



UNIVERSIDAD NACIONAL DE BARRANCA

Facultad de ingeniería

Escuela Profesional de Industrias Alimentarias

TESIS

Extracción y evaluación de la estabilidad oxidativa del aceite de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) por el método Oxitest.

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

PRESENTADO POR:

César Manuel, Montoya Marrufo

ASESOR:

Dra. Sarela Carmela Alfaro Cruz

BARRANCA - PERÚ

2020

CONTRA CARÁTULA



PRESIDENTE

Dr. PAMPA QUISPE NOE BENJAMIN



MIEMBRO

Mg. OCROSPOMA DUEÑAS ROBERT WILLIAM



MIEMBRO

Mg. SULCA MARTINEZ PERCY B.



ASESOR

Dra. ALFARO CRUZ SARELA CARMELA



ANEXO N° 12-B

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

UNIVERSIDAD NACIONAL DE BARRANCA



Barranca, 11 de Junio del 2021

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los integrantes del Jurado Evaluador

Presidente: Dr. NOE BENJAMIN PAMPA QUISPE
Miembro: Mg ROBERT WILLIAM OCROSPOMA DUEÑAS
Miembro: Mg. PERCY BERNARDO SULCA MARTINEZ
Asesora: Dra. SARELA CARMELA ALFARO CRUZ

Se reúnen para evaluar la sustentación de la tesis titulada:

“Extracción y Evaluación de la Estabilidad Oxidativa del aceite de la semilla de Moringa (Moringa Oleífera Lam) por el método OXITEST”.

Presentado por el graduado:


Bach. CÉSAR MANUEL MONTOYA MARRUFO

Para optar el Título Profesional de INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

Luego de haber evaluado la sustentación de la tesis, concluye de manera unánime (x) calificar a:

Bach. CÉSAR MANUEL MONTOYA MARRUFO			Nota : 17.00	
Sobresaliente ()	Muy bueno (x)	Bueno ()	Regular ()	Desaprobado ()


Los miembros del Jurado Evaluador firman en señal de conformidad.



Presidente
Dr. NOE B. PAMPA QUISPE



Miembro
Mg. ROBERT OCROSPOMA DUEÑAS



Miembro
Mg. PERCY B. SULCA MARTINEZ



Asesora
Dra. SARELA C. ALFARO CRUZ

DEDICATORIA

A mis padres, por que creyeron en mí y por qué supieron sacarme adelante, dándome el ejemplo digno de superación y entrega, ya que siempre estuvieron impulsándome en los momentos más difícil de mi carrera.

A mis hermanos, tíos primos, abuelos y amigos. Gracias por haber fomentado en mí el deseo de superación y el anhelo de triunfo en la vida, mil palabras no bastarían para agradecerles su apoyo, su comprensión y sus consejos, en los momentos difíciles.

AGRADECIMIENTO

En primer lugar, agradecer a Dios ya que gracias a él no habría sido posible llegar a esta meta, también hacer extensivo mis agradecimientos a mis padres y familiares, quienes que junto a mí caminaron en todo momento, siendo mi inspiración, motivación, apoyo y fortaleza.

Mi gratitud también, a la Universidad Nacional de Barranca, por el financiamiento de la tesis, a la escuela de Ingeniería en Industrias Alimentarias, mi agradecimiento sincero a la Dra. Sarela Alfaro Cruz y a cada docente quienes con su apoyo y enseñanzas constituyeron la base de mi vida profesional.

DECLATORIA DE AUTENCIDAD

Yo Montoya Marrufo César Manuel identificado con DNI N° 70777303 bachiller de la Escuela Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de Barranca, autor de la tesis titulada:

“Extracción y evaluación de la estabilidad oxidativa del aceite de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) por el método Oxitest”

Declaro bajo juramento que:

1. La presente tesis para la obtención del Título Profesional de Ingeniero en Industrias Alimentarias es resultado de mi trabajo personal y esfuerzo, por lo que corresponde a mi autoría.
2. He respetado las normas internacionales de citas y referencias, al referir ideas, conceptos o afirmaciones de autores en los trabajos de autores e investigaciones consultadas. Por lo que, no ha sido plagiada total ni parcialmente por el tesista.
3. La presente Tesis, no ha sido presentada ni publicada anteriormente en otra institución, no se ha presentado datos falsos, ni copiados, ni duplicados, todos los resultados expuestos son aportes verídicos de la realidad estudiada.

De identificarse la presencia de fraude (datos falsos), plagio (información sin citar a autores), auto plagio como nuevo algún trabajo de investigación propio que ya ha sido publicado, piratería (uso ilegal de información ajena) o falsificación (representar las ideas de otros), asumo las consecuencias que de mis acciones se deriven, sometiéndonos a la normatividad vigente de nuestra casa superior de estudios.

Barranca, 11 de junio de 2021



MONTOYA MARRUFO CESAR MANUEL

ÍNDICE

I.	INFORMACIÓN GENERAL	1
II.	RESUMEN.....	2
III.	PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	4
IV.	JUSTIFICACIÓN.....	6
V.	ANTECEDENTES Y/O ESTADO DEL ARTE.....	7
5.1.	Antecedentes	7
5.2.	Estado del arte	11
5.2.1.	La Moringa (<i>Moringa oleífera</i>)	11
5.2.2.	La Moringa en el Perú	13
5.2.3.	Extracción de lípidos para análisis de oxidación.....	13
5.2.4.	Deterioro de los Lípidos	16
5.2.5.	Estabilidad oxidativa de los aceites	21
5.2.6.	Análisis para determinar la calidad de aceites comestibles	24
VI.	HIPÓTESIS Y VARIABLES DE ESTUDIO	27
6.1.	HIPÓTESIS	27
6.1.1.	Hipótesis General	27
6.1.2.	Hipótesis específica:.....	27
6.2.	VARIABLES DE ESTUDIO	28
VII.	OBJETIVOS	29
7.1.	Objetivo General	29
7.2.	Objetivos específicos.....	29
VIII.	METODOLOGÍA	30
7.1.	Materia Prima: Semilla de Moringa (<i>Moringa Oleífera Lam</i>)	30
7.2.	Reactivos:	30
7.3.	Materiales	30
7.4.	Equipos e instrumentos.....	31
7.5.	Metodología experimental	32
IX.	CONSIDERACIONES ÉTICAS	44
X.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	45
XI.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	57
XII.	REFERENCIAS BLIOGRÁFICAS	58
XIII.	ANEXOS	64

ÍNDICE DE TABLAS

<i>Tabla 1 Sembríos de Moringa en el Perú.....</i>	<i>13</i>
<i>Tabla 2 Factores que influyen en la oxidación de lípidos.....</i>	<i>18</i>
<i>Tabla 3 Mecanismo de oxidación de lípidos.....</i>	<i>19</i>
<i>Tabla 4 Operacionalización de las variables.....</i>	<i>28</i>
<i>Tabla 5 Balance de materia y rendimientos en etapas previas a la extracción del aceite.....</i>	<i>45</i>
<i>Tabla 6 Rendimientos en la extracción del aceite de las semillas de Moringa.....</i>	<i>46</i>
<i>Tabla 7 Análisis fisicoquímicos del aceite de moringa.....</i>	<i>48</i>
<i>Tabla 8 Composición de ácidos grasos del aceite de moringa (Moringa Oleífera Lam).....</i>	<i>52</i>
<i>Tabla 9 Periodo de inducción del aceite de semillas de Moringa.....</i>	<i>53</i>
<i>Tabla 10 Periodo de inducción (horas) y logaritmo natural del periodo de inducción.....</i>	<i>54</i>
<i>Tabla 11 Valores de regresión lineal A y B (Ln IP y Temperatura).....</i>	<i>55</i>
<i>Tabla 12 Periodo de Inducción en h para diferentes tipos de aceite a 90 °C por método OXITEST.....</i>	<i>56</i>
<i>Tabla 13 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el índice de refracción.....</i>	<i>64</i>
<i>Tabla 14 Comparaciones múltiples post hoc para el índice de refracción- Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>64</i>
<i>Tabla 15 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el índice de peróxido.....</i>	<i>64</i>
<i>Tabla 16 Comparaciones múltiples post hoc para el índice de peróxido- Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>65</i>
<i>Tabla 17 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el índice de P-anisidina.....</i>	<i>65</i>
<i>Tabla 18 Comparaciones múltiples post hoc para el índice de p- anisidina - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>65</i>
<i>Tabla 19 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el índice de acidez... </i>	<i>66</i>
<i>Tabla 20 Comparaciones múltiples post hoc para el índice de acidez - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>66</i>
<i>Tabla 21 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Mirístico.....</i>	<i>66</i>
<i>Tabla 22 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Mirístico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>67</i>
<i>Tabla 23 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Palmítico.....</i>	<i>67</i>
<i>Tabla 24 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Palmítico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>67</i>
<i>Tabla 25 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Palmitoleico.....</i>	<i>68</i>
<i>Tabla 26 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Palmitoleico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>68</i>
<i>Tabla 27 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Esteárico.....</i>	<i>68</i>
<i>Tabla 28 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Esteárico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>68</i>
<i>Tabla 29 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Oleico.....</i>	<i>69</i>

<i>Tabla 30 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Oleico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>69</i>
<i>Tabla 31 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Vaccénico.....</i>	<i>69</i>
<i>Tabla 32 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Vaccénico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>69</i>
<i>Tabla 33 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Linoleico</i>	<i>70</i>
<i>Tabla 34 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Linoleico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>70</i>
<i>Tabla 35 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Alfa Linoleico</i>	<i>70</i>
<i>Tabla 36 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Alfa Linoleico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>70</i>
<i>Tabla 37 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Araquídico.....</i>	<i>71</i>
<i>Tabla 38 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Araquídico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>71</i>
<i>Tabla 39 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Eicosanoico.....</i>	<i>71</i>
<i>Tabla 40 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Eicosanoico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>71</i>
<i>Tabla 41 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Behénico.....</i>	<i>72</i>
<i>Tabla 42 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Behénico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>72</i>
<i>Tabla 43 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Lignocérico</i>	<i>72</i>
<i>Tabla 44 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Lignocérico - Tukey (95% de intervalo de confianza).....</i>	<i>72</i>

ÍNDICE DE FIGURAS

<i>Figura 1 Países donde crece la planta de moringa.</i>	12
<i>Figura 2 Países con desnutrición donde crece la planta de moringa.</i>	12
<i>Figura 3 Desarrollo de oxidación de los lípidos.</i>	21
<i>Figura 4 Procedimiento experimental para la recolección de datos.</i>	33
<i>Figura 5 Diagrama de flujo para la obtención del aceite de las semillas de moringa</i>	35
<i>Figura 6 Variación de la presión de oxígeno (bar) a temperatura de 80 °C y presión de oxígeno de 6 bar.</i>	54
<i>Figura 7 Determinación de la ecuación de la recta para la extrapolación de tiempo de conservación del aceite de moringa.</i>	55
<i>Figura 8 Semillas de moringa (Moringa Oleífera Lam).</i>	76
<i>Figura 9 Descascarillado de semillas de moringa.</i>	76
<i>Figura 10 Determinación de humedad de las semillas.</i>	76
<i>Figura 11 Semillas descascarillas para acondicionamiento de la humedad.</i>	77
<i>Figura 12 Acondicionamiento de humedad de las semillas de Moringa.</i>	77
<i>Figura 13 Prensado de las semillas de Moringa.</i>	77
<i>Figura 14 Aceite de Moringa obtenido por prensado mecánico.</i>	78
<i>Figura 15 Envasado del aceite de Moringa.</i>	78
<i>Figura 16 Mecanismo de filtración a vacío.</i>	78
<i>Figura 17 Separación de la fase grasa en la extracción con solventes.</i>	79
<i>Figura 18 Análisis de peróxido del aceite de Moringa.</i>	79
<i>Figura 19 Análisis de p-anisidina del aceite de Moringa.</i>	79
<i>Figura 20 Análisis de índice de acidez del aceite de Moringa.</i>	80
<i>Figura 21 Cromatógrafo de gases para la determinación de ácidos grasos.</i>	80

I. INFORMACIÓN GENERAL

1.1. Título

Extracción y Evaluación de la Estabilidad Oxidativa del aceite de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) por el método OXITEST.

1.2. Autor

César Manuel, Montoya Marrufo

1.3. Asesor

Dra. Sarela Carmela Alfaro Cruz

1.4. Tipo de investigación

Aplicada

1.5. Programa y línea de investigación vigente.

Programa

Tecnología de alimentos

Línea de investigación

Desarrollo de nuevos productos

1.6. Duración del proyecto

Fecha de inicio: mayo 2018

Fecha de término: abril 2019

1.7. Localización del proyecto

Localidad

Provincia de Barranca, departamento de Lima.

Institución

Universidad Nacional de Barranca- Facultad de Ingeniería

Laboratorios de la Escuela Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias

II. RESUMEN

En el presente estudio se evaluó la estabilidad oxidativa del aceite de moringa (AM) mediante una prueba acelerada OXITEST. El aceite fue obtenido mediante extracción con solvente (ES) y extracción por prensado en frío (EPF) con humedad de 11.077% (T1) y 6.50% (T2). En los análisis fisicoquímicos del AM, se obtuvo un Índice de refracción de 1.4627 para (ES), 1.4672 y 1.4676 para T1 y T2 respectivamente, el Índice de peróxido (mEqO₂/kg) para AM con ES se tiene 0.15 y para EPF valores no detectables, con respecto al índice de p-anisidina muestra valor para ES de 4.96, para EPF a T1 y T2, valores de 0.344 y 0.255 respectivamente. El Índice de acidez (% ácido oleico) para ES de 1.522 % y para EPF de T1 y T2 0.518 y 0.324 % respectivamente. Asimismo en el análisis composicional de ácidos grasos del AM realizado por cromatografía de gases, el componente más predominante es el ácido oleico para ES valores de 68.44 %, para EPF a T1 y T2 se tiene 69.52 % y 71.68 % respectivamente, seguido del ácido Behénico, para la ES 6.60 % y para EPF A T1 y T2 valores de 6.54 % y 6.40 % respectivamente, para el ácido Vaccénico por ES se tiene 6.49 % y para EPF A T1 y T2 valores de 5.70 % y 4.68 % respectivamente, seguido del ácido palmítico por ES se tiene 5.39 % y para EPF a T1 y T2 valores de 5.45 % y 5.51 % respectivamente. Respecto a la estabilidad oxidativa se obtuvo valores del Punto de Inducción (PI) de 367.15 ± 3.71 y 164.64 ± 1.011 horas a temperaturas de 80 y 90 °C respectivamente, el cual con extrapolación matemática se obtuvo la vida útil del aceite de 5.43 años.

Palabras claves: Aceite de Moringa oleífera, Punto de inducción (PI), Método Oxitest, extracción prensada en frío.

ABSTRACT

In the present study, the oxidative stability of moringa oil (MO) was evaluated using an accelerated OXITEST test. The oil was obtained by solvent extraction (SE) and cold pressing extraction (CPE) with humidity of 11.077% (T1) and 6.50% (T2). In the physicochemical analyzes of the MO, a refractive index of 1.4627 was obtained for (SE), 1.4672 and 1.4676 for T1 and T2 respectively, the peroxide index (m EqO₂ / kg) for MO with SE has 0.15 and for CPE values Not detectable, with respect to the p-anisidine index, it shows a value for SE of 4.96, for CPE at T1 and T2, values of 0.344 and 0.255 respectively. The acidity index (% oleic acid) for SE of 1.522% and for CPE of T1 and T2 0.518 and 0.324% respectively. Likewise, in the compositional analysis of fatty acids of MO carried out by gas chromatography, the most predominant component is oleic acid for SE values of 68.44%, for CPE at T1 and T2 there are 69.52% and 71.68% respectively, followed by Behenic acid , for SE 6.60% and for CPE A T1 and T2 values of 6.54% and 6.40% respectively, for Vaccine acid by SE there are 6.49% and for CPE A T1 and T2 values of 5.70% and 4.68% respectively, followed by palmitic acid by SE has 5.39% and for CPE at T1 and T2 values of 5.45% and 5.51% respectively. Regarding oxidative stability, Induction Point (PI) values of 367.15 ± 3.71 and 164.64 ± 1.011 hours were obtained at temperatures of 80 and 90 ° C respectively, which with mathematical extrapolation the useful life of the oil of 5.43 years was obtained.

Keywords: Moringa oleifera oil, Induction point (PI), OXITEST method, cold pressed extraction.

III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

3.1. Situación del problema

Desde hace milenios, prácticamente todas las partes de *M. oleífera* han sido utilizadas por el hombre. Las hojas, las flores, los frutos y las raíces son apreciados por su valor nutritivo y pueden ser usados tanto en la alimentación humana como en la animal (. . .) Las semillas se utilizan en la alimentación, la medicina, el tratamiento de aguas y como fertilizantes (Martín et al., 2013, p. [138]). Según Folkard y Sutherland (1996), el aceite de la semilla de *M. oleífera* puede utilizarse en la cocina, para producir jabones, cosméticos y combustible para lámparas. Diferentes partes del árbol se utilizan en medicinas naturales. (p. 24)

Muchos países en vías de desarrollo están incrementando sus producciones de moringa, uno de ellos es el Perú. Sin embargo, el consumo de la misma es un tema que no está desarrollado a nivel nacional debido a que no existe conocimiento del producto y sus potencialidades.(López, y Quiñonez, 2013, p. 14)

La oxidación de lípidos es la alteración más importante que puede tener un alimento, en el cual se generan compuestos responsables de olores y sabores desagradables que no sólo representan una pérdida desde un punto de vista económico por la decadencia de las características sensoriales, también representan un peligro potencial para la salud de los consumidores.

Para la realización de los análisis químicos de oxidación de los lípidos se requiere la extracción como primer paso, para ello se debe obtener un rendimiento máximo, evitar la nueva oxidación y poder manejar grandes números de muestra simultáneamente. (Schaich, 2016), en cuanto a la extracción del aceite de las semillas de moringa existen numerosos métodos, algunos muy eficientes en cuanto al rendimiento, métodos que utilizan calor y otras extracciones en frío, por lo tanto, el productor desearía saber si el aceite extraído por un método afectaría en su estabilidad oxidativa y en sus propiedades fisicoquímicas; es por ello que el presente trabajo buscó evaluar la estabilidad oxidativa del aceite de moringa variando el método de extracción solvente y prensado mecánico.

3.2. Formulación del Problema

Una de las tareas más importantes para un fabricante de aceites comestibles y alimentos que contienen grasas es controlar el proceso de oxidación de lípidos para que los alimentos tengan una estabilidad oxidativa aceptable y una vida útil durante un cierto período de tiempo de almacenamiento. Una mejor comprensión de los procesos de oxidación de lípidos es particularmente útil para controlar estos procesos y desarrollar nuevos productos alimenticios que contengan aceites con una estabilidad oxidativa y vida útil aceptable. (Casimir, 2016, p 7)

Determinar la estabilidad oxidativa (resistencia a la oxidación) de un aceite por pruebas aceleradas combinando temperatura y oxígeno es muy importante ya que nos permite calcular el tiempo de vida útil del aceite en tiempos relativamente cortos, la manera de extraer los lípidos es también un factor importante a tener en cuenta, ya que el tener el aceite por un tiempo prolongado con agentes promotores de oxidación (temperaturas altas, luz ultra violeta, presión de oxígeno, etc.) conllevaría a la formación de compuestos desfavorables procedentes de la oxidación del aceite el cual es un desafío analítico en la ciencia de los alimentos. (Logan et al., 2015).

Por tal motivo en el siguiente trabajo de investigación se estudió la extracción mediante dos métodos y la estabilidad oxidativa del aceite de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*), mediante pruebas aceleradas de oxidación.

3.2.1. Problema General:

¿Cuál es el tiempo de estabilidad oxidativa del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) medidas mediante pruebas aceleradas de oxidación?

3.2.2. Problemas específicos:

¿La extracción mediante prensado mecánico y solvente orgánicos influye en las propiedades fisicoquímicas del aceite de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*)?

¿La extracción (solvente y prensado mecánico) de aceite influye en la composición de ácidos grasos del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*)?

¿Como evaluar la estabilidad oxidativa del aceite de semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*)?

IV. JUSTIFICACIÓN

La investigación acerca de la estabilidad oxidativa del aceite de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) evaluado por dos métodos de extracción de aceite (en particular método por solvente y método por prensado mecánico), permitió determinar si el método de extracción va a causar una variación considerable en la estabilidad oxidativa y consecuentemente en sus propiedades fisicoquímicas, o por el contrario la variación se pueda dar por otros factores que sean ajenos al método de extracción. Determinar la vida de anaquel es muy importante en los productos alimenticios, especialmente en los aceites que tienden a perder su calidad a causa de la rancidez oxidativa, por tal motivo el objetivo de la investigación fue estimar el tiempo de estabilidad oxidativa del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) mediante la prueba acelerada de oxidación Oxitest. Para ello, se empleó una tecnología moderna Oxitest de valoración de oxidación de lípidos en alimentos y evaluar el tiempo de vida útil. El sistema Oxitest permitió medir el grado de oxidación del aceite, bajo condiciones aceleradas de temperatura y oxígeno, en tiempo real. El sistema Oxitest es una técnica analítica sostenible Green Analytical Assay que permitirá evaluar el tiempo de vida útil en condiciones aceleradas.

Con estos estudios se buscó aportar a nivel tecnológico el uso del reactor Oxitest para la aplicación de estudios en estabilidad oxidativa de aceites de productos naturales que se vienen cultivando en el Perú de manera rápida y segura. Como un aporte ambiental el uso del reactor Oxitest ayuda a reducir el uso de reactivos químicos usados en métodos convencionales para la determinación de estabilidad oxidativa de aceites y como aporte secundario respecto al aporte ambiental se busca incrementar el cultivo y consumo de esta planta en la región y especialmente fomentar el cultivo en la provincia de Barranca ya que es una planta con enormes beneficios.

V. ANTECEDENTES Y/O ESTADO DEL ARTE

5.1. Antecedentes

Alberca & Huanca (2015) en el trabajo “*Evaluación del índice de estabilidad oxidativa del aceite de Moringa por el método Rancimat*”, determinaron la estabilidad oxidativa del aceite extraído de las semillas de Moringa por prensado en frío utilizando el método acelerado Rancimat a la vez evaluaron las características fisicoquímicas del aceite virgen de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) extraído por prensado en frío, Los autores obtuvieron los siguientes resultados: densidad (24°C) 0.9105 g/cm³, viscosidad 67.775, punto de fusión 23°C a presión atmosférica, índice de peróxido no detectable, índice de acidez 0.2265%, índice de yodo 66.6416 e índice de anisidina 2.545. Estimaron el tiempo de vida útil a diferentes condiciones de almacenamiento a 20°C con 8.28, 6.29 y 4.17 años, a 25°C con 5.63, 4.33 y 2.92 años y a 30°C con 3.82, 2.98 y 2.05 años a flujos de aire de 15, 20 y 25 L/h respectivamente.

Anwar y Rashid (2007) en el trabajo “*Physico-chemical characteristics of Moringa oleifera seeds and seed oil from a wild provenance of Pakistan*”, los autores examinaron las características fisicoquímicas del aceite de las la semillas de *Moringa Oleífera* de procedencia salvaje de Pakistán, y obtuvieron los siguientes resultados: Un rendimiento de 34.80%, porcentaje de proteína, fibra, humedad y contenido de ceniza de 31.65, 7.54, 8.90 y 6.53% respectivamente. El aceite de semilla de *Moringa oleifera* reveló un valor de yodo de 68.63; índice de refracción (40°C), 1.4571; densidad (24°C), 0.9032 g/cm³ ; valor de saponificación, 181,4; insaponificable, 0,74%; acidez (como ácido oleico) 0,81%.

Leone et al. (2016) en el trabajo “*Moringa oleifera seeds and oil: Characteristics and uses for human health*”, llegaron a la conclusión que las semillas de Moringa oleifera son un recurso prometedor para las aplicaciones alimentarias por su contenido de ácidos grasos monoinsaturados con un alto contenido de ácidos grasos monoinsaturados / saturados (MUFA / SFA), esteroles y tocoferoles, así como proteínas ricas en aminoácidos sulfatados. Los autores también mencionan que los árboles de Moringa son de rápido crecimiento, incluso en condiciones de sequía adaptándose muy bien en áreas subtropicales y tropicales.

Según Marrero et al. (2014) en su trabajo “*Composición de ácidos grasos del aceite de las semillas de Moringa oleífera que crece en La Habana, Cuba*”, mencionan que el aceite obtenido mediante un baño ultrasónico con hexano es de color amarillo claro y olor característico, con un 26.5% de rendimiento promedio y un contenido total de AG de $96.0 \pm 0.97\%$. Los autores analizaron el aceite por cromatografía de gases (CG-FID), y comprobaron la presencia de 22 AG, los AG que encontraron en mayor proporción fueron: oleico con 73.1%, palmítico con 7.4%, behénico con 5.8% y esteárico con 4.0%. Otros AG que encontraron en menor proporción fueron: del C12:0 al C15:0, C16:1, C17:0, C18:1 (n-10), C18:3, C20:0, C20:1, C22:1, y del C23:0 al C28:0.

Gómez et al. (2016) en su trabajo titulado “*Caracterización de aceites de la semilla de Moringa oleífera a partir de la extracción por diferentes métodos*”, caracterizaron el aceite extraído de las semillas de *Moringa oleífera* de las variedades de origen cubano Supergenious, Plain y Nicaragua, a partir de extracciones sólido-líquido, con hexano y etanol como disolventes y por el método de prensado mecánico. Dichos autores llegaron a la conclusión que el método de prensado es eficiente, económico, y no influye en las propiedades del producto obtenido.

Janaki & Yamuna (2015) en su trabajo de “*Extraction of cold press moringa oil*”, extrajeron el aceite de Moringa por prensado en frío, obteniendo un aceite amarillo pálido a temperatura ambiente con un olor y sabor característico y no rancio, el rendimiento de su extracción fue 25% llegando a la conclusión que el rendimiento depende de la variedad de la semilla y del método de extracción.

Fakayode & Ajav (2016) en su trabajo “*Process optimization of mechanical oil expression from Moringa (Moringa oleífera) seeds*”, optimizaron el proceso de extracción mecánica del aceite para las semillas de moringa. Los investigadores adoptaron para el experimento un diseño rotativo compuesto central de 4 factores, Los factores experimentales fueron el contenido de humedad, temperatura de calentamiento, tiempo de calentamiento y presión aplicada. Analizaron los datos usando regresión lineal múltiple a $p = 0.05$. Los autores indican que las condiciones óptimas para un mayor rendimiento se logran con un contenido de humedad de 11%, temperatura de 80°C, duración de 30 min y presión de 20 MPa.

Yusoff et al. (2016) en su trabajo de investigación "*Aqueous enzymatic extraction of Moringa oleifera oil*", obtuvieron aceite de *Moringa Oleífera* mediante el método de extracción enzimática acuosa (AEE). Dichos autores determinaron los intervalos predeterminados, el uso de pH 4.5, relación humedad / núcleo de 8:1 (p/p) y velocidad de sacudida de 300 grados / min a 40°C durante 1 h de tiempo de incubación dio como resultado una recuperación más alta del aceite de aproximadamente 70% (g de aceite/g de aceite extraído con disolvente). Estos parámetros optimizados dieron como resultado una capa de emulsión muy fina, que indica una cantidad diminuta de emulsión formada. Con estos hallazgos sugieren que la selección crítica de parámetros de AEE es clave para una recuperación de aceite elevada con formación de emulsión mínima, reduciendo de este modo la carga en la etapa de des emulsión.

Yusoff et al. (2017) en un nuevo trabajo de investigación "*High pressure pre-treatment of Moringa oleifera seed kernels prior to aqueous enzymatic oil extraction*" optimizaron el proceso de obtención de aceite extraído de la semilla de moringa (*Moringa Oleífera*) mediante dos métodos de extracción, método de extracción con disolvente con hexano (6h) y el método de extracción enzimática acuosa; Los autores definen que dentro de la extracción enzimática acuosa se obtienen dos variables, una con semillas de moringa molidas y la otra con semillas enteras con la adición de 2% (p/p) de mezcla enzimática de Neutrase 0.8L y Celluclast 1.5L a una proporción de 3:1. En la elaboración de este trabajo las semillas fueron descascarilladas, luego acondicionadas a 50°C por ocho horas, molidas y tamizadas (710µm), sometidas a un procesamiento de alta presión (200, 400, 500, 600Mpa) y a una temperatura de 25°C por 15 min. Llegaron a la conclusión que el rendimiento fue mayor con las semillas que fueron molidas y extraídas por el método de extracción enzimática acuosa.

Claus et al. (2015) en su trabajo "*Chemical characterization and use of artichoke parts for protection from oxidative stress in canola oil*" evaluaron las composiciones de ácidos grasos y proximales, el contenido total de compuestos fenólicos y la actividad antioxidante total de las partes de alcachofa (brácteas, receptáculos y espigas) cultivadas en Brasil y realizaron análisis de componentes principales. El análisis indicó mayores concentraciones de compuestos fenólicos y actividad antioxidante en las espigas que en las brácteas y el receptáculo. En un experimento de seguimiento, evaluaron el valor protector de los lípidos de las partes de alcachofa en pruebas de aceite de canola usando

un equipo, denominado “Oxitest”. La adición de 5 g / 100 g de espigas casi duplicó el punto de inducción de aceite de canola. Estos resultados sugieren que las espigas de alcachofa pueden tener aplicaciones industriales como aditivos antioxidantes naturales para alimentos como el aceite de canola.

5.2. Estado del arte

5.2.1. La Moringa (*Moringa oleífera*)

La Moringa es un árbol originario del sur del Himalaya, Nordeste de la India, Bangladesh, Afganistán y Pakistán. Se encuentra diseminado en una gran parte del planeta. En América Central fue introducido en los años 20's como planta ornamental y para cercas vivas, se encuentra en áreas desde el nivel del mar hasta los 1 800 metros. Se puede reproducir por estacas o semillas. (Rosales et al. 1999, p.341)

Doménech et al. (2017) señalan que la *Moringa oleífera* es un árbol caducifolio, de crecimiento rápido, con raíces tuberosas y gruesas, hoja verde claro, de floración abundante, con frutos en cápsulas alargadas y colgantes y que contienen semillas oscuras. Se asocia a zonas tropicales y subtropicales, bastante resistente a la sequía, con una temperatura de crecimiento ideal de 25-35°C, aunque puede tolerar hasta los 48°C. (p. 86)

Según Hernández et al. (2017, citado en Silva et al. 2018) mencionan que la moringa, mejor conocida como el árbol de la vida, es utilizada desde la raíz hasta las hojas, siendo estas las más utilizadas, debido a que contiene mayor valor nutrimental y una gran variedad de aminoácidos esenciales. (p. 248)

Fuglie (2001, citado en García et al. 2013), menciona que en la actualidad la moringa se distribuye por todo el mundo, en los trópicos y sub trópicos. La *Moringa oleífera* se asocia morfológicamente con la *Moringa concanensis* y con la *Moringa peregrina*, y se denominan “árboles esbeltos”, por su figura estilizada y alta. Son especies principalmente asiáticas, originaria de las faldas del sub Himalaya (valles sub Himalayos), en el norte de la India, aunque pueden encontrarse hoy día a lo largo de todo el planeta. (p. 14)

Cavallani (2001, citado en García et al. 2013) menciona que La *Moringa Oleífera* crece y se utiliza en muchas zonas áridas del mundo: Desde África hasta Asia pasando para América Latina, así mismo Mathur, (2005) indica que los principales países en donde está distribuida la siembra del árbol de la moringa (figura 1) es precisamente donde el nivel de desnutrición es alto por lo tanto la siembra de moringa ayudaría a combatir este problema (figura 2).

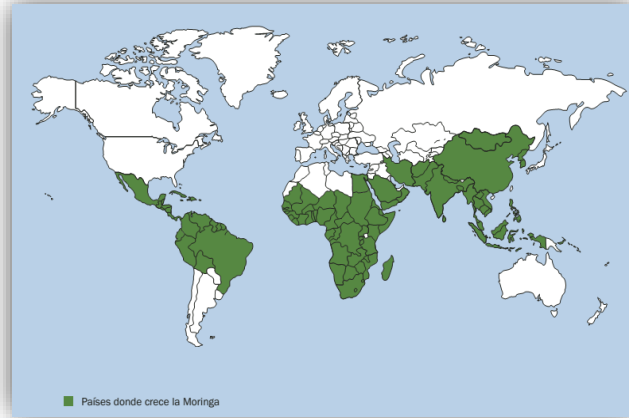


Figura 1 Países donde crece la planta de moringa.

Fuente: Mathur (2005)

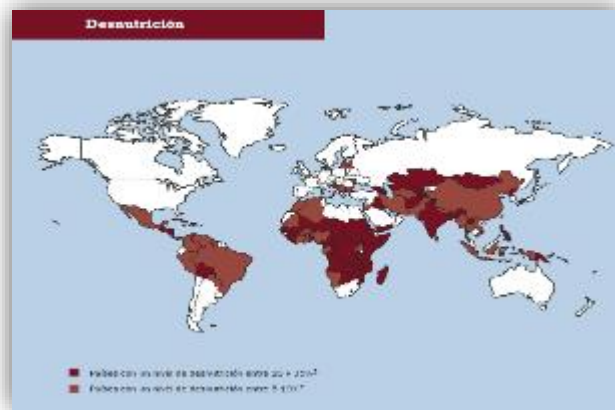


Figura 2 Países con desnutrición donde crece la planta de moringa.

Fuente: Mathur (2005)

El árbol brinda una innumerable cantidad de productos valiosos que las comunidades han aprovechado por cientos, tal vez por miles de años. Las vainas verdes, las hojas, las flores y las semillas tostadas son muy nutritivas y se consumen en muchas partes del mundo. El aceite de la semilla de *Moringa oleífera* puede utilizarse en la cocina, para producir jabones, cosméticos y combustible para lámparas. Diferentes partes del árbol se utilizan en medicinas naturales. (Folkard & Sutherland, 1998, p. 24)

Las semillas según refiere Rosales et al., (1999) son de forma redonda y color castaño oscuro con 3 alas blanquecinas. Cada árbol puede producir entre 15 000 a 25 000 semillas por año. (p. 342)

5.2.2. La Moringa en el Perú

Según la tabla 1, en el Perú existen aproximadamente 730 Ha. de siembra de *Moringa oleífera* que representan alrededor de 1825 Tm de Moringa fresca o 338 Tm de Harina, repartidas en los departamentos de Ica, Piura y Lambayeque (Punto Nueve y Pátapo), demostrando la disponibilidad de la misma en la actualidad. (López & Quiñonez, 2013)

Tabla 1
Sembríos de Moringa en el Perú.

Lugar	Ha (2012)
Ica	500
Piura	100
Punto nueve (Lambayeque)	120
Pátapo (Lambayeque)	10

Fuente: López & Quiñonez (2013)

Así mismo Chepote (2013) menciona que también existen cultivos en el distrito de Huacho- Lima, también menciona que el cultivo de Moringa se adapta muy bien en la costa y en lugares por debajo de los 1500 msnm, donde los recursos hídricos son escasos.

5.2.3. Extracción de lípidos para análisis de oxidación

Los aceites vegetales es posible extraerlos por el método de prensado mecánico (prensa hidráulica y expeller), por el método químico utilizando solventes y por arrastre de vapor para aceites esenciales. (Rivera, 2015, p. 7)

(Grasso, 2013, p. [18]), menciona que la extracción depende del tipo y la estructura de la semilla, es decir que cuando la semilla presenta un contenido de aceite mayor al 20% (base seca) el proceso a utilizar es el prensado mecánico, con el fin de romper las paredes celulares del material vegetal; por otro lado las semillas que cuenten con un contenido de lípidos menor al 20% (base seca), se emplea la extracción con disolventes orgánicos tales como el hexano, a pesar que la extracción sea un proceso de bajo costo de operación, el aceite resultante es crudo y de bajo valor el cual tiene que ser refinado para su uso.

Casi todos los análisis químicos de oxidación de lípidos requieren la extracción como primer paso. Las extracciones, para esta aplicación, tienen tres requisitos: proporcionar

una muestra representativa de lípidos con rendimiento máximo, evitar la nueva oxidación de lípidos y poder manejar grandes números de muestras simultáneamente. (Schaich, 2016, p. 16)

1. Extracción con solventes

En este tipo de extracción, se requiere moler las semillas con el propósito de incrementar el área superficial de contacto entre el solvente y el material sólido, así como también para provocar la ruptura de las células donde el aceite se almacena.

El tipo de disolvente y el método real de extracción de lípidos dependen tanto de la naturaleza química de la muestra y el tipo de extracto lipídico deseado (lípidos totales, lípidos superficiales de las hojas). Una de la característica importante del disolvente ideal para la extracción de lípidos es la alta solubilidad de los lípidos acoplados con baja o nula solubilidad de proteínas, aminoácidos y carbohidratos. El disolvente de extracción puede también prevenir la hidrólisis enzimática de los lípidos, asegurando así la ausencia de reacciones secundarias. El solvente debe penetrar fácilmente las partículas de muestra y debe tener un punto de ebullición relativamente bajo para evaporarse fácilmente sin dejar ningún residuo al recuperar los lípidos. Los disolventes utilizados principalmente para el aislamiento de los lípidos son alcoholes (metanol, etanol, isopropanol, n-butanol), acetona, acetonitrilo, éteres (éter dietílico, éter isopropílico, dioxano, tetrahidrofurano), halocarbonos (cloroformo, diclorometano), hidrocarburos (hexano, benceno, ciclohexano, isooctano) o sus mezclas. Aunque solventes como el benceno son útiles en la extracción de lípidos, es recomendable buscar solventes alternativos por su potencial de carcinogenicidad de tales productos. La inflamabilidad y la toxicidad del disolvente también son consideraciones importantes para minimizar los riesgos potenciales, así como el costo y la no higroscopicidad. (Casimir, 2017, p. 135)

En el proceso de extracción de aceites con solventes el residuo debe ser calentado para eliminar de la fase lipídica rastros de solvente, para ello se requiere un elevado consumo de energía térmica, lo que conllevaría a una disminución de la calidad del aceite extraído. (Grasso, 2013, p. [28])

Existe una metodología planteada por Folch, et al (1956) basada en la mezcla de dos solventes, el procedimiento Folch se desarrolló específicamente para eliminar los lípidos totales, Schaich, (2016), este procedimiento extrae lípidos polares, como no

polares, debido a que se utiliza una combinación de un solvente apolar y un solvente relativamente polar, la mezcla es una combinación de cloroformo y etanol en una proporción 2:1 (Angel & Monsalve, 2009)

El procedimiento consiste en pesar 1 g de tejido y homogenizarlo durante 3 minutos con 19 ml de una mezcla de solventes, cloroformo: metanol en una relación 2: 1 para la extracción de lípidos. La mezcla se filtra y la fase solvente del extracto se agita con 0.2 volúmenes de agua o 0.05 mol / L de cloruro de potasio para eliminar contaminantes no deslizantes como proteínas, pigmentos, antioxidantes y otros compuestos solubles en alcohol. Las proporciones finales de solvente (contando el contenido de agua del tejido) son cloroformo: metanol: agua 8: 4: 3. Después se deja decantar o se procede a una centrifugación, los disolventes se separan en dos capas, con componentes no deslizantes en la capa acuosa superior y lípidos en la parte inferior, capa orgánica. El agua lava algunos lípidos polares y da como resultado la acumulación de una espuma de proteolípidos en la interfaz de fase. Esta capa de espuma se elimina y los rendimientos de lípidos aumentan cuando los lavados con sal reemplazan el agua. (Schaich, 2016)

2. Prensado en Frío

El prensado es la separación de líquido de un sistema de dos fases (sólido – líquido) que no se puede separar con facilidad, mediante la compresión en condiciones que permiten que el líquido escape al mismo tiempo que retiene el sólido entre las superficies de compresión, la máxima temperatura de “prensado en frío” es de 300 k (27 °C). (Rivera, 2015)

En la extracción mecánica, se utilizan prensas por lote, los rendimientos de la extracción dependerán de la cantidad de presión aplicada, del tiempo que se deje drenar el aceite, la temperatura y la viscosidad. (Avellaneda, 2010 p. 54). (Sánchez, 2006) menciona al prensado también se le conoce como “expresión” y “que dentro de las prensas tipo batch o en forma continua, se encuentran los equipos: Tornillo sin fin de alta o de baja presión, extractor expeller, extractor centrífugo, extractor decanter y rodillos de prensa.” (p. 2).

Se han realizado varios trabajos sobre extracción de aceite de semillas oleaginosas utilizando solventes y métodos de extracción enzimática acuosa, sin embargo, los expulsores representan una de las mejores opciones para la expresión del aceite de las semillas oleaginosas. Para lograr esto las semillas requieren de un procesamiento

preliminar óptimo antes del prensado Las condiciones de procesamiento como el contenido de humedad, la temperatura de calentamiento, el tiempo de calentamiento y la presión aplicada afectan los rendimientos de grasas y aceites durante la extracción. (Fakayode & Ajav, 2016, pp. 142-143)

5.2.4. Deterioro de los Lípidos

Las transformaciones químicas de los lípidos, denominado rancidez, reducen el valor nutritivo del aceite y producen compuestos volátiles que imparten olores y sabores desagradables; la rancidez se divide en dos grupos: La lipólisis o rancidez hidrolítica y la autooxidación o rancidez oxidativa. (Badui, 2013, p. 283)

5.2.4.1. Lipólisis o rancidez hidrolítica

La hidrólisis de los ésteres de ácidos grasos, se da en presencia de agua formando ácido graso libre y glicerol, las enzimas lipolíticas descomponen rápidamente los triglicéridos formando diglicérido y monoglicéridos en condiciones apropiadas las cuales pueden ser aceleradas con temperaturas y presiones altas. Esto ocurre generalmente en semillas oleaginosas y frutos de palma durante el procesamiento. (Chow, 2008, p. 30)

Esta reacción es catalizada por lipasas en presencia de agua y condiciones de temperatura elevada, en cual tiene por consecuencia la liberación de ácidos grasos. En forma natural, en los granos crudos existe una fuerte actividad lipásica, cuya función biológica es aprovechar los lípidos para suministrar nutrimentos y fortalecer la germinación. (Badui, 2006, p. 283)

En la naturaleza existen enzimas que modifican las grasas como las carboxil esterases (carboxil éster hidrolasa), que incluyen dos enzimas, las esterases y las lipasas diferenciadas en función de su especificidad de sustrato. Las esterases hidrolizan soluciones de ésteres de cadena corta de acilo solubles en agua y son inactivas contra los triglicéridos de cadena larga insolubles en agua que a su vez se hidrolizan específicamente por lipasas. (Logan et al, 2015, p. 212)

En la producción de aceite de oliva por prensado se tiene que el aceite obtenido en el primer prensado tiene menores concentraciones de ácidos graso libres, mientras que las extracciones posteriores y el aceite extraído de orujo presentan mayores contenidos de

ácidos grasos libres, esto es debido a que la matriz celular se altera aún más y las lipasas tienen mayor tiempo para hidrolizar los triglicéridos. La hidrólisis de los triglicéridos también ocurre en los aceites para freír debido a las altas temperaturas de procesamiento y la introducción de agua de los alimentos fritos. Como el ácido graso libre aumenta, disminuye el punto humo y la estabilidad oxidativa. (Damodaran, et al. 2008, p. 186)

5.2.4.2. Oxidación o rancidez oxidativa

El fenómeno de la autooxidación es conocido como uno de los principales factores que afectan a la vida útil de los mismos, capaz de producir sabores y olores indeseables. (Mata, 2015, p. 21).

Es el deterioro más común de las grasas y aceites y se refiere a la oxidación de los ácidos grasos insaturados, pero también se presenta con otros compuestos de interés biológico, como la vitamina A y los carotenoides. La oxidación ocurre cuando un átomo cede un electrón a otro átomo distinto mediante el proceso de la reducción. (Badui, 2006, p. 283). Esto ocurre a través de un mecanismo autosuficiente de radicales libres que producen hidroperóxidos (productos primarios), que a su vez sufren escisión para formar aldehídos y cetonas, alcoholes e hidrocarburos (productos secundarios). (Casimir, 2017, p. 145)

Se podría decir que abstrayendo un hidrógeno controlaría la propagación de la oxidación, ya que los hidroperóxidos pueden ser el intermediario clave y los productos no se forman hasta después de que los hidroperóxidos se descomponen, sin embargo la química fundamental de los radicales libres muestra que los radicales peroxilo orgánicos (ROO°) y los radicales alcoxilo (RO°) también experimentan reacciones de reordenamiento adición y escisión o eliminación independientes en competencia con las abstracciones de hidrógeno en reacciones en cadena de radicales. Esto significa que los productos finales distintos de los hidroperóxidos pueden acumularse en las primeras etapas de oxidación, y los productos secundarios pueden generarse sin pasar por los hidroperóxidos. (Logan, 2015, p. 2)

Los ácidos grasos insaturados son más propensos a sufrir oxidación, ya que absorben el oxígeno más rápido que los ácidos grasos saturados, la oxidación también va a depender de la distribución de los lípidos en los alimentos, así como su área de exposición por ejemplo existen alimentos como la margarina (emulsiones agua/aceite)

en el cual la fase continua está en contacto con el aire por consiguiente se llega a oxidar más rápido que una emulsión aceite/agua como la mayonesa, en donde la fase acuosa protege al aceite, retardando la oxidación, debido a que el oxígeno tendría que atravesar primero la zona polar. Existen compuestos promotores e inhibidores de la oxidación los cuales se enlistan en la tabla 2. (Badui, 2006, p. 285)

Tabla 2
Factores que influyen en la oxidación de lípidos

Promotores	Inhibidores
Temperaturas altas	Refrigeración
Metales, Cu, Fe, etcétera	Secuestradores
Peróxidos de grasas oxidadas	Antioxidantes
Lipóxidasa	Escaldado
Presión de oxígeno	Gas inerte o vacío
Luz UV, azul	Empaque opaco
Poliinsaturación	Hydrogenación de ácidos insaturados

Fuente : (Badui, 2006)

El oxígeno molecular reacciona directamente con compuestos orgánicos en condiciones suaves, el cual se comporta como un birradical al tener dos electrones desapareados ($\cdot O - O \cdot$) en el estado fundamental y se dice que está en un estado triplete. La oxidación se produce mediante un mecanismo en cadena de radicales, los cuales se describen en términos de iniciación, propagación y terminación. Estos procesos a menudo consisten en una serie compleja de reacciones secuenciales y superpuestas. (Frankel, 2014, p. 15)

Los radicales libres son moléculas o átomos que tienen electrones no apareados. Las especies de radicales libres pueden variar mucho en su energía. Los radicales como el radical hidroxilo ($\cdot OH$) tienen una energía muy alta y pueden oxidar prácticamente cualquier molécula causando abstracción de hidrógeno. Otras moléculas como el antioxidante, α -tocoferol, pueden formar radicales libres con poca energía que son menos capaces de atacar moléculas como los ácidos grasos insaturados. (Damodaran, et al. 2008, p. 187).

Tabla 3
Mecanismo de oxidación de lípidos

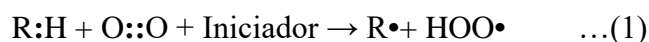
Iniciación	RH	→ R• + H•	Radical libre
Propagación	R• + O ₂	→ ROO•	Radical hidroperóxido
	ROO• + RH	→ R• + ROOH	Hidroperóxido
Terminación	R• + R•	→ RR	Compuestos muy estables
	R• + ROO•	→ ROOR	
	ROO• + ROO• +	→ ROOR + O ₂	
	ROO• + ROO• +	→ ROR	
	2RO• + 2ROO•	→ 2ROOR + O ₂	

RH: Ácido graso insaturado

Fuente: (Badui, 2006)

Iniciación:

En presencia de iniciadores como los radicales libres, la luz, el oxígeno singlete (¹O₂) o traza de metales, la reacción de oxidación inicia cuando el ácido graso insaturado (R:H) pierde un átomo de hidrógeno (H•) para formar un radical alquilo (R•). una vez formado el radical alquilo, el radical libre se estabiliza por deslocalización sobre el o los dobles enlaces, dando como resultado un desplazamiento del doble enlace formando enlaces dobles conjugados, y modificando las configuraciones cis y trans. (Frankel, 2014,p. 15) y (Damodaran, et al. 2008, p. 187)



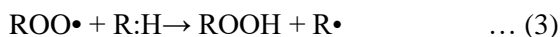
Propagación:

El radical alquilo de los lípidos insaturados (R•) que contiene un hidrógeno lábil reacciona muy rápidamente con oxígeno molecular (O₂) para formar radicales peroxilo (ROO•) (Frankel, 2014, p. 16).

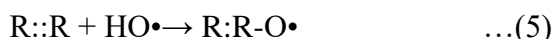


La alta energía de los radicales peroxilo les permite promover la abstracción de un hidrógeno de otra molécula dado que el enlace covalente carbono-hidrógeno de los ácidos grasos insaturados es débil, son susceptibles al ataque de los radicales peroxilo, la adición del hidrógeno al radical peroxilo da como resultado la formación de un

hidroperóxido de ácido graso (ROOH) y la formación de un nuevo radical alquilo (R•) en otro ácido graso. (Damodaran, et al. 2008, pp. 188-189)



El hidroperóxido forma los radicales alcoxis (RO•) e hidroxilo (HO•) que pueden abstraer H• de los ácidos grasos insaturados o reaccionar con sistemas conjugados continuando la reacción en cadena. (Damodaran, et al. 2008, p 189)



Terminación:

Esta reacción describe la combinación de dos radicales para formar especies no radicales. En presencia de oxígeno, el radical libre predominante es el radical peroxilo ya que el oxígeno será añadido a radicales alquilo a velocidades limitadas por difusión, así, bajo condiciones atmosféricas, pueden ocurrir reacciones entre los radicales peroxilo y alcoxilo. (Damodaran, et al. 2008, p. 190)



Al reaccionar los hidroperóxidos generan nuevos radicales que al polimerizarse aumenta la viscosidad del aceite produciendo la reacción en cadena y generando compuestos de oxidación secundaria como los aldehídos, cetonas, ácido y otros compuestos de bajo peso molecular que confieren olores rancios. En la figura 4 se puede observar que existe un tiempo de inducción en donde prácticamente el lípido es estable y aun no ah el mecanismo de oxidación, al transcurrir el tiempo y el contacto del lípido con los promotores de oxidación, se comienzan a generar los peróxidos los cuales aumenta hasta un punto en donde empieza a decaer, sin embargo, la viscosidad y los productos de oxidación secundaria como aldehídos y cetonas aumentan. Por esta razón, el índice de peróxidos no necesariamente refleja el grado de oxidación de una grasa; depende del momento en que se determina. (Badui, 2006, p. 285)

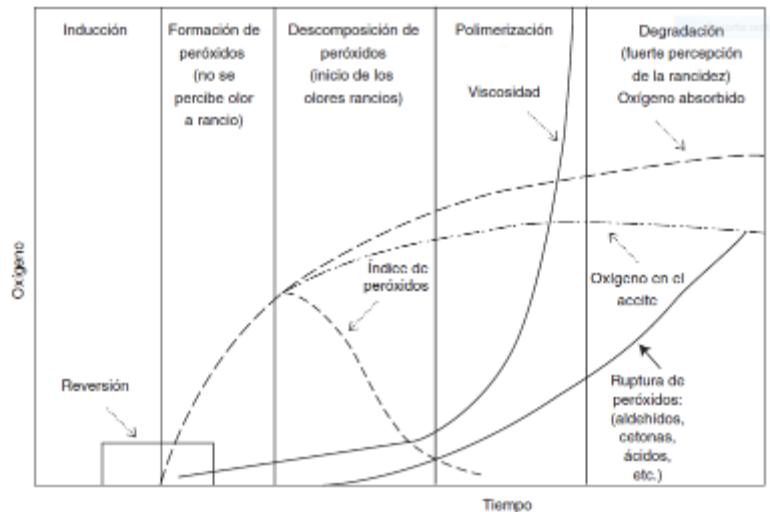


Figura 3 Desarrollo de oxidación de los lípidos.

Fuente: (Badui Dergal, 2006)

5.2.5. Estabilidad oxidativa de los aceites

Para la determinación de la estabilidad oxidativa de los aceites existen métodos estáticos tales como la medición del índice de peróxido, p-anisidina, dienos y trienos conjugados medidos en tiempo real; y métodos dinámicos que están estandarizados para acelerar la oxidación del aceite y poder hallar la estabilidad oxidativa en tiempos relativamente cortos, tales como el índice de estabilidad oxidativa (OSI) medido por el equipo rancimat y el periodo de inducción (IP) medido en el equipo Oxitest, ambos métodos basados en procedimientos estándares internacionales (AOCS, Cd 12b-92) y (AOCS, Cd 12c-16) respectivamente. (Villanueva et al., 2017) y (Comandini, et al, 2009)

La estabilidad se puede definir como la resistencia de un lípido a la oxidación y al deterioro resultante debido a la generación de sabores y olores desagradables que causa la rancidez oxidativa y disminución de la calidad de los alimentos durante los periodos de procesamiento y almacenamiento (Frankel, 2014), el deterioro oxidativo en los alimentos implica la oxidación tanto en la fase lipídica (p. ej., lípidos poliinsaturados) como la fase acuosa (p. ej., proteínas), dependiendo de las matrices en los alimentos. (Skibsted, 2010).

a. Métodos estáticos

Existen diferentes métodos para determinar el deterioro oxidativo de los lípidos

alimentarios, los cuales se basan en la utilidad de los resultados según las propiedades químicas y físicas medidas, la especificidad y precisión de los análisis y cómo se relacionan con el almacenamiento de productos alimenticios en la vida real. (Frankel, 2014, p 99). Sin embargo, no existe un método uniforme y estándar para detectar todos los cambios oxidativos en todos los sistemas alimentarios. (Casimir, 2017, p. 520)

Hu & Jacobsen (2016), recomiendan emplear al menos un método para analizar productos de oxidación primaria cuantificado por hidroperóxidos (índice de peróxido) y otro para determinar productos de oxidación secundaria (índice de p-anisidina).

1. Índice de Peróxido

El índice de peróxido es un procedimiento que mide el yodo liberado (yoduro de potasio) por titulación con tiosulfato de sodio estándar (Frankel, 2014, p.103). Los valores de peróxido se expresan como miliequivalentes (mEq) de oxígeno activo por kg de aceite; 1 mEq es igual a 2 mmol de hidroperóxido. (Damodaran, et al. 2008, p. 208)

El método para el índice de peróxido requiere una muestra de 5 g para valores de peróxido por debajo de 10, y aproximadamente 1 g para valores de peróxido más altos, la sensibilidad de este método es de aproximadamente 0,5 meq / kg, el método es altamente empírico y depende de la técnica del operador. (Frankel, 2014, p. 104). El principio del método se basa en la reducción del grupo hidroperóxido (ROOH) con el ion yoduro (I⁻). La cantidad de yodo (I₂) liberada es proporcional a la concentración de peróxido presente. El I₂ liberado se evalúa mediante valoración frente a una solución estandarizada de tiosulfato de sodio (Na₂S₂O₃) usando un indicador de almidón. (Casimir , 2017, p. 522)

Las reacciones químicas involucradas en la determinación de PV son las siguientes:



Según el CODEX STAN 210 – 1999 (1991) el índice de peróxido para aceites prensados en frío y vírgenes es aceptable hasta 15 miliequivalentes de oxígeno activo/kg de aceite. p. 7

2. Índice de p-anisidina

El índice de p-anisidina se define como la absorbancia de una solución resultante de la reacción de 1 g de grasa disuelto en 100 ml de isooctano y reactivo (0.25% anisidina en ácido acético glacial), el cual es medido a 350 nm en una cubeta de 1 cm. (Frankel, 2014, p. 107). En el desarrollo del método (AOCS Cd 18-90), la p-anisidina reacciona en presencia de ácido acético con compuestos aldehídos de aceites y grasas. La intensidad de color va a depender no solo de la cantidad de compuestos aldehídos presente sino también de su estructura, un doble enlace en la cadena carbonada, conjugado con el doble enlace del carbonilo aumenta la absorbancia molar en 4 o 5 veces. (Grompone, 1991, p. 9)

El índice de p-anisidina (p-AnV) se usa a menudo en la industria junto con el índice de peróxido (PV) para calcular la llamada oxidación total o valor TOTOX. (Casimir C. Akoh, 2017)

$$\text{TOTOX value} = 2\text{PV} + p\text{-AnV}$$

El denominado valor de Totox (valor de anisidina + 2 PV) se utiliza como medida empírica de los precursores de carbonilos no volátiles presentes en aceites procesados más cualquier otro producto de oxidación desarrollado después del almacenamiento. El aceite de buena calidad debe tener un valor de Totox de menos de cuatro. (Frankel, 2014, p. 107).

b. Métodos dinámicos

Para estimar la estabilidad oxidativa o la susceptibilidad de una grasa a la oxidación, la muestra se somete a una prueba de oxidación acelerada en condiciones estandarizadas y se elige un punto final adecuado para determinar los niveles apropiados de deterioro oxidativo. Varios parámetros como la temperatura.

(60–140 ° C), catalizadores metálicos (5–100 ppm), presión de oxígeno (3–165 psi), o agitación variable para aumentar el contacto del reactivo, se manipulan para acelerar la oxidación y el desarrollo de rancidez en aceites y emulsiones. (Frankel, 2014)

La temperatura es el factor más importante a considerar al evaluar la estabilidad oxidativa de las grasas no saturadas, debido a que el mecanismo de oxidación cambia

con la temperatura. Diferentes hidroperóxidos actúan como precursores de sabores volátiles, y se descomponen en diferentes grados a diferentes temperaturas.

Debido a que la tasa de oxidación está relacionada exponencialmente con la temperatura, el tiempo de vida de un lípido alimentario disminuye logarítmicamente con el aumento de la temperatura. A temperatura ambiente, la tasa de oxidación lipídica es independiente de la presión de oxígeno. Sin embargo, a temperaturas elevadas, la tasa de la oxidación lipídica se vuelve dependiente de las presiones de oxígeno, porque la solubilidad del oxígeno disminuye y se convierte en un factor limitante significativo durante el progreso de la reacción. En las pruebas de estabilidad, es importante por lo tanto usar varias temperaturas de almacenamiento y en un rango tan bajo como sea práctico.

La energía de activación (o la energía adicional que necesitan los reactivos para formar productos) de oxidación lipídica es mayor en presencia de antioxidantes (aproximadamente 20–25 kcal / mol) que en su ausencia (aproximadamente 18 kcal / mol), porque los antioxidantes reducen las tasas de oxidación al aumentar la energía general de activación.

Por el contrario, los catalizadores metálicos reducen la energía de activación (aproximadamente 10–14 kcal /mol) al aumentar la tasa de oxidación de lípidos. (Frankel, 2014)

5.2.6. Análisis para determinar la calidad de aceites comestibles

Dado que los lípidos alimentarios pueden contener muchos ácidos grasos insaturados diferentes y puede exponerse a varios prooxidantes diferentes, se pueden formar cientos de productos de descomposición. La complejidad de estas vías hace que el análisis de la oxidación de lípidos sea muy desafiante. (Damodaran, et al, 2008, p. 207)

1. Evaluación sensorial

La evaluación sensorial es una disciplina especializada, que utiliza panelistas entrenados para medir y analizar las características de los lípidos alimentarios evocados por los sentidos del gusto, olor, vista y sensación en la boca. El análisis sensorial puede ser altamente sensible ya que los humanos pueden detectar ciertos compuestos aromáticos por debajo o cerca de los niveles de detección para técnicas químicas e

instrumentales. Los análisis sensoriales están estrechamente asociados con la calidad de los lípidos, pero su utilidad es limitada por su alto costo para las instalaciones y requiere panelistas entrenados. Esta capacitación generalmente es específica del producto ya que los productos de oxidación de diferentes ácidos grasos pueden producir diferentes perfiles sensoriales (Frankel, 2014, p. 99; Damodaran, et al, 2008, p. 207)

Existen dos tipos importantes de paneles de sabor el cual incluyen: El panel analítico, que utiliza de 5 a 20 sujetos con experiencia que están capacitados para diferenciar y clasificar muestras de acuerdo con una escala numérica, utilizando estándares de referencia; no deben usarse para juzgar la aceptabilidad; y el panel de consumidores, que utiliza 50 o más sujetos no capacitados a quienes se les pregunta para expresar preferencia o aceptabilidad de productos terminados, en donde se recolectará información descriptiva. (Frankel, 2014, p. 100)

2. Índice de acidez

La medición de ácidos grasos libres (FFA) es el método más simple para monitorear la rancidez hidrolítica en los alimentos que contienen lípidos. (Hu, 2016, p. 167). Los aceites demuestran su acidez según el grado de hidrólisis de sus ácidos grasos. (Alberca & Huanca, 2015, p. 77).

El índice de acidez se define como los miligramos de hidróxido de potasio (mg KOH) necesarios para saponificar los ácidos grasos libres de la grasa, el resultado se expresa como porcentajes de ácidos grasos calculados en términos del ácido oleico. (Badui, 2006, p. 262)

3. Índice de refracción

El índice de refracción de un medio es la relación entre la velocidad de la luz a una longitud de onda definida en el vacío y su velocidad en el medio, se toma como referencia la línea D del sodio (589 nm) en un refractómetro de Abbe, generalmente se miden entre 20 °C si la muestra es líquida a esta temperatura y 40 °C a más si la muestra es sólida a una temperatura de 20 °C (Dieffenbacher & Pocklington, 1991, p. 34)

Este dato es de gran interés, ya que presenta una estrecha relación con el peso molecular medio y con el grado de insaturación de los aceite y grasas, también por la facilidad y rapidez que puede ser determinado. (Albitres, 1984, p. 55). El índice de refracción es utilizado para indicar el grado de pureza de un aceite, el cual está

relacionado con el grado de saturación y con la relación cis/trans de los dobles enlaces. (Gutierrez, 2003). El índice de refracción de casi todos los líquidos esta entre 1.3 y 1.8; para los sólidos es de 1.3 a 2.5 o más.(Skoog, et al. 2008, p. 140)

VI. HIPÓTESIS Y VARIABLES DE ESTUDIO

6.1. HIPÓTESIS

6.1.1. Hipótesis General

H₁: El tiempo de estabilidad oxidativa del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) será mayor a 1 año a temperatura de 20 ° C

H₀: El tiempo de estabilidad oxidativa del aceite de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) no será mayor a 1 año a temperatura de 20 ° C

6.1.2. Hipótesis específica:

H1: El método de extracción influye significativamente en las propiedades fisicoquímicas del aceite de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*).

H0: El método de extracción no influye significativamente en las propiedades fisicoquímicas del aceite de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*).

H2: El método de extracción influye significativamente en la composición de ácidos grasos del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*)

H0: El método de extracción no influye significativamente en la composición de ácidos grasos del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*)

H3: La estabilidad oxidativa del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*), se evalúa por el método acelerado de oxidación Oxitest.

H0: La estabilidad oxidativa del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*), no se evalúa por el método acelerado de oxidación Oxitest.

6.2. VARIABLES DE ESTUDIO

Tabla 4

Operacionalización de las variables

Variable	Definiciones Conceptuales	Definición operacional	Indicadores	Escala de medición
Independiente				
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Método de extracción del aceite de la semilla de Moringa 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Proceso por el cual se puede extraer el aceite del alimento que lo contiene. 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Extracción del aceite de la semilla de Moringa por solvente y por prensado mecánico. 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Rendimiento (%) 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Material volumétrico
Dependiente				
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Propiedades fisicoquímicas ➤ Estabilidad Oxidativa 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Características físicas y químicas que permiten diferenciar una sustancia. ➤ Resistencia del aceite a la oxidación. 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Se medirán por métodos, materiales y equipos de laboratorio. ➤ Se medirá en función del tiempo de inducción. 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Índice de peróxidos, índice de anisidina, índice de acidez, índice de refracción, perfil de ácidos grasos. ➤ Horas de inducción. 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ mEq O₂/kg, % ácido oleico, % área de ácidos grasos. ➤ Oxitest

VII. OBJETIVOS

7.1. Objetivo General

Estimar el tiempo de estabilidad oxidativa del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) mediante la prueba acelerada de oxidación Oxitest.

7.2. Objetivos específicos

Evaluar la influencia de la extracción sobre las propiedades fisicoquímicas del aceite de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*).

Determinar si el método de extracción influye sobre la composición de ácidos grasos del aceite de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*).

Determinar si la prueba acelerada de oxidación Oxitest permite evaluar la estabilidad oxidativa del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa oleífera Lam*).

VIII. METODOLOGÍA

7.1. Materia Prima: Semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*)

7.2. Reactivos:

- p-Anisidina para síntesis. Marca Merck®
- Yoduro de potasio para análisis. Marca Merck®
- Almidón soluble de papa en polvo. Marca J.T. Baker
- Fenoltaleína en Polvo. Marca J.T. Baker
- Hidróxido de sodio pellets. Marca Merck®
- GLC Reference standard. UN-CHEK-PREP, INC.
- Hidróxido de potasio pellets para análisis. Marca Merck®
- Cloruro de sodio, Cristal. Marca J.T. Baker
- Ácido acético glacial. Marca J.T. Baker
- Metanol. Solvente HPLC. Marca J.T. Baker
- Isooctano para cromatografía de gases ECD and FID Suprasolv. Marca Merck®
- Isooctano, calidad ACS. Marca Fermont
- Trifluoruro de Boro-metanol complejo (20% solución en metanol) para síntesis. Marca Merck®
- Tiosulfato de sodio para 1000 ml. $c(\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3) = (0.01\text{N})$ Titrisol. Marca Merck®
- Cloroformo. Baker Analyzed ACS reactive. J.T.Baker
- Alcohol etílico (98%)
- Agua destilada

7.3. Materiales

- Matraz Erlenmeyer 250 ml
- Matraz Kitasato 250 ml
- Embudo Buchner.

- Probetas 100 ml
- Vasos precipitados 100 ml
- Tubos de ensayo
- Termómetro digital
- Pipeta de (1, 5, 10) ml
- Bureta. Valor nominal: 10 ml, División mínima: 0.02 ml
- Pinzas de metal y madera
- Gradilla de tubos de ensayo
- Papel aluminio
- Fiola de 25 ml
- Envases de vidrio ámbar
- Pera de decantación
- Cubetas de cuarzo, volumen 3.5 ml, longitud de la trayectoria: 1 cm, dimensión 45x12.5x12.5 mm, rango de medida: 190 nm-2500 nm.

7.4. Equipos e instrumentos

- Prensa expeller marca: Piteba
- Bomba de vacío, marca Bacuubrand GMBH+CO KG, procedencia: Alemania
- Termo balanza MA37-1 Sartorius
- Balanza marca: Kambor, modelo ACS-40.
- Balanza Analítica, marca: Sartorius, modelo: CPA324S, procedencia: Alemania, div. De escala: 0.0001 g, capacidad máxima: 320 g
- Reactor de oxidación Oxitest
- Espectrofotómetro UV-VIS GENESYS 10 UV de Thermo Scientific
- Cromatógrafo de gases. Agilent Technologies 7890 A GC System, con inyector automatic moledo G4513A
- columna capilar GLC flexible de sílice fundida, de 25 m de longitud o más e id 0.20-0.35 mm
- Estufa marca: MMM, modelo: Ecocell, procedencia: Alemania.
- Molino ultra centrifugo RETSCH modelo Z 200

7.5. Metodología experimental

Con el presente trabajo de investigación se buscó estimar la estabilidad oxidativa del aceite de semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) mediante el método acelerado de oxidación medido a temperaturas de 80 y 90 °C, con una presión constante de 6 bar mediante la medición del tiempo de inducción. El aceite fue obtenido mediante la extracción por prensado mecánico a humedades de 6 y 11%, y extracción con solventes orgánicos. Para la medición del tiempo de inducción en el equipo Oxitest, se escogió el aceite óptimo que cumpla con los siguientes requisitos:

- 1.- Que el aceite obtenido mediante las diferentes extracciones presente un grado de oxidación bajo, o una oxidación total (TOTOX) menor a 4 según Frankel (2014).
- 2.- Que el aceite obtenido presente un mejor rendimiento comparado con las otras extracciones.

Para ello se evaluaron las propiedades fisicoquímicas del aceite mediante mediciones de índice de peróxido, índice de p-anisidina, índice de acidez, índice de refracción y perfil de ácidos grasos por cromatografía de gases. De los resultados obtenidos por ser una estadística descriptiva, se aplicó la normalidad y se determinó la existencia de diferencias significativas entre ambos métodos. Para realizar el análisis de los datos, se utilizó el software IBM SPSS Statistics 22, se utilizó el análisis de la varianza ANOVA de un factor, para comparar las medias de los diferentes resultados fisicoquímicos, para ello se planificó un diseño experimental de efectos fijos. El factor a evaluar fue el método de extracción, para ello se manejaron dos niveles (método de extracción): Extracción por solventes y extracción por prensado mecánico con prensa expeller a humedad del 11 y 6 %. La variable respuesta a evaluar fueron los diferentes análisis realizados al aceite de semillas de Moringa (tales como índices de peróxido, p-anisidina, acidez, refracción y perfil de ácidos grasos por cromatografía de gases) por separado.

Mientras que para la determinación de diferencias significativas de la estabilidad oxidativa del aceite extraído de las semillas de moringa (*Moringa Oleífera Lam*) medidas a temperatura de 80 y 90 °C a presión constante de 6 bar. El factor a evaluar fue la temperatura de medición en el equipo Oxitest con niveles de (80 y 90 °C) y la variable respuesta fue el tiempo de inducción.

Se realizaron tres extracciones por cada tratamiento, los análisis fisicoquímicos se hicieron por triplicado y para la determinación de la estabilidad oxidativa se realizó por duplicado.

El procedimiento experimental para la recolección de datos se dividió en tres partes: 1) Tratamiento Previo y extracción del aceite de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*); 2) Determinación de propiedades fisicoquímicas del aceite de semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) y 3) Estimación de la estabilidad oxidativa del aceite de semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*).

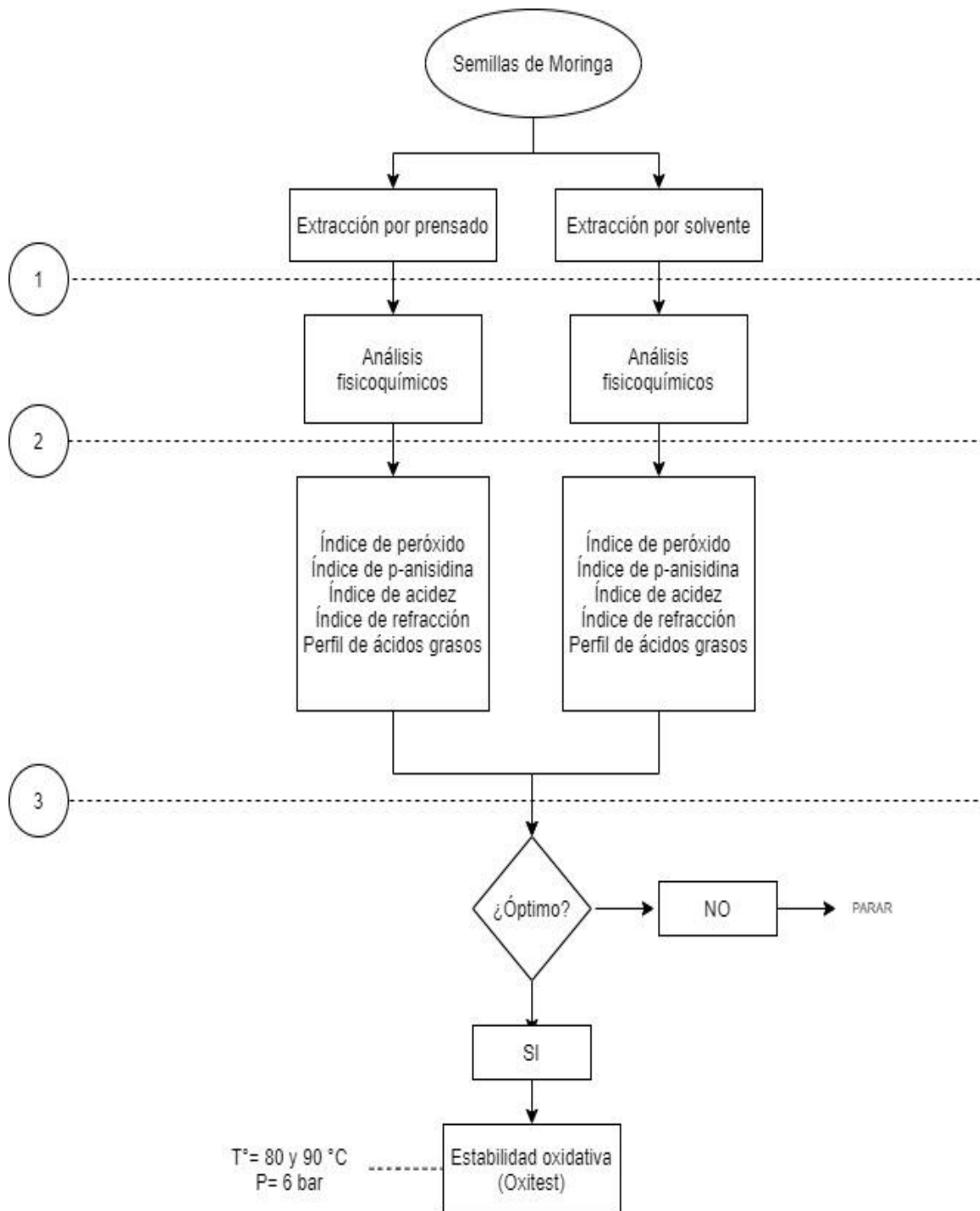


Figura 4 Procedimiento experimental para la recolección de datos.

Como se puede apreciar en la figura 4 el procedimiento para la recolección de datos se dividió en tres etapas, así tenemos:

1) Tratamiento previo de la semilla de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*) y extracción del aceite

1.1.Tratamiento de la semilla

1.1.1.Recepción de la materia prima

Las materias primas que fueron procesadas en este trabajo de investigación fueron semillas del árbol de moringa (*Moringa oleífera Lam*).

1.1.2.Pesado

Se pesaron 10 kg de semillas de moringa (*Moringa oleífera Lam*) en una balanza marca Kambor, modelo ACS-40.

1.1.3.Limpieza y selección

Se procedió a seleccionar la materia prima acta para el proceso de extracción, el cual comprendió eliminar restos de hojas, ramas pequeñas, semillas en mal estado y otros objetos extraños.

1.1.4.Triturado y Descascarillado

Las semillas seleccionadas fueron pasadas por un molino de manivela para romper la cáscara y luego manualmente separarla del endospermo.

1.2.Extracción del aceite

Para la extracción del aceite de la semilla de Moringa se separó en dos bloques, la cual el primer bloque de extracción fue por solventes y el segundo por prensado mecánico. La figura 5 muestra mediante un diagrama de flujo las etapas para obtención del aceite de semillas de Moringa.

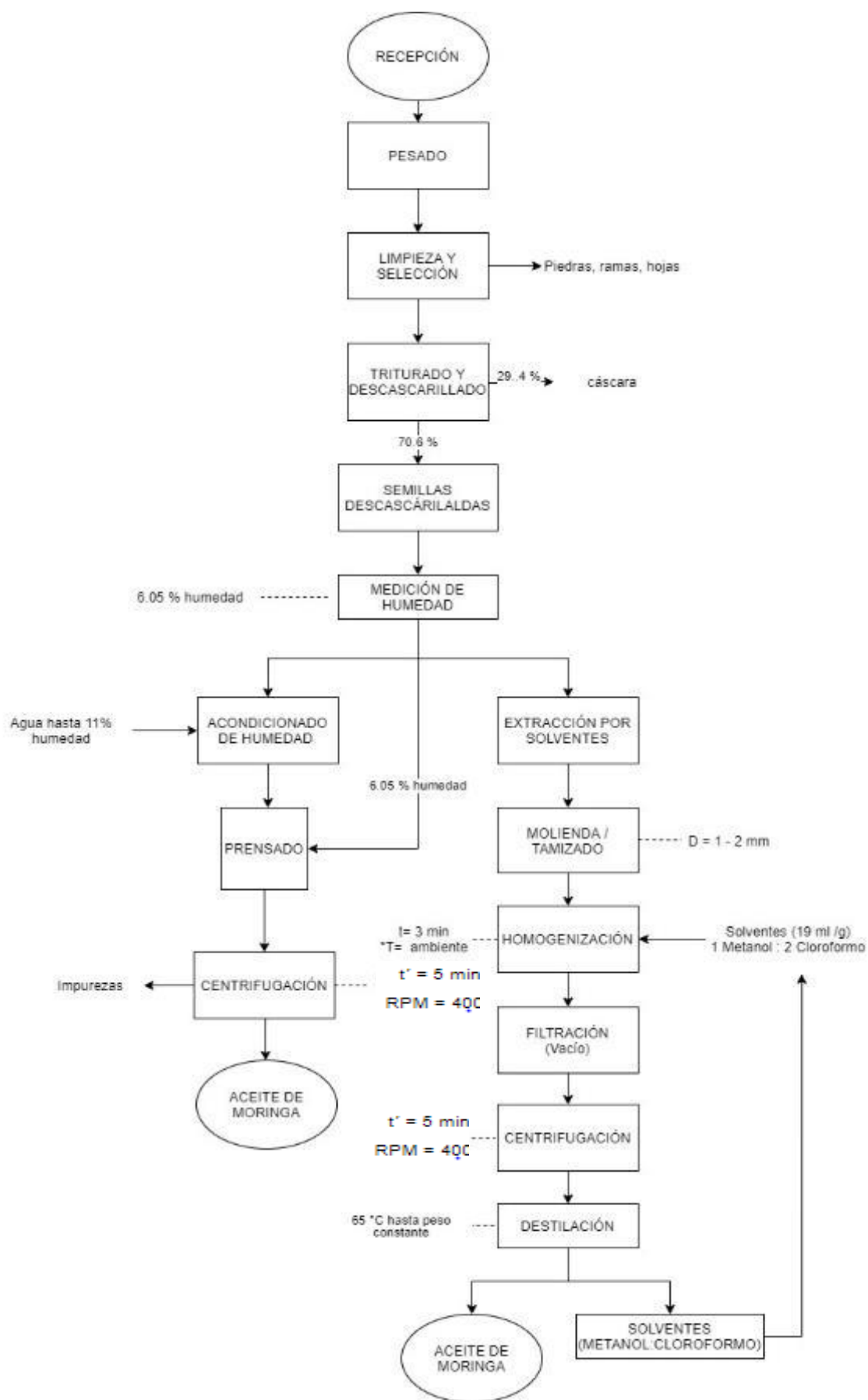


Figura 5 Diagrama de flujo para la obtención del aceite de las semillas de moringa

1.2.1. Extracción del aceite de Moringa con solventes

Para la extracción del aceite, la semilla de 6 %. Moringa previamente descascarilla fue secada, triturada en un mortero y molida haciendo uso de un molino ultracentrífuga RETSCH modelo Z 200.

La extracción del aceite de la semilla de moringa con solventes fue realizada por el método Folch, el cual permite la extracción en frío de la fase lipídica en combinación de 2:1 de cloroformo: metanol. La relación de mezcla es 1 g de harina de Moringa homogenizada con 19 ml de reactivo Folch.

Preparación del reactivo Folch: 1 volumen de metanol más 2 volúmenes de cloroformo.

Se pesó 5 g de harina de Moringa y se homogenizó por 3 minutos con 95 ml de reactivo Folch. Después de los 3 minutos de agitación constante, la mezcla se filtró a vacío.

Posteriormente la fase del solvente del extracto se agitó con 0.2 volúmenes de agua por 3 minutos más.

Luego por centrifugación se separó dos capas, la capa superior acuosa, y lípidos en la parte inferior (capa orgánica).

La capa orgánica fue colocada en un matraz Erlenmeyer para evaporar el solvente en un baño maría a 65 °C. La evaporación dio por terminado cuando la muestra llegó a un peso constante.

La temperatura fue la elegida ya que según (Nagata, 1962) la temperatura de ebullición del cloroformo es 61.2 y del metanol 64.7, por esta razón se decidió que la evaporación sea a 65 °C para una eliminación completa de los solventes.

1.2.2. Extracción del aceite de Moringa por prensado mecánico

Para la obtención del aceite de la semilla de moringa (*Moringa Oleífera Lam*) por prensado mecánico se realizó extracciones acondicionando la materia prima a 11% de humedad el cual está avalado por el trabajo realizado por Fakayode & Ajav, (2016 a), para obtener un mejor rendimiento en la extracción; y también se realizaron extracciones de aceite a la humedad tal cual fue encontrada en el mercado; éste último fue utilizado como muestra control para comparar y determinar diferencias significativas con los rendimientos y las propiedades fisicoquímicas entre los métodos de extracción.

Las semillas fueron separaron en dos grupos, el primero para la extracción por prensado a humedad 6.5 % de humedad (humedad encontrada en el mercado), y el segundo para el acondicionamiento y extracción a 11 % de humedad recomendado por Fakayode & Ajav, (2016 a)

1.2.2.1. Acondicionamiento de humedad

A la semilla descascarillada se le determinó el porcentaje de humedad en una termo balanza modelo MA37-1 Sartorius, dando por resultado 6.50 ± 0.05 % de humedad, el cual estaba dentro de lo recomendado por Navas P., (2010), de < 10 % citado en (Alberca y Huanca, 2015), para la extracción por prensado mecánico, es por ello que sirvió como muestra control para determinar diferencias significativas.

Para llegar a la humedad de 11% se utilizó la siguiente fórmula planteada según Fakayode & Ajav, (2016 a)

$$Q = \left(\frac{100 - Mi}{100 - Mf} - 1 \right) * Ws$$

Donde:

Q: cantidad de agua a agregar (ml)

Mi: contenido de humedad inicial de la muestra % base húmeda

Mf: Contenido de humedad final (deseado) de la muestra % base húmeda

Ws: Peso de la muestra g

Las muestras acondicionadas se mantuvieron envueltas en bolsas de polietileno y se almacenaron en un refrigerador a una temperatura de 4 °C durante un periodo de 15 h para permitir una distribución uniforme de la humedad.

Para la obtención del aceite de la semilla de moringa se realizaron las extracciones haciendo uso de una prensa expeller con tornillo sin fin.

Como primer paso se pesaron las semillas antes de ser sometidas al prensado, para poder hallar el rendimiento del proceso.

Luego ajustar el dado de presión con ayuda de la llave, el cual se encuentra al extremo contrario de la manivela.

Posteriormente se alimentó por la tolva de la prensa las semillas descascarilladas y haciendo uso de la manivela se procedió al prensado de las semillas.

Por la parte inferior del cilindro de la prensa se encuentra una ranura por donde sale el aceite, el cual es necesario centrifugarlo para separar los residuos procedentes del prensado, el aceite obtenido se guarda en frascos color ámbar para su posterior análisis.

2) Determinación de las propiedades fisicoquímicas del aceite de semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*)

2.1 Índice de peróxido

La determinación del índice de peróxido se realizó según el método oficial Cd 8b-90 de la AOCS (1996). Se pesó 5.00 \pm 0.05 g de muestra en un matraz Erlenmeyer de 250 ml con tapón de vidrio. Se adicionó 50 ml de solución 3:2 de ácido acético-isooctano. Agitar el matraz para disolver la muestra. Añadir 0.5ml de solución saturada de yoduro de potasio usando una pipeta volumétrica adecuada.

Dejar la solución reposar durante exactamente 1 minuto, revolviendo vigorosamente la solución al menos tres veces durante ese minuto e inmediatamente añadir 30 ml de agua destilada.

Titular con una solución de tiosulfato de sodio 0.01 N agitando vigorosamente hasta el color amarillo del yodo haya casi desaparecido. Luego añadir alrededor de 0.5 ml de solución indicadora de almidón.

Continuar con la titulación con una agitación constante, especialmente hasta el punto final, para liberar todo el yodo en la capa del solvente. Añadir a gotas la solución de tiosulfato hasta que desaparezca el color azul.

Cálculos:

Valores de peróxido (mili equivalentes de peróxido/ 1000 gr de muestra)

$$Pv = \frac{(S - B) * N * 1000}{Wg}$$

Donde:

B= Titulación de blanco, ml.

S= Titulación de la muestra, ml.

N= Normalidad de la solución de tiosulfato de sodio.

2.2. Índice de p-anisidina

El índice de p-anisidina se realizó con el método AOCS Cd 18-90. Se pesó a 0.5 ± 0.001 g de la muestra de ensayo en un matraz volumétrico de 25 ml. Disolver y diluir a volumen con isooctano.

Medir la absorbancia (A_b) de la solución a 350 nm en una cubeta con el espectrofotómetro, usando la cubeta de referencia llena con el solvente como blanco.

Pipetear exactamente 5 ml de la solución de grasa en un tubo de ensayo y exactamente 5 ml del solvente en un segundo tubo de ensayo. Adicionar exactamente 1 ml del reactivo p-anisidina a cada tubo, y agitar.

Después de exactamente 10 minutos medir la absorbancia (A_s) del solvente en el primer tubo de ensayo en una cubeta a 350 nm, usando la solución del segundo tubo ensayo como blanco en la cubeta de referencia.

Cálculos: El valor p-anisidina (p-A.V.) está dado por la fórmula:

$$p - A.V. = \frac{25 * (1.2A_s - A_b)}{m}$$

Donde:

A_s = Absorbancia de la solución de grasa después de la reacción con el reactivo p-anisidina.

A_b = Absorbancia de la solución de grasa.

m = masa de la muestra de ensayo.

2.3. Índice de acidez

La determinación del índice de acidez se determinó según el método oficial de la AOCS Ca 5^a-40. Se Pesó 28.2 ± 0.2 g muestra en un matraz Erlenmeyer de 250 ml y se agregó 50 ml de alcohol neutralizado caliente y 2 ml de fenolftaleína.

Valorar con hidróxido de sodio 0.1 N, agitando vigorosamente hasta la obtención de un color rosa permanente de la misma intensidad que la del alcohol neutralizado. El color deberá persistir durante 30 segundos.

Cálculos:

El porcentaje de ácidos grasos libres se calcula como ácido oleico con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ FFA} = \frac{\text{ml de álcali} \times N \times 28.2}{\text{Masa, gr de la porción de ensayo}}$$

2.4. Índice de refracción

El índice de refracción se determinó según el método oficial de la AOAC 921.08. La medición del índice de refracción se determinó con un refractómetro de ABBE. Abrir la cabeza de tornillo y colocar algunas gotas de aceite en el prisma, cerrar el prisma girando la cabeza del tornillo. Dejar que el instrumento repose por un minuto de modo que la temperatura de la muestra y el instrumento sea siempre el mismo y leer.

2.5. Determinación de ácidos grasos en aceites y grasas.

La determinación de ácido grasos fue evaluada por el método oficial de la AOAC 969.33. El cual comprende en la saponificación de glicéridos y fosfoglicéridos, la esterificación de los ácidos grasos liberados en presencia de trifluoruro de boro (BF₃) como catalizador y la medición de los ácidos grasos mediante una columna capilar por cromatografía de gases.

Procedimiento:

Se Pesó con precisión (± 2.0 mg) aproximadamente 25 mg de muestra de aceite en un tubo de ensayo con tapa, posteriormente se agregó 1.5 ml de hidróxido de sodio (NaOH) 0.5 M, se nitrogenó, tapó y mezcló, luego llevado en una estufa a 100 °C durante 6 minutos.

El tubo de ensayo fue enfriado a temperatura ambiente y se añadió 2 ml de solución alcohólica de trifluoruro de boro (BF₃/metanol), se nitrogenó, tapó, mezcló y fue llevado a 100 °C en una estufa durante 30 minutos.

Luego el tubo de ensayo fue enfriado a 30-40 °C, se añadió 1 ml de isooctano cromatográfico, se procedió a nitrogenar, tapar y agitar durante 30 segundos mientras que todavía estaba tibio.

Inmediatamente se añadió 5ml de solución saturada de cloruro de sodio (NaCl), nitrogenar, tapar y agitar bien.

Posteriormente se dejó reposar la el tubo de ensayo a temperatura ambiente y se esperó que la fase acuosa se separe de la capa de isooctano, luego se transfirió la capa de isooctano a un vial limpio, el cual se procedió a nitrogenar, tapar y colocar en el cromatógrafo de gases para inyectar la muestra.

La determinación de los componentes se determinó con el cromatógrafo de gases (Agilent Technologies 7890 A GC System), equipado con un detector de ionización de llama (FID) capaz de cumplir las siguientes especificaciones:

Puerto de inyección: 250°C

Detector: 270°C

Perfil de temperatura del horno:

Temperatura inicial: 170°C

Tiempo de espera inicial 0 min

Velocidad de programa 1°C / min

Temperatura final: 225°C

Tiempo de espera final: 0 min

Inyector automático modelo G4513A.

Se utilizó una columna capilar GLC flexible de sílice fundida, de 25 m de longitud, y diámetro interno entre 0.20-0.35 mm.

El gas portador utilizado fue helio a una velocidad de flujo de 30 ml/min y presión de 261.5 kpa. EL volumen de inyección fue de 1µl.

3) Estimación de la estabilidad oxidativa del aceite de las semillas de Moringa (*Moringa Oleífera Lam*)

Las pruebas de oxidación se realizaron utilizando el reactor Oxitest. El instrumento puede funcionar dentro de un rango de temperatura, entre la temperatura ambiente y 110 °C y un rango de presión de oxígeno absoluto entre 0 y 8 bar, mide la variación de presión absoluta del gas prueba que ocurre en dos cámaras independientes y termostato, dentro del cual se aloja la muestra. Una cubierta equipada con una válvula de drenaje, permite el cierre hermético de la cámara y la eliminación de la presión residual al final de la prueba.

En las pruebas realizadas en este trabajo experimental, las muestras se analizaron utilizando una temperatura de 80 y 90 °C, una presión de oxígeno absoluta de 6 bar y una

cantidad de muestra igual a 10 g. Estas de hecho, son las condiciones sugeridas por el fabricante como las más adecuadas para la mayoría de los alimentos basada en el método oficial de la AOCS Cd 12c- 16. La evolución del fenómeno oxidativo fue monitoreada en tiempo real, gracias al software combinado con el instrumento. Al final de la prueba el periodo de inducción (IP) se obtuvo de la curva de oxidación mediante el método gráfico implementado en el software.

Se procedió a abrir las dos cámaras de oxidación del reactor Oxitest, luego se engrasó la empaquetadura con grasa de altas temperaturas para evitar fugas, se pesó 10 g de aceite de moringa sobre los soportes de titanio previamente tarados. Los soportes de titanio fueron colocados dentro de las cámaras de oxidación independientes y se cerraron con las tapas que contiene las válvulas que controlan la presión en el equipo.

Luego de colocado la muestra se procedió a encender el equipo y se ingresaron los datos de temperatura y presión a las cuales fue sometida la muestra. Se esperó que el equipo llegue a las condiciones de trabajo para que inicie la corrida y se pueda obtener el periodo de inducción (IP).

Luego de transcurrido el tiempo requerido el equipo nos arrojó el periodo de inducción expresado en horas, el cual fue extrapolado matemáticamente utilizando la ecuación de la recta:

$$y = m x + c$$

Donde:

y = Temperatura al cual es sometido el aceite a oxidación en el reactor Oxitest.

m = Pendiente de la recta

x = Periodo de inducción (IP), llamado también índice de estabilidad oxidativa en horas (valor obtenido del reactor Oxitest)

c = Ordenada al origen

7.6. Análisis de datos

Para realizar el análisis de los datos, se utilizó el software IBM SPSS Statistics 22, se realizó la prueba de normalidad por el test de Shapiro Wilks para constatar la hipótesis:

H₀: Los datos analizados siguen una distribución normal

H₁: Los datos analizados no siguen una distribución normal

En donde:

Si $p > 0.05$ Aceptamos la hipótesis nula

Si $p < 0.05$ Rechazamos la hipótesis nula de manera significativa

En consecuencia, como los datos cumplieron la distribución normal se aplicó la prueba paramétrica como el análisis de la varianza ANOVA de un factor, para comparar las medias de los diferentes resultados fisicoquímicos.

Se utilizó el software OXISoft, el software de Grand Phad y Microsoft Excel para el análisis de los datos arrojados del equipo Oxitest y la determinación oxidativa.

IX. CONSIDERACIONES ÉTICAS

En el presente trabajo de investigación se tuvo en cuenta el “Código de ética para la investigación” aprobado por Resolución de Comisión Organizadora N° 573-2016-CO-UNAB de la Universidad Nacional de Barranca, se tuvo en cuenta el principio de responsabilidad de los participantes para un buen manejo de la información ya que el trabajo posee carácter de rigor científico por lo cual la información contenida se manejará con la veracidad y confidencialidad correspondiente.

Respecto al cuidado del medio ambiente el residuo que deja el prensado de las semillas es orgánico y fue posteriormente utilizado como fertilizante o como floculante de agua ya que según Chepote (2018) la torta de las semillas de moringa contiene un polielectrolito, componente responsable de la acción purificadora de la semilla. Y con respecto a los residuos químicos de laboratorio fueron manejados según los procedimientos generales de eliminación de residuos de laboratorio NTP 276, tratando en la medida posible de no ocasionar daño al ambiente ni a la biodiversidad.

En conclusión, el presente trabajo no representó daño alguno para las personas, animales, ambiente y la biodiversidad; posee información confiable y proporciona información veraz de carácter científico que buscará el beneficio de las personas y empresas del sector Agroindustrial.

X. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El aceite de semillas de Moringa fue obtenido mediante la extracción con solventes (ES) haciendo uso del método planteado por Folch (1956), y extracción por prensado mecánico (EPM), el cual comprende la extracción a 11 % de humedad (T1) en adelante. Estas extracciones se compararon con una muestra testigo (T2), el cual fue obtenido de la EPM a la humedad de las semillas de Moringa encontradas en el mercado a humedad de 6%. En todos los casos se evaluó rendimiento de la extracción, análisis fisicoquímicos, análisis cromatográfico para composición de ácidos grasos del aceite para luego escoger el aceite que presentó mejores características el cual será sometido a la prueba acelerada de oxidación (Oxitest).

1. Rendimiento en etapas previas a la extracción del aceite

En la tabla 5 se muestra los rendimientos en cada etapa previas a la extracción del aceite de Moringa.

El peso inicial de las semillas fue de 10 kg el cual después de ser acondicionadas para la extracción del aceite se obtuvo un rendimiento de 70.6 %; es decir que de 10 kg de semillas que teníamos inicialmente con cáscara y materias extrañas, se obtuvieron 7.06 kg de semillas limpias listas para iniciar el proceso de extracción del aceite.

Tabla 5

Balance de materia y rendimientos en etapas previas a la extracción del aceite

Operación	Balance de materia en movimiento				% Rendimiento	
	Ingreso (kg)	Ganancia (kg)	Perdida (kg)	Salida (kg)	Operación %	Proceso %
Recepción	10	0	0	10	100	100
Pesado	10	0	0	10	100	100
Limpieza y selección	10	0	0.3	9.7	97	97
Triturado y descascarillado	9.7	0	2.64	7.06	72.784	70.6

De los 7.06 kg de semillas limpias obtenidas, se midió el porcentaje de humedad en una termo balanza el cual fue de 6.5 ± 0.05 % de humedad, las semillas se dividieron en dos

grupos de 3.53 kg cada uno para la extracción con solventes y la otra para la extracción por prensado mecánico.

2. Rendimientos en la extracción del aceite de moringa

Según la tabla 6, el porcentaje del aceite obtenido de la semilla de moringa con humedad de 11.077 ± 0.03 % en base húmeda (T1), dio un rendimiento de 26.20 ± 0.10 %, resultando ser más elevado que la muestra testigo (T2) el cual presentó un rendimiento de 18.26 ± 0.20 % y que la extracción con solventes (FOLCH) con 24.30 ± 0.28 de rendimiento.

Tabla 6
Rendimientos en la extracción del aceite de las semillas de Moringa

Extracción de aceite	RENDIMIENTO (%)
T2	18.26 ± 0.20
T1	26.20 ± 0.10
ES	24.30 ± 0.28

Valores medios \pm DS: desviación estándar (n=3)

Para la ES del aceite las semillas fueron secadas en estufa a una temperatura de 60 °C por un tiempo de 1 hora, luego fueron trituradas manualmente en un mortero y se procedió a molerlas en un molino ultra centrifugo RETSCH modelo Z 200, obteniendo un rendimiento de 92.6 % en peso, el 8.4 % fue pérdida por operación, esta etapa fue importante para aumentar área de contacto con el solvente y así facilitar la máxima extracción del aceite.

La semilla molida fue pasada por un vibrador de tamiz Ro-Tap (W.S. Tyler), modelo RX-29-16, serie 12528, para uniformizar los tamaños de partícula comprendidas entre 1 – 2 mm, ya que según (Gómez et al., 2016) las semillas deben ser mayor a 1 mm para aumentar el área de contacto favoreciendo la penetración del disolvente en la estructura, por lo que tamaños menores pueden hacer que las partículas se compacten dificultando la extracción.

La EPM fue llevada a cabo en una prensa expeller marca Piteba, para la extracción del aceite, las semillas fueron descascarilladas, se midió el porcentaje de humedad inicial dando como resultado 6.50 ± 0.05 %. Luego la otra parte de las semillas fueron acondicionadas a 11 % de humedad según (Fakayode y Ajav, 2016).

Fakayode y Ajav (2016), obtuvieron un rendimiento de 28.58 % de aceite de semillas de Moringa por el método de prensado mecánico cuando las semillas se acondicionaron a 11% de humedad. Resultado similar fue el encontrado en la presente investigación (26.20 ± 0.10 %) cuando el contenido de humedad se eleva a 11%. Así mismo Fernández (2018) obtuvo un 28.43 % de aceite de semillas de Moringa para la extracción por prensado mecánico con tratamiento enzimático.

Referente a la muestra testigo (T2) Fernández (2018), obtuvo rendimientos de 24.70 % para la extracción por prensado mecánico sin tratamiento enzimático. Mientras que Alberca & Huanca (2015), obtuvieron un rendimiento de aceite de 22.89 % de aceite extraído por prensado hidráulico; ambos rendimientos están por encima del encontrado en este estudio para la muestra testigo (T2), el cual comprende un rendimiento de 18.26 ± 0.20 , esta diferencia entre rendimientos puede estar influenciada por que para la extracción por prensado de esta investigación las semillas no fueron molidas antes de la extracción.

Respecto a la ES Marrero et al. (2014), encontró un rendimiento de 26.5 % de aceite de Moringa oleífera extraído con hexano en un equipo ultrasónico. Anwar & Rashid (2007) obtuvieron un rendimiento de aceite del 34,80 % para las semillas de Moringa cosechadas de los bosques del distrito de Kohat de la provincia fronteriza del noroeste de Pakistán mediante la extracción soxhelt. Mata (2015) obtuvo un rendimiento de 22.98 % de aceite de semillas de Moringa oleífera para la extracción con hexano asistida por microondas convencional y 23.22 % para la extracción con hexano para la extracción asistida por ultrasonido, estos últimos muy cercanos al obtenido en la presente investigación para ES (24.30 %).

3. Análisis fisicoquímicos del aceite de Moringa (*Moringa oleífera Lam*).

En la tabla 7 se muestran los resultados de los análisis fisicoquímicos del aceite de semilla de moringa (*Moringa Oleífera Lam*) obtenido mediante ES y EPM haciendo uso de una prensa expeller con tornillo sin fin (T1) y (T2).

Los resultados indican el estado de oxidación del aceite de las semillas de moringa procedentes de ES y EPM (T1) y (T2), los análisis fueron realizados por triplicado y comparados entre sí para hallar diferencias significativas haciendo uso del software

IBM SPSS Statistics 22, se utilizó el análisis de varianza ANOVA de un factor, el cual compara más de dos medias entre sí.

Tabla 7
Análisis fisicoquímicos del aceite de moringa

Análisis fisicoquímicos	ES	T1	T2
Índice de refracción (20° C)	1.4627 ± 0.0003 ^a	1.4672 ± 0.0004 ^b	1.4676 ± 0.0001 ^b
Índice de peróxido (m EqO ₂ /kg)	0.15 ± 0.02 ^a	No detectable ^b	No detectable ^b
Índice de p-anisidina	4.96 ± 0.26 ^a	0.344 ± 0.02 ^b	0.255 ± 0.06 ^b
Índice de acidez (%)	1.522 ± 0.0275 ^a	0.518 ± 0.0066 ^b	0.324 ± 0.0031 ^c

Letras diferentes indican diferencias significativas Valores medios ± DS: desviación estándar (n=3)

Índice de refracción

El índice de refracción encontrado muestra que no existen diferencias significativas respecto a las extracciones T1 (1.4672 ± 0.0004) y T2 (1.4676 ± 0.0001), observándose que el índice de refracción permanece constante al aumentar la humedad de las semillas; pero respecto a la extracción con solventes (1.4627 ± 0.0003) se observa diferencias significativas comparado con T1 y T2, el cual puede ser atribuido al arrastre de algunos pigmentos y carotenoides por la corriente de los solventes y por ende la reducción del índice de refracción, resultados similares fueron obtenidos por Fernández. (2018) donde pudo encontrar valores de 1.4678 y 1.4677 para extracción por prensado sin tratamiento enzimático y con tratamiento enzimático respectivamente, mientras que (Gómez et al., 2016), encontró un índice de refracción de 1.4665 para la extracción por prensado de las semillas de moringa de la variedad Nicaragua.

Índice de peróxido

Con respecto al índice de peróxidos se encontró que para (T1) y (T2), el índice de peróxido fue no detectable, lo cual indica que el índice de peróxido permanece constante al aumentar el porcentaje de humedad de las semillas y extraer su aceite por prensado, obteniendo un aceite de buena calidad con oxidación primaria prácticamente cero. Resultado similar fue el encontrado por Alberca & Huanca, (2015) los cuales realizaron la extracción del aceite de semillas de moringa utilizando una prensa hidráulica en el cual la semilla se tuvo que moler y prensar, el índice de peróxido obtenido por los autores fue de no detectable, mismo resultado fue el obtenido en el presente trabajo donde las semillas solo fueron prensadas a humedad del 11 y 6 %, por lo que se puede decir que la molienda (reducción de tamaño) y la humedad no interfiere en el aumento del índice de peróxido siempre y cuando el análisis se realice inmediatamente después del prensado.

Mientras que para ES el índice de peróxido fue de 0.15 ± 0.02 (mEqO₂/kg), así mismo Fernández. (2018) encontró un índice de peróxidos de 0.86 mEq O₂/kg para la extracción por prensado sin tratamiento enzimático y 1.26 mEq O₂/kg para el aceite con tratamiento enzimático en la extracción con prensa expeller, el autor atribuye el aumento a del índice de peróxido al tratamiento realizado, cabe resaltar que para ambas extracciones las semillas fueron molidas y secadas, por lo que esos procedimientos pueden haber influido en el incremento del índice de peróxido, procedimientos que no fueron realizados en la extracción por prensado en el presente trabajo.

(Mata, 2015), encontró un índice de peróxido de 6.51 (mEqO₂/kg) para la extracción de aceite de semillas de Moringa asistida por microondas y 3.46 (mEqO₂/kg) para la extracción asistida por ultrasonidos. Estas técnicas utilizan hexano como disolvente y energía localizada para conseguir extracciones rápidas, elevando el índice de peróxido en el aceite de Moringa. Así mismo (Anwar & Rashid, 2007) al extraer el aceite de las semillas de Moringa oleífera de procedencia salvaje (Pakistán) por el método soxhlet obtuvieron un índice de peróxido de 1.27 (mEqO₂/kg). Como se puede observar en ambas investigaciones los métodos utilizan solventes y elevadas temperaturas para la extracción del aceite de semillas de Moringa, lo que se refleja en el índice de peróxido.

Índice de p-anisidina

El índice de p-anisidina encontrado para las extracciones T1 y T2 fueron 0.344 ± 0.02 y 0.255 ± 0.06 respectivamente, no encontrándose diferencias significativas entre ambas extracciones, Se puede observar que T2 presenta un menor índice de anisidina con referente a las extracciones T1 y ES (4.96 ± 0.26) por lo que se podría asegurar que a menor manipulación de las semillas y a una extracción rápida del aceite, se puede obtener un aceite de mejor calidad con una oxidación secundaria menor, se observa también que al aumentar la humedad de las semillas el índice de p-anisidina aumenta también aunque la diferencia no sea significativa.

(Fernández, 2018), encontró en sus extracciones por prensado los valores de p-anisidina de 0.31 para la muestra sin tratamiento enzimático y de 0.33 para el aceite obtenido con previo tratamiento enzimático, valores semejantes fueron obtenidos en las extracciones T1 (0.344) y T2(0.255) con el mismo método de extracción (prensa expeller). (Alberca & Huanca, 2015), obtuvieron un índice de p-anisidina de 2.545 en las extracciones por prensado hidráulico, (Anwar & Rashid, 2007) obtuvieron un índice de p-anisidina de 2.50 *M. oleífera* salvaje de Pakistán, por extracción soxhlet.

Índice acidez

Se encontró diferencias significativas con respecto al índice de acidez entre la extracción T1 (0.518 ± 0.0066 %) (% expresado como ácido oleico), T2 (0.324 ± 0.0031 %) y ES (1.522 ± 0.0275 %). Se observa que al aumentar la humedad de 6 a 11 %, aumenta significativamente el índice de acidez. Para Sengupta & Gupta (1970), la adición de agua mejora acción de la enzima lipolítica aumentando la acidez durante el prensado en frío. (Alberca & Huanca, 2015), obtuvieron un índice de acidez de 0.2265% para el aceite de las semillas de *Moringa* extraído con prensa hidráulica.

Fernández (2018), encontró en sus extracciones por prensado los valores de índices de acidez 1.23 % (expresado como ácido oleico) para la muestra control y de 1.51% para el aceite obtenido con previo tratamiento enzimático, observándose que, para la muestra con tratamiento, el índice de acidez es mayor, según Shahidi (2005, citado en Fernández, 2018) menciona que para la aplicación de enzimas es necesario un aumento de humedad, lo cual conlleva a una hidrólisis del medio aumentando la acidez del aceite (Anwar & Rashid, 2007) obtuvieron una acidez de 0.81 ± 0.05 *M. oleífera* salvaje de Pakistán, Por extracción soxhlet así mismo (Gómez Mitjans et al., 2016) en su

investigación caracterizaron el aceite extraído de las semillas de *Moringa oleífera* de las variedades de origen cubano Supergenious, Plain y Nicaragua, a partir de extracciones sólido-líquido con hexano y etanol como disolventes y por el método de prensado mecánico de la variedad Nicaragua encontrando un índice de acidez 1.403, 1.401, 1.402, y 1.301 respectivamente, encontrando así que la extracción por prensado presentó una menor acidez con respecto a las extracciones con disolventes.

Como se puede observar la acidez depende mucho de la humedad de las semillas y del tratamiento que estas reciban para obtener el aceite de las semillas, pero en todos los casos la acidez está por debajo de lo que señala el (Codex Alimentarius, 2015) el cual es de 4,0 mg de KOH/g de grasa o aceite, para grasas o aceites prensados en frío.

4. Composición de ácidos grasos del aceite de *Moringa oleífera* Lam).

En el análisis por cromatografía de gases para determinar la composición de ácidos grasos del aceite de moringa (tabla 8), se pueden observar 12 ácidos grasos presentes en la muestra, el componente mayoritario para las dos extracciones es el ácido oleico representado un 69.52 % (porcentaje en área) para la extracción por prensado a 11% de humedad y 71.68 % para la muestra control, no encontrándose diferencia significativa entre las muestras, resultados similares a los estudiados por (Rahman et al., 2009), (Nguyen et al., 2011) y (Salama et al., 2018) que alcanzaron valores de (74.4 %) (69.70%) y (66.22 %) respectivamente. El ácido oleico presenta beneficios para la salud, el cual aumenta los niveles de colesterol bueno HDL (lipoproteínas de alta densidad) en la sangre y reduce el colesterol malo LDL (lipoproteínas de baja densidad), disminuyendo así la acumulación de colesterol en las arterias y reduciendo el riesgo de padecer enfermedades al corazón; así mismo presenta efectos benéficos sobre la salud hepática y reduce el riesgo de formación de cálculos biliares.(Paniagua & Chora, 2016)

El siguiente ácido graso con mayor proporción es el ácido behénico representando un 6.54 ± 0.10 % (T1) y 6.4 ± 0.09 (T2), no encontrándose diferencias significativas entre ambos valores, resultados similares fueron reportados por (Nguyen et al., 2011), (Rashid et al., 2008) y (Rahman et al., 2009) de (6.71%), (7.1 %) y (6.161%) respectivamente

Respecto al ácido palmítico se encontró un (5.45 ± 0.11) % T1 y (5.51 ± 0.06) % T2 valores similares al reportado por (Salama et al., 2018) y (Gómez Mitjans et al., 2016) de (5.55 %) y (5.00 % variedad supergenius) respectivamente.

Tabla 8

Composición de ácidos grasos del aceite de moringa (*Moringa Oleífera Lam*)

Ácidos grasos	Porcentaje de ácidos grasos (%)		
	ES	T1	T2
Mirístico (C14:0)	0.13 ± 0.01 ^a	0.00 ± 0.00 ^b	0.00 ± 0.00 ^b
Palmítico (C16:0)	5.39 ± 0.09 ^a	5.45 ± 0.11 ^a	5.51 ± 0.06 ^a
Palmitoleico (C16:1)	1.43 ± 0.07 ^a	1.26 ± 0.03 ^b	0.96 ± 0.06 ^c
Estearico (C18:0)	4.77 ± 0.04 ^a	4.77 ± 0.01 ^a	4.03 ± 0.05 ^b
Oleico (C18:1 w-9)	68.44 ± 0.07 ^a	69.52 ± 0.10 ^b	71.68 ± 0.04 ^c
Vaccénico (C18:1 w-7)	6.49 ± 0.01 ^a	5.70 ± 0.01 ^b	4.68 ± 0.02 ^c
Linoleico (C18:2 w-6)	0.78 ± 0.06 ^a	0.72 ± 0.03 ^a	0.62 ± 0.01 ^b
α-Linolénico (C18:3 w-3)	0.20 ± 0.03 ^a	0.15 ± 0.01 ^a	0.17 ± 0.05 ^a
Araquídico (C20:0)	3.0 ± 0.04 ^a	3.05 ± 0.03 ^a	2.67 ± 0.04 ^b
Eicosanoico (C20:1 w-9)	1.75 ± 0.01 ^a	1.89 ± 0.02 ^b	2.09 ± 0.01 ^c
Behénico (C22:0)	6.60 ± 0.12 ^a	6.54 ± 0.10 ^a	6.4 ± 0.09 ^a
Lignocérico (C 24:0)	0.93 ± 0.02 ^a	0.93 ± 0.03 ^a	1.15 ± 0.03 ^b

Asimismo, el aceite de moringa presenta otra serie de ácidos grasos en menores proporciones, encabezados por el ácido vacénico (6.49, 5.70 y 4.68%) para ES, T1 y T2, seguidos por el ácido estearico (con 4.77, 4.77 y 4.03%), existiendo pequeños ácidos grasos con pequeñas cantidades como el ácido palmitoleico, linoleico, linolénico y Eicosanoico para ES, T1 y T2 respectivamente. No hubo diferencias significativas en las cantidades de los principales ácidos grasos en las tres muestras de aceite de moringa.

5. Índice de estabilidad oxidativa del aceite de Moringa

Se determinó el índice de estabilidad oxidativa del aceite de moringa al aceite extraído por prensado a 11 % de humedad ya que cuenta con un mayor porcentaje de extracción y una oxidación baja.

El índice de estabilidad oxidativa se llevó a cabo en el equipo Oxitest, se utilizó 10 g de aceite de semillas de moringa (*Moringa Oleífera Lam*) para la evaluación del tiempo de inducción a temperaturas de 80 y 90 °C y presión de 6 bar.

El equipo mide el cambio absoluto de presión dentro de las dos cámaras que monitorea la absorción de oxígeno de los componentes activos de las muestras, y genera

automáticamente un valor expresado en el tiempo, llamado Período de Inducción (IP). Cuanto más largo es el IP, más resistente es la muestra a la oxidación durante la vida útil de la muestra. Una cubierta equipada con una válvula de drenaje, permite el cierre hermético de la cámara y la eliminación de la presión residual al final de la prueba. En las pruebas realizadas en este trabajo experimental, las muestras se analizaron utilizando una temperatura de 80 y 90 °C, con una presión de oxígeno absoluta de 6 bar y una cantidad de muestra igual a 10 g. la evolución del fenómeno oxidativo fue monitoreada en tiempo real, gracias al software combinado con el instrumento. Se inyectó temperatura y oxígeno en la cámara para lograr una presión de oxígeno predefinida. Cuando se agregó el oxígeno, la cámara se cerró electrónicamente y empezó el análisis.

Cualquier compuesto oxidable reaccionará con el oxígeno en la cámara reduciendo así la presión de gas dentro de la cámara. La presión en la cámara se controla durante todo el procedimiento y el IP de la muestra se obtuvo mediante el método de dos tangentes.

En la tabla 9 se puede observar los valores del periodo de inducción (IP en horas) obtenido del reactor Oxitest del aceite de Moringa Oleífera realizadas consecutivamente en dos cámaras independientes a temperaturas de 80 y 90 °C y presión de oxígeno de 6 bares. Se puede apreciar que ante el incremento de temperatura da como respuesta valores de IP menores, obteniendo los valores más altos a 80°C.

Tabla 9
Periodo de inducción del aceite de semillas de Moringa

Temperatura (°C)	Cámara	Periodo de inducción (horas: minutos)	IP (horas)
80	A	369.47	369.78
	B	364.31	364.52
90	A	163.55	163.92
	B	165.21	165.35

La figura 6 evidencia a manera de ejemplo la variación de la presión (bar) del oxígeno puro vs el tiempo (horas) en el software del reactor Oxitest, en donde se muestra que a un determinado tiempo (364.31 h), la presión permanece constante, lo que se denomina el periodo de inducción (IP) de la muestra de aceite de semillas de Moringa oleífera

hasta el punto final en donde comienza la caída de la presión, lo cual puede estar atribuido a la reacción a la abstracción de hidrógenos y la reacción con el oxígeno molecular, lo que conlleva a la formación de hidroperóxidos en una reacción en cadena, por lo tanto un aumento de consumo de oxígeno por parte de la muestra y una disminución de presión en el sistema. (Frankel, 2014) y (Damodaran, et al. 2008).

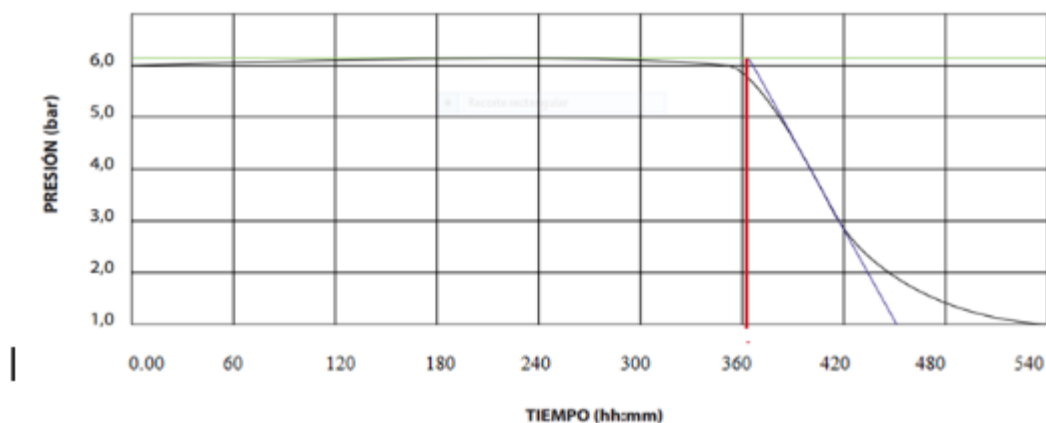


Figura 6 Variación de la presión de oxígeno (bar) a temperatura de 80 °C y presión de oxígeno de 6 bar

5.1. Índice de estabilidad oxidativa y vida útil

En la tabla 10 se muestran los valores del logaritmo natural del IP del aceite de Moringa oleífera obtenido por prensado mecánico a 11 % de humedad.

El periodo de inducción IP obtenido en horas: minutos, fue convertido a horas, para poder hallar el logaritmo natural del tiempo de inducción. Tabla10

Tabla 10
Periodo de inducción (horas) y logaritmo natural del periodo de inducción

Factor	Temperatura (°C)	IP (horas)	Ln (IP)
Prensado con 11 % humedad	80	367.15 ± 3.71	5.91
	90	164.64 ± 1.011	5.10

Obtenido los dos logaritmos naturales del IP a diferentes temperaturas, se procedió a graficar en el software Microsoft Excel 2010, (figura 7) representando la regresión lineal entre la temperatura (°C) y el logaritmo natural del IP. Se procedió a unir los puntos para hallar la pendiente y la ecuación de la recta, obteniendo un valor de

coeficiente R2 igual 1, el valor de m (pendiente de la recta) igual a -0.081 y c (ordenada al origen) con un valor de 12.390 (Tabla 11)

Tabla 11

Valores de regresión lineal A y B (Ln IP y Temperatura)

Factor	m	c	R ²
Prensado con 11 % humedad	-0.081	12.390	1.000

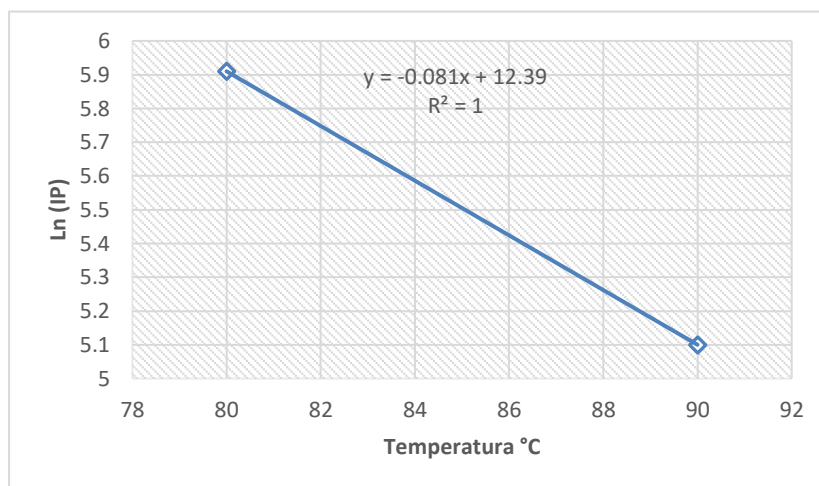


Figura 7 Determinación de la ecuación de la recta para la extrapolación de tiempo de conservación del aceite de moringa.

Mediante la aplicación de la ecuación de la recta se obtiene los valores del índice de estabilidad oxidativa, la cual nos permite extrapolar para determinar el tiempo de conservación del aceite de moringa a temperatura de 20 °C. Mostrando un resultado de 5.43 años resultado promedio a lo reportado por (Alberca & Huanca, 2015), los cuales encontraron valores vida útil de 8.28, 6.29 y 4.17 años de vida útil del aceite de moringa a 20 °C a flujos de aire de 15, 20 25 L/h respectivamente medido en el equipo Rancimat.

En un estudio comparativo de los métodos Oxitest y Rancimat en la evaluación de la estabilidad oxidativa mostró una buena correlación del análisis de regresión lineal entre el periodo de inducción de los dos instrumentos. (Tinello et al., 2018). Asimismo (Comandini et al., 2009) menciona que el reactor de prueba de oxidación (Oxitest) es una técnica innovadora y prometedora para la determinación del índice de estabilidad oxidativa OSI.

En una prueba realizada por el mismo equipo con diferentes muestras medidas a temperatura de 90 °C y a 6 bar de presión Tabla 12, se observa que el IP para diferentes

tipos de aceite, donde el aceite de moringa presenta un valor de IP de 165.21 h para la cámara A y 165.55 para la cámara B, en comparación a los demás presenta un IP elevado aceites demostrando así que es mucho más estable. La estabilidad oxidativa hace referencia a la resistencia de los lípidos a la oxidación y constituye un indicador importante del comportamiento y la vida útil de los aceites. Este parámetro depende de diversos factores como la temperatura, la concentración de oxígeno, la presencia de metales y de antioxidantes y la composición del aceite (Guillén & Cabo, 2002; García et al., 2013).

La detección del valor de IP representa un parámetro importante para evaluar la estabilidad oxidativa del aceite. Las pruebas aceleradas como pueden acelerar la oxidación del aceite de semilla de moringa y controlar la estabilidad oxidativa que al realizar el análisis por otro método químico sería más costosa y peligroso para el medio ambiente.

Tabla 12

Periodo de Inducción en h para diferentes tipos de aceite a 90 °C por método OXITEST

Cámara	Sacha inchi	Oliva	Ajonjoli	Moringa
A	12.39	13.45	29.06	165.21
B	12.01	14.13	30.09	163.55

XI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

En los análisis fisicoquímicos del AM se obtuvo un Índice de refracción para EPM con humedad de 11.077 % valores 1.4672 ± 0.0004 , el Índice de peróxido (m EqO₂/kg) valores ND, con respecto al índice de p-anisidina muestra valores de 0.344 ± 0.02 . El Índice de acidez valores de 0.518 ± 0.0066 .

Con respecto al análisis composicional de ácidos grasos del AM realizado por cromatografía para EPF a T1 se obtuvo lo siguiente: componente más predominante al ácido oleico con valores de 69.52 ± 0.10 %, seguido del ácido behénico con un valor de Ajonjolí 6.54 ± 0.10 %, ácido vaccénico con valores de 5.70 ± 0.01 %, ácido palmítico cuyo valor es de 5.45 ± 0.11 %.

Con valores del Punto de Inducción (PI) de 357.885 ± 1.874 a temperatura de 80 °C y 164.38 ± 1.174 a 90°C. Esto indica la estabilidad del aceite ya que tiene un periodo largo de inducción, el cual extrapolado a temperatura de 20 °C se obtuvo una vida útil del aceite de semillas de *Moringa oleífera* de 5.43 años. Los datos obtenidos muestran la sensibilidad de este instrumento y sus condiciones aceleradas al evaluar la estabilidad oxidativa del AM. Por otro lado, el potencial de aplicación de los aceites, depende en gran medida de su estabilidad en anaquel y de la aplicación a determinados procesos tecnológicos, el método también ofrece la evaluación de la estabilidad oxidativa empleando tecnologías on-line no invasiva y libre de reactivos como el sistema OXITEST.

XII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alberca Tocto, S. K., & Huanca Vazquez, M.A. (2015). Evaluación del índice de estabilidad oxidativa del aceite de moringa (*Moringa oleífera Lam*) por el método rancimat.

Angel, D., & Monsalve, G. (2009). Desarrollo de métodos de extracción de aceite en la cadena de producción de biodiesel a partir de microalgas Development of methods of extraction of oil.

Anwar, F., & Rashid, U. (2007). Physico-chemical characteristics of Moringa oleifera seeds and seed oil from a wild provenance of Pakistan. *Pakistan Journal of Botany*, 39(5), 1443–1453.

Avellaneda Vargas, F. A. (2010). Producción y caracterización de biodiesel de palma y de aceite reciclado mediante un proceso batch y un proceso continuo con un reactor helicoidal. Universitat Rovira i Virgili. <https://doi.org/ISBN:978-84-693-4594-8/DL:T.1007-2010>

Badui Dergal, S. (2006). *Química de los alimentos. Química de los alimentos*. <https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>

Casimir C. Akoh. (2017). Food lipids Chemistry, Nutrition, and Biotechnology.

Chepote. (2013). Agraria.pe. Avanza la producción de moringa en Perú. Retrieved September 29, 2017, from <http://agraria.pe/noticias/avanza-la-produccion-de-moringa-en-peru-4336>

Chow, C. k (Ed). (2007). *Fatty acids in foods and their health implications*. Journal of the American Dietetic Association. 2008.

Claus, T., Maruyama, S. A., Palombini, S. V., Montanher, P. F., Bonafé, E. G., Junior, O. D. O. , Visentainer, J. V. (2015). Chemical characterization and use of artichoke parts for protection from oxidative stress in canola oil. *LWT - Food Science and Technology*, 61(2), 346–351. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.12.050>

Codex Alimentarius. (2015). Norma para grasas y aceites comestibles no regulados por Normas Individuales. *Normas Internacionales de Los Alimentos, 19–1981*, 1–5.

CODEX STAN 210 – 1999. (1991). (*Arachis Hypogaea L.*), 279–303.

Comandini, P., Verardo, V., Maiocchi, P., & Caboni, M. F. (2009). Accelerated oxidation: Comparative study of a new reactor with oxidation stability instrument. *European Journal of Lipid Science and Technology*, *111*(9), 933–940.
<https://doi.org/10.1002/ejlt.200900009>

Damodaran Srinivasan, Parkin Kirk, F. O. (2008).
Fennemas_Food_Chemistry_4th_edition_.pdf.pdf.

Devi, Y., & Janaki. (2015). Extraction of cold press moringa oil. *International Journal of Current Research*, *7*(4), 14956–14957.

Dieffenbacher, A. & Pocklington, W. D (1991). Standard methods the análisis of oils, fats and derivatives. International Union of Pure and Applied Chemistry, *1991*, 1–151. <https://doi.org/10.1351/pac198254061257>

Doménech, A., Durango, V., Gaspar, R. (2017). Moringa oleifera : Revisión sobre aplicaciones y usos en alimentos, (January 2018).

Estefanía, Ma. de las H. (2015). Estudio de la estabilidad oxidativa y microencapsulación de aceites de Moringa oleifera y Linum usitatissimum.

Fakayode, O. A., & Ajav, E. A. (2016a). Process optimization of mechanical oil expression from Moringa (*Moringa oleifera*) seeds. *Industrial Crops and Products*, *90*, 142–151. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.06.017>

Fakayode, O. A., & Ajav, E. A. (2016b). Process optimization of mechanical oil expression from Moringa (*Moringa oleifera*) seeds. *Industrial Crops and Products*.
<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.06.017>

Fernández Sobrados, J. (2018). (2018). Extracción enzimática del aceite de Moringa (*Moringa Oleífera*) con Prensa Expeller y determinación de su tiempo de vida en anaquel.

Folkard, G., & Sutherland, J. (1996). Moringa oleifera un árbol con enormes potencialidades. *Agroforestry today*, 8(3), 5-8.

Frankel, E. (2014). *Lipid oxidation Also in the Oily Press Lipid Library* : <https://doi.org/10.1533/9780857097927.frontmatter>

García-Torres, A. G. (2013). Evaluación de los usos potenciales del Teberinto (Moringa oleífera) como generador de materia prima para la industria química, 1–175.

García Torres, A. G., Martínez Cubias, R. K. M., & Rodríguez Díaz, I. A. (2013). Evaluación de los usos potenciales del Teberinto (*Moringa oleífera*) como generador de materia prima para la industria química, 1–175.

Gómez Mitjans, D., Pita Bravo, V., & Zumalacárregui de Cárdenas, B. (2016). Caracterización de aceites de las semillas de Moringa oleífera a partir de la extracción por diferentes métodos. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 18(2), 106. <https://doi.org/10.15446/rev.colomb.biote.v18n2.54324>

Grompone, M. (1991). El índice de anisidina como medida del deterioro latente de un material graso. *Grasas y Aceites*, 42(1), 8–13. <https://doi.org/10.3989/gya.1991.v42.i1.1272>

Guillén, M. D., & Cabo, N. (2002). Fourier transform infrared spectra data versus peroxide and anisidine values to determine oxidative stability of edible oils. *Food Chemistry*, 77(4), 503–510. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(01\)00371-5](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(01)00371-5)

Gutierrez Álvarez, B. . (2003). Proyecto de inversión de una planta de extracción y empaque de aceite de aguacate para el Rancho Villa Reguero. Tesis presentada como requisito parcial para obtener el título en Maestría en Administración de Empresas con especialidad en Proyectos de Inver, 15–32.

Hu, M., & J. (2016). Oxidative Stability and Shelf Life of Foods Containing Oils and Fats <http://dx> Analysis of Lipid and Protein Oxidation in Fats, Oils, and Foods. <https://doi.org/10.1016/B978-1-63067-056-6.00001-X>

Janaki, S.(2015). *Extraction of cold press moringa oil. International Journal of Current Research*, 7(04),3.

Logan, As Nienaber, U y Pan, XS (Eds.). (2015). Lipid oxidation: Challenges in food systems. Elseiver.

López, J. R. y Quiñonez, L. V. (2013). (2013). Mogrovejo “ Estudio Del Mercado Norteamericano Para La Comercialización De Moringa Oleífera Lam . “ Estudio Del Mercado Norteamericano Para La Comercialización De Moringa Oleífera Lam .

Marrero Delange, D., Murillo, R. V., González Canavaciolo, V. L., & Gutiérrez Amaro, J. (2014). Composición de ácidos grasos del aceite de las semillas de Moringa oleífera que crece en La Habana, Cuba. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 19(2), 197–204.

Martín, C., Martín, G., García, A., Fernández, T., & Hernández, E. (2013). Potenciales aplicaciones de Moringa oleifera. Una revisión crítica, 36(2), 137–149.

Mathur, B. S. (2005). Moringa. *Trees for Life*, 36. Retrieved from www.treesforlife.org

Paniagua, A. & C. J. (2016). Elaboración de Aceite de semillas de Moringa Oleífera para diferentes usos, 3(9), 36–46.

Rivera, G. Y. O. (2015). Diseño de una prensa de tornillo tipo expeller para la extracción de aceite vegetal virgen de la semilla de maíz, para uso comestible.

Rosales, M., Murgueitio, E., Osorio, H., Speedy, A., & Sánchez, M. (1999). Agroforestería para la producción animal en America Latina. Agroforestería para la producción animal en América Latina.

Sánchez, F. (Universidad N. de C.). (2006). II Segundo Congreso Internacional De Plantas Medicinales Y Aromáticas Universidad Nacional de Colombia Sede Palmira. *Extracción De Aceites Esenciales. Experiencia Colombiana*.

Schaich, K. M. (2016). Analysis of Lipid and Protein Oxidation in Fats , Oils , and Foods. Oxidative Stability and Shelf Life of Foods Containing Oils and Fats. Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-1-63067-056-6.00002-1>

Sengupta, A., & Gupta, M. P. (1970). Studies on the Seed Fat Composition of Moringaceae family. *Fette, Seifen, Anstrichmittel*, 72(1), 6–10.

<https://doi.org/10.1002/lipi.19700720103>

Silva, M., Cibej, F., Salvá, B., Guevara, A., & Pascual, G. (2018). Efecto del desamargado de la torta de semilla de moringa (*Moringa oleífera*) sobre su composición proximal y su perfil nutricional y toxicológico. *Scientia Agropecuaria*, 9(2), 247–257. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2018.02.10>

Skoog, D. A. Holler, F.J. Nieman, T. A. (2008). *Principios de análisis instrumental. Sexta edición.* (E. Skoog, D. A. Holler, F.J. Nieman, T. A. (2008). Principios de análisis instrumental. Sexta edición (Sexta edic). Madrid, Ed.) (Sexta edic). Madrid, España.

Sutherland, F. y. (1996). Moringa oleifera un árbol con enormes potencialidades. *Ariadne*, 8(3), 5–8. <https://doi.org/10.1186/1472-6882-14-57>

Tinello, F., Lante, A., Bernardi, M., Cappiello, F., Galgano, F., Caruso, M. C., & Favati, F. (2018). Comparison of Oxitest and Rancimat methods to evaluate the oxidative stability in frying oils. *European Food Research and Technology*, 244(4), 747–755. <https://doi.org/10.1007/s00217-017-2995-y>

V. Grasso. (2013). Estudios para la extracción de aceites vegetales con pretratamiento enzimático en un extractor columna. 2013, (Grasas y aceites), 194.

Revisado de:

http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/26889/Documento_completo__.pdf?sequence=1

Villanueva, E., Rodríguez, G., Aguirre, E., & Castro, V. (2017). Influencia de antioxidantes en la estabilidad oxidativa del aceite de chia (*Salvia hispanica* L.) por rancimat. *Scientia Agropecuaria*, 8(1), 19–27.

<https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2017.01.02>

Yusoff, M. ., Gordon, M. H., Ezeh, O., & Niranjan, K. (2016). Aqueous enzymatic extraction of Moringa oleifera oil. *Food Chemistry*, 211, 400–408.

<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.05.050>

Yusoff, M. ., Gordon, M. H., Ezeh, O., &, & Niranjan, K. (2017). High pressure pre-treatment of *Moringa oleifera* seed kernels prior to aqueous enzymatic oil extraction. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 39, 129–136. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2016.11.014>

XIII. ANEXOS

ANEXO 1: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL ÍNDICE DE REFRACCIÓN

Tabla 13 *Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el índice de refracción*

Método de extracción	Repeticiones			Promedio	Desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	1.4627	1.4624	1.4629	1.4627	0.0003	0.7804
T1	1.4668	1.4673	1.4676	1.4672	0.0004	0.7262
T2	1.4677	1.4675	1.4676	1.4676	0.0001	1

Tabla 14 *Comparaciones múltiples post hoc para el índice de refracción- Tukey (95% de intervalo de confianza)*

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.000
	T2	0.000
T1	ES	0.000
	T2	0.316
T2	ES	0.000
	T1	0.316

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

ANEXO 2: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL ÍNDICE DE PERÓXIDO

Tabla 15 *Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el índice de peróxido.*

Método de extracción	Repeticiones			Promedio	Desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	0.119	0.159	0.158	0.15	0.02	0.042
T1	0	0	0	0.000	0.00	-
T2	0	0	0	0.000	0.00	-

Tabla 16 *Comparaciones múltiples post hoc para el índice de peróxido- Tukey (95% de intervalo de confianza)*

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.00
	T2	0.00
T1	ES	0.00
	T2	1.00
T2	ES	0.00
	T1	1.00

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

ANEXO 3: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL ÍNDICE DE P-ANISIDINA

Tabla 17 *Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el índice de P-anisidina.*

Método de extracción	Repeticiones			Promedio	Desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	5.183	4.671	5.041	4.965	0.26	0.519
T1	0.334	0.331	0.368	0.344	0.02	0.1395
T2	0.197	0.248	0.321	0.255	0.06	0.805

Tabla 18 *Comparaciones múltiples post hoc para el índice de p- anisidina - Tukey (95% de intervalo de confianza)*

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.000
	T2	0.000
T1	ES	0.000
	T2	0.776
T2	ES	0.000
	T1	0.776

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

ANEXO 4: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA EL ÍNDICE DE ACIDEZ

Tabla 19 *Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el índice de acidez*

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	1.528	1.546	1.492	1.522	0.0275	0.6369
T1	0.517	0.512	0.525	0.518	0.0066	0.747
T2	0.323	0.321	0.327	0.324	0.0031	0.6369

Tabla 20 *Comparaciones múltiples post hoc para el índice de acidez - Tukey (95% de intervalo de confianza)*

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.000
	T2	0.000
T1	ES	0.000
	T2	0.000
T2	ES	0.000
	T1	0.000

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

ANEXO 5: ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA DETERMINACIÓN DEL PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS EN EL ACEITE DE MORINGA

5.1. Ácido graso Mirístico

Tabla 21 *Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Mirístico*

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	0.14	0.12	0.13	0.13	0.01	1
T1	0	0	0	0	0	0
T2	0	0	0	0	0	0

Tabla 22 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Mirístico - Tukey (95% de intervalo de confianza)

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.000
	T2	0.000
T1	ES	0.000
	T2	1.000
T2	ES	0.000
	T1	1.000

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.2. Ácido graso Palmítico

Tabla 23 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Palmítico

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	5.48	5.3	5.39	5.39	0.09	1
T1	5.34	5.56	5.45	5.45	0.11	1
T2	5.45	5.57	5.51	5.51	0.06	1

Tabla 24 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Palmítico - Tukey (95% de intervalo de confianza)

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.703
	T2	0.298
T1	ES	0.703
	T2	0.703
T2	ES	0.298
	T1	0.703

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.3. Ácido graso Palmitoleico

Tabla 25 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Palmitoleico

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	1.5	1.36	1.43	1.43	0.07	1
T1	1.23	1.29	1.26	1.26	0.03	1
T2	0.9	1.02	0.96	0.96	0.06	1

Tabla 26 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Palmitoleico - Tukey (95% de intervalo de confianza)

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.023
	T2	0.000
T1	ES	0.023
	T2	0.001
T2	ES	0.000
	T1	0.001

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.4. Ácido graso Esteárico

Tabla 27 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Esteárico

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	4.81	4.73	4.77	4.77	0.04	1
T1	4.76	4.78	4.77	4.77	0.01	1
T2	3.98	4.08	4.03	4.03	0.05	1

Tabla 28 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Esteárico - Tukey (95% de intervalo de confianza)

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	1.000
	T2	0.000
T1	ES	1.000
	T2	0.000
T2	ES	0.000
	T1	0.000

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.5. Ácido graso Oleico

Tabla 29 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Oleico

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	68.51	68.37	68.44	68.44	0.07	1
T1	69.42	69.62	69.52	69.52	0.1	1
T2	71.72	71.64	71.69	71.68	0.04	0.726

Tabla 30 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Oleico - Tukey (95% de intervalo de confianza)

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.000
	T2	0.000
T1	ES	0.000
	T2	0.000
T2	ES	0.000
	T1	0.000

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.6. Ácido graso Vaccénico

Tabla 31 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Vaccénico

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	6.5	6.48	6.49	6.49	0.01	1
T1	5.69	5.69	5.71	5.70	0.01	0
T2	4.7	4.66	4.68	4.68	0.02	1

Tabla 32 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Vaccénico - Tukey (95% de intervalo de confianza)

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.000
	T2	0.000
T1	ES	0.000
	T2	0.000
T2	ES	0.000
	T1	0.000

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.7. Ácido graso Linoleico

Tabla 33 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Linoleico

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	0.72	0.84	0.78	0.78	0.06	1
T1	0.75	0.69	0.72	0.72	0.03	1
T2	0.63	0.61	0.62	0.62	0.01	1

Tabla 34 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Linoleico - Tukey (95% de intervalo de confianza)

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.225
	T2	0.006
T1	ES	0.225
	T2	0.046
T2	ES	0.006
	T1	0.046

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.8. Ácido grasos Alfa Linoleico

Tabla 35 Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Alfa Linoleico

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	0.17	0.23	0.2	0.2	0.03	1
T1	0.16	0.14	0.15	0.15	0.01	1
T2	0.22	0.12	0.17	0.17	0.05	1

Tabla 36 Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Alfa Linoleico - Tukey (95% de intervalo de confianza)

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.250
	T2	0.562
T1	ES	0.250
	T2	0.763
T2	ES	0.562
	T1	0.763

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.9. Ácido graso Araquídico

Tabla 37 *Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Araquídico*

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	2.96	3.02	3	2.99	0.03	1
T1	3.08	3.02	3.05	3.05	0.03	1
T2	2.71	2.63	2.67	2.67	0.04	1

Tabla 38 *Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Araquídico - Tukey (95% de intervalo de confianza)*

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.295
	T2	0.000
T1	ES	0.295
	T2	0.000
T2	ES	0.000
	T1	0.000

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.10. Ácido graso Eicosanoico

Tabla 39 *Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Eicosanoico*

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	1.74	1.76	1.75	1.75	0.01	1
T1	1.91	1.87	1.89	1.89	0.02	1
T2	2.1	2.08	2.09	2.09	0.01	1

Tabla 40 *Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Eicosanoico - Tukey (95% de intervalo de confianza)*

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.000
	T2	0.000
T1	ES	0.000
	T2	0.000
T2	ES	0.000
	T1	0.000

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.11. Ácido graso Behénico

Tabla 41 *Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Behénico*

Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	6.48	6.72	6.6	6.6	0.12	1
T1	6.64	6.44	6.54	6.54	0.1	1
T2	6.49	6.31	6.4	6.4	0.09	1

Tabla 42 *Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Behénico - Tukey (95% de intervalo de confianza)*

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	0.769
	T2	0.123
T1	ES	0.769
	T2	0.299
T2	ES	0.123
	T1	0.299

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

5.12. Ácido graso Lignocérico

Tabla 43 *Desviación estándar y pruebas de normalidad por el test Shapiro Wilk para el ácido graso Lignocérico*

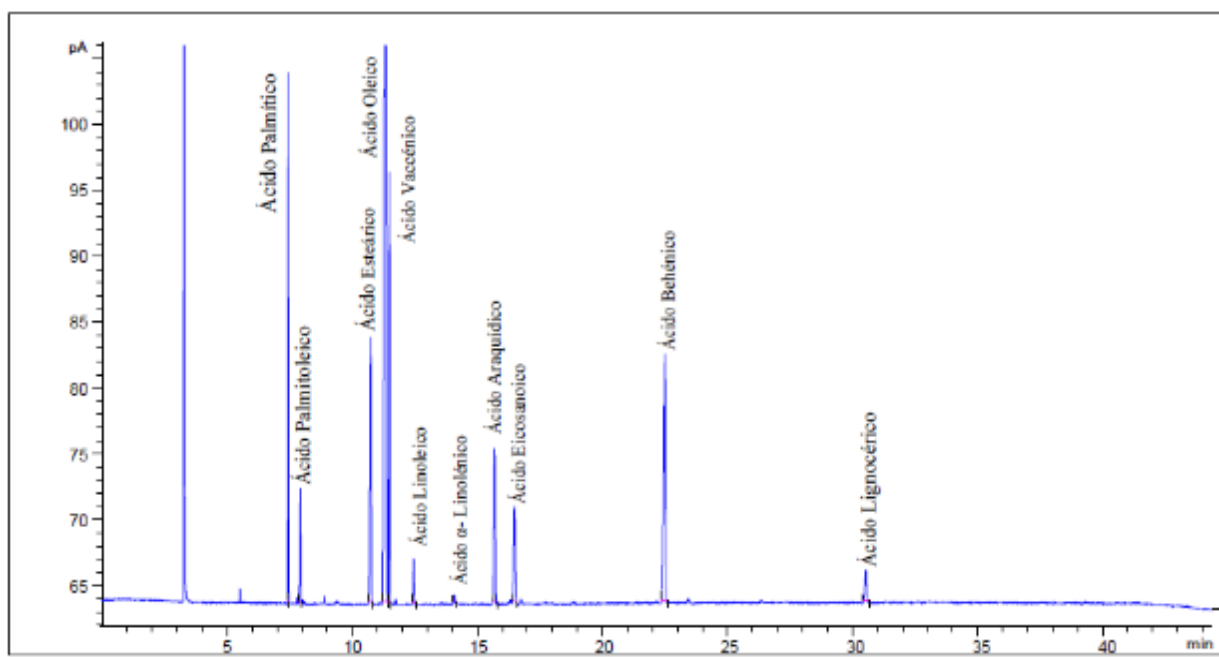
Método de extracción	Repeticiones			promedio	desviación estándar	Shapiro Wilk
	1	2	3			p
ES	0.91	0.95	0.93	0.93	0.02	1
T1	0.96	0.9	0.93	0.93	0.03	1
T2	1.12	1.18	1.15	1.15	0.03	1

Tabla 44 *Comparaciones múltiples post hoc para el ácido graso Lignocérico - Tukey (95% de intervalo de confianza)*

MÉTODO DE EXTRACCIÓN		Sig.
ES	T1	1.000
	T2	0.000
T1	ES	1.000
	T2	0.000
T2	ES	0.000
	T1	0.000

La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05

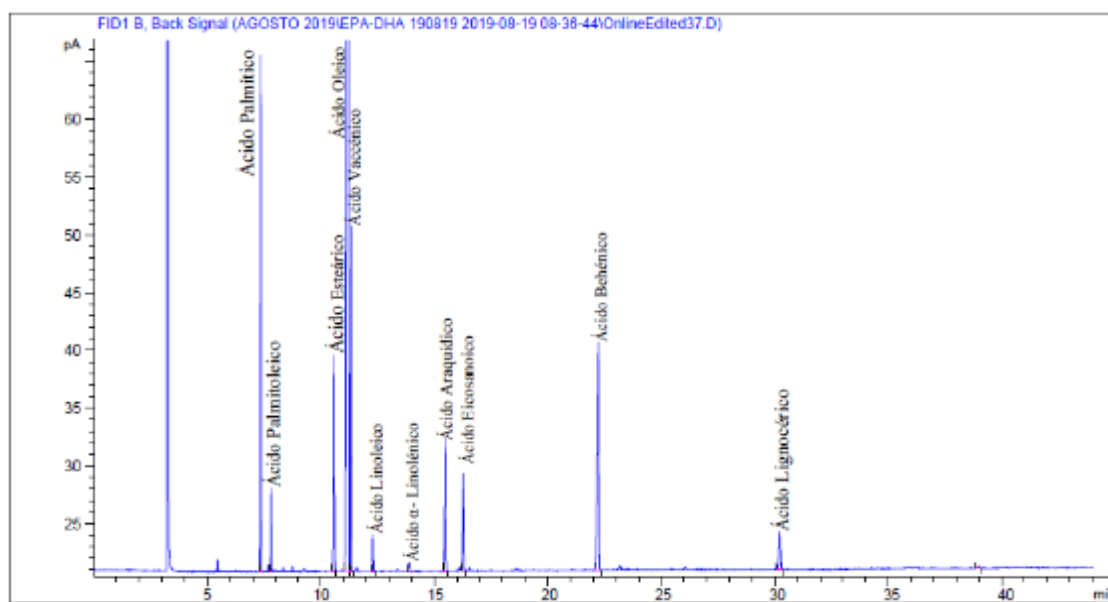
ANEXO 6: CROMATOGRAMA DEL PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS EN EL ACEITE DE MORINGA 6 % HUMEDAD (T2)



Peak #	RetTime [min]	Type	Width [min]	Area [pA*s]	Area X	Name
1	0.000		0.0000	0.00000	0.00000	
2	5.610		0.0000	0.00000	0.00000	C14:0
3	5.994		0.0000	0.00000	0.00000	C14:1
4	7.443	BB	0.0311	79.54597	5.44750	C16:0
5	7.913	BB	0.0325	18.46927	1.26482	C16:1n7
6	9.108		0.0000	0.00000	0.00000	C16:3n4
7	10.223		0.0000	0.00000	0.00000	C16:2n4
8	10.728	BB	0.0541	69.59637	4.76613	C18:0
9	11.481	UV	0.0679	1015.18896	69.52263	?
10	11.506	VD	0.0406	83.28900	5.70384	C18:1n9
11	11.767		0.0000	0.00000	0.00000	C18:1n7
12	12.478	BB	0.0475	10.53331	0.72135	?
13	12.807		0.0000	0.00000	0.00000	C18:2n6
14	14.096	BB	0.0505	2.23602	0.15313	?
15	14.482		0.0000	0.00000	0.00000	C18:3n3
16	15.085		0.0000	0.00000	0.00000	C18:4n3
17	15.277		0.0000	0.00000	0.00000	C18:3n4
18	15.713	BB	0.0589	44.56904	3.05220	?
19	16.587	BB	0.0550	27.63484	1.89250	C20:0
20	16.934		0.0000	0.00000	0.00000	C20:1n9
21	18.656		0.0000	0.00000	0.00000	C20:2n6
22	20.338		0.0000	0.00000	0.00000	C20:4n6
23	20.909		0.0000	0.00000	0.00000	C20:3n3
24	21.196		0.0000	0.00000	0.00000	C20:4n3
25	22.408	BB	0.0711	95.52237	6.54161	C20:5n3
26	22.987		0.0000	0.00000	0.00000	C22:0
27	23.553		0.0000	0.00000	0.00000	C22:1n11
28	24.024		0.0000	0.00000	0.00000	C22:1n9
29	24.553		0.0000	0.00000	0.00000	Desc.
30	26.971		0.0000	0.00000	0.00000	C23:0
31	30.531	BB	0.0768	13.64290	0.93430	C22:5n3
32	31.872		0.0000	0.00000	0.00000	C24:0
33	32.023		0.0000	0.00000	0.00000	C22:6n3
34	32.388		0.0000	0.00000	0.00000	C24:1n9

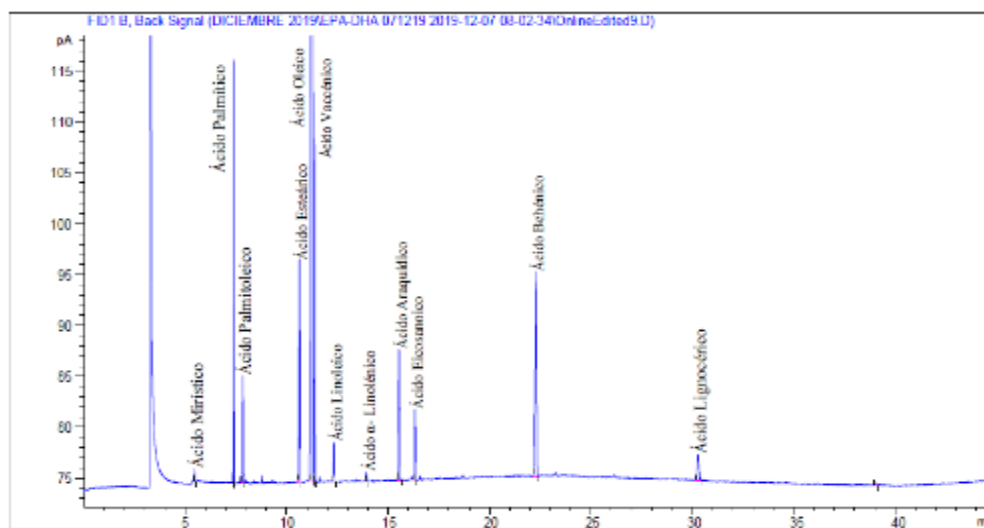
Totals : 1460.22807

ANEXO 7: CROMATOGRAMA DEL PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS EN EL ACEITE DE MORINGA 11% HUMEDAD (T1)



Peak #	RetTime [min]	Type	Width [min]	Area [pA*s]	Area %	Name
1	0.000		0.0000	0.00000	0.00000	
2	5.463		0.0000	0.00000	0.00000	C14:0
3	5.829		0.0000	0.00000	0.00000	C14:1
4	7.349	BB	0.0307	86.68092	5.50518	C16:0
5	7.810	BB	0.0322	15.05043	0.95587	C16:1n7
6	9.108		0.0000	0.00000	0.00000	C16:3n4
7	10.223		0.0000	0.00000	0.00000	C16:2n4
8	10.584	BB	0.0525	63.45893	4.03033	C18:0
9	11.254	BV	0.0655	1128.57166	71.67662	C18:1n9
10	11.351	VB	0.0398	73.66565	4.67857	C18:1n7
11	12.307	BB	0.0474	9.70663	0.61648	C18:2n6
12	13.905	BB	0.0500	2.64444	0.16795	C18:3n3
13	15.085		0.0000	0.00000	0.00000	C18:4n3
14	15.277		0.0000	0.00000	0.00000	C18:3n4
15	15.507	BB	0.0567	42.07428	2.67218	C20:0
16	16.294	BB	0.0598	32.90192	2.08963	C20:1n9
17	18.056		0.0000	0.00000	0.00000	C20:2n6
18	19.694		0.0000	0.00000	0.00000	C20:4n6
19	20.251		0.0000	0.00000	0.00000	C20:3n3
20	21.196		0.0000	0.00000	0.00000	C20:4n3
21	22.044		0.0000	0.00000	0.00000	C20:5n3
22	22.231	BB	0.0707	100.71994	6.39682	C22:0
23	23.119		0.0000	0.00000	0.00000	C22:1n11
24	23.319		0.0000	0.00000	0.00000	C22:1n9
25	24.553		0.0000	0.00000	0.00000	Desc.
26	26.226		0.0000	0.00000	0.00000	C23:0
27	30.222	BB	0.0774	18.03615	1.14549	C24:0
28	30.863		0.0000	0.00000	0.00000	C22:5n3
29	31.163		0.0000	0.00000	0.00000	C22:6n3
30	31.552		0.0000	0.00000	0.00000	C24:1n9
31	38.981	BB	0.0721	1.02149	0.06488	?
Totals :				1574.53245		

ANEXO 8: CROMATOGRAMA DEL PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS EN EL ACEITE DE MORINGA EXTRAÍDO POR SOLVENTES (ES)



Peak #	RetTime [min]	Type	Width [min]	Area [pA*s]	Area %	Name
1	0.000		0.0000	0.00000	0.00000	
2	5.460	BB	0.0238	1.99529	0.13173	C14:0
3	5.829		0.0000	0.00000	0.00000	C14:1
4	7.372	BB	0.0309	81.57325	5.38544	C16:0
5	7.836	BB	0.0331	21.71300	1.43348	C16:1n7
6	9.108		0.0000	0.00000	0.00000	C16:3n4
7	10.223		0.0000	0.00000	0.00000	C16:2n4
8	10.616	BB	0.0506	72.17839	4.76519	C18:0
9	11.278	BV	0.0640	1036.69446	68.44218	C18:1n9
10	11.385	VB	0.0410	98.35300	6.49323	C18:1n7
11	12.343	BB	0.0474	11.83860	0.78158	C18:2n6
12	13.943	BB	0.0482	3.05482	0.20168	C18:3n3
13	15.085		0.0000	0.00000	0.00000	C18:4n3
14	15.277		0.0000	0.00000	0.00000	C18:3n4
15	15.554	BB	0.0535	45.66301	3.01465	C20:0
16	16.340	BB	0.0598	26.58030	1.75482	C20:1n9
17	18.056		0.0000	0.00000	0.00000	C20:2n6
18	19.694		0.0000	0.00000	0.00000	C20:4n6
19	20.251		0.0000	0.00000	0.00000	C20:3n3
20	21.196		0.0000	0.00000	0.00000	C20:4n3
21	22.044		0.0000	0.00000	0.00000	C20:5n3
22	22.295	BB	0.0741	99.94477	6.59832	C22:0
23	23.119		0.0000	0.00000	0.00000	C22:1n11
24	23.319		0.0000	0.00000	0.00000	C22:1n9
25	24.553		0.0000	0.00000	0.00000	Desc.
26	26.226		0.0000	0.00000	0.00000	C23:0
27	30.292	BB	0.0721	14.09003	0.93022	C24:0
28	30.863		0.0000	0.00000	0.00000	C22:5n3
29	31.163		0.0000	0.00000	0.00000	C22:6n3
30	31.552		0.0000	0.00000	0.00000	C24:1n9
31	39.052	BV	0.0815	1.02215	0.06748	?

Totals : 1514.70107

ANEXO 8: FIGURAS DE MATERIA PRIMA Y ANÁLISIS DEL ACEITE DE MORINGA



Figura 8 Semillas de moringa (Moringa Oleífera Lam).



Figura 9 Descascarillado de semillas de moringa.



Figura 10 Determinación de humedad de las semillas.



Figura 11 Semillas descascarillas para acondicionado de la humedad.



Figura 12 Acondicionamiento de humedad de las semillas de Moringa.



Figura 13 Prensado de las semillas de Moringa.



Figura 14 Aceite de Moringa obtenido por prensado mecánico.

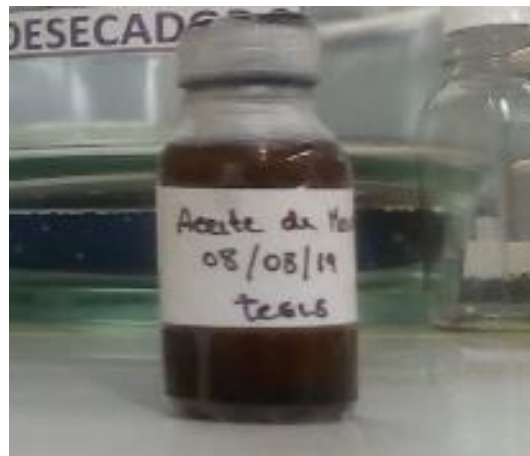


Figura 15 Envasado del aceite de Moringa.



Figura 16 Mecanismo de filtración a vacío

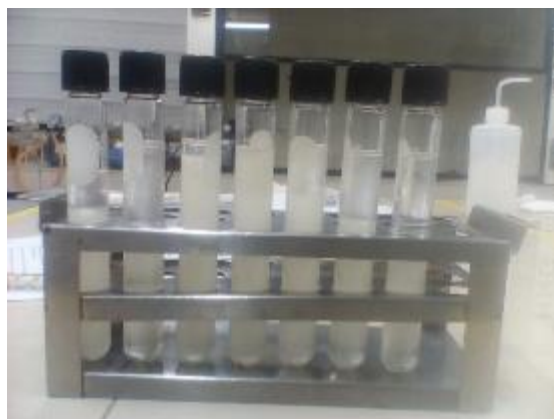


Figura 17 Separación de la fase grasa en la extracción con solventes.



Figura 18 Análisis de peróxido del aceite de Moringa.



Figura 19 Análisis de p-anisidina del aceite de Moringa.

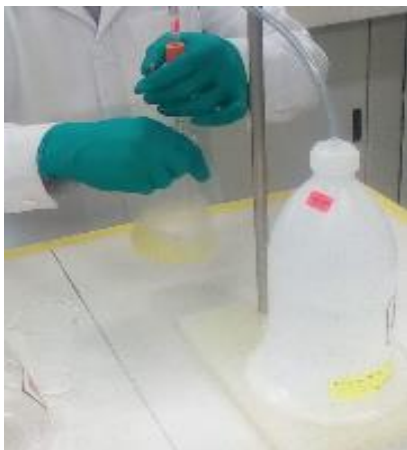


Figura 20 Análisis de índice de acidez del aceite de Moringa.



Figura 21 Cromatógrafo de gases para la determinación de ácidos grasos.