29, 2006, Pp.2840-2841).
 - Al final de las extracciones se pesó el total del extracto obtenido y se almacenó en un frasco ámbar.

²Para preparación de Reactivos. ver Anexos.

7.3.2 UTILIZACIÓN DEL EXTRACTO EN LAS MATERIAS PRIMAS Y MEDICIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE:

7.3.2.1 Muestras Tratadas con Extracto de Noni al 0.1%:

- En un Beacker de tamaño adecuado colocar 180 g del aceite a evaluar y agregar 0.1% de Extracto de Noni (realizar el mismo procedimiento para ambos aceites).
- Luego repartir los 180 gramos preparados anteriormente en alícuotas de 5 gramos cada una y colocarlos en un recipiente hermético, almacenarlo en horno a 40°C, realizar el mismo procedimiento para la materia prima que se expone a la luz y al aire.
- Pesarse el equivalente a cinco gramos de analito y determinar el valor de peróxido.
- Cerrar el recipiente hermético en donde se encuentra la muestra y colocar nuevamente en el horno o expuesto a la luz y aire.
- Cada 7 días se determinó el índice de peróxidos (por un tiempo total de 21 días, es decir, se realizaron 4 lecturas).
- Cada tiempo de análisis se hizo por triplicado.

7.3.2.2 Muestras Tratadas con BHT al 0.1%:

- En un Beacker de tamaño adecuado colocar 180 g del aceite a evaluar y agregar 0.1% de BHT (realizar el mismo procedimiento para ambos aceites).
- Luego repartir los 180 gramos preparados de acuerdo al procedimiento anterior, en alícuotas de 5 gramos cada una y colocarlos en un recipiente hermético, almacenarlo en horno a 40°C, realizar el mismo procedimiento para la materia prima que se expone a la luz y al aire.
- Pesarse el equivalente a cinco gramos de analito y determinar el valor de peróxido.
- Cerrar el recipiente hermético en donde se encuentra la muestra y colocar nuevamente en el horno o expuesto al sol y aire.
- Cada 7 días se determinó el índice de peróxidos.
- Cada tiempo de análisis se realizó por triplicado.

7.3.2.3 Aceites Puros, Blanco :

- Pesar 180 gramos de aceite y repartirlo en alícuotas de 5 gramos cada una y colocarlos en un recipiente hermético, almacenarlo en horno a 40°C, realizar el mismo procedimiento para la materia prima que se expone a la luz y al aire.
- Pesar el equivalente a cinco gramos de analito y determinar el valor de peróxido.
- Cerrar el recipiente hermético en donde se encuentra la muestra y colocar nuevamente en el horno o expuesto al sol y aire.
- Cada 7 días se determinó el índice de peróxidos.
- Cada tiempo de análisis se realizó por triplicado.

7.3.3 ÍNDICE DE PERÓXIDOS:

El índice de peróxidos es el número que expresa, en miliequivalentes de oxígeno activo, la cantidad de peróxidos contenidos en 1000g de la sustancia.

NOTA: Esta prueba se realizó inmediatamente después de tomar la muestra para evitar oxidación de la muestra de prueba.

MUESTRA:

Tener el cuidado de que la muestra sea tomada adecuadamente según la condición de almacenamiento en la que se encuentre, una vez tomada la muestra cerrar el envase herméticamente y regresarlo a su lugar de almacenamiento.

7.3.4 PROCEDIMIENTO:

- Colocar aproximadamente 5g de la sustancia, pesada con exactitud, en un matraz erlenmeyer de 250 mL con tapón de vidrio esmerilado.
- Agregar 30 mL de una mezcla de ácido acético glacial y cloroformo en proporción 3:2.
- Agitar hasta disolver y agregar 0.5mL de solución de yoduro de potasio saturada.
- Agitar durante un minuto exactamente y agregar 30 mL de agua.

- Valorar con tiosulfato de sodio 0.01N *SV*, agregando lentamente la solución volumétrica con agitación continua, hasta que el color amarillo desaparezca casi por completo.
- Agregar 5mL de almidón *SR* y continuar la volumetría agitando enérgicamente, hasta que desaparezca el color azul.
- Realizar una determinación con un blanco bajo las mismas condiciones.
- **NOTA:** El volumen de la solución volumétrica empleada en la determinación con el blanco no debe exceder 0.1mL.

7.3.5 EXPRESIÓN DE LOS RESULTADOS:

El índice de peróxidos (IP), expresado en miliequivalentes de oxígeno activo por kilogramo de grasa se calcula mediante la fórmula siguiente:

$$IP = V + T \times 1000 / M$$

Donde:

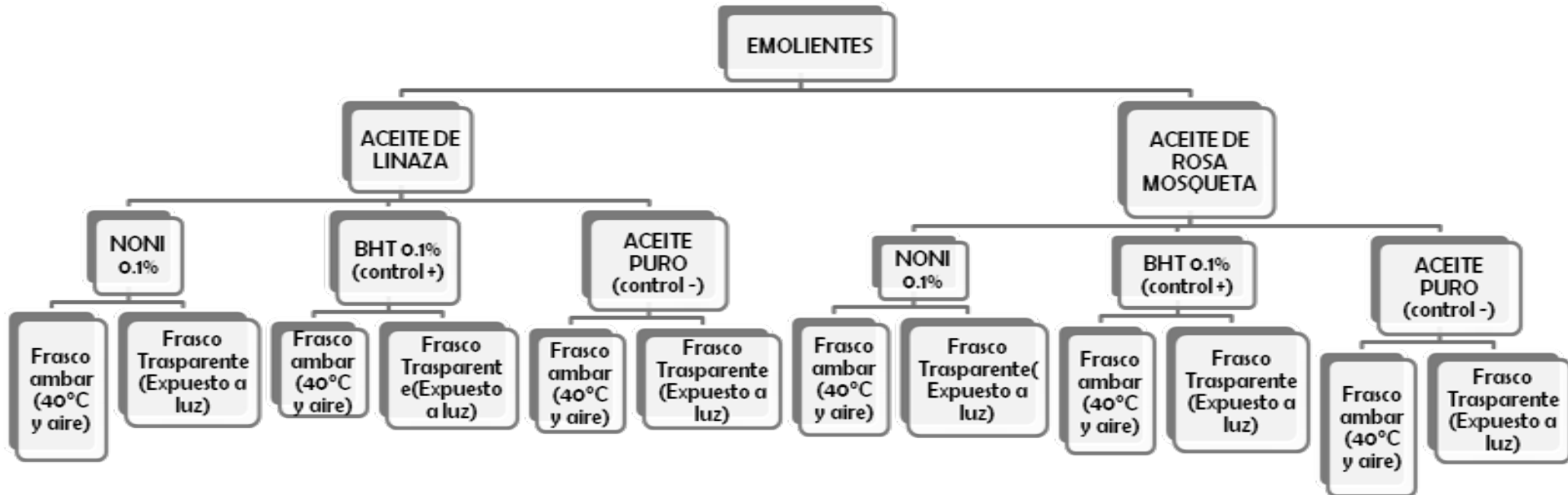
V es el número de mililitros de solución de tiosulfato de sodio usada en el ensayo, corregidos tomando en cuenta el ensayo en blanco (La diferencia entre los volúmenes, en mL, de tiosulfato de sodio 0.01N consumido por la prueba y por el blanco).

T es la normalidad exacta de la solución de tiosulfato sódico empleada

M es el peso en gramos de la muestra.

7.4 DISEÑO DE INVESTIGACIÓN:

7.4.1 TIPO DE DISEÑO: Estratificado o Jerárquico con medidas repetidas.



- 7.4.1.1 Condiciones de Almacenamiento: Son constantes para todas las muestras (40°C, Luz natural difusa, aire frascos sin tapa).
 - 7.4.1.2 Número de Réplicas: Mínimo 3 réplicas por combinación.
 - 7.4.1.3 Medidas Repetidas: En 4 tiempos (tiempo 0, tiempo 1(7 días), tiempo 2(14 días), tiempo 3 (21 días)).
- 7.4.2 **ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE RESULTADOS:** Se realizó un análisis de varianza para un diseño estratificado en 3 etapas, a un nivel de significancia $\alpha = 0.05$. Se evaluó las diferencias entre los dos tipos de frascos [1) ámbar de vidrio los cuales fueron almacenados a dos condiciones diferentes 40°C y expuestos al aire y 2) frascos de plástico transparentes los cuales fueron expuestos a la luz], diferencias entre tratamientos (Noni 0.1%, BHT 0.1% Y Blanco) y entre tipos de aceite (linaza y rosa mosqueta).
- Debido a que en el análisis de varianza no se encontró diferencia significativa entre los tres tratamientos (Noni 0.1%, BHT 0.1% Y Blanco), solamente se encontró diferencia significativa entre las condiciones de almacenamiento (40°C, Luz y aire) por lo que se efectuó la prueba post ANDEVA para verificar con cuál de las condiciones fue que se obtuvo la diferencia significativa.

8. RESULTADOS

Se realizó un extracto etanólico de la fruta madura por el método de percolación, utilizando alcohol al 70% ya que fue el solvente con el que se logro mayor porcentaje de rendimiento en la prueba de solventes. La concentración del extractose obtuvo con el peso de la fruta inicial (g) y el peso final del extracto obtenido.

Tabla No. 8.1: Extracto Etanólico de Noni (*Morinda citrifolia*):

	Peso Inicial de la Fruta (g)	Peso Final del Extracto Etanólico (g)	Concentración p/p	Porcentaje de Rendimiento
Extracto de Noni	400g	51.1486g	7.82%	12.78%

Fuente; Datos Experimentales.

En base a los datos de la tabla anterior se realizaron los cálculos necesarios para conocer la cantidad de extracto a agregar para tener en las muestras 0.1% del extracto. Seguidamente el extracto de la fruta fue incorporado en las dos diferentes materias primas en las que se evaluó la capacidad antioxidante (aceite de linaza y rosa mosqueta) para ser comparado contra la acción del BHT que también se agregó a las muestras en una concentración de 0.1%, y contra el control negativo que correspondía a los aceites en su estado puro (aceites sin antioxidante).

El método utilizado para evaluar la capacidad antioxidante fue el método de índice de peróxidos (IP), que determina la cantidad de compuestos intermedios formados en las reacciones de oxidación, por lo que se utilizó para determinar el estado de oxidación de las materias primas. Este parámetro se evaluó a tres condiciones de almacenamiento distintas: Luz natural difusa, aire, y 40°C.

A continuación se muestran los resultados del índice de peróxidos en donde se graficó el índice de peróxidos en meq O₂/Kg de grasa, en función del tiempo en semanas.

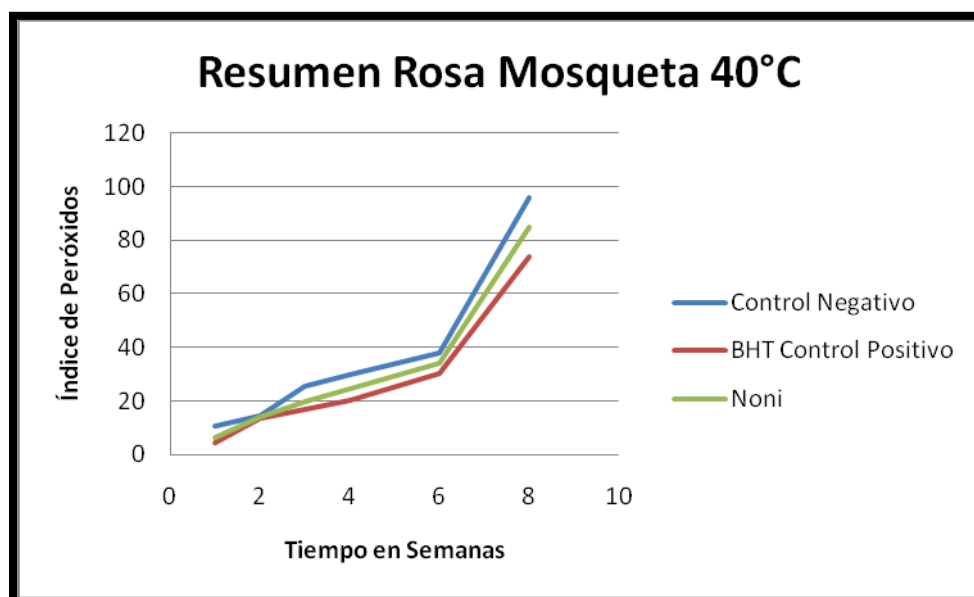
Tabla No. 8.2.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de rosa mosqueta en función del tiempo en semanas, muestras almacenadas a 40°C.

ÍNDICE DE PERÓXIDOS 40°C; ACEITE DE ROSA MOSQUETA			
TIEMPO (SEMANAS)	CONTROL NEGATIVO	CONTROL POSITIVO	NONI
1	10.76	4.36	6.33
2	14.40	13.63	13.89
3	25.38	16.62	19.64
4	29.88	20.41	24.46
6	37.81	30.14	34.21
8	96.10	74.08	84.67

Fuente: Datos Experimentales

Nota 1: Las condiciones de luz y aire para las muestras expuestas a 40°C son: en ausencia de luz (colocadas en envases ámbar) y exentas de entradas de aire (colocadas en envases serrados herméticamente).

Gráfica 8.1.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de rosa mosqueta en función del tiempo en semanas, muestras almacenadas a 40°C.



Fuente: Datos Experimentales

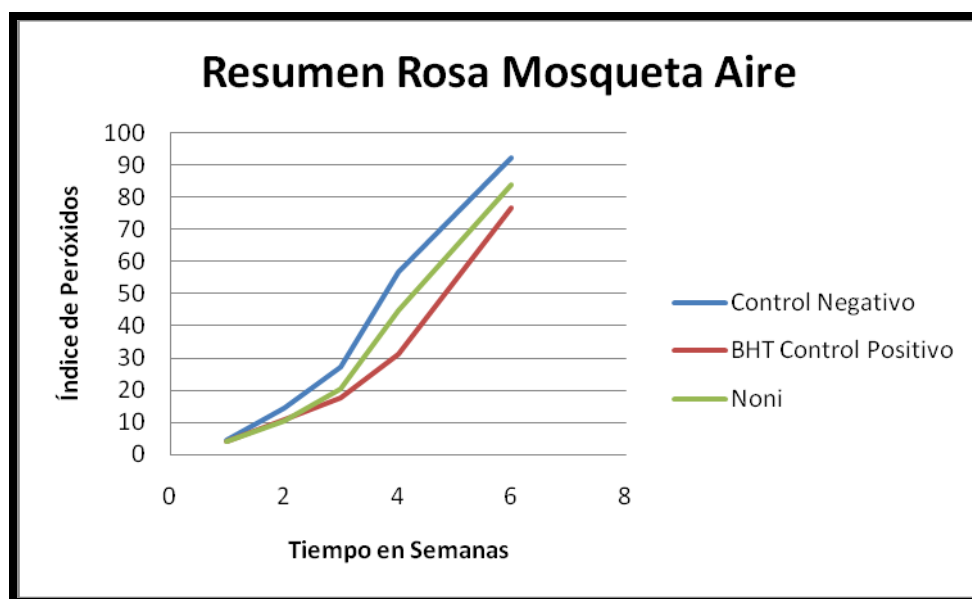
Tabla No. 8.3.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de rosa mosqueta en función del tiempo en semanas, muestras almacenadas expuestas al aire.

ÍNDICE DE PERÓXIDOS AIRE, ACEITE DE ROSA MOSQUETA			
TIEMPO (SEMANAS)	CONTROL NEGATIVO	CONTROL POSITIVO	NONI
1	4.39	4.03	4.00
2	14.60	10.69	10.32
3	27.06	17.70	20.58
4	56.57	31.22	44.75
6	92.38	76.58	83.83

Fuente: Datos Experimentales

Nota 2: Las condiciones de luz y temperatura para las muestras expuestas al aire son: temperatura ambiente y en ausencia de luz (colocadas en envases ámbar).

Gráfica 8.2.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de rosa mosqueta en función del tiempo en semanas, muestras almacenadas expuestas al aire.



Fuente: Datos Experimentales

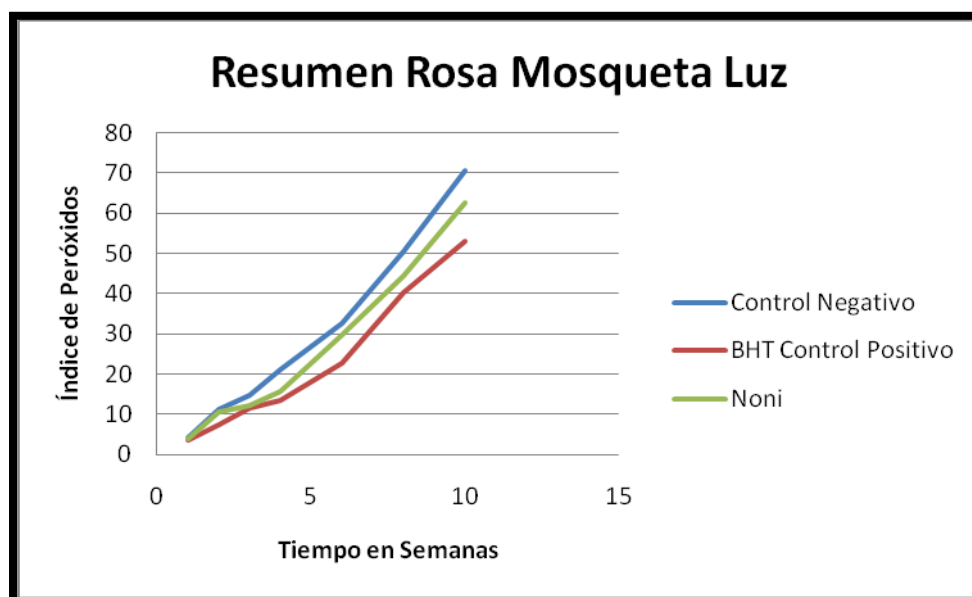
Tabla No. 8.4.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de rosa mosqueta en función del tiempo en semanas, muestras almacenadas expuestas a la luz.

ÍNDICE DE PERÓXIDOS, LUZ NATURAL DIFUSA, ACEITE DE ROSA MOSQUETA			
TIEMPO (SEMANAS)	CONTROL NEGATIVO	CONTROL POSITIVO	NONI
1	4.32	3.6	3.73
2	11.26	7.34	10.69
3	14.60	11.69	12.08
4	21.03	13.45	15.60
6	32.70	22.66	29.73
8	50.49	40.38	44.39
10	70.51	53.02	62.68

Fuente: Datos Experimentales

Nota 3: Las condiciones de temperatura y aire para las muestras expuestas a la luz son: temperatura ambiente y exentas de entradas de aire (colocadas en envases serrados herméticamente).

Gráfica 8.3.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de rosa mosqueta en función del tiempo en semanas muestras almacenadas expuestas a la luz.



Fuente: Datos Experimentales

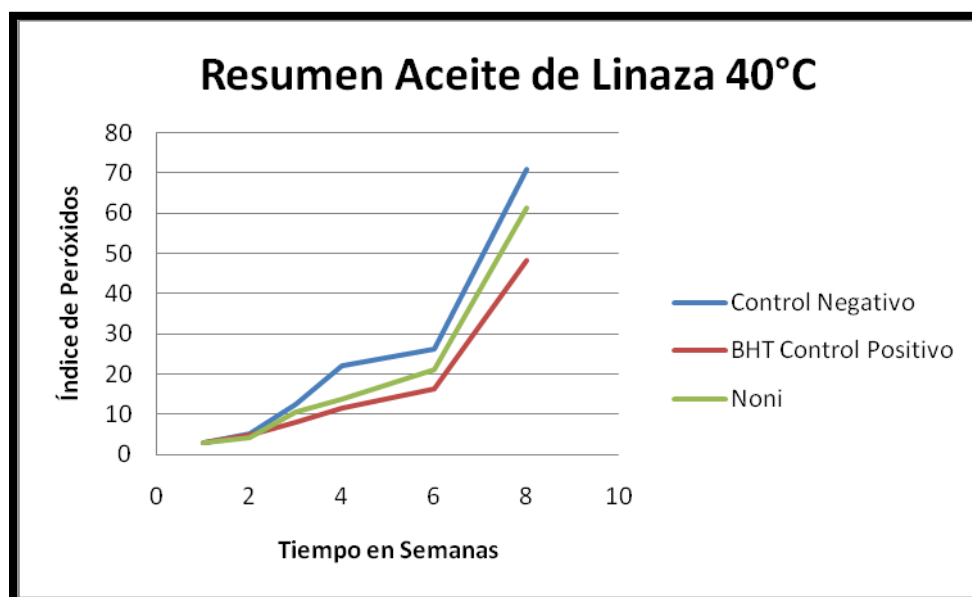
Tabla No. 8.5.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de Linaza en función del tiempo en semanas, muestras almacenadas a 40°C.

ÍNDICE DE PERÓXIDOS 40°C; ACEITE DE LINAZA			
TIEMPO (SEMANAS)	CONTROL NEGATIVO	CONTROL POSITIVO	NONI
1	2.89	2.89	2.88
2	5.28	4.9	4.33
3	12.40	8.19	10.60
4	21.97	11.41	13.74
6	26.23	16.35	21.13
8	70.92	48.35	61.30

Fuente: Datos Experimentales

Nota 4: Las condiciones de luz y aire para las muestras expuestas a 40°C son: en ausencia de luz (colocadas en envases ámbar) y exentas de entradas de aire (colocadas en envases serrados herméticamente).

Gráfica 8.4.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de linaza en función del tiempo en semanas, muestras almacenadas a 40°C.



Fuente: Datos Experimentales

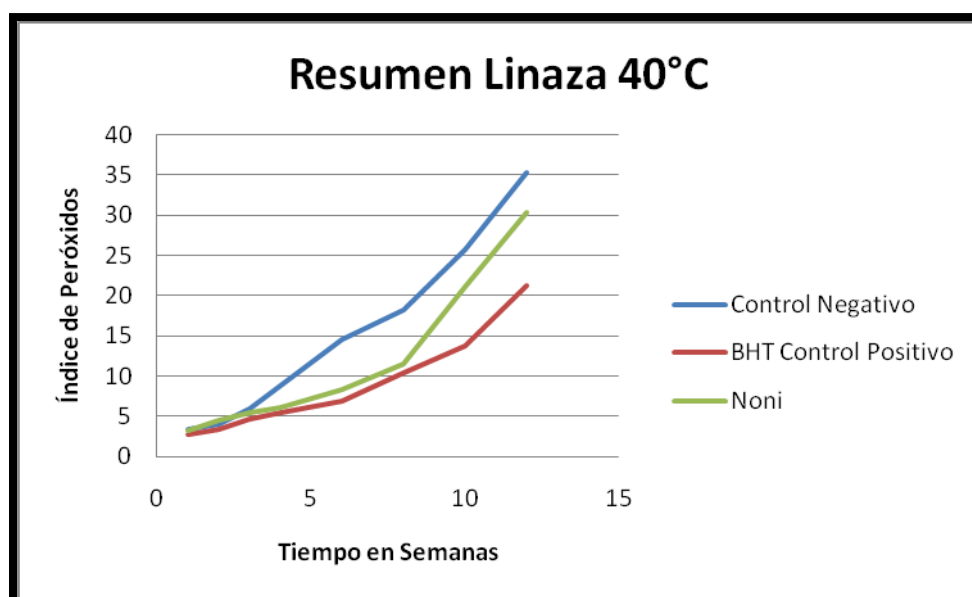
Tabla No. 8.6.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de Linaza en función del tiempo en semanas, muestras expuestas al aire.

ÍNDICE DE PERÓXIDOS AIRE, ACEITE DE LINAZA			
TIEMPO (SEMANAS)	CONTROL NEGATIVO	CONTROL POSITIVO	NONI
1	3.30	2.74	3.15
2	3.98	3.33	4.42
3	5.86	4.64	5.53
4	8.74	5.50	6.11
6	14.51	6.92	8.37
8	18.25	10.37	11.48
10	25.73	13.71	21.11
12	35.30	21.27	30.35

Fuente: Datos Experimentales

Nota5: Las condiciones de luz y temperatura para las muestras expuestas al aire son: temperatura ambiente y en ausencia de luz (colocadas en envases ámbar).

Gráfica 8.5.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de linaza en función del tiempo en semanas muestras expuestas al aire.



Fuente: Datos Experimentales

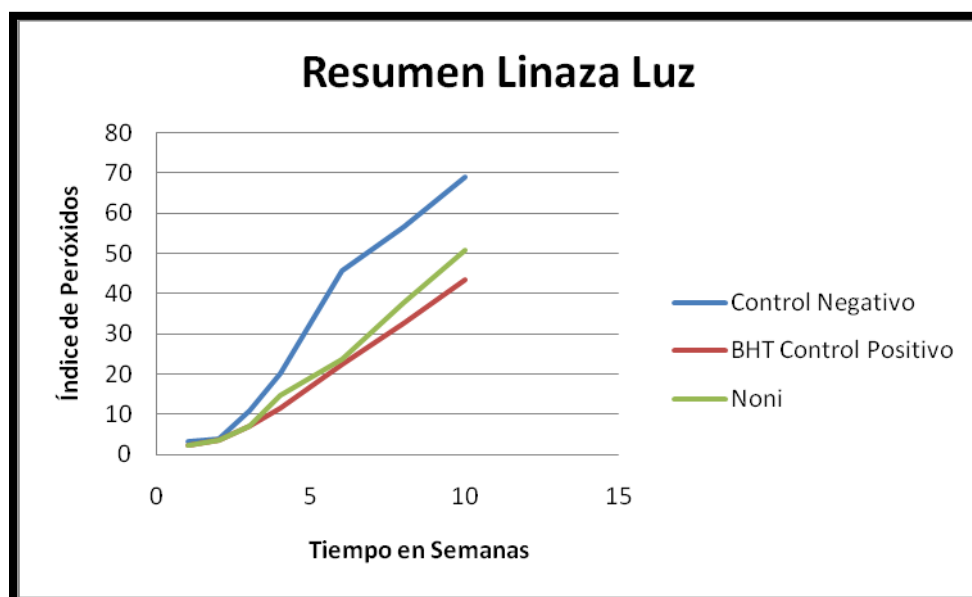
Tabla No. 8.7.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de Linaza en función del tiempo en semanas, muestras expuestas a la luz.

ÍNDICE DE PERÓXIDOS LUZ; ACEITE DE LINAZA			
TIEMPO (SEMANAS)	CONTROL NEGATIVO	CONTROL POSITIVO	NONI
1	3.27	2.41	2.30
2	4.04	3.56	3.60
3	10.77	7.04	7.22
4	20.27	11.48	14.72
6	45.62	22.47	23.54
8	56.66	32.51	37.79
10	68.92	43.38	50.98

Fuente: Datos Experimentales

Nota6: Las condiciones de temperatura y aire para las muestras expuestas a la luz son: temperatura ambiente y exentas de entradas de aire (colocadas en envases serrados herméticamente).

Gráfica 8.6.: Determinación del Índice de Peróxidos en meq O₂/Kg de aceite de linaza en función del tiempo en semanas, muestras expuestas a la luz.



Fuente: Datos Experimentales

8.1 RESUMEN DE LOS VALORES DE ÍNDICE DE PERÓXIDOS OBTENIDOS DURANTE 12 SEMANAS DE MEDICIÓN

Tabla No. 8.8.: Resumen de las medias de los valores de Índice de Peróxido y desviación estándar obtenidos de las tres repeticiones realizadas en cada medición para el aceite de rosa mosqueta.

TABLA RESUMEN ACEITE DE ROSA MOSQUETA						
	CONDICIONES	SEMANA	TIPO DE TRATAMIENTO			
			EXTRACTO DE NONI			
			0.1%	BHT 0.1%	ACEITES PUROS	
Envase de vidrio	40 °C	1	6.33 ± 4.24	4.36 ± 4.69	10.76 ± 1.48	
		2	13.89 ± 0.44	13.63 ± 0.36	14.40 ± 0.43	
		3	19.64 ± 2.05	16.62 ± 6.07	25.38 ± 4.60	
		4	24.46 ± 3.17	20.41 ± 5.24	29.88 ± 3.59	
		6	34.21 ± 3.88	30.14 ± 3.86	37.81 ± 1.43	
		8	84.67 ± 15.11	74.08 ± 14.19	96.10 ± 3.23	
	AIRE	1	4.00 ± 0.47	4.03 ± 0.50	4.39 ± 0.07	
		2	10.32 ± 0.24	10.69 ± 0.81	14.60 ± 0.29	
		3	20.58 ± 0.57	17.70 ± 1.06	27.06 ± 1.90	
		4	44.75 ± 4.65	31.22 ± 1.04	56.57 ± 5.08	
		6	83.83 ± 2.19	76.58 ± 1.25	92.38 ± 3.68	
	Envase de Plástico	LUZ NATURAL DIFUSA	1	3.73 ± 0.53	3.60 ± 0.32	4.32 ± 0.02
			2	10.69 ± 0.48	7.34 ± 1.50	11.26 ± 0.09
3			12.08 ± 0.56	11.69 ± 1.07	14.60 ± 0.46	
4			15.60 ± 0.30	13.45 ± 0.74	21.03 ± 0.75	
6			29.73 ± 0.51	22.66 ± 1.96	32.70 ± 1.07	
8			44.39 ± 1.75	40.38 ± 1.23	50.49 ± 1.00	
10			62.68 ± 2.13	53.02 ± 2.34	70.51 ± 2.86	

Fuente; Datos experimentales

Medias y desviaciones estándar de los valores de Índice de Peróxido, obtenidos de las tres repeticiones realizadas en cada medición para el aceite de rosa mosqueta en función del tiempo en semanas para los dos tipos de frasco y las tres condiciones de almacenamiento (40°C, luz y aire).

Tabla No. 8.9.:Resumen de las medias de los valores de Índice de Peróxido y desviación estándar obtenidos de las tres repeticiones realizadas en cada medición para el aceite de linaza.

TABLA RESUMEN ACEITE DE LINAZA					
	CONDICIONES	SEMANA	TIPO DE TRATAMIENTO		
			EXTRACTO DE NONI 0.1%	BHT 0.1%	ACEITES PUROS
Envase de vidrio	40 °C	1	2.88 ± 0.50	2.89 ± 0.09	2.89 ± 0.11
		2	4.33 ± 0.015	4.90 ± 0.46	5.28 ± 0.64
		3	10.60 ± 0.41	8.19 ± 0.75	12.40 ± 0.95
		4	13.74 ± 0.57	11.41 ± 1.07	21.97 ± 1.38
		6	21.13 ± 0.46	16.35 ± 1.00	26.23 ± 0.61
		8	61.3 ± 0.76	48.35 ± 2.86	70.92 ± 1.72
	AIRE	1	3.15 ± 0.48	2.74 ± 0.25	3.30 ± 0.68
		2	4.42 ± 0.18	3.33 ± 0.22	3.98 ± 0.50
		3	5.53 ± 0.50	4.64 ± 0.43	5.86 ± 0.09
		4	6.11 ± 0.09	5.50 ± 0.61	8.74 ± 0.87
		6	8.37 ± 1.09	6.92 ± 0.93	14.51 ± 0.24
		8	11.48 ± 1.39	10.37 ± 0.01	18.25 ± 2.10
		10	21.11 ± 1.84	13.71 ± 1.14	25.73 ± 4.14
		12	30.35 ± 0.87	21.27 ± 2.28	35.3 ± 3.06
Envase de Plástico	LUZ NATURAL DIFUSA	1	2.30 ± 0.48	2.41 ± 0.32	3.27 ± 0.57
		2	3.60 ± 0.24	3.56 ± 0.18	4.04 ± 0.47
		3	7.22 ± 0.33	7.04 ± 0.51	10.77 ± 0.2
		4	14.72 ± 1.71	11.48 ± 0.42	20.27 ± 0.25
		6	23.54 ± 0.40	22.47 ± 1.35	45.62 ± 3.65
		8	37.79 ± 0.65	32.51 ± 0.92	56.66 ± 1.17
		10	50.98 ± 6.36	43.38 ± 2.83	68.92 ± 2.98

Fuente; datos experimentales

Medias y desviaciones estándar de los valores de Índice de Peróxido, obtenidos de las tres repeticiones realizadas en cada medición para el aceite de linaza en función del tiempo en semanas para los dos tipos de frasco y las tres condiciones de almacenamiento (40°C, luz y aire).

8.2 ANÁLISIS ESTADÍSTICO;

Los resultados obtenidos fueron sometidos a un análisis de varianza para un diseño estratificado o anidado, a un nivel de significancia $\alpha = 0.05$., para comprobar si los diferentes factores en estudio (condiciones de almacenamiento, tipos de aceite, tratamientos) influyen o no en la variabilidad de los resultados de la capacidad antioxidante, observados mediante el método de Índice de Peróxidos.

En dicho análisis se obtuvieron los siguientes resultados:

No se encontró diferencia significativa entre tratamientos dando un valor $p = 0.630$, pero si hay diferencia entre tratamientos anidados en los aceites ($p < 0.0001$), lo que indica que los aceites presentan respuestas diferentes, pero que la respuesta entre tratamientos es similar.

Existe diferencia significativa entre las condiciones de almacenaje obteniendo un valor $p = 0.007$. No hay diferencia entre condiciones anidadas en los tratamientos ($p = 0.994$), lo que indica que las diferentes condiciones presentan respuestas diferentes, pero que dicha respuesta no representa diferencia entre los tratamientos.

A continuación se muestran los resultados obtenidos de forma gráfica:

**Tabla No. 8.10; Tabla de Análisis de Varianza;
Prueba de los Efectos Inter-sujeto**

Variable Dependiente: Índice de Peróxidos

FUENTE		SUMA DE CUADRADOS Tipo III	GRADOS DE LIBERTAD	MEDIA CUADRÁTICA	F	Sig.
Intercept	Hypothesis	197888,810	1	197888,810	67,931	,004
	Error	8347,997	2,866	2913,104 ^a		
Condiciones	Hypothesis	1150,528	2	575,264	22,158	,007
	Error	103,849	4	25,962 ^b		
Tratamiento(Condiciones)	Hypothesis	103,849	4	25,962	,055	,994
	Error	161403,291	339	476,116 ^c		
Tratamiento	Hypothesis	4729,772	2	2364,886	,562	,630
	Error	10278,044	2,444	4204,633^d		
Aceite(Tratamiento)	Hypothesis	13862,226	3	4620,742	9,705	,000
	Error	161403,291	339	476,116 ^c		

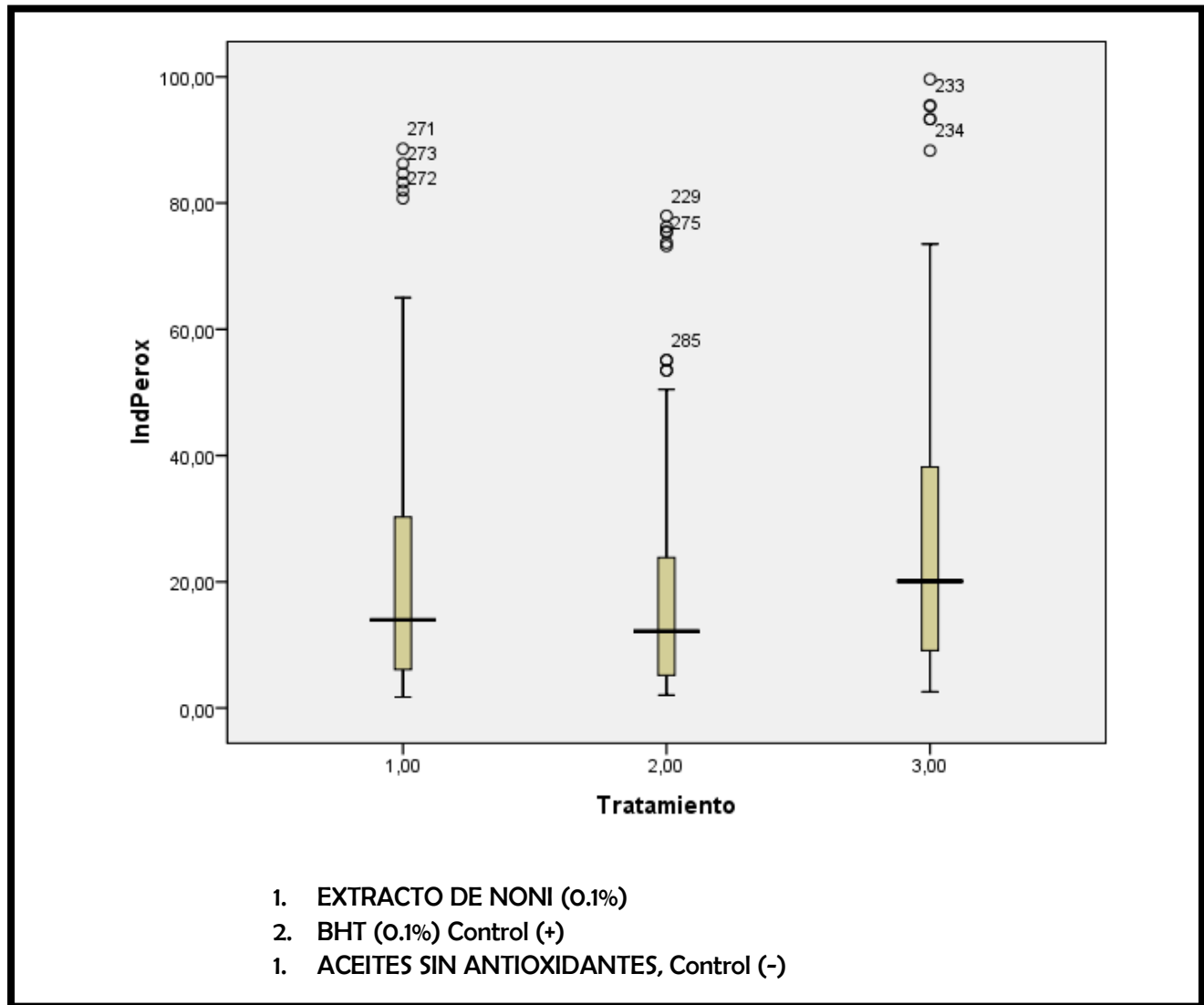
Fuente: Datos Experimentales

a. $MS(\text{Condiciones}) - MS(\text{Tratamiento}(\text{Condiciones})) + MS(\text{Tratamiento})$

b. $MS(\text{Tratamiento}(\text{Condiciones}))$

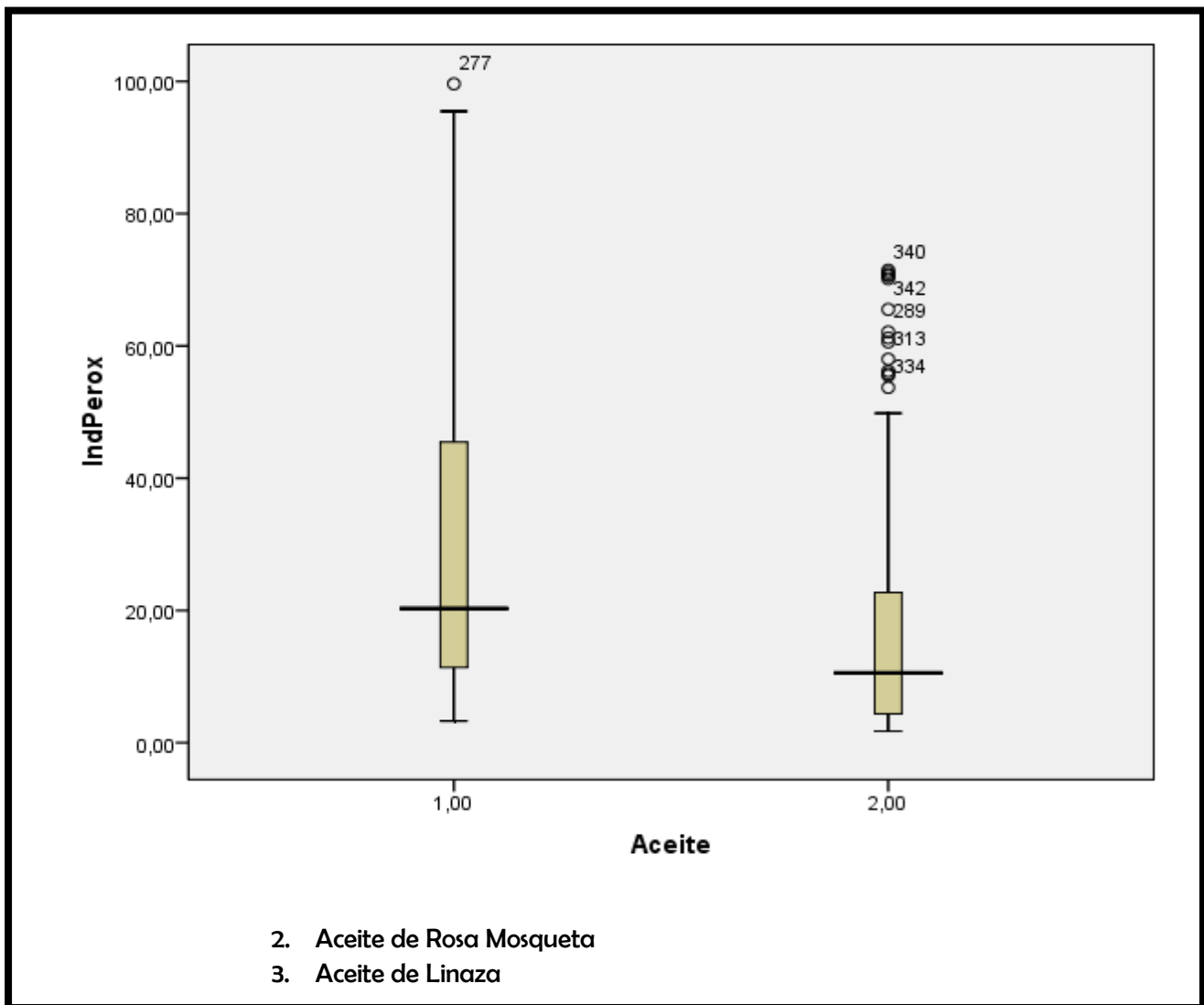
c. $MS(\text{Error})$

d. $MS(\text{Tratamiento}(\text{Condiciones})) + MS(\text{Aceite}(\text{Tratamiento})) - MS(\text{Error})$

Gráfica No. 8.7; Diferencia entre tratamientos;

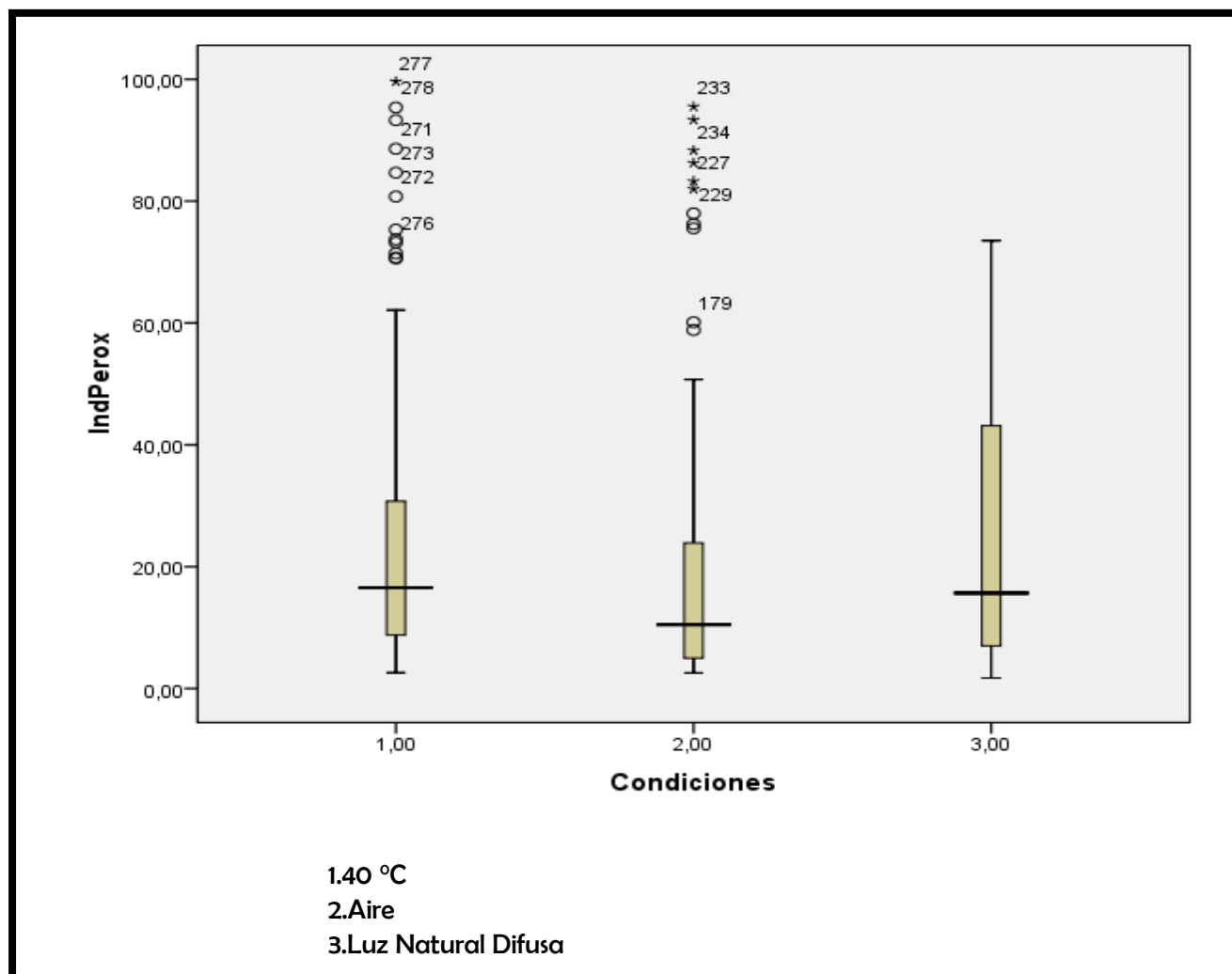
Fuente; Datos Experimentales

El análisis estadístico reveló que la diferencia entre los tratamientos no es significativa obteniendo como resultado un valor $p=0.630$.

Gráfica No. 8.8; Diferencia entre Aceites:

Fuente; Datos Experimentales

El aceite 2 que representa al aceite de linaza presenta valores significativamente inferiores en el índice de peróxido en comparación con el aceite número uno que representa al aceite de rosa mosqueta. Esto quiere decir que los aceites presentan diferente respuesta y que la diferencia es significativa.

Gráfica 8.9.; Diferencia entre Condiciones:

Se encontró que existe diferencia significativa entre las condiciones de almacenaje, ya que se obtuvo un valor $p=0.007$.

Siendo la condición 40°C, la que presenta mayor índice de peróxidos y la condición aire la que presenta un índice de peróxido menor.

Para comparar la diferencia entre las tres condiciones se realiza la prueba post ANDEVA de la MINIMA DIFERENCIA SIGNIFICATIVA DE FISHER (LSD.MDS) que indica que hay diferencia significativa entre las condiciones 40°C y aire ($p=0.0001$) y entre las condiciones aire y luz ($p<0.0001$), pero no hay diferencia significativa entre las condiciones 40°C y luz ($p=0.9080$). Es decir que la condición aire es la que presenta la diferencia significativa.

9. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

El principal objetivo de la investigación fue la evaluación de la capacidad antioxidante del extracto de *Morinda citrifolia* (Noni) en aceites utilizados en la industria cosmética, como alternativa de uso a los antioxidantes sintéticos. Según datos bibliográficos (ver antecedentes) esta planta posee gran cantidad de sustancias antioxidantes (rutina, ácido ascórbico, bioflavonoides) dentro de su composición, por lo que ofrece ser una buena alternativa para obtener materia prima natural que pueda ser utilizada en la industria cosmética.

Previo al estudio se realizó la elección de 2 aceites (aceite de linaza y de rosa mosqueta) los cuales poseen un alto contenido de ácidos grasos insaturados por lo que ofrecían una alta susceptibilidad a la autooxidación, lo que los hacía un buen modelo de estudio para poder evaluar la capacidad antioxidante del extracto de Noni. Luego se procedió a preparar un extracto etanólico de la fruta, estando está en su óptimo nivel de maduración de manera que sus activos se encontraran bien concentrados (punto porcelana), dicha extracción se llevo a cabo por el método de percolación con etanol al 70%, ya que fue este solvente el que dió mayor porcentaje de rendimiento al hacer la prueba de solventes con etanol al 95%, 70%, 50% y 35%, el extracto obtenido se concentró haciendo uso del rotavapor obteniendo 51.1486g en total del extracto a una concentración de 7.82%.

El extracto fue protegido de la luz y del oxígeno para controlar la oxidación y descomposición de los compuestos antioxidantes. Seguidamente el extracto etanólico (0.1%) fue incorporado en una muestra madre de cada una de las dos materias primas a evaluar (aceite de linaza y aceite de rosa mosqueta) la cual se dividió en alícuotas de 5g cada una, para de esta forma obtener el número de muestras necesarias para cada lectura a manera de evitar que éstas sufrieran oxidación por manipulación durante el análisis, dichas muestras se expusieron posteriormente a distintas condiciones de almacenamiento: 40 °C, luz y aire. Se realizó el mismo procedimiento para la preparación de los controles positivos incorporando 0.1% de BHTy de igual manera para el control negativo (al cual no se le agregó ningún antioxidante, únicamente se repartieron los aceites en las diferentes alícuotas) para luego proceder a realizar las mediciones del índice de peróxidos.

El método de índice de peróxidos fue útil para determinar el proceso de oxidación en la fase inicial, en donde los valores del índice de peróxidos aumentarán proporcionalmente. Para las fases de propagación y terminación los peróxidos se transforman en compuestos más estables como aldehídos y cetonas los cuales no son detectables con este método.

La composición de los aceites, principalmente las características de los ácidos grasos que los componen y la presencia de antioxidantes, fueron fundamentales en la evolución del proceso oxidativo, por lo que conocer la repercusión de estos factores en el desarrollo de los parámetros medidos fue elemental.

Otra de las variables importantes en el estudio fueron los efectos de los diferentes factores promotores del deterioro oxidativo, directamente sobre el valor de índice de peróxidos, que fueron las tres condiciones de almacenamiento a las que se expusieron las muestras (temperatura de 40°C, luz natural difusa y aire), para evaluar el efecto de dichos factores se siguió la evolución de los diferentes productos de oxidación con el método seleccionado (índice de peróxidos) realizando mediciones en diferentes periodos de tiempo, cada 8 días hasta la semana 4 y por motivo de recursos cada 15 días, al observar que los aceites eran bastante estables.

En las materias en estudio se evidenció el proceso de autooxidación por un aumento en el índice de peróxido; como se puede observar en las gráficas de resultados, este índice va en aumento durante el tiempo y permite diferenciar el efecto de cada uno de los tratamientos utilizados (1) Extracto de *Morinda citrifolia* al 0.1%, 2) BHT al 0.1%, 3) control (-) aceites sin antioxidantes.

El aceite de linaza resultó ser el aceite más estable ante la oxidación pues fue el que necesitó más tiempo para que sus valores de peróxidos alcanzaran los límites máximos permisibles de oxidación establecidos para un aceite vegetal (70 meq), a pesar de que este aceite al igual que el aceite de rosa mosqueta, está compuesto por 80% de ácidos grasos insaturados, solo el 20% corresponde a ácido linolénico (el cual posee tres insaturaciones en su estructura) y 60% a ácido linoléico (el cual posee dos insaturaciones en su estructura), lo que pudo ocasionar una mayor resistencia a la oxidación sumado a que este aceite posee como parte de sus metabolitos secundarios, lignanos, los cuales químicamente son sustancias polifenólicas, que presentan efectos antioxidantes, lo cual se ve reflejado en los resultados al mostrar una cinética de oxidación más lenta que el aceite de rosa mosqueta.

En las gráficas y tablas de resultados para el aceite de linaza almacenado a 40°C se puede observar que los controles negativos (aceites sin antioxidantes) alcanzaron el límite máximo permisible de oxidación en 8 semanas, mientras las muestras con extracto de Noni y BHT (control positivo) no alcanzaron dicho límite en ese periodo de tiempo obteniendo valores inferiores lo que demuestra un efecto antioxidante para ambos comparado con el blanco por lo que tanto el uso del antioxidante sintético como del natural benefició la estabilidad oxidativa del aceite, resultados similares se pudieron observar en las muestras expuestas a la luz en las que el control negativo alcanzó su límite máximo permisible de oxidación en la semana diez mientras que las muestras con extracto de Noni y con BHT no alcanzaron los límites máximos permisibles de oxidación quedando con valores inferiores muy similares que de igual manera denotan su acción antioxidante. En los resultados obtenidos para las muestras expuestas al aire no se pudo observar bien la cinética de oxidación ya que se evaluó hasta la semana doce y los valores de índice de peróxido para control negativo, muestras con extracto y control positivo, no alcanzaron los límites máximos de oxidación permisibles y sus valores fueron muy similares entre sí, siempre observándose un valor mayor en el control negativo. (Ver resultados en gráficas No. 8.4-8.6 y Tablas No.8.5-8.7)

En las gráficas No. 8.1-8.3 y Tablas No. 8.2-8.4 se presenta la cinética encontrada para el aceite de rosa mosqueta, dado que este es un aceite que contiene mayor porcentaje de ácidos grasos poliinsaturado (41% ácido linolénico) que el aceite de linaza las velocidades de oxidación son mayores, como se observa al comparar los tiempos en los que se alcanzan los límites máximos permisibles de oxidación. Para las muestras almacenadas a 40°C y las muestras expuestas al aire se puede observar que los controles negativos (aceites sin antioxidantes) alcanzaron su límite máximo permisible de oxidación entre las semanas 6-7 pues para la semana 8 los valores sobrepasaban por mucho el límite establecido, mientras que las muestras con extracto de Noni alcanzan su límite máximo permisible de oxidación entre la semana 7-8 y las muestras con BHT (control positivo) lo hacen hasta la semana 8, lo que indica un efecto antioxidante para ambos comparado con el blanco por lo que tanto el uso del antioxidante sintético como del natural benefició la estabilidad oxidativa del aceite, resultados similares se pudieron observar en las muestras expuestas a la luz en las que el control negativo alcanzó su nivel máximo permisible de oxidación en la semana diez mientras que las muestras con extracto de Noni y con BHT no alcanzaron los límites máximos permisibles quedando con valores inferiores muy similares que de igual manera denotan su acción antioxidante.

Por lo que en general en ambos aceites se pudo observar un efecto antioxidante respecto al blanco que indica que tanto el uso del antioxidante sintético (BHT) como del extracto de Noni benefició la estabilidad oxidativa del aceite.

Los resultados observados en cuanto a las condiciones de almacenamiento fueron que existe diferencia significativa entre las condiciones de almacenaje, ya que se obtuvo un valor $p=0.007$, y que para ambos aceites la condición que más propicio la oxidación fue el calor puesto que las muestras expuestas a 40°C fueron las que alcanzaron en menor cantidad de semanas los límites superiores de oxidación establecidos.

A los resultados de las tablas de las muestras que contenían el extracto en estudio así como a los controles positivos y negativos (ver tabla No.8.10 de resultados de análisis estadístico y gráficas No. 8.7-8.9) se les realizó un análisis estadístico de varianza en el cual se observó una diferencia significativa entre las condiciones de almacenaje obteniendo un valor $p=0.007$. No existió una diferencia significativa entre tratamiento obteniendo un valor de $p=0.063$ para los valores del índice de peróxidos, pero si una diferencia entre tratamientos anidados en los aceites ($p<0.0001$), lo que indica que los aceites presentan comportamientos diferentes, pero que la respuesta entre tratamientos es similar.

Sin embargo se debe tener en cuenta que la concentración a la que se comparó el extracto de noni contra el BHT fue la misma (0.1%), lo cual afecta los resultados pues no se realizó ninguna prueba previa tal como la capacidad antioxidante total (IC_{50}) que permite comparar la potencia de las sustancias en estudio de forma exacta, para así poder realizar cálculos precisos de las cantidades de antioxidante a utilizar en proporción a su potencial.

Con lo anterior se puede inferir que el extracto de Morinda retrasa el proceso de oxidación, por lo que posee buen potencial para ser utilizado. Sin embargo, no se puede obtener conclusiones definitivas sobre la efectividad del mismo debido a que el método del índice de peróxidos no mostró la diferencia estadísticamente significativa requerida para afirmar la hipótesis. Se recomienda continuar con estudios acerca de la propiedad antioxidante del extracto de Noni con un mayor número de repeticiones a las aquí utilizadas y realizando otros estudios tal como la capacidad antioxidante total (IC_{50}) que permitan conocer la potencia antioxidante del extracto.

10. CONCLUSIONES

- 10.1 El extracto etanólico de morinda citrifolia retrasa el proceso de oxidación de los aceites de linaza y rosa mosqueta, alargando su vida útil que se pudo comprobar ya que después de realizar el análisis durante 3 meses (estabilidad acelerada) los resultados de los valores de índice de peróxidos para las muestras con extracto de Noni (*Morindacitrifolia*) 0.1%, fueron menores que los presentados por los controles negativos (aceites sin antioxidante).
- 10.2 El extracto etanólico presentó actividad antioxidante en comparación con el control positivo (BHT) pues al igual que este retardo el proceso de oxidación.
- 10.3 La temperatura acelera el proceso de oxidación de los aceites utilizados disminuyendo el efecto protector tanto del extracto como de los oxidantes sintéticos en los aceites en estudio.
- 10.4 El noni es una fruta con potencial para ser utilizada como alternativa a antioxidantes sintéticos en materias primas de uso cosmético.
- 10.5 No se puede hacer una comparación exacta de la efectividad del extracto de morinda contra la del BHT sin conocer su potencia por medio de análisis tales como la capacidad antioxidante total (IC_{50}).

11 RECOMENDACIONES

- 11.1 Realizar un mayor número de repeticiones para poder evaluar de mejor manera el extracto en estudio y de esta forma poder ver si el efecto antioxidante que presenta es estadísticamente significativo.
- 11.2 Evaluar la capacidad antioxidante del extracto de noni en otro tipo de aceites o grasas animales que no posean ninguna sustancia antioxidantes en gran cantidad como parte de sus metabolitos.
- 11.3 Evaluar el efecto antioxidante del extracto en sistemas emulsionados.
- 11.4 Realizar pruebas de potencia de antioxidante tales como la capacidad antioxidante total (IC_{50}) para comprobar las propiedades que declaran las literaturas.
- 11.5 Realizar más estudios en donde se utilice el límite superior (0.1%) e inferior (0.01%) del intervalo permitido de BHT, lo cual permitiría una mejor comparación con la actividad del extracto.

12 REFERENCIAS

- Avendaño, C. (2001). *Introducción a la Química Farmacéutica*(2a ed.).Madrid España: Mc-Graw Hill Interamericana. Pp. 587-594.
- Bacal, C. y Van E. (2005). *Riesgo de Oxidación en los alimentos*. USA. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Veterinarias: Trademarks of Kemin Industries.
- Barahona, A. et al. (2002). *Determinación de Actividad Antioxidante en Frutas Autóctonas Disponibles en los Principales Mercados de la Ciudad Capital de Guatemala*. Revista Científica 15:41-44.
- Biblioteca Digital de la Universidad de Chile. (2010). *Transformación de los lípidos Comestibles*. Chile. Pp. 1-4. Recuperado de:
http://mazinger.sisib.uchile.cl/repositorio/lb/ciencias_quimicas_y_farmaceuticas/schmidth/aenergeticos2/grasos/O4.html.
- Bryant, J. (1995). *Química de los compuestos orgánicos*. (5ª ed.). España. Editorial Aguilar. 700pp.
- Cáceres, A. (1999). *Plantas de uso medicinal en Guatemala*(1a ed.). Guatemala:Editorial Universitaria. Pp. 45-46, 231.
- Castañeda, P. y Giral, C. (1995). *Validación de Métodos analíticos*. México. Colegio Nacional de Químicos Farmabiólogos de México. Pp. 1-13.
- Certificado de Análisis del Aceite de Linaza. (2011). Quinfica.
- Certificado de Análisis del Aceite de Rosa Mosqueta. (2011). Quinfica.
- Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Catalysis L.S. (2006).*Activación Molecular de los antioxidantes*. Recuperado de: <http://www.granex.us/pdf/activacion.pdf>.
- Del Campo et al. (2000). The antimicrobial effect of Rosemary extracts.*Journal of Food Protection*. Pp. 1359-1368.

- Eastman Chemical products.(2002). *Tenox antioxidants for cosmetics and personal care products*.USA. Eastman Chemical International. Publication 26-109.
- Estrada, J. (2003). *Implementación y validación de una metodología de análisis de aceite de palma para un laboratorio de referencia*. Tesis licenciatura en Química Farmacéutica. Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala. Pp.19-27, 58-87.
- Farbood et al. (1976). Effect of rosemary spice extractive on growth of microorganisms in meat. *Journal of Milk and Food Technology*. Publicaciones Técnicas. Pp. 675-679.
- Farmacopea de los Estados Unidos Mexicanos. (2000). México. Tomo 1.
- Farmacopea Europea. (2001). (3ª ed.). Francia.
- Frederick, M. (1993). *Principios de garantía de calidad para laboratorios analíticos*. España. AOAC Internacional.
- Fitoterapia Vademécum de prescripción: Plantas medicinales. (1998). (3a ed.). Barcelona, España: Masson. Pp. 125-126, 294-295, 402.
- Genaro, A. R. (1998). *Remington Farmacia* (19a ed.). Argentina: Medicia Panamericana. Pp. 561-563, 933-939.
- Handbook of Pharmaceutical Excipients. (1994). (2nd ed.). Gran Bretaña: American Pharmaceutical Association. Pp. 59-64.
- Instituto boliviano de comercio exterior (IBCE). (2009). *Ingredientes Naturales para Cosméticos en la UE*. Recuperado de: <http://www.cbi.eu>.
- Jellinek, S. (1970). *Formulation and function of cosmetics*.USA: Wiley Interscience. Pp. 125-130.
- Kirschnbauer, H.G. (2008). *Aceites y Grasas; Manual de Análisis de Alimentos*(9ªed.). Ríos, J.L. Trad. México: Grupo editorial patria. Pp. 583-612.

Lind D., Marchal W. y Wathen S. (2005) *Estadística Aplicada a los Negocios y a la Economía*. México: Mc Graw Hill.

López, K., Rodas E. y Tul, Y. (2010). *Evaluación de la actividad antioxidante de extractos frutales como alternativa a los antioxidantes sintéticos en preparaciones cosméticas tipo emulsión*. Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Guatemala.

Los aceites emolientes: propiedades hidratantes. (2009). *Revista Offarm*, 27 (11).

Minnaard, C. (2005). Los Gráficos de Caja: Un Recurso Innovador. *Revista Iberoamericana de Educación*. (Número 35/8). Recuperado de: <http://www.rieoei.org/experiencias93.htm>

Morón, F. y Morón, D. (2004). Mito y Realidad de Morinda citrifolia L. *Rev. Cubana PlantMed*. Recuperado de: http://bvs.sld.cu/revistas/pla/vol9_3_04/pla02304.htm.

Murillo E. (2006). *Actividad antioxidante «in vitro» de las bebidas de frutas*. Universidad de Panamá. Instituto de Alimentación y Nutrición (IANUT). Laboratorio de Bioquímica de Alimentos y Nutrición. Recuperado de: <http://www.alfa-editores.com/bebidas/Junio-Julio%2006/Actividad.pdf?phpMyAdmin=alj69rgOMYWn18mTYfYRyPHZ2T4>.

Navarre, I. (2001). *76 Formas de Uso del Jugo de Noni* (2a ed.). Editorial Drider Publishing. Pp. 320.

Ponce, L. F. (2002). Estudios de estabilidad de productos cosméticos. *Revista GCI Latinoamérica*. Bogotá. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de ciencias. Departamento de farmacia. Vol 1.

Reglamento sobre la Calidad e Inocuidad de las Grasas y Aceites Utilizadas Durante la Fritura de Alimentos. Decreto ejecutivo N° 35930-S. (2010). *Revista la Gasetta*. Costa Rica, 86.

Reglamento Técnico Centroamericano 11.014.04:05. (2006). *Productos Farmacéuticos. Estudio de estabilidad para medicamentos de uso Humano*. Pp. 1-12. Recuperado de: <http://www.legislacion.asamblea.gob.ni/Normaweb.nsf/>

- Sbarbati, N. (1975). *Estabilidad de Medicamentos*. Argentina. Editorial El Ateneo. Pp. 113-121.
- Solomon, N. (1998). *El fenómeno Noni*. Caracas, Venezuela: Directed Source Publishing. Pp. 34-38.
- Stashenko, E.(2010). *Antioxidantes Naturales evitarían daños de piel*. Centro de investigación en Biomoléculas (Cibimol). Colombia. Recuperado de:http://ciamedica.sc110.info/estetica_e_imagen/antioxidantes_naturales_evitarian_danos_de_piel.html.
- The Merck Index an Encyclopedia of chemicals, drugs and biological. (2001). (13^o ed.).EEUU: Merck ReserchLaboratories INC. Pp. 59-63, 1982, 5063-5064).
- Torres, N. F. (2002). *Validación de Metodología analítica para determinar la capacidad autooxidativa de materias primas utilizadas en fase oleosa de emulsiones cosmética*. Tesis licenciatura en Química Farmacéutica. Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala. Pp. 3-14, 21-25.
- Tukey, J. (1977) *Exploratory Data Analysis*. Addison-Wesley Publishing Company.
- Universidad Politécnica de Madrid. (2008). *Etapas de la Oxidación*. Recuperado de: http://ocw.upm.es/tecnologia-de-alimentos/industria-alimentaria-y-su-repercusion-en-la-salud/contenidos/radicales_libres/tema_3.htm.
- USP XXIX. Farmacopea de los Estados Unidos de América. Formulario Nacional NF 24. (2006). UnitedStatePharmacopeiaConvention Inc. Pp. 2840, 2841.
- USP XXXII. Farmacopea de los Estados Unidos de América. Formulario Nacional NF 27 (2009). UnitedStatePharmacopeiaConvention Inc. Pp. 163-167.
- Valle, K. T. (2006). *Evaluación de la capacidad antioxidante del extracto de romero en aceite de girasol, maleato de aceite de soya, lanolina y manteca de cacao, utilizadas en fase oleosa de emulsiones cosméticas*. Tesis licenciatura en Química Farmacéutica Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala.Pp. 6-33.

Wilkinson, J. B. y Moore, R. J. (1990). *Cosmetología de Harry* (7a ed.). Madrid España: Días de Santos. Pp. 783-804.

Zepeda, M. (2008). Fitocosmética: las plantas y su aplicación en cosmética. *Dossier*. Recuperado de: <http://www.revistadossier.com/?p=191>.

13 ANEXOS

13.1 TIPOS DE ANTIOXIDANTES:

13.1.1 ANTIOXIDANTES FENÓLICOS

Debido a la relativa estabilidad de los radicales oxigenados derivados de los fenoles, estos constituyen el principal grupo de antioxidantes que actúan en la fase de propagación. La mayor parte de los fenoles antioxidantes reúnen dos características estructurales:

- a) Presencia de sustituyentes (voluminosos generalmente) en las dos posiciones vecinas al hidroxilo. Se persigue con esto disminuir la reactividad del radical a causa de un efecto estérico.
- b) Presencia en la posición p-, de alguna estructura que contribuya a la deslocalización del electrón desapareado. Lo más habitual es que esta deslocalización proceda de un heteroátomo, preferentemente electronegativo(O, N) (Avendaño, 2001, Pp. 587-594).

13.1.2 TOCOFEROLES

Estas sustancias naturales no son ampliamente utilizadas en la práctica debido a su elevado precio. Tienen cierto efecto antioxidante con las grasas animales, tales como sebo y ácidos grasos destilados, especialmente en presencia de sustancias sinérgicas, tales como ácido cítrico, lecitina, o ácido fosfórico, pero adolecen de escaso valor en la conservación de aceites vegetales (Wilkinson y Moore, 1990, Pp. 802). El más activo de los tocoferoles es el alfa-tocoferol (Avendaño, 2001, Pp. 587-594).

13.1.3 GALATOS

Los galatos constituyen una de las clases más importantes de antioxidantes. El éster propilo es el único permitido en productos alimenticios en la mayoría de los países, pero los galatos de metilo, etilo, propilo, octilo y dodecilo se utilizan comúnmente en los cosméticos. Por sí mismo el ácido gálico es un poderoso antioxidante, pero tiende a volverse azul en presencia de trazas de hierro (Wilkinson y Moore, 1990, Pp. 802).

13.1.4 ANTIOXIDANTES NO FENÓLICOS

Muchos de los antioxidantes no fenólicos son agentes quelantes. El ácido ascórbico y el palmitato de ascorbilo parecen actuar deteniendo el proceso radical libre de oxidación. Los ésteres de ascorbilo son especialmente efectivos en aceites vegetales, y proporcionan una excelente mezcla sinérgica con fosfolípidos, tales como lecitina y tocoferol.

Entre los agentes secuestrantes se utilizan ampliamente los tiodipropionatos, habitualmente en asociación con antioxidantes fenólicos. Los ésteres de alcoholes grasos tienen mayor solubilidad en aceites.

El citrato de monoisopropilo tiene una acción secuestrante similar a la del ácido cítrico, pero una solubilidad superior en grasa.

La lecitina es una sustancia sinérgica afectiva para muchos antioxidantes fenólicos, principalmente debido a que es un fosfato soluble en aceite con excelentes propiedades secuestrantes. Los miembros de otras clases de agentes secuestrantes solubles en aceite son MECSA (éster mono-octadecilo del ácido carboximetilmercapto succínico) y METSA (éster mono-octadecilo de ácido tiosuccínico). En ciertas condiciones, estas sustancias pueden actuar como efectivos antioxidantes en concentraciones tan bajas como 0.005%. Poseen la desventaja que se descomponen al calentar, y, por tanto, se debe añadir, durante la fase de enfriamiento de la fabricación.

En general, el efecto de todo antioxidante verdadero (esto es, que detiene la cadena) puede mejorarse con la selección idónea de un agente secuestrante apropiado para disminuir la iniciación de las reacciones en cadena al principio. Se debe siempre considerar los ácidos cítrico, fosfórico, tartárico y etilendiaminatetracético, como posibles aditivos para un sistema que esté insuficientemente protegido frente a la oxidación, antes de incluir más sustancia fenólica. El uso de tales agentes secuestrantes es más económico, y es menos propenso a originar el desarrollo de cambio de color u olor que el uso de concentraciones altas de fenoles. De las sustancias fenólicas, probablemente el BHT es la más universalmente utilizada, pero cada sistema tiene sus peculiaridades que se debe estudiar en primer lugar ^{(Wilkinson}

y Moore, 1990, Pp. 802)

13.2 OTROS MÉTODOS DE ANÁLISIS PARA EVALUAR LA EFICACIA DEL ANTIOXIDANTE:

13.2.1 QUÍMICO

El ensayo de KREIS es uno de los más frecuentemente empleados para determinar el enranciamiento por oxidación. En este ensayo se agita 1mL de aceite (o grasa fundida) con 1 mL de ácido clorhídrico durante un minuto; posteriormente se añade 1 mL de solución al 1% de floroglucinol en éter y la agitación se continúa durante otro minuto. Una coloración rosa o rojo en la capa inferior de ácido se considera indicativa de enranciamiento, la cantidad de esta es aproximadamente proporcional a la intensidad del color. Una modificación preferible de este método fue sugerida por Committee of the American OilChemists´ Society, en que el color se mide por medio de estándares de vidrios de color en un tintómetro Lovibond. Esta coloración roja se produce por epihidrín aldehído,



Pero debe recordarse que una grasa no está necesariamente rancia si responde a este ensayo. Aceites vegetales frescos y crudos pueden producir colores similares, aunque estos generalmente desaparecen en el refinado. Los aceites y aldehídos esenciales, a veces presentes en ciertos artículos de tocador y productos cosméticos, pueden dar resultados positivos; por tanto, tales ensayos deben realizarse en el producto no perfumado.

Otro ensayo que ha sido sugerido para la determinación de enranciamiento por oxidación es el que emplea una solución 0.025% de azul de metileno en alcohol. Se añaden aproximadamente 2mL de este reactivo a 20 mL del aceite o grasa, se agita y la cantidad de reducción del color se toma como medida de su enranciamiento.

Su ausencia, muestra una reproducibilidad excelente, requiere mucha menos sustancia que el método yodométrico y bajo una serie de condiciones, da resultados directamente proporcionales a los valores yodométricos.

El ensayo acelerado más comúnmente utilizado es el conocido como ensayo de aireación, método de oxígeno activo o ensayo de estabilidad

de SWIFT. La muestra se mantiene a 97.8°C y se airea con un flujo estándar de aire. De cuando en cuando se toman muestras y se valora el grado de enranciamiento, organolépticamente o químicamente, hasta alcanzar un valor predeterminado. Generalmente, el valor de peróxido se selecciona como criterio químico. Las modificaciones de este implican otras temperaturas, por ejemplo 100°C; a esta temperatura, el tiempo requerido para alcanzar un grado dado de enranciamiento es aproximadamente del 40% del que se obtiene en el ensayo SWIFT^(Wilkinson y Moore, 1990, Pp. 802).

13.2.2 CROMATOGRAFÍA

La presencia y concentración del butilhidroxianisol (BHA), butilhidroxitolueno (BHT) y alquil galatos puede determinarse por cromatografía de capa fina, que permite la identificación de 2µg de BHA, 4µg de BHT y 1µg de alquil galato con p-nitroanilina diazotizada. También, DOOMS-GOOSENS ha utilizado un método cromatográfico para la identificación de antioxidantes. Aisló un material por adición de sulfatos sódico anhidro, seguido por solubilización con éter petróleo y extracción final con acetonitrilo. Una placa de silica gel se utilizó en combinación con una solución de desarrollo de éter de petróleo-benceno-ácido acético^(Wilkinson y Moore, 1990, Pp. 802).

13.2.3 DETERMINACIÓN DEL OXÍGENO ABSORBIDO

La determinación directa del oxígeno absorbido puede realizarse utilizando el espirómetro de volumen constante WARBURG o el manómetro diferencial BARCROFT. En esencia el método implica la medida del oxígeno absorbido en presencia y ausencia de antioxidante y permite medir tanto la velocidad de oxidación como la duración del periodo de inducción. El final de esta última función puede ser difícil de determinar y frecuentemente se utiliza el tiempo para una absorción arbitraria de oxígeno para expresar el final del periodo de inducción^(Torres, 2002, Pp. 3-14, 21-25).

13.2.4 ESPECTROFOTOMETRÍA

Actualmente está reemplazando antiguos métodos, es un instrumento que entrega resultados en forma automática, precisa, son más económicos, lectura directa y poco tratamiento previo de la muestra.

Este método está basado según la ley de "Lambert- Beer" el cual consiste en la formación de un color determinado por acción de un reactivo adecuado y que es cuantificado a través de la intensidad de luz de una lámpara de tungsteno a 466 nm con un filtro especial, el cual atraviesa la muestra para luego salir con una intensidad distinta, la diferencia la traduce un microprocesador entregando los resultados automáticamente en meq O₂ activo/kg grasa.

Procedimiento: Cuidadosamente y en forma homogénea se pone 1 mL de aceite en la cubeta, se coloca en el instrumento y se lee, el resultado es una muestra de referencia (Cero). Luego se toma nuevamente la cubeta con la muestra y se agrega el contenido completo de un sobre de reactivo, se mezcla por 5 minutos y luego se lee nuevamente. Los resultados son inmediatamente expresados en meq. O₂ activo /kg de grasa, según reglamento modificado (EC) N^o 1989/2003.

Los ácidos grasos con insaturación conjugada absorben a 230-375 μ m, siendo la insaturación dieno a 234 μ m y 268 μ m con trienos. Chipault y Lundberg hallaron una relación directa entre el índice de peróxido y ϵ a 232.3 μ m.

Posiblemente de mayor valor es la espectrofotometría infrarroja, que se puede utilizar para identificar hidroxilo, hidroperóxido, carboxilo y otros muchos grupos. Sin embargo, la técnica presenta poca utilidad para estudios cuantitativos de la peroxidación, a pesar de que Morris ha revisado sus aplicaciones.

Las bandas a 3.0; 6.0 y 10.0 μ m presentan las principales regiones involucradas, y por el momento se utilizada en la determinación de los cambios estereoméricos durante el curso de la oxidación. El espectro infrarrojo de algunos alquil hidroperóxidos se caracteriza por débil absorción en la región 11.4-11.8 μ m^(Wilkinson y Moore, 1990, Pp. 802).

13.3 PREPARACIÓN DE REACTIVOS:

13.3.1 YODURO DE POTASIO (100g/L):

- Disolver 100g de KI en agua para 1000mL, guardar en frasco color ámbar (protegerlo de la luz).

13.3.2 TIOSULFATO DE SODIO 0.01 N:

- Disolver cerca de 2.6g de tiosulfato de sodio y 20.0mg de carbonato de sodio en 1000 mL de agua recientemente hervida y enfriada.

ESTANDARIZACIÓN:

- Pesar exactamente 21 mg de estándar primario de dicromato de potasio previamente pulverizado y secado a 120°C por 4 horas.
- Disolver en 100mL de agua en un matraz de 250mL de capacidad con tapón de vidrio esmerilado.
- Agitar para disolver el sólido, retirar el tapón y rápidamente agregar 0.3g de KI, 0.2g de NaHCO₃ y 0.5mL de HCl.
- Insertar el tapón cuidadosamente en el frasco y agitar para mezclar, dejar reposar en la oscuridad por 10min.
- Lavar el tapón y las paredes del matraz con un poco de agua destilada.
- Valorar el yodo liberando con la solución de tiosulfato de sodio, hasta que la solución de torne color verde amarillento.
- Agregar 1.5 mL de almidón TS y continuar la valoración hasta que se presente un color azul intenso.
- Calcular la normalidad.
- Reestandarizar la solución con frecuencia

13.3.3 INDICADOR; SOLUCIÓN DE ALMIDÓN 10g/L:

- Pesar 10g de almidón y disolverlo en 100mL de agua destilada. Utilizarla recién preparada.

13.4 PROCEDIMIENTOS ESTANDARES DE OPERACIÓN:

Título: Procedimiento para llevar a cabo la prueba de Índice de Peróxidos.	Vigencia: 15/04/2011
--	--------------------------------

PROCEDIMIENTO ESTANDAR DE OPERACIÓN

1. Objetivo:

Proporcionar Instrucciones para realizar de forma adecuada la prueba de Índice de Peróxidos para aceites vegetales.

2. Responsable:

Es la responsabilidad del Jefe de Área y/o el técnico del área cumplir este PEO.

3. Metodología:

3.1 Preparación de la Muestra:

3.1.1 Suministrar la muestra de laboratorio tan homogénea como sea posible, volteando el frasco de arriba abajo varias veces.

3.2 Procedimiento:

3.2.1 El ensayo debe realizarse con luz natural difusa o con luz artificial y debe hacerse un blanco.

3.2.2 Pesar en un Erlenmeyer de 250mL, 5g de la muestra con exactitud.

3.2.3 Agregar 30mL de una mezcla de ácido acético glacial y cloroformo (3:2), disolver la muestra agitando.

3.2.4 Seguidamente agregar 0.5 mL de solución de yoduro de potasio saturada. Cerrar rápidamente el erlenmeyer, agitar durante 1 minuto exactamente y agregar 30mL de agua desionizada.

3.2.5 Valorar, agitando vigorosamente, con la solución de tiosulfato de sodio 0.01 N SV, agregando lentamente la solución volumétrica, utilizando 5mL de la solución de almidón SR como indicador (recordar que el indicador debe ser de reciente preparación y debe estar caliente).

3.2.6 Valorar hasta que el color azul (o violeta) desaparezca.

3.3 Cálculos:

El índice de peróxidos (IP) expresado en miliequivalentes de O activo por Kg de grasa se calcula mediante la fórmula siguiente.

$$IP = \frac{V \times T \times 1000}{m}$$

Donde V = es el número de mL de solución de tiosulfato de sodio usada en el ensayo corregidos tomando en cuenta el ensayo en blanco.

T = es la normalidad exacta de la solución de tiosulfato sódico empleada.

M = es el peso en gramos de la muestra.

Fuente:	Responsable:	Próxima Revisión:
USP XXXII		15/04/2012

Título: Preparación y estandarización de solución de tiosulfato de sodio 0.01N.	Vigencia: 15/04/2011
---	--------------------------------

PROCEDIMIENTO ESTANDAR DE OPERACIÓN

1. OBJETIVO:

Establecer la forma de preparación y estandarización de la solución de tiosulfato de sodio 0.01N.

2. RESPONSABLE:

Es responsable de cumplir este procedimiento toda persona que prepare y/o estandarice una solución de tiosulfato de sodio 0.01N.

3. PROCEDIMIENTO:

- 3.1 En un recipiente adecuado pesar cerca de 2.6 gramos de tiosulfato de sodio y por aparte pesar 20.0mg (0.02g) de carbonato de sodio.
- 3.2 Disolver ambos sólidos con agua recientemente hervida y enfriada, en un balón aforado de 1000mL de capacidad.
- 3.3 Aforar la solución, agitar y estandarizar como se describe.

4. ESTANDARIZACION:

- 4.1 Para estandarizar la solución de tiosulfato de sodio 0.01N se debe preparar una solución de dicromato de potasio como se describe:
 - 4.1.1 En un horno o una mufla calibrada a 120°C, colocar en un recipiente adecuado un poco más de 21 mg de estándar primario de dicromato de potasio durante 4 horas.
 - 4.1.2 Después de transcurrido el tiempo sacar y dejar enfriar en una desecadora durante 15 minutos aproximadamente.
 - 4.1.3 En un erlenmeyer con boca y tapón esmerilados de 250mL de capacidad pesar 21 mg de estándar primario de dicromato de potasio previamente pulverizado y secado. Se debe anotar el peso exacto de dicromato.

Continuación....

4.1.4 Disolver el sólido con 100mL de agua destilada y cerrar el recipiente.

5. Por aparte pesar 0.3gramos de yoduro de potasio y 0.2gramos de bicarbonato de sodio.
6. En una probeta medir 0.5mL de ácido clorhídrico concentrado. Realizar el procedimiento en la campana de extracción para evitar los vapores irritantes.
7. En el recipiente en donde se preparó la solución de dicromato de potasio. Retirar el tapón y rápidamente agregar el yoduro de potasio, el bicarbonato de sodio y el ácido clorhídrico.
8. Insertar el tapón cuidadosamente en el frasco y agitar para mezclar.
9. Dejar reposar la solución en la oscuridad durante 10 minutos.
10. Utilizar una pizeta lavar el tapón y las paredes del recipiente con poco de agua destilada.
11. Llenar una bureta con tiosulfato de sodio 0.01N, asegurándose de lavarla antes con un poco de la solución.
12. Valorar el yodo liberado con la solución de tiosulfato de sodio 0.01N, hasta que la solución se torne color verde amarillento.
13. Agregar 1.5 mL de indicador de almidón y continuar la valoración hasta que se presente un color azul intenso. Anotar el volumen total gastado.
14. Calcular la normalidad.

15. CALCULOS PARA NORMALIDAD

15.1 Normalidad = miliequivalentes (meq) de tiosulfato / mililitros (mL) de Tiosulfato.

Para averiguar meq de tiosulfato:

Peso exacto de dicromato $\times \frac{6000\text{meq}}{214.19\text{gramos}}$ = meq de dicromato

15.2 miliequivalentes de dicromato = miliequivalentes de tiosulfato

15.3 N = meq de tiosulfato.

Volumen de tiosulfato en mL gastados en la valoración.

Fuente:	Responsable:	Próxima Revisión:
USP XXXII		15/04/2012

Título: Preparación de Solución Indicadora de Almidón.	Vigencia: 15/04/2011
--	--------------------------------

PROCEDIMIENTO ESTANDAR DE OPERACIÓN

1. Objetivo:

Establecer la forma de preparación de una solución indicadora como lo es el almidón.

2. Responsable:

Es responsable de cumplir este procedimiento toda persona que prepare la solución indicadora de almidón.

3. Procedimiento:

3.1 Pesar en un recipiente adecuado 1g de almidón natural soluble.

3.2 Medir 100mL de agua destilada y disolver el almidón.

3.3 Para obtener mejor resultado en los ensayos se recomienda calentar la solución de almidón manteniendo agitación constante y utilizarla tibia.

3.4 Se recomienda que la solución de almidón se prepare cada vez que sea necesario, ya que se contamina fácilmente no se debe almacenar por mucho tiempo.

Fuente: USP XXXII	Responsable:	Próxima Revisión: 15/04/2012
-----------------------------	---------------------	--

Título: Preparación de la solución de yoduro de potasio 100g/L.	Vigencia: 15/04/2011
---	--------------------------------

PROCEDIMIENTO ESTANDAR DE OPERACIÓN

1. OBJETIVO

Establecer la forma de preparación de una solución de yoduro de potasio 100g/L.

2. RESPONSABLE

Es responsable de cumplir este procedimiento toda persona que prepare la solución de yoduro de potasio 100g/L.

3. PROCEDIMIENTO

3.1 En un recipiente adecuado pesar exactamente 100g de yoduro de potasio.

3.2 En un balón aforado disolver el sólido en agua destilada.

3.3 Agitar y aforar la solución.

3.4 La solución se debe almacenar en un recipiente de vidrio color ámbar, herméticamente cerrado y en un lugar protegido de la luz.

3.5 La solución puede ser utilizada mientras permanezca clara o ligeramente amarillenta, de lo contrario se debe remplazar.

Fuente: USP XXXII	Responsable:	Próxima revisión: 15/04/2012
-----------------------------	---------------------	--

13.5 VALORES DE ÍNDICE DE PERÓXIDO:

13.5.1 ACEITE DE ROSA MOSQUETA

Condición: 40°C										
Índice de Peróxido (meq O ₂)	Semana	Tratamiento								
		Extracto de Noni al 0.1%			BHT 0.1%			Blanco		
	1	6.74	6.15	6.09	5.23	4.35	3.49	11.23	11.94	9.10
	2	13.51	13.87	14.29	12.17	13.94	14.78	14.11	14.20	14.90
	3	19.79	19.78	19.35	16.77	16.44	16.64	20.09	28.45	27.59
	4	24.46	20.99	27.93	20.32	20.65	20.26	25.94	30.73	32.96
	6	34.20	33.53	34.89	30.95	28.72	30.76	36.22	38.21	39.00
	8	88.59	80.76	84.67	75.32	73.71	73.20	99.63	95.37	93.29

Condición: Aire										
Índice de Peróxido (meq O ₂)	Semana	Tratamiento								
		Extracto de Noni al 0.1%			BHT 0.1%			Blanco		
	1	3.46	4.27	4.28	4.32	3.45	4.33	4.47	4.35	4.35
	2	10.38	10.05	10.53	10.50	11.58	10.0	14.27	14.73	14.81
	3	21.15	20.60	20.00	18.91	16.93	17.25	27.06	25.16	28.97
	4	39.79	45.45	49.02	32.43	30.59	30.65	50.75	60.12	58.84
6	81.98	83.26	86.25	77.97	76.23	75.54	93.33	95.49	88.31	

Condición: Luz Natural Difusa										
Índice de Peróxido (meq O ₂)	Semana	Tratamiento								
		Extracto de Noni al 0.1%			BHT 0.1%			Blanco		
	1	4.34	3.42	3.42	3.92	3.28	3.60	4.33	4.30	4.33
	2	10.39	10.44	11.24	6.08	6.93	9.0	11.22	11.36	11.20
	3	11.77	11.75	12.73	10.54	11.86	12.67	14.72	14.09	14.99
	4	15.85	15.26	15.68	12.60	13.80	13.96	20.65	20.54	21.89
	6	29.73	29.22	30.25	22.66	20.70	24.62	32.18	31.98	33.93
	8	46.35	42.99	43.83	39.15	41.62	40.38	51.53	49.53	50.40
10	65.00	60.80	62.25	50.49	53.48	55.10	73.5	67.80	70.23	

13.5.2 ACEITE DE LINAZA

Condición: 40°C										
Índice de Peróxido (meq O ₂)	Semana	Tratamiento								
		Extracto de Noni al 0.1%			BHT 0.1%			Blanco		
	1	2.59	2.60	3.46	2.61	3.46	2.61	2.61	2.58	3.48
	2	4.33	4.32	4.35	5.19	4.36	5.15	5.27	5.21	5.36
	3	10.95	10.71	10.15	8.44	8.41	7.72	12.30	12.43	12.48
	4	14.15	13.09	13.98	13.95	10.12	10.16	24.05	20.02	21.83
	6	20.67	21.13	21.60	15.94	16.35	16.77	29.73	23.43	25.52
	8	62.11	60.59	61.20	48.4	49.16	47.50	70.59	70.73	71.45

Condición: Aire										
Índice de Peróxido (meq O ₂)	Semana	Tratamiento								
		Extracto de Noni al 0.1%			BHT 0.1%			Blanco		
	1	3.48	2.60	3.38	2.59	3.03	2.60	2.56	3.89	3.45
	2	4.62	4.32	4.31	3.07	3.46	3.46	3.45	4.05	4.45
	3	5.67	5.93	5.00	4.64	5.07	4.20	5.93	5.90	5.76
	4	6.07	6.05	6.22	5.07	6.20	5.22	9.71	8.45	8.05
	6	8.77	9.2	7.14	8.00	6.38	6.38	14.36	14.79	14.38
	8	11.97	12.55	9.91	10.35	10.38	10.37	16.12	18.30	20.33
	10	19.098	21.52	22.72	14.98	13.39	12.77	21.14	26.87	29.18
	12	29.4	30.55	31.1	23.9	19.77	20.15	32.1	35.6	38.2

Condición: Luz Natural Difusa										
Índice de Peróxido (meq O ₂)	Semana	Tratamiento								
		Extracto de Noni al 0.1%			BHT 0.1%			Blanco		
	1	1.74	2.59	2.57	2.61	2.04	2.59	2.61	3.60	3.60
	2	3.47	3.44	3.88	3.77	3.46	3.46	3.49	4.34	4.28
	3	7.02	7.60	7.05	6.76	7.63	6.72	10.78	10.97	10.57
	4	12.75	15.65	15.76	11.0	11.62	11.81	20.10	20.14	20.56
	6	23.54	23.94	23.13	21.12	23.82	22.47	49.81	43.92	43.14
	8	37.86	38.40	37.10	31.45	33.15	32.93	58	56.20	55.79
	10	53.71	55.52	43.71	40.18	44.40	45.55	71.08	70.15	65.52



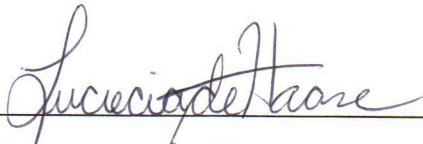
Br. Ana Lucia Marroquin Santos

Autora



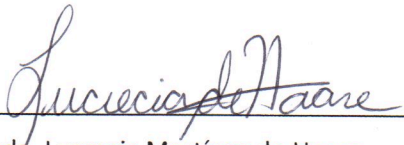
Licda. Julia Amparo Garcia Bolaños M.A.

Asesora



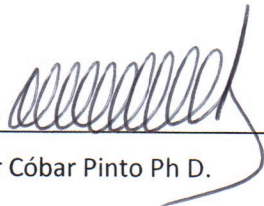
Licda. Lucrecia Martínez de Haase

Revisora



Licda. Lucrecia Martínez de Haase

Directora



Oscar Cobar Pinto Ph D.

Decano