



**FACULTAD DE INGENIERÍA, ARQUITECTURA Y
URBANISMO**

**Escuela Académico Profesional de Ingeniería
Agroindustrial y Comercio Exterior**

**EVALUACIÓN DEL ÍNDICE DE ESTABILIDAD
OXIDATIVA DEL ACEITE DE MORINGA
(*Moringa oleífera Lam*) POR EL MÉTODO
RANCIMAT**

**Para Optar el Título Profesional de Ingeniero
Agroindustrial y Comercio Exterior**

AUTORES:

**ALBERCA TOCTO SOLANSH KIARA
HUANCA VÁSQUEZ MIGUEL ANGEL**

ASESOR:

Ms. LOURDES JOSSEFYNE ESQUIVEL PAREDES

PIMENTEL – PERÚ

2015

PROLOGO

El presente trabajo se realizó con la finalidad de evaluar el Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) del aceite de *Moringa oleífera* mediante la utilización del método acelerado de Rancimat, en el departamento de Lambayeque.

A lo largo de los capítulos se muestran los criterios que nos permiten realizar esta investigación, desde la recopilación teórica que nos ayuda a tener una visión más amplia y clara de la oxidación de aceites vegetales y sobre la influencia en su vida útil. Así como el estudio teórico, antecedentes, metodologías y requisitos fundamentales que nos ayudaron a evaluar el Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) del aceite *Moringa oleífera* mediante la utilización del método acelerado de Rancimat, además, después de la extracción en frío del aceite se caracterizó las cualidades composicionales, físicas y químicas del mismo.

De acuerdo a los resultados obtenidos en la presente investigación, hemos detallado las conclusiones de acuerdo a los objetivos trazados.

DEDICATORIA

A Dios, por haberme permitido llegar hasta este punto y por haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

A mi madre Yuly Tocto Aguirre, por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien y a mi padre Jonny Alberca Baique, por los ejemplos de perseverancia y constancia que lo caracterizan y que me ha infundido siempre por el valor mostrado para salir adelante; a mi hermano por todo su apoyo incondicional y mi mamita Ofelia Aguirre por todos sus consejos que me ayudan a desarrollarme éticamente.

A mis maestros Ms. Lourdes Jossefyne Esquivel Paredes por su gran apoyo y motivación para el desarrollo y culminación de esta tesis, al Ing. Walter Bernardo Símpalo López por su apoyo ofrecido en este trabajo, al MSc. Julio Mauricio Vidaure Ruiz por su tiempo compartido y por impulsar el desarrollo de nuestra formación profesional.

Solansh Kiara Alberca Tocto

A Dios por haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor, por saber guiarme por el camino del bien, dándome fuerzas para seguir adelante y no desmayar en los problemas que se presentaban, por iluminar mi mente y enseñarme a encarar las adversidades sin perder nunca la dignidad ni desfallecer en el intento.

A mi familia, especialmente a mis queridos padres Oswaldo Huanca Osorio y Clariza Vásquez Cubas, quienes representaron modelos de amor, unión y lucha constante en la vida, y confían siempre en mí y no escatiman esfuerzo alguno para brindarme todo su cariño y ayuda necesaria.

Miguel Angel Huanca Vásquez

AGRADECIMIENTO

Primeramente agradecemos a Dios y a nuestras familias por ser ellos nuestra más grande motivación y apoyo constante para el logro de nuestros objetivos.

Son muchas las personas especiales a las que nos gustaría agradecer su amor, amistad, apoyo, ánimo y compañía en las diferentes etapas de nuestra vida, por formar parte de nosotros, por todo lo que nos han brindado y por todas sus bendiciones.

A nuestra asesora de Tesis Ms. Lourdes Jossefyne Esquivel Paredes por su esfuerzo y dedicación, quien con su conocimiento, experiencia y motivación hicieron posible la realización de la presente Tesis.

Al jurado Ms. Augusto Mechato Anastasio e Ing. Williams Castillo Martínez, quienes en forma acertada han contribuido con valiosos aportes orientados a mejorar el informe.

Al Ms. Julio Mauricio Vidaure Ruiz y al Ing. Walter Símpalo López por los valiosos consejos y colaboración prestada durante el desarrollo de la Tesis. Dejando presente nuestro gran cariño, respeto y admiración por su visión crítica en muchos aspectos profesionales, por su rectitud como docentes y por sus consejos que nos ayudaron a formarnos profesionalmente.

Para ellos: Muchas gracias y que Dios les bendiga.

Los autores.

INDICE

RESUMEN	1
ABSTRACT	2
INTRODUCCIÓN	3
I. PLAN DE INVESTIGACIÓN	6
1.1. Situación Problemática:	6
1.2. Formulación del Problema:	7
1.3. Objeto de Estudio y Campo de Acción:	7
1.4. Delimitación de la Investigación:	7
1.5. Justificación e Importancia de la Investigación:	8
1.6. Limitaciones de la Investigación:	9
1.7. Objetivos de la Investigación:	9
1.7.1. Objetivo general:	9
1.7.2. Objetivos específicos:	10
II. MARCO TEÓRICO	11
2.1. Antecedentes de la investigación:	11
2.2. Estado del Arte:	19
2.3. Bases Teórico – Científicas:	20
2.3.1. Moringa (<i>Moringa oleífera</i>)	20
2.3.2. Extracción de aceite de semillas oleaginosas:	29
2.3.3. Aceites vegetales vírgenes y aceites vegetales refinados:	32
2.3.4. Composición de los aceites vegetales:	34
2.3.5. Propiedades organolépticas de los aceites vegetales:	44
2.3.6. Propiedades antioxidantes de los compuestos menores de aceites vegetales vírgenes:	45
2.3.7. Propiedades fisicoquímicas de los aceite:	46
2.3.8. Deterioro de los alimentos.	47
2.3.9. Deterioro de aceites vegetales:	51

2.3.10. Determinación de la estabilidad oxidativa en los aceites:	63
III. MARCO METODOLÓGICO	68
3.1. Tipo y diseño de investigación	68
3.1.1. Tipo de investigación	68
3.1.2. Diseño de investigación	68
3.2. Población y Muestra:	69
3.2.1. Población:	69
3.2.2. Muestra:	69
3.2.3. Unidad experimental:	69
3.3. Hipótesis:	69
3.4. Variables:	70
3.4.1. Variables independientes:	70
3.4.2. Variables dependientes:	70
3.5. Operacionalización:	70
3.6. Métodos, técnicas e instrumentos de recolección de datos:	70
3.6.1. Materia prima:	70
3.6.2. Reactivos e insumos:	71
3.6.3. Materiales complementarios:	71
3.6.4. Equipos e instrumentos:	72
3.6.5. Proceso para la extracción de aceite de semillas de Moringa (<i>Moringa oleífera</i>):	73
3.6.6. Análisis fisicoquímicos del aceite virgen de semillas de Moringa (<i>Moringa oleífera</i>):	76
3.7. Procedimiento para la recolección de datos:	85
3.8. Descripción de los algunos equipos utilizados:	86
3.8.1. Prensa hidráulica.	86
3.8.2. Rancimat 743:	87
3.9. Análisis estadístico e interpretación de datos	88

3.10. Criterios éticos:	89
3.11. Criterios de rigor científico:	89
3.11.1. Codex alimentarius:	89
3.11.2. Normas técnicas peruanas:	89
3.11.3. Normas AOCS:	90
IV. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS	91
4.1. Acondicionamiento de la materia prima.	91
4.2. Extracción del aceite virgen de moringa.	94
4.3. Análisis fisicoquímicos del aceite virgen de moringa (<i>Moringa oleífera</i>)	97
4.4. Comportamiento de la estabilidad oxidativa del aceite de moringa, durante la prueba acelerada de Rancimat.	100
4.4.1. Determinación de la Vida Útil	106
4.4.2. Determinación de la energía de activación.	111
4.5. Matriz del proceso experimental:	113
4.5.1. Evaluación estadística del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) del aceite de moringa (<i>Moringa oleífera</i>)	116
4.6. Caracterización por cromatografía de gases del aceite virgen de moringa (<i>Moringa oleífera</i>)	121
4.7. Color Instrumental del aceite de <i>Moringa oleífera</i>	122
4.8. Discusión de resultados:	123
V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	129
5.1. Conclusiones:	129
5.2. Recomendaciones:	130
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	131
ANEXOS	141

ÍNDICE DE FIGURAS

II. MARCO TEÓRICO	11
Figura 2.1. Zonas donde crece actualmente la <i>Moringa oleífera</i>	21
Figura 2.2. Usos potenciales de diferentes partes de la planta de <i>Moringa oleífera</i> en la industria y producción de alimentos.	29
Figura 2.3. Esquema de un proceso típico para la extracción de aceites por prensado.	30
Figura 2.4. Esquema de un proceso típico para la extracción con disolventes.	32
Figura 2.5. TAG = triacilglicérido	36
Figura 2.6. Estructura molecular de un ácido graso	37
Figura 2.7. Estructura molecular del ácido oleico	38
Figura 2.8. Ácido linoleico y linolénico	39
Figura 2.9. Estructura molecular de los tocoferoles	41
Figura 2.10. Estructura molecular de los tocotrienoles	41
Figura 2.11. Absorción de oxígeno durante la oxidación de lípidos	57
Figura 2.12. Mecanismo de autooxidación de lípidos	58
Figura 2.13. Esquema general de la autooxidación de los lípidos	59
Figura 2.14. Principales reacciones que experimentan los lípidos durante el procesado y manipulación de alimentos	60
Figura 2.15. Esquema de las condiciones y reacción del método Rancimat.	67
III. MARCO METODOLÓGICO	68
Figura 3.1. Diagrama de flujo para la extracción de aceite de semillas de <i>Moringa oleífera</i> .	75
Figura 3.2. a) Diagrama de cromaticidad de L*a*b* y b)	83

representación del solido de colores para el espacio L*a*b*.	
Figura 3.3. Procedimiento para la recolección de datos	85
Figura 3.4. Partes operacionales de la prensa hidráulica de 2Hp, 220V trifásico.	86
IV. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS	91
Figura 4.1. Balance de materia en la operación unitaria de Molienda de las semillas de <i>Moringa oleífera</i> .	92
Figura 4.2. Recepción de la materia prima semillas de <i>Moringa oleífera</i>	92
Figura 4.3. Rompiendo la cascara de la semilla de moringa, mediante un leve prensado en un molino de manivela.	92
Figura 4.4. Descascarillado de la semilla <i>Moringa oleífera</i> .	93
Figura 4.5. Semilla descascarillada de <i>Moringa oleífera</i> .	93
Figura 4.6. Molienda de la semilla de <i>Moringa oleífera</i> , en un molino de martillo.	93
Figura 4.7. Semilla molida de <i>Moringa oleífera</i> , en un molino de martillo.	93
Figura 4.8. Medición de la humedad de la harina de las semillas de <i>Moringa oleífera</i> , en una termobalanza modelo Precisa XM50.	93
Figura 4.9. Balance de materia en la operación unitaria de Prensado en Frio de la harina de semillas de <i>Moringa oleífera</i> .	95
Figura 4.10. Balance de materia en la operación unitaria de Centrifugación del aceite de <i>Moringa oleífera</i> .	95
Figura 4.11. Acondicionamiento de la semilla molida de moringa en el equipo de prensado.	96

Figura 4.12. Extracción por prensado en frío (25°C) de semillas de moringa a una presión de 360±10 bar por 25 min.	96
Figura 4.13. Obtención del aceite virgen de la semilla de <i>Moringa oleífera</i> .	96
Figura 4.14. Pesado y medición del volumen del aceite virgen de moringa.	96
Figura 4.15. Acondicionamiento del aceite virgen de moringa antes de la centrifugación.	97
Figura 4.16. Centrifugación del aceite de moringa a 3000 rpm por 20 minutos a 25°C en una Centrifuga Sigma modelo 2-16PK.	97
Figura 4.17. Envasado del aceite de <i>Moringa oleífera</i> en envase obscuro.	97
Figura 4.18. Nitrogenado del aceite de <i>Moringa oleífera</i> .	97
Figura 4.19. Titulación para la determinación del Índice de Yodo	98
Figura 4.20. Determinación del Índice de peróxido (No detectable)	98
Figura 4.21. Lectura del espectrofotómetro para determinación del índice de anisidina	99
Figura 4.22. Titulando con NaOH para la determinación del índice de acidez	99
Figura 4.23. Determinación de la densidad del aceite de moringa en un densímetro digital Rudolph DDM 2911	99
Figura 4.24. Determinación de la viscosidad mediante la utilización del viscosímetro Brookfield DVIII.	99
Figura 4.25. Determinación del color mediante un colorímetro AB	99
Figura 4.26. Esquema de las condiciones de análisis	100

Rancimat del aceite de moringa (*Moringa oleífera*).

Figura 4.27. Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 130°C y flujo de aire de 15 L/h.	102
Figura 4.28. Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 140°C y flujo de aire de 15 L/h.	102
Figura 4.29. Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 150°C y flujo de aire de 15 L/h.	103
Figura 4.30. Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 130°C y flujo de aire de 20 L/h.	103
Figura 4.31. Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 140°C y flujo de aire de 20 L/h.	104
Figura 4.32. Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 150°C y flujo de aire de 20 L/h.	104
Figura 4.33. Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 130°C y flujo de aire de 25 L/h.	105
Figura 4.34. Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 140°C y flujo de aire de 25 L/h.	105
Figura 4.35. Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 150°C y flujo de aire de 25 L/h.	106
Figura 4.36. Gráfico de regresión lineal (Logaritmo OSI y Temperatura) a flujo de aire de 15 L/h.	107
Figura 4.37. Gráfico de regresión lineal (Logaritmo OSI y Temperatura) a flujo de aire de 20 L/h.	107
Figura 4.38. Gráfico de regresión lineal (Logaritmo OSI y Temperatura) a flujo de aire de 25 L/h.	108
Figura 4.39. Gráfico de extrapolación Rancimat para un flujo de 15 L/h.	109
Figura 4.40. Gráfico de extrapolación Rancimat para un flujo de 20 L/h.	110

Figura 4.41. Gráfico de extrapolación Rancimat para un flujo de 25 L/h.	110
Figura 4.42. Regresión lineal para el Ln(OSI) a flujo de aire de 15L/h.	111
Figura 4.43. Regresión lineal para el Ln(OSI) a flujo de aire de 20L/h.	112
Figura 4.44. Regresión lineal para el Ln (OSI) a flujo de aire de 25L/h.	112
Figura 4.45. Predicción vs. Actual – Variable Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI)	119
Figura 4.46. Predicción vs. Actual – Variable Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI)	119
Figura 4.47. Residuales vs. Corrida – Variable Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI)	120
Figura 4.48. Concentración de los compuestos presentes en el aceite virgen de moringa (<i>Moringa oleífera</i>)	122

ÍNDICE DE TABLAS

II. MARCO TEÓRICO	11
Tabla 2.1. Clasificación taxonómica de la <i>Moringa oleífera</i>	22
Tabla 2.2. Características morfológicas del árbol <i>Moringa oleífera</i> .	22
Tabla 2.3. Propiedades Físicas de la Vaina y Semilla de <i>Moringa oleífera</i> .	25
Tabla 2.4. Características y Composición fitoquímica de la semilla de <i>Moringa oleífera</i> .	25
Tabla 2.5. Contenido de ácidos grasos en la semilla de <i>Moringa oleífera</i>	26
Tabla 2.6. Análisis de vaina y hojas frescas de <i>Moringa oleífera</i> . Contenido en peso (gramos o miligramos) de una porción comestible de 100 gramos.	27
Tabla 2.7. Ácidos grasos principales de diversos aceites vegetales	47

ÍNDICE DE CUADROS

III. MARCO METODOLÓGICO	68
Cuadro 3.1. Operalización de variables:	70
IV. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS	91
Cuadro 4.1. Análisis fisicoquímicos del aceite de <i>Moringa oleífera</i> .	98
Cuadro 4.2. Índice de estabilidad oxidativa (OSI) de aceite de <i>Moringa oleífera</i> .	101
Cuadro 4.3. Determinación del log del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI)	106

Cuadro 4.4. Valores de regresión lineal A y B (Logaritmo OSI y Temperatura)	108
Cuadro 4.5. Valores de extrapolación OSI a temperaturas usuales de almacenamiento de 20, 25 y 30°C.	109
Cuadro 4.6. Determinación del logaritmo del índice de estabilidad oxidativa, Ln(OSI)	111
Cuadro 4.7. Determinación de la energía de activación (Ea).	113
Cuadro 4.8. Matriz decodificada que muestra los OSI del aceite virgen a diferentes tratamientos:	114
Cuadro 4.9. Resumen del tipo, diseño, modelo y variables de la investigación para el OSI del aceite de moringa.	115
Cuadro 4.10. ANOVA de superficie de respuesta del modelo cúbico para la variable Índice de estabilidad Oxidativa (OSI).	116
Cuadro 4.11. Resumen de información en ANOVA con respecto a la variable independiente.	118
Cuadro 4.12. Valores actuales y predichos de los tratamiento experimentales para la variable OSI (horas)	120
Cuadro 4.13. Concentración de los compuestos presentes en el aceite virgen de moringa (<i>Moringa oleífera</i>)	121
Cuadro 4.14. Valor de los factores L*, a* y b* del aceite virgen de <i>Moringa oleífera</i> .	122

RESUMEN

La rancidez oxidativa principal causa de la pérdida de calidad de los aceites, ya que se desconoce el tiempo de vida en anaquel de estos productos; la estabilidad (resistencia a la oxidación) es uno de los factores que preocupa a los productores por ser uno de los principales criterios de calidad en aceites y grasas, por ello el objetivo de evaluar el índice de estabilidad oxidativa del aceite virgen de las semillas de *Moringa oleífera* (Humedad $8.54 \pm 0.02\%$), por el método acelerado de Rancimat, el aceite se obtuvo por prensado en frío, luego centrifugado y finalmente almacenado a $4 \pm 1^\circ\text{C}$. Los análisis fisicoquímicos densidad (a 24°C) 0.9105 g/cm^3 , viscosidad 67.775 Cp , punto de fusión 23°C , índice de peróxido no detectable, índice de acidez 0.2265% , índice de yodo (66.642 g I/100g de aceite) e índice de anisidina 2.545 . El Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI), se evaluó a temperatura ($130, 140$ y 150°C) y a flujo de aire ($15, 20$ y 25 L/h), el ANOVA ($p < 0.05$) indicó influencia significativa de la temperatura en los valores OSI, mas no así el flujo de aire. El tiempo de vida útil del aceite a través de la extrapolación de los valores OSI; 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, la energía de activación de la reacción de oxidación fue de $109.562, 105.938$ y 100.464 KJ/mol . Los ácidos grasos del aceite virgen, ácido oléico (Cis-9) 73.58% , ácido bohémico 6.73% , ácido palmítico 5.5% , ácido esteárico 4.07% , ácido araquidónico 3.61% , ácido eicosanoico (Cis-11) 2.19% , ácido eláidico (Trans-9) 1.76% , ácido palmitoleico (Cis-9) 0.92% , ácido lignocérico 0.82% y ácido linoleico (Cis-9,12) 0.77% .

Palabras clave: *Aceite de Moringa oleífera, Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI), Método de Rancimat, Rancidez Oxidativa, Vida en Anaquel.*

ABSTRAC

Oxidative rancidity leading cause of loss of quality of oils because the lifetime is unknown shelf of these products; stability (resistance to oxidation) is one of the factors that worries producers as one of the main criteria of quality oils and fats, so the purpose of evaluating the rate of oxidative stability of virgin oil seeds *Moringa oleifera* (8.54 ± 0.02% humidity) for accelerated Rancimat method, the oil was obtained by cold pressing, then centrifuged and finally stored at 4 ± 1 ° C. The physicochemical analysis density (at 24 ° C) 0.9105 g / cm³, viscosity 67,775 Cp, melting point 23 ° C, index no detectable peroxide, acid 0.2265%, iodine value (66,642 g I / 100 g of oil) anisidine index and 2,545. Oxidative Stability Index (OSI), was evaluated at a temperature (130, 140 and 150 ° C) and air flow (15, 20 and 25 L / h), the ANOVA (P0.05) indicated significant influence of temperature in the OSI values, but not the airflow. The lifetime of oil through the extrapolation of the OSI values; storage at 20 ° C with 8.28, 6.29 and 4.17 years at 25 ° C with 5.63, 4.33 and 2.92 years, and 30 ° C with 3.82, 2.98 and 2.05 years airflows 15, 20 and 25 L / h respectively, the activation energy of the oxidation reaction was 109.562, 105.938 and 100.464 KJ / mol. Fatty acids virgin oil, oleic acid (cis-9) 73.58%, acid bohémico 6.73%, palmitic acid 5.5%, acid stearic 4.07% arachidonic acid 3.61%, eicosanoic acid (Cis-11) 2.19%, elaidic acid (trans-9) 1.76%, palmitoleic acid (Cis-9) 0.92% 0.82% lignoceric acid and linoleic acid (Cis-9,12) 0.77%.

Keywords: *Moringa oleifera* oil, Oxidative Stability Index, Rancimat method, Oxidative rancidity, Shelf Life.

INTRODUCCIÓN

La *Moringa oleífera* es originaria de las faldas del sub Himalaya en el norte de la India, también conocido como árbol de behen por su contenido de ácido behenico. Se cultiva en las regiones tropicales de todo el mundo, desde África hasta Asia pasando para América Latina *Cavallini, (2001)*, puede crecer hasta los 1,200 m.s.n.m. Las hojas tienen cualidades nutritivas sobresalientes, que están entre las mejores de todos los vegetales perennes por su gran contenido de proteína de 27%; además tienen cantidades significativas de calcio, hierro y fósforo, así como vitamina A, B y C, las semillas presentan cerca de 30 a 42% de aceite; el perfil de ácido graso del aceite indica un 73% de ácido oleico, esto significa que el aceite de moringa tiene el mismo nivel de calidad del aceite de oliva. *Alfaro, (2008)* y *Olson, M. E. (2001)*.

El prensado en frío y la extracción por solventes son los métodos más usados para la extracción de aceite de *Moringa oleífera*. *García et al. (2013)*. La extracción por prensado es un procedimiento utilizado para obtener aceites vírgenes de un gran número de semillas oleaginosas, evitando el uso de disolventes orgánicos inflamables y potencialmente peligrosos. El aceite obtenido por esta técnica, sólo necesita ser tratado por métodos físicos para eliminar los residuos sólidos que acompañan al aceite virgen y que deben ser retirados, de tal forma que el producto conserve sus características y composición química original, lo cual es altamente apreciado por aquellos consumidores que buscan alimentos ecológicos, sin adición de productos químicos que puedan ser dañinos para la salud. *Navas P., (2010)*.

La autooxidación o rancidez oxidativa (reacción del oxígeno atmosférico con dobles enlaces de los ácidos grasos insaturados); genera productos primarios (peróxidos e hidroperóxidos), los cuales por una serie de reacciones paralelas producen los compuestos

secundarios, sean estos volátiles, como aldehídos, cetonas y ácidos o no volátiles como dímeros, trímeros y polímeros, característicos de productos rancificados, siendo los responsables del desarrollo de sabores y aromas desagradables. *Barrera, (1998)*.

La estabilidad oxidativa es la resistencia de una matriz lipídica a la oxidación por efecto de la temperatura, luz, oxígeno, presencia de metales etc., lo que genera el deterioro de un aceite o grasa en un periodo de tiempo razonablemente corto. *Frankel, (1998)*. La determinación de la resistencia a la oxidación en estos aceites es de mucha importancia para su comercialización ya que determina el tiempo que pueden permanecer almacenados sin que pierdan sus propiedades o adquieran olores y sabores desagradables. La evaluación de la estabilidad bajo condiciones de almacenamiento a temperatura ambiente permite obtener de manera exacta la estabilidad de un aceite; sin embargo, es un procedimiento que requiere de mucho tiempo ya que las reacciones de oxidación pueden tener periodos de inducción muy largos. *Barrera D., (1998) y Navas P, (2010)*.

Por esta razón, se han desarrollado pruebas de oxidación acelerada, siendo el método de Rancimat uno de los más utilizados. Basándose en el empleo de un flujo de aire seco que se hace burbujear en una muestra de aceite sometida a calentamiento a una temperatura determinada. *Navas P., (2010)*.

El objetivo de esta investigación fue evaluar el Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) del aceite virgen de *Moringa oleífera* por el método Rancimat, obtenido del proceso de extracción en frío y clarificado únicamente por centrifugación y sedimentación. Las condiciones experimentales en las que se llevaron a cabo las pruebas de oxidación acelerada en el Rancimat fueron a temperatura de 130, 140 y 150°C y flujos de aire de 15, 20 y 25 L/h, además de determinar las

características fisicoquímicas del aceite virgen y su composición de ácidos grasos por cromatografía de gases, posteriormente utilizando los valores del OSI se estimó la energía de activación y la vida útil del aceite virgen de *Moringa oleífera* mediante el método de extrapolación a temperaturas usuales de almacenamiento (20, 25 y 30 °C).

I. PLAN DE INVESTIGACIÓN

1.1. Situación Problemática:

Una de las grandes preocupaciones en el mundo de la industria alimentaria son los cambios fisicoquímicos durante el almacenamiento y conservación de aceites y grasas ya que en contacto con el aire, humedad y a cierta temperatura sufren cambios con el tiempo, debido a su naturaleza química causando el deterioro en su calidad y pérdida en sus características organolépticas del aceite (índice de acidez, peroxidación, grado de oxidación), formándose compuestos indeseables que afectan el color, textura, sabor, olor y disminuye el valor nutritivo, al perderse algunas vitaminas y ácidos grasos poliinsaturados, siendo el enranciamiento o rancidez oxidativa la principal causa de la pérdida de calidad de los aceites, problema principal para la industria alimentaria más aun cuando se desconoce los tiempos de vida útil de este producto para aplicación por el consumidor. *Bailey, Alton E., (2001) y Navas P., (2010).*

La rancidez oxidativa es sin duda la principal causa del deterioro de aceites y grasas que define la vida de almacenamiento de este tipo de productos. Por lo tanto, la estabilidad (resistencia a la oxidación) viene a ser uno de los factores que más preocupa a los productores, así como también es uno de los principales criterios de calidad en aceites y grasas. Innumerables factores determinan la estabilidad de aceites y grasas, destacando la composición química y las condiciones de procesamiento. *(Barrera, 1998).*

La falta de aplicación de métodos acelerados que permitan evaluar la estabilidad oxidativa del aceite nos ha mantenido en desconocimiento sobre determinar la vida útil de dichos productos.

Según *Piura News*, (2011), los cultivos de *Moringa oleífera* en el Perú se han extendido por Tambo Grande, Catacaos, Túcaca y Castilla en Piura. La *Agencia Agraria De Noticias*, (2011) indica incremento del cultivo en Ferreñafe, Salas y Patapo en Lambayeque; en Villacuri – Ica, y en la región Chilca – Lima. Se desconocen registros de cantidad en hectáreas sembradas o producción a nivel nacional, pero el cultivo de esta planta se está extendiendo constantemente, sin embargo pocos conocen los beneficios nutricionales y aplicaciones industriales que este recurso puede tener.

1.2. Formulación del Problema:

La pérdida de la calidad, debido a la rancidez oxidativa del aceite que ocasiona la disminución del tiempo de vida en anaquel, se da por la falta de metodologías que evalúen la influencia de la temperatura y el contacto con el aire en la estabilidad de los aceites, por ello ¿Cuál será el efecto de la temperatura y flujo de aire sobre el índice de estabilidad oxidativa del aceite virgen de las semillas de *Moringa oleífera* – Chiclayo 2015?

1.3. Objeto de Estudio y Campo de Acción:

Objeto de estudio es el aceite virgen extraído de las semillas de *Moringa oleífera*.

El campo de acción es la evaluación del índice de estabilidad oxidativa del aceite virgen de *Moringa oleífera*, por el método acelerado de Rancimat.

1.4. Delimitación de la Investigación:

La investigación se realizó en el distrito de la Molina – Lima, en la “Planta de Alimentos” y en el “Laboratorio Físico - Químico” de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM); luego se

continuó con la investigación en el distrito de Nuevo Chimbote - Ancash, en el “Instituto de Investigación Agroindustrial” y en el “Laboratorio de Investigación y Desarrollo de Productos Agroindustriales” de la Universidad Nacional de Santa (UNS) en el periodo de Abril - Julio del 2015.

1.5. Justificación e Importancia de la Investigación:

En la evaluación de los estándares de calidad de diversos productos, los consumidores al momento de su compra toman en consideración como criterio trascendental la apariencia del producto, siendo el color y sabor los principales factores a considerar. El estudio de estabilidad oxidativa y el conocimiento de los procesos de enranciamiento del contenido de lípidos en los alimentos nos llevarán a obtener una mejor comprensión del papel que juega el deterioro de los mismos.

De acuerdo a la información disponible, los frutos de *Moringa oleífera* representan una alternativa viable como potencial materia prima de aceites vegetales de alto valor nutricional. *Alfaro, (2008)*, En el Perú se viene incrementando el cultivo de esta planta, por lo que habrá disponibilidad de este recurso, así mismo, es necesario conocer sus propiedades y características fisicoquímicas, además de evaluar la estabilidad oxidativa del aceite antes de ser sometido a su consumo final. Según *Bhatnagar y Gopala Krishna (2013)*, la *Moringa* contiene aproximadamente 39 % de aceite presente en las semillas, sin embargo se desconoce el tiempo de vida útil de este aceite como los factores ambientales que pueden afectar el tiempo de conservación del producto con la finalidad de poder ver sus posibles aplicaciones en la industrialización.

La aplicación del método de Rancimat, indistintamente de otros métodos nos permitirá conocer la estabilidad oxidativa (OSI) o la

resistencia a la oxidación de los aceites y grasas en distintas condiciones aceleradas de temperatura o flujo de aire y graficar la conductividad vs tiempo de inducción en tiempo real.

Se hace necesario la evaluación de la estabilidad frente a procesos acelerados de oxidación que permitan evaluar la influencia de variables externas como temperatura de almacenamiento y flujo de aire, sobre el tiempo de vida útil de los aceites vegetales, a través de pruebas en las que se evalúen la capacidad para inactivar los radicales responsables de la iniciación de las reacciones de oxidación como el método de Rancimat.

Por ello el objetivo de la investigación es evaluar el índice de estabilidad oxidativa del aceite de moringa (*Moringa oleífera*) por el método Rancimat.

1.6. Limitaciones de la Investigación:

Para la realización de la presente investigación se encontraron las siguientes limitaciones:

- La Universidad Señor de Sipan no cuenta con equipos de extracción de aceite por prensado en frío y/o con equipos que permitan la realización de los análisis fisicoquímicos necesarios para la investigación.

1.7. Objetivos de la Investigación:

1.7.1. Objetivo general:

Evaluar el índice de Estabilidad Oxidativa del aceite virgen de las semillas de *Moringa oleífera* por el método de Rancimat.

1.7.2. Objetivos específicos:

Extraer aceite de las semillas de *Moringa oleífera* mediante el método de prensado en frío.

Evaluar las características fisicoquímicas del aceite virgen de las semillas de *Moringa oleífera*.

Caracterizar al aceite virgen de las semillas de *Moringa oleífera* mediante cromatografía de gases.

Determinar el tiempo de inducción del aceite virgen de *Moringa oleífera*, a temperaturas de 130, 140 y 150 °C, con flujos de aire de 15, 20 y 25 L/h.

Determinar la energía de activación (E_a) de la reacción de oxidación de aceite virgen de *Moringa oleífera*.

Determinar el tiempo de vida en anaquel del aceite virgen de *Moringa oleífera* mediante la evaluación y cálculo de los valores del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI), a temperaturas usuales de almacenamiento (20, 25 y 30 °C).

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes de la investigación:

Determinación de parámetros cinéticos de la oxidación mediante Rancimat de aceites de argán tostado y sin tostar.

Autor: *Zaanoun I, Gharby S, Bakass I, Ait addi E, Ait ichou I. (2014).*

Fuente: Revista Grasas y Aceites; Vol 65, No 3 (2014); e033.

Resumen:

En el presente estudio se determinaron los parámetros cinéticos de aceites de argán comestible (prensado en frío a partir de granos tostados de argán) y cosmético (prensado en frío a partir de granos de argán sin tostar) bajo las condiciones del método Rancimat. Se determinó y comparó los parámetros físico-químicos de aceites de argán comestible y cosmético inmediatamente después de la preparación y después de la oxidación acelerada mediante Rancimat a temperaturas de 90 °C, 100 °C, 110 °C, 120 °C, 130 °C y 140 °C Los logaritmos naturales de la constante de velocidad cinética (valor k) variaron linealmente con respecto a la temperatura. Se pudo observar un valor creciente de la oxidación con el aumento de la temperatura. Se calculó para la estabilidad oxidativa de los aceites vegetales y sobre la base de la ecuación de Arrhenius y la teoría del complejo activado, la frecuencia de los factores A, energías de activación E_a , los valores de Q10, las entalpías de activación ΔH , y las entropías de activación ΔS . La oxidación acelerada y los parámetros cinéticos han demostrado que el aceite de argán comestible se puede almacenar mucho mejor que el aceite cosmético.

Antioxidantes naturales de aceites de semillas de *Moringa oleífera* variedad Jaffna de origen indio en comparación con otros aceites vegetales.

Autor: A.S. Bhatnagar y A.G. Gopala Krishna (2013).

Fuente: Revista Grasas y Aceites; Vol 64, No 5 (2013); 537-545.

Resumen:

Las cosechas de *Moringa oleífera* se cultivan en toda la India por sus nutritivas vainas, sus hojas y sus semillas. Las semillas de *M. oleífera* están dotadas de un buen contenido de aceite (~39%) y se asemejan al aceite de oliva debido a su alto contenido de ácido oleico (~65-75%). El objetivo del estudio fue evaluar los antioxidantes naturales de aceites crudos de semillas de *M. oleífera* variedad de Jaffna (MSO). Los antioxidantes naturales como tocoferoles y fenoles así como esteroides, carotenoides presentes en MSO y su actividad de captación de radicales se midieron en comparación con los de aceite crudo de coco desecado (copra) (CNO), de sésamo (SESO), de semilla de niger (NSO), de palma (CPO), de salvado de arroz (RBO) y de cacahuete refinado comercial (GNO). MSO contenía 88 ppm de tocoferoles totales, siendo α -tocoferol el mayoritario (56,2 ppm). MSO también contenía 117,9 ppm de fenoles totales siendo el ácido gálico (48,5 ppm) el mayoritario. MSO contenía también cantidades importantes de esteroides (1700,8 ppm) y carotenoides (17,9 ppm). MSO mostró un valor de CI50 de 35,5 mg mL⁻¹. El estudio indica que MSO tiene características antioxidantes mejores que CNO y comparable con las de GNO.

Componentes minoritarios y propiedades antioxidantes de aceites vírgenes y tortas residuales obtenidos por presión en frío a partir de fuentes vegetales convencionales y no convencionales.

Autor: *Petra Beatriz Navas Hernández (2010).*

Fuente: Ruidera (Repositorio Universitario Institucional de Recursos Abiertos) – Universidad Castilla de la Mancha (UCLM), Ciudad Real - España.

<https://ruidera.uclm.es/xmlui/handle/10578/2824>

Resumen:

En este estudio se estableció el diámetro interno de la boquilla de la cámara de prensado y la velocidad de rotación del tornillo sinfín más adecuado para lograr la mayor extracción de aceite de cada una de las semillas utilizadas. El aceite virgen obtenido y limpio fue caracterizado en cuanto a su contenido en componentes mayoritarios y minoritarios. En los aceites de negrillo, cártamo, cañamón, pepita de uva y soja predomina el ácido linoleico con porcentajes entre 52 y 77%, mientras que el ácido oleico es el ácido graso más importante en los aceites de girasol y colza. El ácido linolénico, fue el ácido graso mayoritario en el aceite de perilla blanca y en el de las linzas dorada y marrón, mientras que los aceites de calabaza, piñón y sésamo se caracterizaron por un contenido equilibrado en cuanto a porcentajes de ácido oleico y linoleico. En cuanto a los contenidos de tocoferoles y tocotrienoles, el aceite virgen de pepita de uva fue el que presentó más variedad de isómeros, conteniendo el α , β , γ , δ tocoferol, además de α , β y δ tocotrienol. El isómero γ -tocopherol estuvo presente en la mayoría de los aceites extraídos, siendo el aceite virgen de sésamo el que presentó los más altos contenidos (62974,3 mg Kg⁻¹). La concentración de polifenoles

totales osciló entre una ausencia total en el aceite de pepita de uva y 393,8 mg Kg⁻¹ en el aceite virgen de soja, mientras que ácidos fenólicos y flavonoides fueron identificados en cantidades variables en todos los aceites vírgenes. El β -sitosterol fue el fitoesterol mayoritario presente tanto en los aceites vírgenes convencionales y no convencionales. La actividad antioxidante de todos los aceites vírgenes fue medida mediante la prueba del radical DPPH y aplicada al aceite total (antioxidantes liposoluble + hidrosoluble) así como también solo a la fracción hidrosoluble. En cuanto a la estabilidad oxidativa medida por el método de Rancimat, el aceite virgen de girasol resultó ser el más estable con un período de inducción de 13,05 horas.

En este estudio también se determinó los perfiles de componentes volátiles en los aceites vírgenes de semillas convencionales y no convencionales. Todos los aceites fueron obtenidos por presión en frío, el único tratamiento aplicado luego de la extracción fue la centrifugación para separar el material sólido y obtener aceites totalmente libres de impurezas sólidas. La microextracción en fase sólida y la cromatografía de gases acoplada a la detección por espectrometría de masas, fueron los procedimientos utilizados para la identificación y cuantificación de los compuestos volátiles. Los resultados mostraron que los aceites provenientes de las semillas oleaginosas convencionales (girasol, cártamo, sésamo y soja) exhibieron las menores concentraciones de moléculas volátiles, con la presencia de cantidades variables de alcoholes, ácidos carboxílicos y terpenos, además; de cetonas y ésteres en el aceite virgen de colza. Los aceites de fuentes no convencionales mostraron más variabilidad de

componentes volátiles y mayor concentración. El análisis sensorial fue llevado a cabo por un panel entrenado que previamente había procedido a generar los descriptores a valorar por el método de consenso fin de evaluar los siguientes atributos: semilla vegetal, nueces, notas vegetales, madera fresca/resina vegetal, dulce, amargo y picante como atributos positivos y como negativo: rancio, mohoso-húmedo-terroso, tostado y quemado, para lo cual fue empleada una escala no estructurada de 10 cm de longitud. El olor a vegetal verde fue percibido en los aceites vírgenes de negrillo, soja y calabaza, siendo asociado a la presencia de hexanal y otros compuestos del tipo C_6 .

El olor a pino detectado en el aceite virgen de piñón estuvo asociado a la alta concentración de α - pineno, el aceite de sésamo produjo una percepción a tierra húmeda al igual que la semilla de ésta especie vegetal. En general, los aceites produjeron una sensación agradable, asociada a la concentración y tipo de compuestos volátiles presentes.

La estabilidad oxidativa de los aceites vírgenes de semilla es de mucha importancia para su comercialización, ya que determina el tiempo que pueden permanecer almacenados sin que pierdan sus propiedades o adquieran olores y sabores desagradables. En este estudio se aplicaron dos procedimientos para determinar la estabilidad oxidativa: la prueba acelerada de Rancimat y la de almacenamiento a temperatura constante (25°C). Se utilizaron aceites vírgenes de sésamo, girasol y uva, los cuales fueron extraídos por presión en frío, siendo la limpieza por centrifugación el único tratamiento adicional posterior a la extracción. Bajo las condiciones de

almacenamiento prolongado a temperatura de 25°C, el aceite de sésamo resultó ser el más estable, seguido del aceite virgen de girasol. El aceite obtenido de semillas de uva fue el más inestable, debido principalmente a la alta proporción de ácidos grasos poliinsaturados. Al aplicar el test de Rancimat, se pudo comprobar que la estabilidad oxidativa, medida como el tiempo de inducción, fue dependiente de la temperatura utilizada, siendo en este caso el aceite de girasol el más estable de los tres aceites evaluados. A partir de los resultados de este test se pudo establecer un modelo matemático para determinar la energía de activación de la reacción de oxidación. El test de Rancimat permitió comparar la estabilidad oxidativa de los tres aceites en condiciones de oxidación acelerada, sin embargo; según los resultados encontrados en este estudio no es adecuado para predecir la estabilidad de los aceites vírgenes durante el almacenamiento a temperatura ambiente.

Evaluación del tiempo de vida en anaquel mediante pruebas aceleradas del aceite semirrefinado de ungurahui (*Jessenia bataua*) y a condiciones de temperatura ambiente (18±2°C).

Autor: Landeo Pino Ever John (2009).

Fuente: Biblioteca Agrícola Nacional de la Universidad Nacional Agraria la Molina (UNALM) – Lima, Perú.

Resumen:

Se determinó el tiempo de vida en anaquel del aceite semirrefinado de ungurahui obtenido por medios mecánicos, previo calentamiento para mejorar su rendimiento, luego fue neutralizado, blanqueado y filtrado, se tomó tres factores de calidad: % ácidos grasos libres, índice de peróxido y la prueba espectrofotométrica en la región ultravioleta (índice peroxidación)

para evaluar el deterioro del aceite, para ello se trabajó la variable temperatura mediante las pruebas aceleradas y paralelamente a condiciones normales de almacenamiento y a temperatura ambiente $18\pm 2^{\circ}\text{C}$.

Para la realización de estas pruebas se acondicionaron las muestras de aceite semirrefinado de unguurahui en botellas de color ámbar de 25 ml. Aproximadamente, se llenó con el aceite hasta ocupar un 90 % del volumen total y almacenado en oscuridad a las temperaturas de 40°C , 50°C y 60°C .

Los intervalos de tiempo para cada factor de calidad fueron elegidos mediante las pruebas preliminares para las cuales el intervalo de tiempo más adecuado fue el de tres días, tanto para el porcentaje de ácidos grasos libres 27 días y para el índice de peróxido y las prueba espectrofotométricas de 45 días.

La cinética de deterioro con respecto al índice de acidez, peróxido y absorbancia medido a K_{232} y K_{270} , presento un comportamiento de orden cero.

Los modelos matemáticos que mejor se ajustaron a los resultados de los análisis realizados de acuerdo a los criterios tomando fueron para el % de ácidos grasos libres (lineal), índice de peróxido (exponencial), K_{232} (lineal) y K_{270} (lineal).

Luego de obtenido el modelo matemático para cada factor de calidad se realizó una extrapolación a la temperatura ambiente ($18\pm 2^{\circ}\text{C}$), para obtener la velocidad de reacción a dicha temperatura y posteriormente se reemplazaría en la ecuación original de orden cero para el aceite de semirrefinado de unguurahui. Se determinó el tiempo de vida del aceite refinado de unguurahui por pruebas aceleradas, para el % ácidos grasos fue de

1.45 meses, índice de peróxidos fue de 3.67 meses, para K_{232} fue de 3.12 meses y K_{270} 3.48 meses y estimar los valores reportados hasta el momento del término de la experimentación del aceite semirrefinado de ungurahui a temperatura ($18\pm 2^\circ\text{C}$), debido a que la velocidad de oxidación fue muy lenta.

Caracterización del aceite de semilla de *Moringa oleífera* procedente de regiones de secano y de regadío del Punjab paquistaní.

Autor: Farooq Anwar, Syeda Nahid Zafar y Umer Rashid (2006).
Pakistan

Fuente: Revista Grasas y Aceites; Vol 57, No 2 (2006); 160-168.
<http://grasasyaceites.revistas.csic.es/index.php/grasasyaceites/article/view/32>

Resumen:

La intención del presente estudio ha sido la de investigar la composición del aceite obtenido de la semilla de *M. oleífera* cultivada en regiones de secano y de regadío Paquistaní. El contenido de aceite extraído de estas semillas cosechadas en una región de secano (Layyah) y dos de regadío (Rahim Yar Khan, Jhang) del Punjab paquistaní resultó ser, respectivamente, de 30.36, 35.26 y 38.37 %. Los resultados de los parámetros físico-químicos fueron: Índice de yodo, 65.86, 70.50 y 67.86; índice de refracción (40°C), 1.4570, 1.4582 y 1.4581; densidad (24°C), 0.9059, 0.9069 y 0.9002 mg mL^{-1} ; índice de saponificación, 181.1, 183.7 y 183.1; materia insaponificable, 0.84, 0.85 y 0.97 % y acidez (referida a oleico) 0.28, 0.35 y 0.33 %.

El periodo de inducción (Rancimat 20L/h, 120°C) del aceite procedente de regiones de secano fue significativamente mayor (9.63 h) que el obtenido en las regiones de regadío (8.74 y 8.33h).

Los coeficientes de extinción a 232 y 270 nm fueron respectivamente 1.92, 1.98 y 1.68; 1.02, 0.97 y 0.75. El contenido total de tocoferoles (α , γ y δ), los cuales no variaron de manera significativa en los aceites según su procedencia de secano o regadío, se mantuvieron en los rangos de valores siguientes: 95.85 - 103.80, 80.26 - 85.56 y 55.75 - 64.55 mg kg⁻¹, respectivamente. Estos resultados ponen de manifiesto que la procedencia de secano es el factor que más visiblemente influyen en el aumento del periodo de inducción y del contenido de C22:0 en los aceites, así como de la reducción del peso de la semilla, de la producción de aceite, del índice de yodo y del contenido en C18:1.

2.2. Estado del Arte:

Influencia de los parámetros Rancimat sobre la determinación del índice de estabilidad oxidativa del aceite de *Sesamum indicum* L.

Autor: Eudes Villanueva López, Darwin Castillo Benites, Gilbert Rodríguez Páucar (2013)

Fuente: Revista Científica “Scientia Agropecuaria” de la “Universidad Nacional de Trujillo”, Perú.

Resumen:

El objetivo de esta investigación fue determinar el índice de estabilidad oxidativa (OSI) en aceite virgen de semillas de *Sesamum Indicum* L. (Sésamo), previamente extraído por presión en frío, clarificado por centrifugación y almacenado bajo atmosfera de nitrógeno y en refrigeración. El OSI se determinó mediante la prueba acelerada de Rancimat, para ello se utilizaron 3,0 ± 0,1 g de muestra, parámetros de temperatura (110, 130 y 150°C) y flujo de aire (15, 20 y 25 L/h). Al aplicar el test de

Rancimat, se pudo comprobar mediante el ANOVA ($p < 0,05$) que la influencia de la temperatura en el OSI fue altamente significativa, mientras que el flujo de aire solo fue significativo. Mediante el método de extrapolación, se calcularon los valores de OSI a temperaturas usuales de almacenamiento de aceites (25°C) obteniéndose tiempos de estabilidad de 214, 242 y 222 días; además la energía de activación de la reacción de oxidación del aceite de sésamo a distintos flujos de aire, es de 97,28, 98,79 y 96,86 kJ/mol para 15, 20 y 25 L/h respectivamente.

2.3. Bases Teórico – Científicas:

2.3.1. Moringa (*Moringa oleífera*)

2.3.1.1. Origen:

En la actualidad se distribuye por todo el mundo, en los trópicos y subtrópicos. 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 mundo. *Fuglie, (2001)*.

Se cultiva en las regiones tropicales de todo el mundo, desde África hasta Asia pasando para América Latina. *Cavallini, (2001)*. La *Moringa oleífera* puede crecer hasta los 1,200 m.s.n.m., en colinas o laderas, aunque lo más normal es encontrarla en praderas y orillas de río. Puede llegar a alcanzar los seis o siete metros de altura en un año, con una recepción media anual de agua de 400 mm.

En la figura 2.1 se puede apreciar la distribución de esta familia en el mundo.

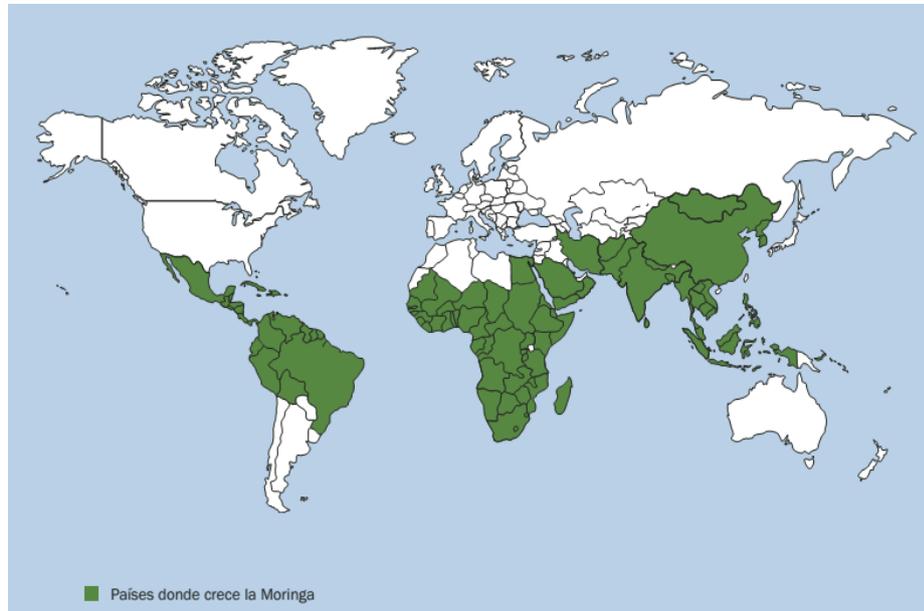


Figura 2.1
Zonas donde crece actualmente la Moringa oleífera
Fuente: Hernández, (1997)

2.3.1.2. Descripción botánica:

La Moringa oleífera es un árbol siempre verde o deciduo (pierden la hoja en invierno o estacionalmente) de tamaño pequeño y crecimiento acelerado que usualmente alcanza de 10 a 12 m de alto. Tiene una copa abierta y esparcida de ramas inclinadas y frágiles, un follaje plumoso de hojas pinadas en tres, y una corteza gruesa, blanquecina y de aspecto corchoso. Se valora principalmente por sus frutas, hojas, flores, raíces, todas comestibles, y por el aceite (también comestible) obtenido de las semillas. Este cultivo puede ser propagado por medio de semillas o por reproducción asexual (estacas), aún en suelos pobres; soporta largos períodos de sequía y crece bien en

condiciones áridas y semiáridas. En la Tabla 2.1 se presenta la clasificación taxonómica de la *Moringa oleífera*. Cáceres y Díaz, (2005).

Tabla 2.1.
Clasificación taxonómica de la Moringa oleífera

Familia	Moringáceas
Origen	Capparidales
Clase	Magnoleopsida
Genero	Moringa
Especies	Arbórea, concanensis, drocanesis, drouhardii, hildebrandtii, pygmeae, peregrina, ovalaifolia, rospoliana, stenopetala, rivae, oleífera y borziana.

Fuente: Cáceres y Díaz, (2005)

En la siguiente Tabla 2.2 se exponen las características morfológicas que posee la *Moringa oleífera* con sus respectivas ilustraciones que permiten describir como se encuentra constituida la planta.

Tabla 2.2
Características morfológicas del árbol Moringa oleífera.

Característica morfológica	Descripción
<p>Raíz</p> 	<p>La raíz principal mide varios metros y es carnosa en forma de rábano. Es pivotante y globosa lo que le brinda a la planta cierta resistencia a la sequía en periodos prolongados. Cuando se le hacen cortes, produce una goma color rojizo parduzco.</p>

Hojas



Las hojas son pinnadas, que pueden alcanzar unos 60 cm de longitud; están divididas en folíolos dispuestos sobre un raquis, con hojuelas delgadas y pequeñas, oblongas u ovaladas de 1 a 2 cm de largo y 0,6 a 0,3 cm de ancho, son de color verde claro; tienen cualidades nutritivas sobresalientes, que están entre las mejores de todos los vegetales perennes. El contenido de proteína es del 27%; además tienen cantidades significativas de calcio, hierro y fósforo, así como vitamina A y C.

Flores



Las flores son de color crema, numerosas, fragantes y bisexuales. Miden de 1 a 1.5 cm de largo. Éstas se encuentran agrupadas y están compuestas por sépalos lineales a lineal-oblongo, de 9 a 13 mm de largo. Los pétalos son un poco más grandes que los sépalos.

Tallo



La corteza es blanquecina, el tronco generalmente espeso e irregular en tamaño y forma y la corona pequeña y densa, rara vez sobrepasa los 10 metros de altura.

Fruto



Los frutos son una cápsula ligera, leñosa y seca de color pardo, de tres lados, lineares y pendientes, que se abre en 3 partes o valvas, con surcos longitudinales, usualmente de 20 a 45 cm de largo, aunque a veces hasta de 50 cm de largo, y de 2 a 2.5 cm de ancho que dan apariencia de vaina. Si se corta transversalmente se observa una sección triangular con varias semillas dispuestas a lo largo. Las frutas alcanzan la madurez aproximadamente 3 meses después del florecimiento.

Semillas



Las semillas son carnosas, cubiertas por una cascara fina de color café oscuro. Poseen tres alas de color beige de 2.5 a 3 mm de largo. Al quitar la cascara se obtiene el endospermo que es blanquecino y muy oleaginoso.

Fuente: *Alfaro y Martínez, (2008); Folkard y Sutherland, 1996; Parrotta, (1993); Olson y Fahey, (2011).*

2.3.1.3. Propiedades fisicoquímicas de la *Moringa oleífera*:

Las propiedades físicas son aquellas que se pueden medir y observar sin que cambie la composición o identidad de la sustancia. Mientras que para observar una propiedad química se debe efectuar un cambio químico,

es decir, en su estructura interna, transformándose en otra sustancia. *Chang R., (2002).*

En la Tabla 2.3 se muestran las propiedades físicas de la vaina y semilla de *Moringa oleífera* y en la Tabla 2.4 se observan las características y composición fitoquímica.

Tabla 2.3.
Propiedades Físicas de la Vaina y Semilla de Moringa oleífera.

Determinación	Valor	
Peso promedio de la vaina	7.95	g
Número promedio de semillas por vaina	16	Unid
Peso promedio de cada semilla	0.3 - 0.4	g
Humedad en la cáscara	12.9	%
Humedad en la semilla entera	6.52-7.5	%
Humedad en las vainas	86.9	%
Humedad en hojas frescas	75	%
Gravedad específica de la semilla	0.898	

Fuente: *Alfaro, (2008).*

Tabla 2.4.
Características y Composición fitoquímica de la semilla de Moringa oleífera.

Parámetro	Valor
Valor ácido	3.5
Valor de saponificación	182.2
Valor iodado	64.2
Cenizas	3.16 %
Proteína	46.58 %
Grasa	32.60 %
Carbohidratos	11.16 %

Fuente: *Alfaro, (2008).*

Otros datos a tomar en cuenta dentro de las propiedades del Teberinto es la cantidad de ácidos grasos ya que las semillas tienen entre 30 y 42% de aceite y su torta contiene un 60% de proteína. Los niveles de factores antinutricionales, como taninos y saponinas son mínimos, prácticamente despreciables y no se han encontrado inhibidores de tripsina ni lecitina. La materia seca contiene un 10% de azúcares y la energía metabolizable en las hojas es de 9.5 MJ/kg de materia seca. Los contenidos de aceite en la semilla de *Moringa oleífera* se muestran en la Tabla 2.5 y en la Tabla 2.6 se presentan datos relevantes respecto al contenido nutricional de las hojas frescas y vainas de *Moringa oleífera*. *Alfaro, (2008)*.

Tabla 2.5.
Contenido de ácidos grasos en la semilla de Moringa oleífera

Parámetro	Valor (%)
Ácido oleico	68.9
Ácido linoleico	3.8
Ácido mirística	1.5
Ácido palmítico	3.6
Ácido esteárico	10.8
Ácido behénico	6.3
Ácido lignocérico	0.13

Fuente: *Alfaro, (2008)*.

Tabla 2.6.

Análisis de vaina y hojas frescas de Moringa oleífera. Contenido en peso (gramos o miligramos) de una porción comestible de 100 gramos.

Determinación	Vainas		Hojas frescas	
Proteínas	2.5	g	6.7	g
Grasa	0.1	g	1.7	g
Hidratos de Carbono	3.7	g	13.4	g
Fibra	4.8	g	0.9	g
Minerales	2.0	g	2.3	g
Calcio	30	mg	440	Mg
Magnesio	24	mg	24	Mg
Fósforo	110	mg	70	Mg
Potasio	259	mg	259	Mg
Cobre	3.1	mg	1.1	Mg
Hierro	5.3	mg	7	Mg
Azufre	137	mg	137	Mg
Ácido oxálico	10	mg	101	Mg
Vit. A β-carotenos	0.11	mg	6.8	Mg
Vit B Colina	423	mg	423	Mg
Vit. B1 Tiamina	0.05	mg	0.21	Mg
Vit. B2 Riboflavina	0.07	mg	0.05	Mg
Vit B3. Ácido Nicotínico	0.2	mg	0.8	Mg
Vit. C Ácido Ascórbico	120	mg	220	Mg

Fuente: Alfaro, (2008).

2.3.1.4. Aplicaciones prácticas de la *Moringa oleífera*:

El árbol de *Moringa oleífera* brinda una innumerable cantidad de productos valiosos que poseen utilidades extremadamente interesantes y que las comunidades han aprovechado por cientos o tal vez miles de años. Ya que desde la antigüedad de Grecia y Roma se conocían las

propiedades cosméticas del aceite de esta planta y, durante el siglo XIX, se exportó desde las plantaciones intensivas de la India a Europa, como lubricante de maquinaria de precisión. El aceite de la semilla de *Moringa oleífera* puede utilizarse en la cocina, para producir jabones, cosméticos y combustible para lámparas. *Sánchez Martín, (2004)*.

Los residuos de la extracción del aceite de las semillas pueden utilizarse como acondicionador del suelo o como fertilizante y tienen potencial para ser utilizados como suplemento alimenticio avícola y ganadero. *Folkard y Sutherland, (1996)*.

Las vainas verdes, las hojas, las flores y las semillas tostadas son muy nutritivas y se consumen en muchas partes del mundo. Puede crecer como cercas vivas o cortinas rompevientos y es adecuado para áreas donde la combinación de fuertes vientos y largos períodos de sequía causan seria erosión al suelo. Se adapta bien y es una buena fuente de leña. *Folkard y Sutherland, (1996)*.

La *Moringa oleífera* puede ser usada como proveedor de biogás, como agente doméstico de limpieza, como tinte, productor de goma natural, clarificador de agua y productor de miel. También tiene usos medicinales y ornamentales, función como coagulante natural para clarificación de agua, entre otros. En la Figura 2.2 se muestran los usos más importantes de la planta en diversas industrias cosméticas, farmacológicas, sanitaria entre otras. *Sánchez Martín, (2004)*.

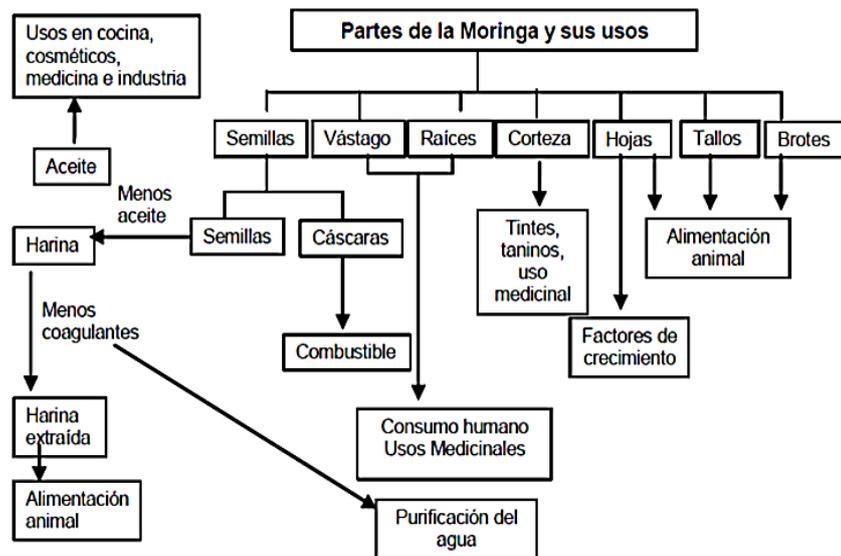


Figura 2.2.
Usos potenciales de diferentes partes de la planta de Moringa oleífera en la industria y producción de alimentos
Fuente: Alfaro, (2008).

2.3.2. Extracción de aceite de semillas oleaginosas:

Los lípidos son componentes biológicos que son solubles en solventes no polares y son insolubles en agua, entre los lípidos se encuentran los aceites, dicha denominación hace referencia únicamente al estado físico líquido de los lípidos. Los aceites son ésteres formados por la condensación (unión) de ácidos grasos con glicerol, son los compuestos más estables y no son fácilmente degradables. *Cisterna, P. (2010).*

En principio se distinguen dos sistemas de extracción del aceite de semillas oleaginosas: *Navas P., (2010):*

- Extracción mecánica o por prensado
- Extracción con disolventes

En ambas metodologías, las semillas oleaginosas deben ser limpiadas y descascarilladas previamente. Después son troceadas y molidas antes de la extracción de su aceite por cualquiera de los dos sistemas citados. *Navas P., (2010).*

2.3.2.1. Extracción mecánica o por prensado:

En la extracción mecánica o por prensado (Figura 2.3), las semillas molidas o no, pasan a un acondicionador para obtener un producto homogéneo que luego va a la prensa donde a elevadas presiones y en un solo paso se procede a la separación del aceite de la torta protéica residual, denominada generalmente turtó, pellets o torta residual. Navas P., (2010).

En esta extracción es necesaria una fase previa de acondicionamiento en la cual se establecen las condiciones óptimas de humedad inicial de las semillas, de manera de favorecer la ruptura de las células ricas en aceite, facilitando la expulsión para alcanzar los mejores rendimientos. Navas P., (2010).

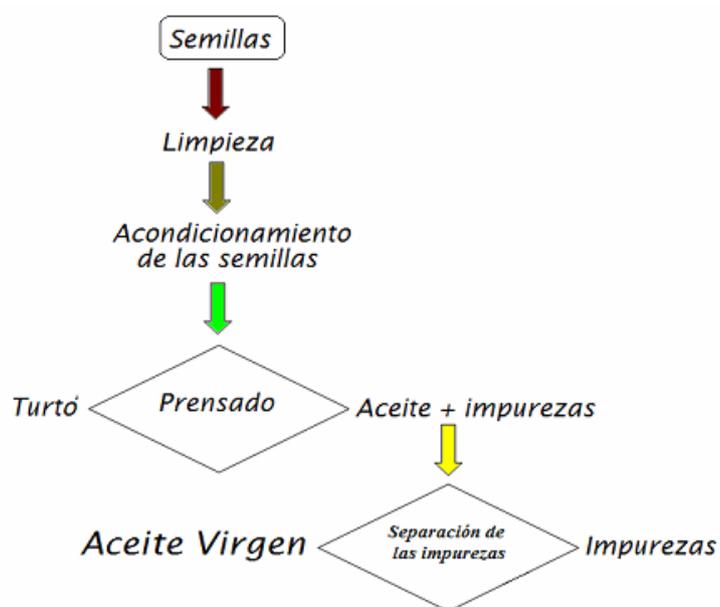


Figura 2.3:
Esquema de un proceso típico para la extracción de aceites por prensado.
Fuente: Navas P., (2010).

El aceite y las impurezas pasan a la siguiente etapa donde se separan las impurezas gruesas a través de un tamiz y las más finas por medio de un proceso de centrifugación y sedimentación. El abrillantamiento y limpieza final del aceite se llevan a cabo en el filtro, con lo que se logra así un aceite crudo filtrado. *Navas P., (2010).*

2.3.2.2. Extracción con disolventes:

En este tipo de extracción (Figura 2.4), 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. Entre los solventes más utilizados está el hexano. Las ventajas de este procedimiento es que tiene un gran poder de extracción, con rendimientos elevados y la obtención de un aceite libre de impurezas sólidas por lo que la fase de limpieza del aceite crudo no es necesaria. Al separar el disolvente por destilación, éste es recuperado para ser nuevamente utilizado. Sin embargo, el uso de un disolvente inflamable y la acumulación de trazas del mismo en el aceite final, constituyen las principales limitaciones de este proceso tecnológico. Los aceites obtenidos directamente de la extracción se denominan aceites crudos o brutos, contienen pequeñas cantidades de compuestos naturales que no son glicéridos y que son eliminados posteriormente a lo largo de una serie de fases de procesado, obteniéndose un aceite refinado totalmente cristalino. *Ziller S., (1996).*

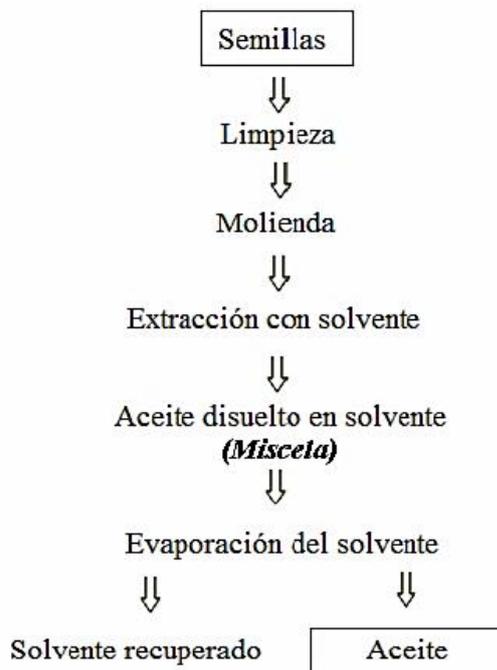


Figura 2.4:

Esquema de un proceso típico para la extracción con disolventes

Fuente: Navas P., (2010).

En cuanto a los aditivos y coadyuvantes tecnológicos, en concreto los disolventes utilizados para la extracción de aceites deberán cumplir, junto con las especificaciones fijadas para cada uno de ellos, una serie de condiciones generales, tales como el que sean productos de características químicas definidas, en las que no exista la posibilidad de que contengan impurezas que provoquen una acción nociva sobre el organismo o residuos que puedan quedar retenidos en el aceite. Navas P., (2010).

2.3.3. Aceites vegetales vírgenes y aceites vegetales refinados:

Pueden distinguirse dos tipos de aceite: los vírgenes y los refinados. Los primeros son los extraídos mediante "prensado en frío", a temperaturas no mayores a 27 °C, presentan la característica que conservan el sabor de la fruta o semilla de

la que son extraídos. Otro método consiste en la “extracción en frío”, mediante un proceso de centrifugación y filtración a no más de 27 °C. Posteriormente por medios físicos, como la decantación (durante días) se separan los residuos más finos. Por ambos métodos se obtiene un aceite virgen, de sabor intenso y colores variables dependiendo de la materia prima de donde son extraídos, con valores de acidez entre 1° y 1,5° por la presencia de ácidos grasos libres. *Ziller S., (1996).*

El prensado de semillas y nueces para extraer aceites se remota a épocas de miles de años atrás. La civilización egipcia utilizó aceites comestibles para la cocina, extraídos de semillas y frutos, de igual forma los romanos, los griegos y los Incas. Los aceites no refinados han sido siempre la piedra angular de dietas de pueblos ancestrales. Estos aceites eran ricos en nutrientes y tenían un sabor propio particular, color, viscosidad y por supuesto aromas singulares. Todas estas características se han perdido por la refinación industrial, que han reducido las características de los aceites a la suavidad, produciendo aceites sin color, insípidos y de una calidad nutricional inferior. Sin embargo, en muchos lugares alrededor del mundo, se han mantenido métodos tradicionales que producen aceites no refinados ricos en nutrientes, de alta calidad, con un sabor particular, son los llamados "aceites vírgenes". *Navas P., (2010).*

Los aceites refinados son aquéllos que se someten a procesos químicos (clarificación y desodorización) que permite obtener un aceite que responde a ciertos criterios: organolépticamente son de un sabor neutro, visualmente limpios y con un color adecuado, y además permite una mejor

conservación. Los aceites vírgenes se distinguen de los refinados por sus especificidades en características y cualidades nutricionales. Cada uno tiene un color, un sabor y un aroma distinto dependiendo de la materia prima del que proviene, contrariamente, los refinados parecen iguales. Un aceite virgen prensado conserva la integridad estructural en cuanto a su composición, mientras que durante el refinado, la matriz lipídica puede sufrir una isomerización cis-tras con la consecuencia de pérdida de la integridad química y valor nutricional. *Navas P., (2010).*

El Codex Alimentarius, en la norma *CODEX STAN 19 - 1981 (Rev. 2 - 1999)* define como grasa y aceite virgen, las grasas y aceites vegetales comestibles obtenidos, sin modificar la naturaleza del aceite, por procedimientos mecánicos, por ejemplo, extrusión y prensado y por la aplicación únicamente de calor. Podrán haber sido purificados por lavado, sedimentación, filtración y centrifugación únicamente, con exclusión de los aceites obtenidos por disolventes o por procedimientos de esterificación y de toda mezcla de otra naturaleza.

2.3.4. Composición de los aceites vegetales:

Los lípidos son moléculas orgánicas formadas básicamente por carbono, hidrogeno y en menor proporción oxígeno, pueden contener también fosforo, nitrógeno y azufre. La mayoría de los lípidos son de carácter apolar o hidrofóbico, lo que significa que no reaccionan bien con solventes polares como el agua, otra parte de su estructura es polar o hidrofílica y tenderá a asociarse con solventes polares como el agua,

pero son solubles en disolventes orgánicos (éter, cloroformo y otros disolventes no polares). *Navas P., (2010).*

Los componentes de las grasas y aceites se clasifican en mayoritarios y minoritarios. Entre los primeros se encuentran los acilgliceroles, y todos los restantes podrían agruparse en el segundo grupo. *Graciani E., (2006).*

2.3.4.1. Componentes mayoritarios:

Los acilglicéridos o acilgliceroles son ésteres de ácidos grasos con glicerol, formados mediante una reacción de condensación llamada esterificación. Una molécula de glicerol (glicerina) puede reaccionar con hasta tres moléculas de ácidos grasos, puesto que tiene tres grupos hidroxilo. *Navas P., (2010).*

Según el número de ácidos grasos que se unan a la molécula de glicerina, existen tres tipos de acilgliceroles. *Navas P., (2010).*

- **Monoacilglicéridos:** Están compuestos por un glicérido unido covalentemente a una cadena de ácidos grasos a través de un enlace éster.
- **Diacilglicéridos:** Está formado por una molécula de glicerol (glicerina) esterificada con dos ácidos grasos. Los ácidos grasos son esterificados en los carbonos 1 y 2 o 1 y 3, por lo que hay 1,2 - y 1,3 – diacilglicéridos.
- **Triacilglicéridos:** También se nombran triglicéridos, puesto que la glicerina está unida a tres ácidos grasos (Figura 2.5). Se los conoce también como grasas neutras. Su principal función es la reserva

energética. Existen una gran variedad de ácidos grasos y, en consecuencia, de triglicéridos.

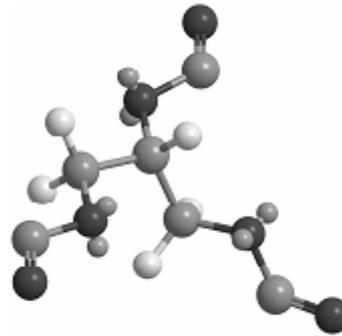


Figura 2.5
TAG = Triacilglicérido
Fuente: Navas P., (2010).

A. Ácidos grasos

Los ácidos grasos son los componentes más importantes de los aceites y las grasas, son moléculas lineales, químicamente formadas por una larga cadena de átomos de carbono y de hidrógeno y en un extremo un grupo carboxilo (Figura 2.6). Generalmente, suelen tener un número par de átomos de carbono pero existen ácidos grasos con número impar, el ácido margárico de 17 átomos de carbono es uno de ellos. *Graciani, (2006).*

Cada átomo de carbono se une al siguiente y al precedente por medio de un enlace covalente sencillo o doble. Su fórmula química es $\text{CH}_3(\text{CH}_2)_n\text{COOH}$, (n indica la cantidad de átomos de carbono que forman la cadena hidrocarbonada). Los ácidos grasos difieren entre sí por su longitud y por el número y posiciones de enlaces doble entre carbonos consecutivos ($\text{C}=\text{C}$).

Esto permite clasificarlos en saturado, monoinsaturados y poliinsaturados.

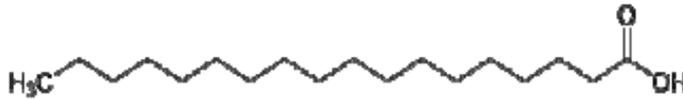


Figura 2.6
Estructura molecular de un ácido graso
Fuente: Navas P., (2010).

– **Ácidos grasos saturados:**

Los ácidos grasos saturados poseen un enlace simple entre cada par de átomos de carbonos (C-C-C-C), y todos los átomos de carbono (menos el terminal) están unidos a dos átomos de hidrógeno, es decir, que están “saturados” de hidrógeno. Son ejemplos el esteárico, butírico, palmítico, entre otros. Están presentes en las grasas animales, y en aceites vegetales de cacao, palma, coco y otros. Navas P., (2010).

Dentro de éstos ácidos grasos se pueden agrupar en: Navas P., (2010).

Ácidos grasos de cadena corta (volátiles):

- Ácido butírico (ácido butanoico)
- Ácido isobutírico (ácido 2-metilpropiónico)
- Ácido valérico (ácido pentanoico)
- Ácido isovalérico (ácido 3-metilbutanoico)

Ácidos grasos de cadena larga:

- Ácido mirístico, 14:0 (ácido tetradecanoico)
- Ácido palmítico, 16:0 (ácido hexadecanoico)
- Ácido esteárico, 18:0 (ácido octadecanoico)

– **Ácidos grasos monoinsaturados:**

Los ácidos grasos monoinsaturados (monounsaturated fatty acids, MUFA) son aquellos ácidos grasos de cadena carbonada par que poseen una sola insaturación en su estructura, es decir, poseen un solo doble enlace carbono-carbono (-CH=CH-). Un ejemplo de este tipo de ácidos es el ácido oleico (Figura 2.7) presente en casi todas las grasas naturales, llamado comúnmente omega 9. Navas P., (2010).

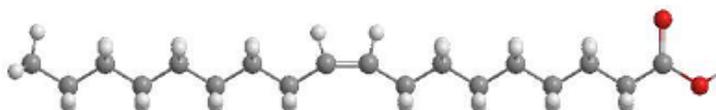


Figura 2.7

Estructura molecular del ácido oleico

Fuente: Navas P., (2010).

– **Ácidos grasos poliinsaturados:**

Los ácidos grasos poliinsaturados (polyunsaturated fatty acids, PUFA), poseen un grupo polar carboxilo unido a una cadena hidrocarbonada de 16 a 20 carbonos con doble enlaces en dos o más pares de carbonos (C=C). Al ser “insaturados” son capaces de fijar más hidrógeno. Los ácidos grasos octadecanoides (18 carbonos) como el ácido linoleico y el α -linolénico son los miembros básicos de los PUFA de la serie n-3 y n-6, respectivamente (Figura 2.8). Navas P., (2010).

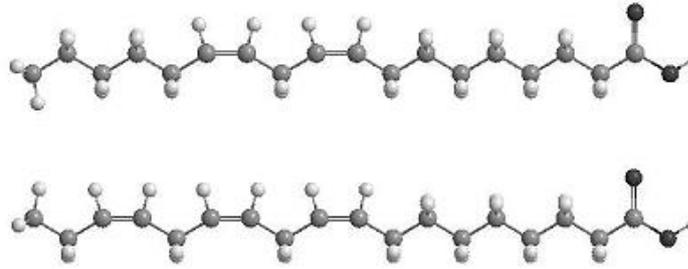


Figura 2.8
Ácido linoleico y linolénico
Fuente: Navas P., (2010).

El número 3 o 6, describe en qué carbono se encuentra el primer doble enlace, y esto caracteriza diferentes familias de ácidos grasos. Navas P., (2010).

2.3.4.2. Componentes minoritarios:

El aceite virgen conserva una serie de componentes minoritarios, de gran beneficio para la salud por su actividad antioxidante como son los polifenoles, tocoferoles y los fitoesteroles. *Fernández et al., (2007).*

A. Isoprenoides:

Diversas clases de lípidos que pertenecen a este grupo se caracterizan por estar formados por unidades respectivas de isopreno. Navas P., (2010). Clasifica a los isoprenoides en: isoprenoides mixtos, esteróles y terpenos.

- Isoprenoides Mixtos:

Los isoprenoides mixtos contienen una cadena lateral formada de unidades de isopreno unida a un anillo cromanol no terpenoide denominada fitil. A este grupo

pertenecen los submiembros de la vitamina E, como los tocoferoles y tocotrienoles. *Navas P., (2010).*

Los tocoferoles derivados de la vitamina E, son antioxidantes naturales solubles en lípidos que solo son producidos por las plantas. El termino general “Vitamina E” se utiliza para designar a un grupo de ocho especies naturales de tocoferoles y tocotrienoles (α , β y δ). Junto con las vitaminas A, D y K constituyen el grupo de las vitaminas liposolubles, caracterizadas por ser derivados del núcleo isoprenoide, solubles en lípidos y disolventes orgánicos. Son compuestos esenciales, puesto que el organismo no puede sintetizarlas, por lo que su aporte se realiza a través de la dieta en pequeñas cantidades. *Sayago et al., (2007).*

La estructura química de la vitamina E consta de dos partes primaria: un anillo complejo cromano y una larga cadena lateral. Estos ocho cromóforos se dividen en dos grupos fundamentales: cuatro tocoferoles y cuatro tocotrienoles (Figura 2.9) que se diferencian en la saturación de la cadena lateral; los tocoferoles tienen una cadena saturada y los tocotrienoles una insaturada con tres dobles enlaces en los carbonos 3, 7 y 11. Dentro de cada grupo, los cromóforos difieren en el número y posición de los grupos metilo en el anillo cromano, designándose como α , β , y δ (Figura 2.10). *Navas P., (2010).*

El α -tocoferol que es la principal forma de la vitamina E actúa rompiendo las reacciones en cadena durante la peroxidación de los lípidos, también actúa en la

neutralización de especies de oxígeno reactivo como por ejemplo el oxígeno singlete. Se considera que sirve como la primera línea de defensa de la peroxidación de los lípidos. *Liebler DC, (1993).*

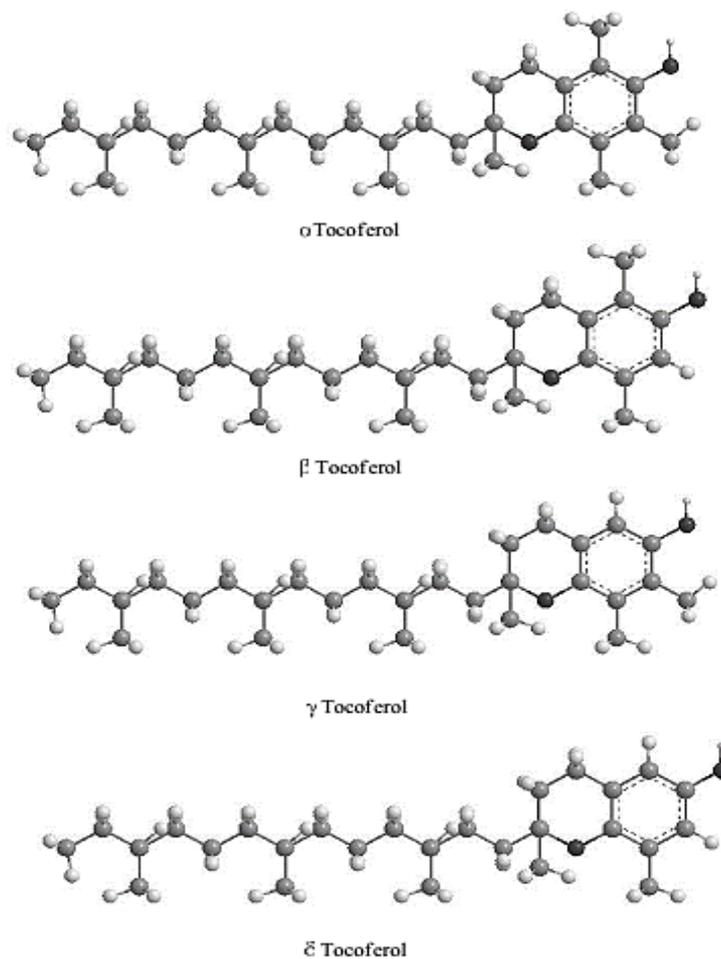


Figura 2.9
Estructura molecular de los tocoferoles
Fuente: Navas P., (2010).

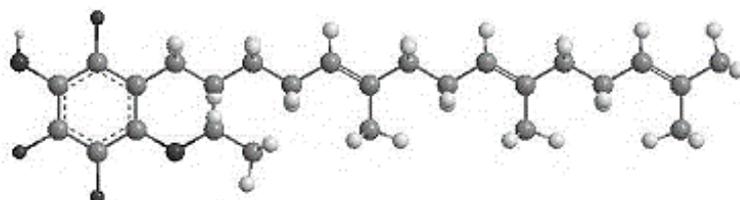


Figura 2.10
Estructura molecular de los tocotrienoles
Fuente: Navas P., (2010).

- Esteroles:

Los fitoesteroles y fitoestanoles son los miembros más importantes de este grupo cuya estructura es semejante al colesterol de origen animal, pero este último presenta una cadena lateral de 8 átomos de carbono, mientras que en la mayoría de los fitoesteroles la cadena es de 9 o más átomos de carbono. Estas moléculas no son sintetizadas por el ser humano, derivan exclusivamente de productos de origen vegetal. Los fitoesteroles son particularmente abundantes en el reino vegetal: están presentes en los frutos, semillas, hojas y tallos de prácticamente todos los vegetales conocidos, así como también en aceite de germen de maíz y trigo, girasol, soja, nueces y otros. *Navas P., (2010) y Moreau R. et al., (2002).*

- Terpenos:

Son moléculas lineales formadas de unidades poliméricas de isopreno con propiedades antioxidantes que protegen a lípidos y compuestos celulares del ataque de agentes oxidantes como radicales libres de oxígeno, superóxido y grupos hidroxilo reactivos. *Drago y col. (2006).*

2.3.4.3. Compuestos fenólicos:

Las investigaciones sugieren que los polifenoles son antioxidantes naturales que incluyen a los fenoles ácidos y flavonoides. En términos generales, los fenoles ácidos se caracterizan por tener un anillo aromático central como en el caso del ácido cinámico y otros derivados. *Mattila P. et al., (2002).*

Existen muchas familias de polifenoles presentes en los aceites vírgenes, dentro de los más citados se encuentran los ácidos fenólicos como el ácido cafeico, el ácido clorogénico, el ácido ferulico, el ácido cumarico y ácido gálico. *Slavin M. et al., (2009)*.

Los polifenoles son sustancias de origen vegetal que están presentes en el aceite virgen de oliva y otras fuentes de semillas. Su estructura química les confiere extraordinarias características antioxidantes, atrapando a los radicales libres. Estos radicales libres son sustancias que tienen un electrón no apareado que busca el equilibrio atrapando el electrón que le falta de otras sustancias y así oxidándolas. Si hay más compuestos oxidantes que antioxidantes (estrés oxidativo), estos contribuyen al desarrollo de enfermedades como el cáncer, la arteriosclerosis, envejecimiento y proceso neurodegenerativos como la enfermedad del alzheimer. *Valente T. et al., (2009)*

2.3.4.4. Compuestos volátiles:

El flavor y aroma de los aceites vegetales son generados por una serie de compuestos volátiles que presentan las características de poseer una masa molecular relativamente baja, moléculas de carácter polar, liposolubles y estar presente en concentraciones extremadamente baja. *Navas P., (2010)*

En los aceites vírgenes de semillas se han detectado compuestos orgánicos saturados, insaturados, aromáticos e hidrocarburos terpénicos, así como también alcoholes, aldehidos, esteres y éteres. *Cert A. et al., (2000)*

El desarrollo de componentes volátiles está favorecido por la actividad enzimática y la calidad de la materia prima, por lo que es necesario proceder con cuidado durante y después de la cosecha de frutos y semillas oleaginosas. La humedad de las semillas durante el almacenamiento influyen en gran medida en la calidad del aceite extraído; semillas con contenidos elevados de humedad favorecen el desarrollo y crecimiento de microorganismos, lo que produce elevados niveles de ácidos grasos libres y características organolépticas pobres o desagradables. *Navas P., (2010)*

2.3.5. Propiedades organolépticas de los aceites vegetales:

En la producción de alimentos cada día se tiene más en cuenta la satisfacción del cliente, así el concepto de calidad ha evolucionado desde ser "una adaptación a las especificaciones internas" a "la capacidad de una organización de satisfacer las necesidades, explícitas e implícitas, que el cliente demande". *Ferratto J.f, (2003)*

Los atributos sensoriales que se perciben en un alimento que son determinantes de la calidad se denomina "flavor" y estos son el color, la apariencia, textura, forma, viscosidad, sensaciones táctiles y kinestésicas, el olor y el sabor, además de sensaciones quimioestésicas como una respuesta combinada de la sensación cutánea, térmica y de los estímulos dolorosos producidos por determinadas sustancias químicas irritantes. *Angerosa F., (2000)*

En estudios de consumidores y usos de aceites comestibles se desprende que dos tipos de aceite son usados, el primero es el aceite refinado, que es muy versátil y con muchas

aplicaciones en la cocina debido a su sabor neutro y estabilidad a altas temperaturas. Al contrario los aceites vírgenes que por sus sabores típicos y colores intensos son usados para aderezos de alimentos y ensaladas. Las características del flavor están directamente relacionadas con el valor del aceite para el consumidor y determinan el éxito o fracaso del producto sobre el mercado, por lo que es necesario evaluar las cualidades sensoriales de aceites vírgenes. *Brühl L. et al., (2008).*

2.3.6. Propiedades antioxidantes de los compuestos menores de aceites vegetales vírgenes:

La actividad antioxidante de los tocoferoles, polifenoles y otros compuestos de los aceites vegetales, presenta un creciente interés desde que fueron relacionados con su carácter protector frente a enfermedades degenerativas crónicas como enfermedades coronarias, complicaciones cardiovasculares, algunos tipos de cáncer y estrés oxidativo. *Varela G., (2009).* Además de su contribución a la reducción de la peroxidación lipídica y actividad antihipertensiva. *Perona J. et al., (2004).*

Los radicales libres son especies químicas que poseen uno o más electrones desapareados, por lo que son muy inestables y reaccionan rápidamente con otras moléculas. Los antioxidantes son moléculas capaces de bloquear el inicio de la cadena de reacciones de oxidación causadas por los radicales libres inhibiendo su capacidad oxidante. *Young S. y Woodside J., (2001).*

En los aceites vegetales, los principales compuestos antioxidantes son los tocoferoles y tocotrienoles, los carotenoides y los compuestos fenólicos. Los polifenoles

presentes en los aceite vírgenes, específicamente los contenidos en el aceite de oliva son los corresponsables de la reducción de riesgo de enfermedades cardiovasculares, asociado a la composición y efecto antioxidante del perfil lipídico, lo que constituye una fuente de protección contra el daño oxidativo. *Varela G., (2009).*

2.3.7. Propiedades fisicoquímicas de los aceites:

Entre las principales propiedades fisicoquímicas de los aceites se mencionan las siguientes: *Angerosa F., (2000)* y *Fennema, Owen R., (2000).*

- Densidad y peso específico
- Índice de refracción
- Viscosidad
- Índice de yodo
- Índice de saponificación
- Índice de acidez
- Índice de peróxido
- Materia insaponificable
- Determinación del color
- Cromatografía
- Prueba de frío

La composición química de algunos aceites vegetales se muestra en el siguiente Tabla 2.7 en base a los ácidos grasos que estos presentan.

Tabla 2.7*Ácidos grasos principales de diversos aceites vegetales*

Aceites vegetales de:	Porcentaje de Ácidos Grasos en Aceites Vegetales					
	Ácidos Grasos (%)					
	Palmítico C:16	Palmitoleico C: 16:1	Esteárico C:18	Oleico C:18: 1	Linoleico C: 18:2	Linolénico C:18:3
Girasol	6.40	-	1.30	21.30	65.70	0.39
Oliva	-	-	-	69.50	7.90	0.60
Linaza	-	-	-	-	56.00	-
Soya	10.10	-	3.60	21.20	51.00	6.80
Canola	3.75	0.25	1.50	59.00	21.50	-
Cacahuete	9.30	-	3.10	56.00	26.00	-
Almendras	-	-	-	-	12.20	0.93
Algodón	19.10	-	1.90	33.10	39.60	-
Maíz	11.00	-	1.70	25.80	58.90	1.10
Sésamo	9.10	-	4.30	45.40	40.40	-

Fuente: *Sayago A. et al., (2007).***2.3.8. Deterioro de los alimentos.**

Los alimentos son sistemas fisicoquímicos y biológicamente activos, por lo tanto la calidad de los alimentos es un estado dinámico que se mueve continuamente hacia niveles más bajos. Para cada alimento particular, hay un periodo de tiempo determinado, después de su producción, durante el cual mantiene el nivel requerido de sus cualidades organolépticas y de seguridad, bajo determinadas condiciones de conservación. Este periodo se define como vida útil del alimento. *Lawson, (1999).*

2.3.8.1. Tiempo de vida en anaquel.

El tiempo de vida en anaquel se define como el periodo de tiempo durante el cual el alimento puede: permanecer seguro, mantener las características físicas, químicas, sensoriales y microbiológicas deseadas; cumplir con

cualquier reglamento nutricional, cuando se almacena bajo las condiciones recomendadas a fin de mantener su calidad satisfactoria. *Lawson, (1999) y Labuza, T., (2000a).*

Esta definición, destaca la relación entre la vida útil de los alimentos y las condiciones de almacenamiento e implícitamente amplía la perspectiva del intervalo de tiempo desde la fabricación del producto hasta el consumo. Las consideraciones de seguridad y calidad dictan el final de la vida de los alimentos. Sin embargo, a pesar de la seguridad alimentaria y la vida útil son cuestiones íntimamente ligadas, como se ha mencionado, el tiempo de vida útil de un alimento, no debe estar relacionado con la pérdida de la seguridad (inocuidad). Por lo tanto, la vida útil se termina cuando no es capaz de satisfacer necesidades específicas del consumidor.

Además es importante considerar que la vida útil de un producto es función de la calidad microbiológica de las materias primas, empaque y condiciones en que fue almacenado. *Labuza, T., (2000a).* Igualmente se consideran importantes la higiene de la planta y el personal, el tiempo y la temperatura de mantención, distribución y la composición del alimento.

La vida útil de los productos que contienen grasas y aceites se relacionan directamente con la estabilidad oxidativa de sus ingredientes y la composición de sus ácidos grasos. *Fennema, O. (2000).*

2.3.8.2. Factores que afectan la calidad de vida de anaquel:

La estabilidad de los productos alimenticios depende tanto de factores intrínsecos y extrínsecos, entre los primeros se cuentan calidad del material crudo, características físicas, pH y actividad de agua, mientras que las condiciones de procesamiento, higiene, empaque y condiciones de almacenamiento (temperatura, exposición a la luz, humedad), especialmente temperatura son factores extrínsecos. Estos factores pueden interactuar aditiva o antagónicamente y algunas veces sinérgicamente, un efecto es cuando dos o más factores son usados para inhibir el crecimiento microbiano. Finalmente, se debe considerar que el análisis sensorial es de suma importancia por cuanto, junto a los métodos instrumentales, contribuye a minimizar el riesgo a la salud pública. Las técnicas generalmente usadas en la evaluación sensorial son: a) test de discriminación, b) test de aceptación, c) análisis descriptivo. *Graciani C. E., (2006)*

Estos factores operan comúnmente en forma conjunta e impredecible, por lo que debe investigarse la posibilidad de interacción entre ellos. Un tipo de interacción muy útil ocurre cuando los factores como, reducción de la temperatura, tratamiento térmico, acción del antioxidante y empaque en atmósfera controlada, operan con la finalidad de inhibir el crecimiento microbiano, en el llamado “efecto de barrera”. *Kilcast y Subramanian, (2000).*

Durante el almacenamiento y distribución, los alimentos están expuestos a un amplio rango de condiciones ambientales, factores tales como temperatura, humedad, oxígeno y luz, los cuales pueden desencadenar mecanismos de reacción que conducen a su degradación. Como consecuencia de estos mecanismos los alimentos se alteran hasta ser rechazados por el consumidor. Es necesario por tanto, conocer las diferentes reacciones que causan esta degradación de los alimentos para desarrollar procedimientos específicos para su vida útil. *Casp y Abril, (1999)*

La vida en anaquel de un producto está determinada básicamente por su sistema de componentes, el proceso de elaboración, los métodos de empaqueo, el tiempo y la temperatura de almacenamiento. El control de estos factores retardará o prevendrá los siguientes efectos. *Labuza, T., (2000a):*

- Deterioro por acción microbiana o enzimática produce sustancias indeseables en el producto que no son inhibidas por tratamientos térmicos, baja actividad de agua o métodos químicos.
- Pérdida de atributos estéticos color, sabor, aroma, textura o apariencia.
- Penetración de insectos o ataque a los productos empacados. Cambios físicos; evaporación de humedad; inducida por la cocción, la deshidratación superficial, etc.
- Reacciones químicas oxidación, hidrólisis, reversión de grasas, oxidación de pigmentos, desnaturalización

de estructuras proteicas que conducen a cambios de la textura, pérdida de agua incorporada, y cambio en propiedades funcionales, enranciamiento o pardeamiento no enzimático.

- Contaminación ambiental debido a polvo y a agentes volátiles.
- Pérdida del valor nutritivo.

2.3.9. Deterioro de aceites vegetales:

La reacción de oxidación es una reacción en cadena, es decir, que una vez iniciada, continúa acelerándose hasta la oxidación total de las sustancias sensibles. Con la oxidación, aparecen olores y sabores a rancio, se altera el color y la textura, y desciende el valor nutritivo al perderse algunas vitaminas y ácidos grasos poliinsaturados. Además, los productos formados en la oxidación pueden llegar a ser nocivos para la salud. *Navas P., (2010)*. Esto se debe a que el enlace éster de los acilglicéridos es susceptible a la hidrólisis química o enzimática, y a que los ácidos grasos insaturados son sensibles a reacciones de oxidación. *Badui, (1999)*.

Los lípidos o rancidez hidrolítica y la oxidación o rancidez oxidativa, son los dos procesos más serios que estropean la calidad del aceite. La lipólisis comienza generalmente cuando el aceite todavía está en el fruto, mientras que la oxidación se produce después de la extracción del aceite y sobre todo durante el almacenamiento. La oxidación puede ocurrir tanto en la oscuridad (autooxidación), como en presencia de la luz (fotooxidación). *Kiritsakis (1991)*.

Los ácidos grasos poliinsaturados, presentes en los alimentos, pueden oxidarse a hidroperóxidos mediante

reacciones de oxigenación catalizadas por una lipoxigenasa, por fotooxidación o por autooxidación química. La lipoxidasas, cataliza la oxidación de los lípidos principalmente insaturados. Las peroxidasas transfieren de los peróxidos a un sustrato oxidable. Los peróxidos formados por las lipoxidasas son muy buenos suministradores de oxígeno en reacciones catalizadas por peroxidasas y pueden servir incluso para oxidar nuevas moléculas de ácidos grasos insaturados, siendo, por lo tanto, una nueva fuente de oxidación. *Navas P., (2010).*

La estabilidad oxidativa es un importante indicador para determinar la calidad del aceite y el tiempo de vida, porque el bajo peso molecular y los compuestos de mal sabor son producidos durante la oxidación la misma que destruye ácidos grasos esenciales y produce compuestos tóxicos y oxidación de polímeros, por lo tanto los aceites son menos aceptables o inaceptables por el consumidor o para usos industriales como ingrediente alimentario. *Hamilton R. et al. (1997).*

2.3.9.1. Lipólisis o rancidez hidrolítica:

La hidrolisis de los enlaces éster de los lípidos (lipólisis) se produce por acción enzimática (lipasas) o por calentamiento en presencia de agua y tiene por consecuencia la liberación de ácidos grasos. *Fennema, (2000).* La hidrolisis es la reacción del agua con una sustancia, como la grasa. Esto se traduce en la separación de algunos de los ácidos grasos a partir del aceite o de la grasa, dando lugar a ácidos grasos libres, llegándose a producir algunos monoglicéridos y diglicéridos. La hidrolisis resulta acelerada por las altas

temperaturas, presiones, enzimas, una excesiva cantidad de agua y varios microorganismos. *Lawson, (1999) y Badui, (1999)*.

Según *Badui, (1999)* menciona que en las semillas crudas de los oleaginosas se presenta una fuerte actividad lipásica, cuya función biológica es aprovechar los lípidos que sirven para suministrar nutrientes y así fortalecer la germinación. Durante la extracción industrial de aceites de semillas oleaginosas, el primer paso es triturar la semilla con lo cual favorece la acción de estas enzimas; se hidroliza el enlace éster, se producen ácidos grasos libres y se incrementa así el índice de acidez; dichos ácidos grasos deben eliminarse en la refinación. Ya que estos ácidos grasos libres son más de 14 átomos de carbono poco volátiles y por lo tanto no se perciben por el olfato; su presencia solo se puede advertir mediante la determinación del índice de acidez y de otras características.

El enriquecimiento en ácidos grasos libres durante la fritura suele acompañarse de un descenso en el punto de humo y en la tensión superficial del aceite, así como de una merma de calidad del producto frito. (*Fennema, 2000*).

El efecto de los ácidos grasos libres sobre el aroma y sabor depende de la longitud de sus cadenas. Los de menos de 12 átomos de carbono producen sabores acres y aromas desagradables. Los de más de 12 átomos solo producen acidez pero, si son insaturados se enrancian con más rapidez. En todos los casos, para la obtención de

aceites de calidad hay que evitar la acción previa de la lipasas en la semilla (*Primo, 1998*).

Primo (1998) menciona que existen otras enzimas a parte de las lipasas como las lipoxidasas y peroxidasas; capaces de catalizar la peroxidación de los carbonos insaturados de los ácidos grasos por el O₂. Los productos de oxidación que se llegan a formar por la lipoxidasas son similares a los que se forman en el enranciamiento químico de las grasas. Estas se encuentran en la soja y otras leguminosas, y en los gérmenes de trigo, arroz y maíz. Aun a niveles de alteración bajos, los productos de la oxidación de los ácidos grasos poliinsaturados dan lugar a sabores y olores desagradables, a la costa de la desaparición de los ácidos grasos esenciales.

2.3.9.2. Lipólisis microbiana:

La lipólisis microbiana lo producen los microorganismos presentes en los frutos, que liberan la enzima lipasa.

Según *Kiritsakis (1991)*, señala las bacterias, levaduras y mohos aislados de la materia prima, muestran una actividad lipolítica muy alta, estos microorganismos son tan activos que pueden provocar la hidrólisis de los glicéridos entre la trituración y separación de las fases líquida y sólida. Si no se almacena bien los frutos, se favorece el desarrollo de microorganismos y la hidrólisis de los gliseridos del aceite.

2.3.9.3. Lipólisis enzimática:

La hidrólisis enzimática de los enlaces éster de los lípidos (lipólisis) se produce por acción enzimática (lipasas) o por

calentamiento en presencia de agua y tiene por consecuencia la liberación de ácidos grasos. *Fennema (2000)*

La lipólisis o rancidez se debe a la acción de las lipasas sobre los enlaces éster de los triacilglicéridos de las grasas, con el incremento en la acidez total y con el deterioro del aroma.

Mediante esta reacción, catalizada por las enzimas lipolíticas llamadas lipasas se liberan ácidos grasos de los triacilglicéridos y de los fosfolípidos. Los principales factores que afectan a la hidrólisis son: la humedad, temperatura, enzimas y varios microorganismos. *Badui, (1999)*.

2.3.9.4. Oxidación o rancidez oxidativa:

La rancidez oxidativa, también llamada autoxidación, se trata de la reacción de oxígeno atmosférico con dobles enlaces de los ácidos grasos insaturados. Esta reacción genera los productos primarios de la oxidación (peróxidos e hidroperóxidos), los cuales por una serie de reacciones paralelas producen los compuestos secundarios de la reacción, sean estos volátiles, como aldehídos, cetonas y ácidos o no volátiles como dímeros, trímeros y polímeros, característicos de productos rancificados. *Barrera, (1998)*.

La oxidación de los lípidos da lugar a la aparición de sabores anómalos, generalmente denominados “rancios” (enranciamiento oxidativo), deteriorando su calidad organoléptica y sensorial. La oxidación tiene lugar durante el almacenamiento, dando como resultado un olor y

aroma desagradables en el alimento los cuales le reducen significativamente la calidad del mismo. *Fennema, (2000)*.

La autooxidación es una reacción autocatalítica en la cual los hidroperóxidos de los acilglicérols son producidos y descompuestos en componentes de bajo peso molecular, los cuales contribuyen al mal sabor de los aceites, disminuyendo así la aceptabilidad por el consumidor. La oxidación de los aceites también destruye los ácidos grasos esenciales y produce polímeros oxidados, algunos de los cuales son perjudiciales para la salud. *Casp, A, Abril, J., (1999)*.

El autooxidación de los ácidos grasos se debe al oxígeno y a la acción de lipoxigenasas sobre los dobles enlaces de los ácidos grasos insaturados que inicialmente forman de peróxidos o hidro-peróxidos, que posteriormente se polimerizan y descomponen dando origen a la formación de hidrocarburos, aldehídos, cetonas, cantidades menores de epóxidos y alcoholes y ácidos de menor peso molecular, por tanto son más volátiles, entre ellos el aldehído epihidrial. El resultado de la autooxidación de las grasas y aceites es el desarrollo de sabores y aromas desagradables característicos de esta alteración conocida como “enrancimiento oxidativo”. Este proceso de oxidación es acelerado en presencia de la luz, calor, humedad, otros ácidos grasos libres y ciertos catalizadores inorgánicos como las sales de hierro y cobre. Las grasas que han experimentado oxidación son de sabor y olor desagradable y parecen ser ligeramente tóxicas. El enrancimiento oxidativo, además destruye las

vitaminas liposolubles, particularmente las vitaminas A y E (tocoferoles). Ziller, (1996).

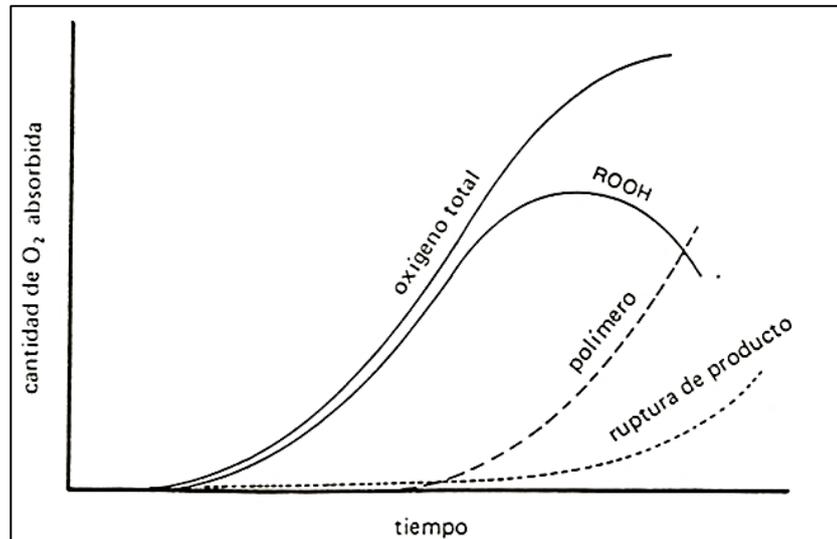


Figura 2.11
Absorción de oxígeno durante la oxidación de lípidos
Fuente: *Badui, (1999).*

2.3.9.5. Mecanismo de autooxidación:

La autooxidación es una reacción en cadena de radicales libres que consta de 3 etapas (Figura 2.12): (a) la reacción de iniciación da lugar a la formación de radicales libres a partir de los ácidos grasos poliinsaturados o peróxidos lipídicos, (b) las reacciones de propagación que se caracterizan por acumulación de peróxidos lipídicos, por la acción de oxígeno gaseoso y la presencia de los radicales libres, y (c) las reacciones de paralización y terminación en la que los radicales libres se asocian en productos y componentes no radicales, dando origen a la descomposición de peróxidos en aldehídos, cetonas, alcohol, éter, hidrocarburos, ácidos grasos más cortos, epóxidos etc., estos compuestos son llamados productos secundarios de oxidación y son los responsables del

desarrollo de sabores y aromas desagradables, conocido como enranciamiento oxidativo. *Navas P., (2010).*

El mecanismo de reacción inicia al tomar el hidrogeno de una molécula de ácido olefínico (**RH**), y se forma un radical libre (**R.**). Este radical libre reacciona con una molécula de oxígeno, y se forma un radical peróxido (**ROO.**). El radical peroxi reacciona con otra molécula de ácido graso (**RH**), produciendo así más peróxidos (**ROOH**) y nuevos radicales libres. La energía de activación necesaria para este proceso viene de la alta temperatura de almacenamiento, de la luz o de otras fuentes. *Cheftel y Cheftel, (1976) y Kiristsakis, (1991).*

Iniciación	RH	\longrightarrow	$R' + H'$	Radical libre
Propagación	$R' + O_2$	\longrightarrow	ROO'	Radical hidroperóxido
	$ROO' + RH$	\longrightarrow	$R' + ROOH$	Hidroperóxido
Terminación	$R' + R'$	\longrightarrow	RR	Compuestos muy estables
	$R' + ROO'$	\longrightarrow	$ROOR$	
	$ROO' + ROOR +$	\longrightarrow	$ROOR + O_2$	
	$RO' + R'$	\longrightarrow	ROR	
	$2 RO' + 2 ROO'$	\longrightarrow	$2 ROOR + O_2$	

Figura 2.12
Mecanismo de autooxidación de lípidos
Fuente: *Badui, (1999).*

En la propagación el aceite adquiere un sabor rancio. El proceso de oxidación es ahora más complicado ya que los peróxidos formados, de carácter inestable, se rompen fácilmente dando lugar a más radicales libres, que a su vez participan en nuevas reacciones. Esta reacción en cadena continua hasta que el compuesto insaturado se agota o hasta que los radicales libres se inactivan entre sí. *Cheftel y Cheftel, (1976) y Kiristsakis, (1991).*

En la Figura 2.13 se muestra el esquema general de la autooxidación de los lípidos, que comprenden las tres

etapas de autooxidación, en la Figura 2.14 se muestran las Principales reacciones que experimentan los lípidos durante su procesamiento manipulación y/o almacenamientos de los alimentos.

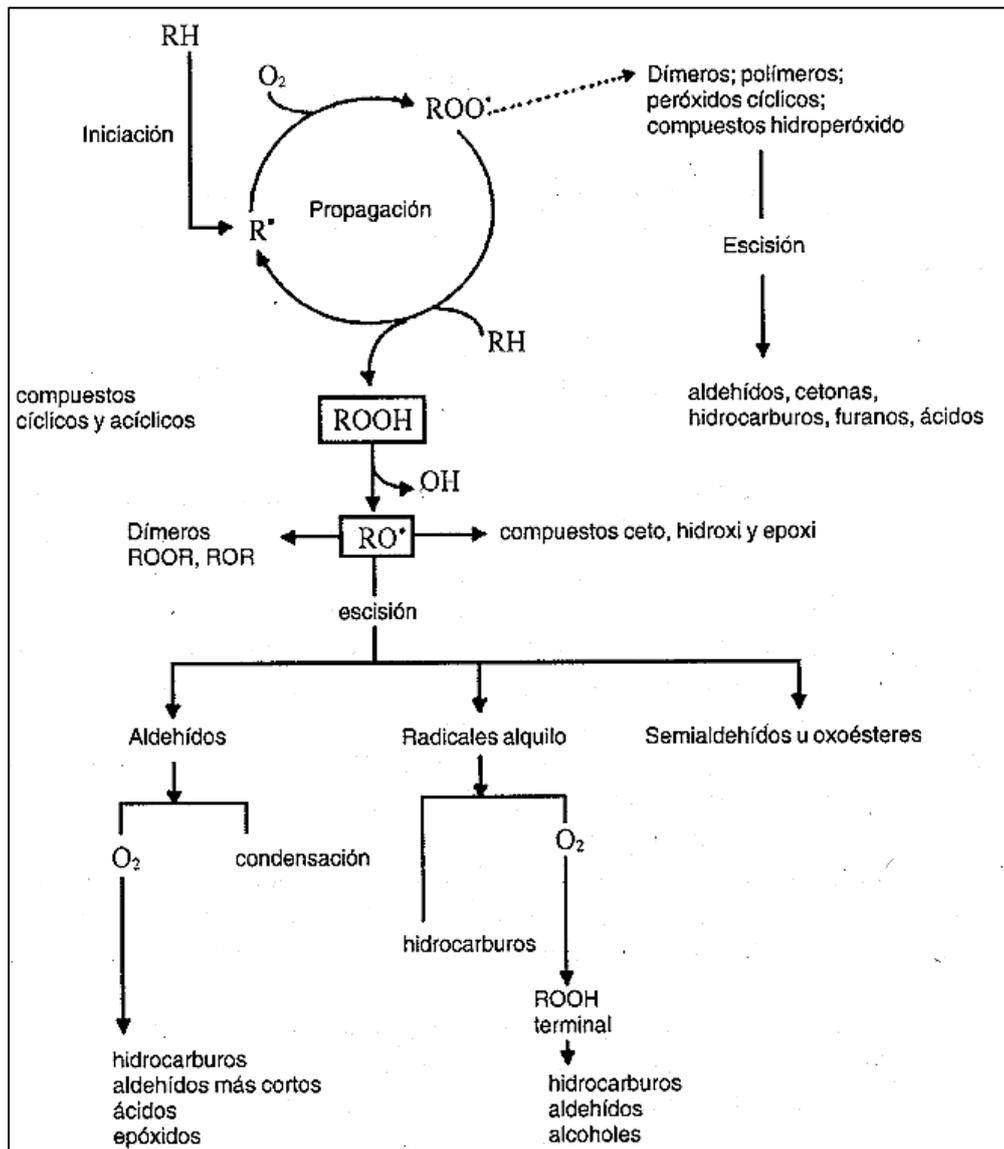


Figura 2.13
Esquema general de la autooxidación de los lípidos
Fuente: Fennema, (2000)

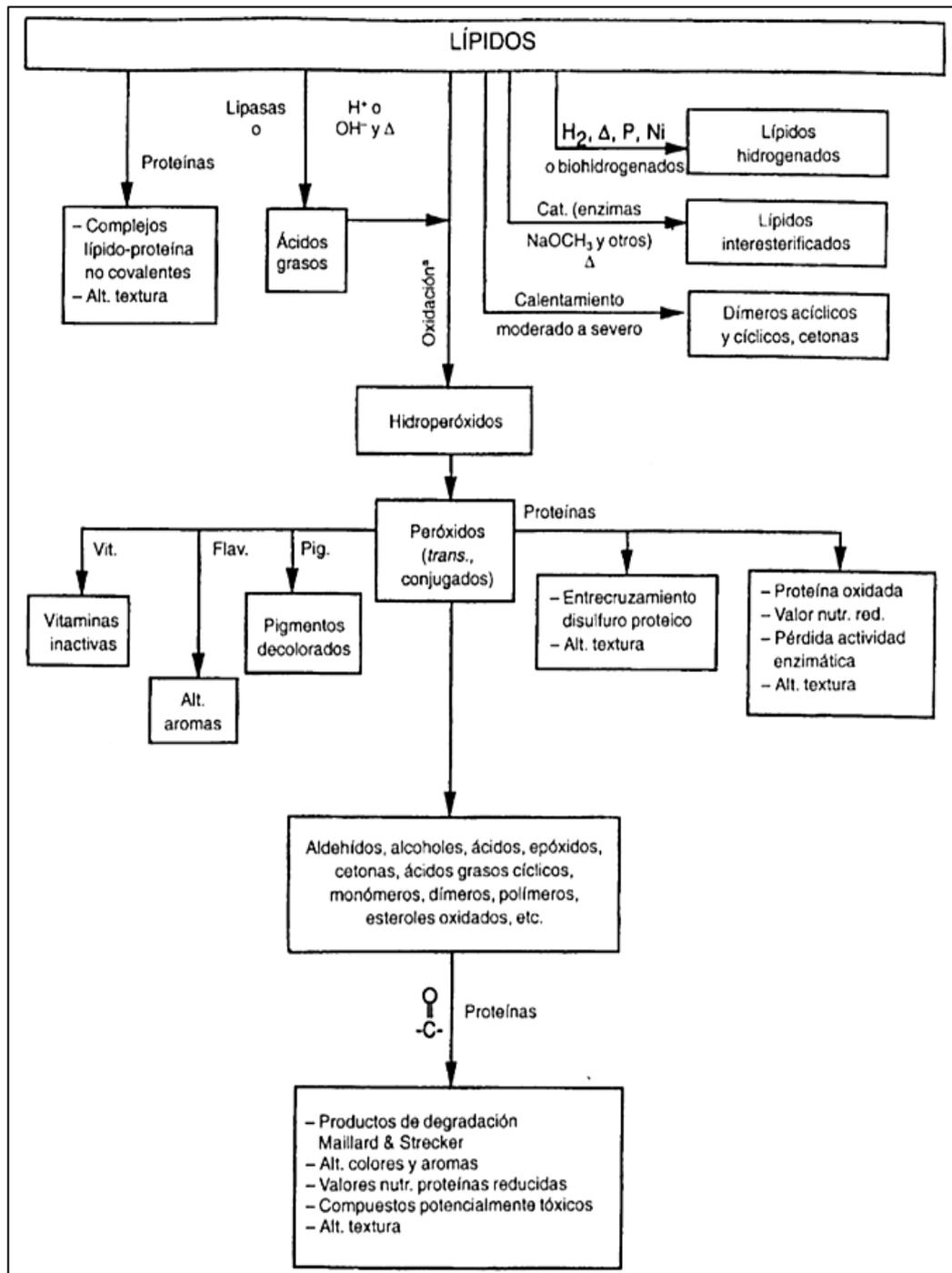


Figura 2.14
 Principales reacciones que experimentan los lípidos durante el procesado y manipulación de alimentos
 Fuente: Fennema, (2000).

2.3.9.6. Factores que favorecen la oxidación de aceite:

Los mecanismos y los factores que afectan la autooxidación. Entre ellos: el número total de enlaces insaturados en la muestra, en especial el grado de insaturación de cada molécula; la presencia de oxígeno; la presencia de la radiación luminosa desde la región ultravioleta (UV) favorece la reacción, al igual que la temperatura, la humedad parece prevenir o inhibir la reacción; trazas de varios metales, en especial el cobre y hierro, actúan como prooxidantes. *Alvarado, (1996)*.

Para que la oxidación tenga lugar, es necesaria la presencia de oxígeno. Este puede estar en el espacio superior del envase o mezclado en el aceite. Cuanto mayor sea el contacto del aceite de moringa (*Moringa oleífera*) con el oxígeno, mayor será la oxidación.

La temperatura afecta a la velocidad de oxidación ya que acelera la generación de radicales libres y su desaparición. Una temperatura alta en las cámaras de conservación o en almacenamiento acelera la oxidación. Ciertos contaminantes metálicos, tales como el cobre y el hierro, tienen un efecto catalizador que acelera la autooxidación del aceite, el hierro parece ser el que más influye en la oxidación del aceite, éste procede de las superficies metálicas de los equipos empleados en la extracción de aceite, así como los depósitos de almacenamiento, entre ellos tanques, barriles, etc. *Kiritsakis, (1991)*.

Los metales que influyen en el mecanismo de oxidación son aquellos capaces de llevar a cabo saltos de valencia

como los metales de transición. Estos se solubilizan en pequeña cantidad en el aceite en forma de sales de ácido graso, debido a las reacciones de estos últimos con los metales de la maquinaria para procesar la materia prima. En este mecanismo han sido señalados hierro, cromo, níquel, manganeso y cobre. *Kiritsakis, (1991)*.

2.3.9.7. Productos de la descomposición de peróxidos:

Los peróxidos son productos inestables que se descomponen con facilidad. Su descomposición da origen a la aparición de un cierto número de compuestos volátiles (productos secundarios), con un pequeño número de carbonos, responsables del olor y sabor desagradables de los aceites oxidados. Estos compuestos son aldehídos, cetonas y ácidos de bajo peso molecular. *Kiritsakis, (1991)*

2.3.9.8. Efectos nocivos de las grasas oxidadas:

Los peróxidos son, en general compuestos tóxicos. Los hidroperóxidos del ácido linoleico son de los más tóxicos que se producen en la alteración de las grasas alterándose las vitaminas y la hemoglobina inhibiéndose algunas enzimas. *Primo, (1998)*.

Las de contenido alto de peróxido producen en los animales la pérdida de apetito, pérdida de peso, alteraciones en los diversos órganos y, en casos extremos, la muerte de los animales. Los peróxidos ingeridos se acumulan en los tejidos grasos y son nocivos para las membranas celulares; los tocoferoles, la vitamina

C, la cistcina y otros reductores, bajan su concentración celular. *Primo, (1998)*.

2.3.10. Determinación de la estabilidad oxidativa en los aceites:

Existen dos procedimientos generales para predecir la vida útil de un producto. El método más común es elegir la situación desfavorable aislada a la que se somete al alimento, realizar ensayos durante un periodo determinado y generalmente por métodos sensoriales seguidamente extrapolar los resultados a las condiciones de almacenamiento normal. Otro proceder es que determinados principios de cinética química son aplicados a lo que se refiere a la dependencia de la temperatura, tales como la ecuación de Arrhenius, y recurrir a un diseño más complejo que, aunque más costoso, probablemente da mejores resultados. *Fennema, (2000)*

La estabilidad oxidativa se define como la resistencia de una matriz lipídica a la oxidación por efecto de la temperatura, luz, oxígeno, presencia de metales etc., lo que genera el deterioro de un aceite o grasa en un período de tiempo razonablemente corto. *Badui, S. (1999)*. Las predicciones de vida útil en anaquel de aceites vegetales vírgenes o refinados que hayan sido sometidos a oxidación acelerada, han sido tema de estudio de muchas investigaciones. *Farhoosh R. (2007a)*

Un aspecto importante a considerar para el uso de los aceites vírgenes se relaciona con su estabilidad frente a las reacciones lipídicas de oxidación, lo que puede deteriorar su calidad. La presencia de antioxidantes naturales puede

contribuir a la estabilidad oxidativa; no obstante, también es posible la presencia de sustancias con efectos prooxidantes, por lo que se hace necesaria la estabilidad frente a procesos acelerados de oxidación, así como por medio de pruebas en las que se evalúe la capacidad para inactivar los radicales libres responsables de la iniciación de las reacciones de oxidación. *Navas P., (2010)*. Dentro de los principales métodos que evalúan la oxidación de un aceite vegetal se mencionan:

2.3.10.1. Método de oxígeno activo:

Método del oxígeno activo (AOM, AOCS Cd 12-57). Mide la estabilidad de oxidación. Consiste en hacer burbujear aire a través del aceite que se encuentra a una temperatura de 97.8°F. Se extraen muestras de aceite a intervalos regulares y se determina el valor de peróxido (VP). El AOM es expresado en horas y es el período de tiempo que necesita el VP para alcanzar cierto nivel. El AOM es utilizado como una característica específica de los aceites. Las horas del AOM tienden a aumentar juntamente con el grado de saturación o endurecimiento de la muestra. Aunque es un método popular, está siendo reemplazado por el “Índice de Estabilidad del Aceite”. *Navas P., (2010); Badui, (1999) y Kiritsakis, (1991)*.

2.3.10.2. Valor del peróxido (VP)

Éste es el método clásico (PV, AOCS Cd 8b-90) para medir la oxidación de un aceite, tiene el inconveniente que solo permite apreciar compuestos peroxidados que

se forman en las fases iniciales de la oxidación, motivo por el cual los valores tienden a disminuir bruscamente si la rancidez se encuentra en un estado muy avanzado por lo que también tiene poco valor para el aceite de fritura ya que esta prueba es altamente sensible a las temperaturas y el PV obtenido sería más una indicación del proceso de enfriamiento y almacenamiento después del calentamiento que de los productos formados por efecto de la temperatura. *Gordon, (2001)*.

Los peróxidos son radicales inestables formados a partir de los triglicéridos; un PV elevado es un indicador de que el producto tiene un gran potencial de rancidez y que puede fallar cuando se encuentre en el anaquel. El método se basa en la capacidad de los hidroperóxidos para oxidar el yoduro a yodo, los resultados se expresan como miliequivalentes de oxígeno activo por kilogramo de grasa. El Codex alimentarius señala como nivel máximo de 20 de PV para aceites vegetales de semillas. *Navas P., (2010)*.

2.3.10.3. Valor de la anisindina

Para el desarrollo de este método (AOCS Cd 18-90) se debe tener en cuenta que los aldehídos son productos de la descomposición de los ácidos grasos peroxidados. Este valor mide los niveles de aldehídos utilizándolos como un indicador que determina la cantidad de material peroxidado que ha sido desdoblado dando lugar a diferentes tipos de compuestos carbonílicos. Conjuntamente con los niveles de peróxido presentes, el perfil de la degradación pasada y futura, un aceite puede

ser mapeado o graficado especialmente en aceites procesados por segunda vez para reducir el nivel de los ácidos grasos libres. *Navas P., (2010).*

2.3.10.4. Absorbancias de radiaciones en el ultravioleta (K_{232} y K_{270})

Durante la autooxidación de los ácidos grasos poliinsaturados se forman hidroperóxidos que en su estructura contienen dobles enlaces conjugados, los cuales absorben radiación en torno a una longitud de onda de 232 nm. Estos compuestos evolucionan con el tiempo dando lugar a otros como las diacetonas o, en el caso de los hidroperóxidos de ácidos grasos con tres o más dobles enlaces, a sistemas con tres dobles enlaces conjugados. Estos productos secundarios, procedentes de la degradación de los hidroperóxidos, tienen la característica de absorber radiación UV entorno a los 270 nm. *Navas P., (2010).*

2.3.10.5. Método Rancimat o prueba de conductividad.

Índice de estabilidad del aceite (OSI, AOCS Cd 12b-92). Esta es la prueba automatizada del AOM, mide el grado en el que un aceite se oxida cuando se hace burbujear aire a través de él. El producto de desdoblamiento, que es el ácido fórmico, es conducido hacia el agua destilada que se encuentra en una celda. *Kiritsakis, (1991).* El instrumento monitorea en forma continua la conductividad eléctrica del agua. En el momento en que la conductividad aumenta agudamente indica en forma inmediata el momento final de la prueba. En éste

método la estabilidad oxidativa se define como el tiempo (en horas) necesario para que la reacción de oxidación alcance el punto de inflexión en la representación gráfica de la conductividad vs. Tiempo. Navas P., (2010) y Fennema, (2000).

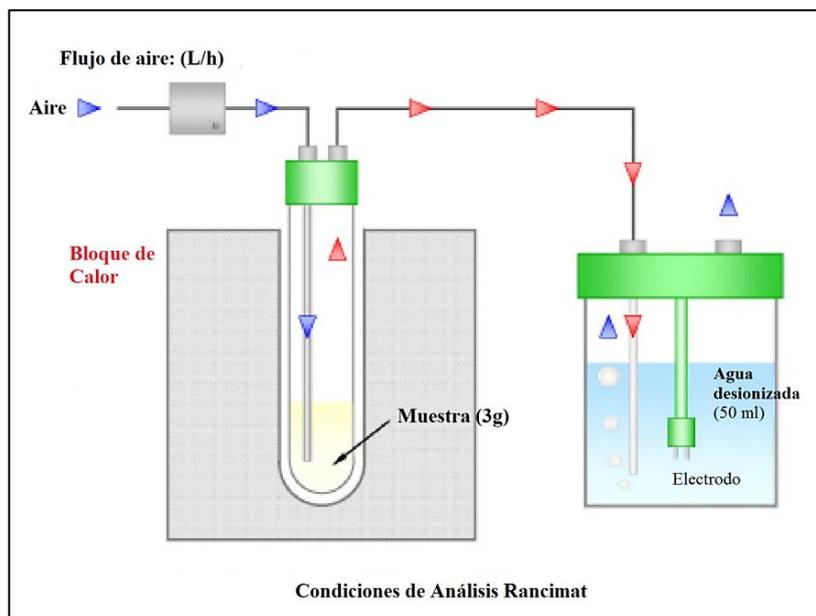


Figura 2.15

Esquema de las condiciones y reacción del método Rancimat.

Fuente: Editado por los autores

2.3.10.6. Ensayo de almacenamiento a temperatura ambiente:

Las pruebas de ensayo de almacenamiento a temperatura ambiente permiten determinar la vida útil de un aceite en anaquel. Son pruebas que requieren de mucho tiempo para alcanzar el período de inducción, debido a la lentitud del proceso. El período de inducción es medido como el tiempo necesario para alcanzar un nivel de rancidez detectable. Frankel, (1998). Alternativamente el tiempo de inducción se corresponde con el tiempo necesario para que se produzca un cambio brusco en la velocidad de oxidación.

III. MARCO METODOLÓGICO

3.1. Tipo y diseño de investigación

3.1.1. Tipo de investigación

Según su finalidad será Aplicativa, con esta investigación se logró determinar la vida en anaquel a temperaturas usuales de almacenamiento de 20, 25 y 30°C, del aceite de *Moringa oleífera*, mediante la evaluación de los parámetros Rancimat sobre la determinación del índice de estabilidad oxidativa.

Según el manejo de variables es Experimental, se manejaron variables cuantitativas independientes (temperatura y flujo de aire) en el análisis acelerado del proceso de oxidación (Rancimat), para evaluar posteriormente su dependencia y significancia estadística sobre la variable dependiente (índice de estabilidad oxidativa (OSI)).

Según su contexto es de laboratorio, la investigación se realizó en situaciones de laboratorio, lo que conlleva la creación intencionada de las condiciones de investigación a través del manejo de las variables independientes con mayor rigor y control de la situación para el logro de una buena respuesta de las variables dependientes.

3.1.2. Diseño de investigación

Diseño experimental puro de tipo factorial donde se manipulan dos variables independientes para controlar la variable dependiente. Todos los niveles de cada variable independiente son tomados en combinación para obtener los valores de las variables dependientes.

3.2. Población y Muestra:

3.2.1. Población:

Moringa (*Moringa oleífera*), procedente del distrito de Salas del departamento de Lambayeque.

3.2.2. Muestra:

Para la *extracción* de aceite: 12 kg de semilla de Moringa (*Moringa oleífera*) con cascara.

3.2.3. Unidad experimental:

El tipo de muestra que se utiliza es un muestreo por conveniencia, dado que la muestra a utilizar es similar al universo, y la representatividad estará limitada por la cantidad que se requiera para el proceso que se plantea o por lo requerido en el equipo que permita cuantificar a la variable dependiente.

Se utilizaron 135g de *aceite* virgen de semillas de Moringa (*Moringa oleífera*) para el análisis del índice de estabilidad oxidativa (OSI) en el equipo de Rancimat.

Se utilizó 100 ml de aceite virgen de *Moringa oleífera* para el análisis fisicoquímico.

Para la identificación de los ácidos grasos por cromatografía de gases se emplearon 0.5 g de aceite virgen de *Moringa oleífera*.

3.3. Hipótesis:

Hi: La temperatura de 140°C y flujo de aire de 20 L/h permiten alcanzar un índice de estabilidad oxidativa de 7.5 horas, que extrapolado a temperatura usual de almacenamiento (25°C) es de 220 días.

H0: La temperatura de 140°C y flujo de aire de 20 L/h no permiten alcanzar un índice de estabilidad oxidativa de 7.5 horas, que extrapolado a temperatura usual de almacenamiento (25°C) es de 220 días.

3.4. Variables:

3.4.1. Variables independientes:

Temperatura (130, 140 y 150 °C) en la prueba de Rancimat.

Flujo de aire (15, 20 y 25 L/h) en la prueba de Rancimat.

3.4.2. Variables dependientes:

Índice de estabilidad oxidativa (OSI).

3.5. Operacionalización:

Cuadro 3.1
Operalización *de variables:*

	Variab	Dimensión	Indicador	Instrumento / Equipo
Independiente	Temperatura (°C)	130, 140 y 150	°C	Sensor de temperatura
	Flujo de aire (L/h)	15, 20 y 25	L/h	Sensor de flujo
Dependiente	OSI: Índice de estabilidad oxidativa		Horas de Inducción	Rancimat

Fuente: *Elaboración propia.*

3.6. Métodos, técnicas e instrumentos de recolección de datos:

3.6.1. Materia prima:

Semillas de Moringa (*Moringa oleífera*).

3.6.2. Reactivos e insumos:

Nitrógeno (gas)
Alcohol (98%, 95%)
NaOH (0.1N)
Fenolftaleína (1%)
Agua destilada
Ioduro de potasio (KI al 15%)
Solución indicadora de almidón (1%)
Tiosulfato de sodio (0.1N)
Solución de cloroformo
Reactivo de WIJS
Isooctano
Anisidina
Reactivo BF₃
Cloruro de sodio (NaCl)

3.6.3. Materiales complementarios:

Probetas (50 y 60ml)
Vasos precipitados (500 y 1000ml)
Tubos de reacción
Tubo capilar
Termómetro de mercurio
Pipeta de (1, 2, 5, 10) ml
Erlenmeyer y buretas
Pinzas de metal y madera
Gradilla de tubos de ensayo para (8) tubos
Papel aluminio
Placas Petri
Mechero de bunsen
Fiola de 25 ml

Mesas de acero inoxidable
Envases de plástico y acero inoxidable
Jarras graduadas
Bolsas de polipropileno de alta densidad
Tela de poliseda

3.6.4. Equipos e instrumentos:

Equipo: Molino de manivela.

Equipo: Molino de martillo con tamiz variable de 1, 2 y 3mm de orificio, tiene un ciclón recuperador con motor eléctrico trifásico de 5Hp y 220 V, sin modelo. Marca Vulcano fabricado por "Tecnología Aplicada E.I.R.L.", Huancayo – Perú.

Equipo: Prensa hidráulica de 2Hp, 220V trifásico, Fabricado en Perú.

Equipo: Termobalanza, Marca. Precisa, Modelo XM50.

Equipo: Balanza, Marca: Precisa, Modelo: 4200 C, Serie: 321LX, Rango MAX. 4200 gr. MIN. 0,5 gr, e = 0,1 gr.

Equipo: Centrífuga, Marca. SIGMA, Modelo: 2 - 16, Velocidad: 15000 rpm, Motor: 1 HP Eléctrico.

Equipo: Balanza Analítica, Marca: Precisa, Modelo. 220 A, Serie. 321 LX, Rango MÁX. 220 gr. MIN. 0,01 gr. e = 0,001 gr.

Equipo Rancimat, Marca: Metrohm, Modelo 743, Suiza.

Equipo: Espectrofotómetro, modelo V670 de doble Haz.

Equipo: Densímetro Digital Rudolph DDM 2911

Equipo: Colorímetro Konica-Minolta CR-400

Equipo: Viscosímetro brookfield DV III ultra, programable.

Equipo: Cromatógrafo de Gases, Shimadzu, modelo GC-2010, Japón.

3.6.5. Proceso para la extracción de aceite de semillas de Moringa (*Moringa oleífera*):

3.6.5.1. Recepción de materia prima:

Se utilizó semillas de moringa desvainadas procedentes del distrito de Salas - Lambayeque.

3.6.5.2. Limpieza:

Esta etapa consiste en despojar a las semillas de partículas indeseables que aun permanezcan en los mismos, entre los cuales incluyen hojas pequeñas, vainas, pequeñas ramas y otros materiales extraños.

3.6.5.3. Remoción de la cascarilla (Descascarillado):

La semilla se descascaro de manera manual, utilizando un molino de manivela, ejerciendo una leve presión para evitar dañar la semilla. Luego se procedió a separar manualmente la semilla descascarada.

3.6.5.4. Acondicionamiento:

La semilla descascarada se molió en un molino de martillo con tamiz variable 3mm de orificio a fin de reducir el tamaño de las partículas para aumentar el desprendimiento del aceite contenido en los mismos; se determinó la humedad de las semillas en una termobalanza el cual fue de $8.54 \pm 02\%$, estando dentro de lo recomendado por Navas P., (2010) de $<10\%$.

3.6.5.5. Pesado:

Se procedió a pesar 3600 ± 10 g de semilla de *Moringa oleífera* molida en una Balanza, Marca: Precisa, Modelo:

4200 C, el cual se dividió en 6 partes de $600\text{g} \pm 0.1\text{g}$ para el proceso discontinuo de prensado.

3.6.5.6. Prensado en frio:

La extracción mecánica del aceite de *Moringa oleífera* se llevó en 6 etapas a 25°C en una prensa hidráulica de 2Hp, 220V trifásico, Fabricado en Perú.

La semilla es colocada con una tela de poliseda en el cesto de extracción de acero inoxidable, luego se monta en el equipo para iniciar el proceso de prensado a razón de 360 ± 10 bar por 25 minutos; el aceite crudo extraído y filtrado por los orificios perforados cesto de extracción, es recogido en una probeta, al final de la etapa de prensado se desmonta el equipo y se retira el turtó, tortum o torta residual. La cantidad de aceite obtenido fue determinada gravimétricamente y expresada como porcentaje en peso (g aceite/100 g de semilla).

3.6.5.7. Centrifugación del aceite virgen:

Se llevó a cabo en el “Laboratorio de Investigación y Desarrollo de Productos Agroindustriales” y consistió en someter el aceite a 3000 rpm por un tiempo de 20 minutos a 25°C en una Centrifuga Sigma modelo 2-16PK. Se eliminó el material solido o impurezas (sedimento) y se almacena el aceite clarificado (sobrenadante).

3.6.5.8. Envasado y almacenamiento del aceite virgen de *Moringa oleífera*:

El aceite de moringa obtenido a través de la extracción mecánica por prensado y clarificado por centrifugación fue

almacenado en un recipiente de vidrio oscuro, bajo atmosfera de nitrógeno a $4\pm 1^\circ\text{C}$.

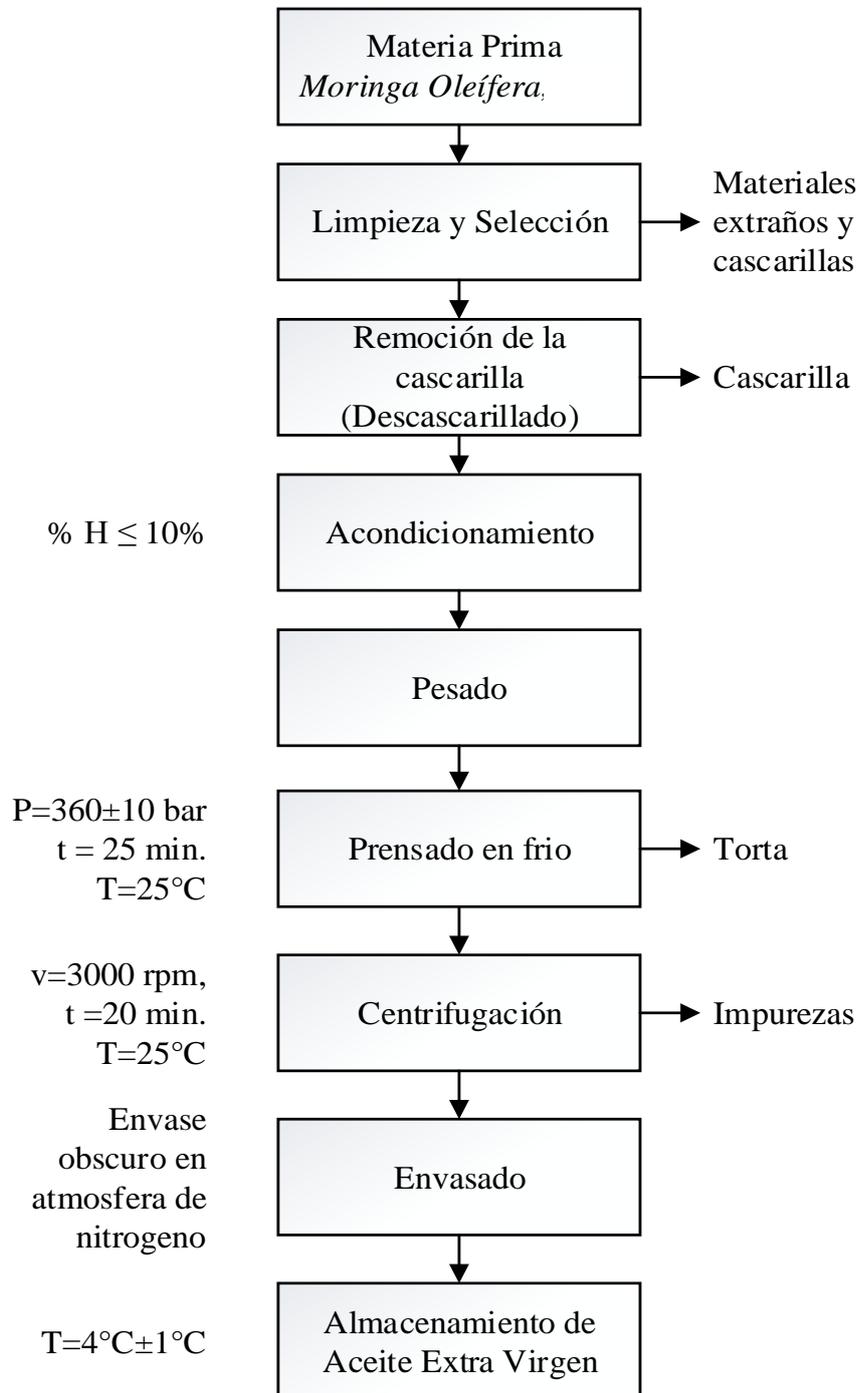


Figura 3.1

Diagrama de flujo para la extracción de aceite de semillas de *Moringa oleífera*.

Fuente: *Elaboración propia*.

3.6.6. Análisis fisicoquímicos del aceite virgen de semillas de Moringa (*Moringa oleífera*):

3.6.6.1. Humedad:

La humedad de las semillas de Moringa (*Moringa oleífera*), se determinaron en una Termobalanza, Marca. Precisa, Modelo XM50.

3.6.6.2. Densidad:

La densidad se determinó en un Densímetro Digital Rudolph DDM 2911.

3.6.6.3. Índice de refracción:

Para determinar el índice de refracción se empleó el método de la AOCS Cc 7-25, utilizando un refractómetro Abbé calibrado con agua destilada a 20°C y trabajando a 25°C.

3.6.6.4. Índice de peróxido:

Es considerado uno de los métodos más comunes para determinar el grado de deterioro oxidativo de las grasas y aceites, Los resultados se expresan como mili equivalentes de oxígeno activo por kilogramo de aceite que producen la oxidación del yoduro a yodo en unas condiciones determinadas. En la reacción, que tiene lugar en medio ácido, se libera un mol de yodo por cada mol de oxígeno peroxídico. El yodo liberado se valora con una disolución de tiosulfato sódico utilizando almidón como indicador.

Procedimiento:

- Pesar 5g de muestra grasa (o aceite) homogenizada en un Erlenmeyer de 250 ml con tapa de vidrio.
- Añadir 30 ml de solución de ácido acético (HOAC-CHCL) cloroformo y agitar hasta que se disuelva.
- Añadir 0.5 ml de solución saturada de KI, agitar vigorosamente.
- Dejar reposar en la obscuridad durante 2 minutos.
- Añadir 30 ml de agua destilada.
- Titular con tiosulfato de sodio 0.1 N, agitando vigorosamente hasta que el color amarillo casi desaparezca.
- Adicionar 0.5 ml de solución de almidón al 1%.
- Continuar titulando hasta desaparición del color azul. Si se gasta una cantidad menor a 0.5 ml de tiosulfato repetir la determinación con tiosulfato 0.01 N.
- Hacer un blanco con los reactivos utilizados.

$$\text{Índice de peróxido} = \frac{N \times V \times 56.1}{P} \quad \text{Ec. 01}$$

Dónde:

V: Es el volumen de densidad de tiosulfato empleado en la valoración (mL).

N: Es la normalidad exacta de la disolución de tiosulfato sódico empleada

P: Es el peso de la muestra (g)

3.6.6.5. Índice de acidez:

Es uno de los valores más importantes, pues permite definir la calidad del aceite. Los aceites demuestran su acidez según el grado de hidrólisis de sus ácidos grasos.

Este método mide la cantidad de ácidos grasos libres en la materia grasa, de acuerdo a esto se estima la cantidad de muestra a analizar. Existen diferentes procedimientos normalizados (AOCS Cd 3d-63, ISO 660:1996, UNE 55.001 y 55.063, AFNOR 60.221, IUPAC 2.201), que difieren únicamente en algunos detalles. La valoración debe realizarse siempre con una solución etanólica de hidróxido de potásico (KOH) o hidróxido de sodio (NaOH) con una concentración conocida de (0,1 o 0,5 N), utilizando como indicador a la fenolftaleína.

Procedimiento:

- Pesar la muestra debidamente homogenizada en un erlenmeyer de 250 ml.
- Añadir 50 ml de alcohol neutralizado y agregar unas gotas de indicador de fenolftaleína.
- Titular con NaOH 0.1 N hasta un ligero color rosa.
- Anotar el gasto al álcali y calcular el índice de Acidez

$$\text{Índice de acidez} = \frac{G \times N \times 56.1}{W} \quad \text{Ec. 02}$$

$$\% \text{ A. G. L.} = \frac{G \times N \times 28.2}{W} \quad \text{Ec. 03}$$

Dónde:

A.G.L.: Ácidos Grasos Libres

G: Gasto de Hidróxido de Sodio

N: Normalidad

W: Peso de la Muestra

3.6.6.6. Índice de yodo:

El índice del Iodo es una medida del número de dobles enlaces en las cadenas de ácidos grasos. El índice de yodo se define como el porcentaje de halógeno expresado en Iodo, que es absorbido por la grasa, es decir, el número de gramos de Iodo que es absorbido por 100 g de grasa bajo condiciones de tratamiento con Monocloruro de Iodo.

Procedimiento:

- Pesa exactamente con aprox. de 0.1 mg la cantidad de muestra aproximada en un 250 ml.
- Añadir 20 ml. de tetracloruro y 25 ml. de reactivo de Wijs.
- Dejar un reposo 30" en un lugar oscuro.
- Añadir 20 ml. de solución de Ioduro de Potasio el 15 % y 100 ml. de agua destilada, agitar.
- Titular con solución de Tiosulfato de Sodio 0.1 N empleando Almidón como indicador, hasta conseguir la desaparición del color azul.

$$II = \frac{(B - M) \times N \times 12.69}{W} \quad \text{Ec. 04}$$

Dónde:

II = Índice de Iodo

M = ml. de la solución gastada de tiosulfato en la muestra.

B = ml. de la solución gastada de tiosulfato en el blanco.

N = Normalidad de la solución de tiosulfato.

W = Gramos de muestra de aceite empleada.

3.6.6.7. Índice de estabilidad oxidativa (OSI):

Se utilizara el método AOCS Cd 12b-92 en el Metrohm Rancimat 743, el cual consta de las siguientes etapas:

A. Preparación de la muestra:

Se pesó aproximadamente (3.0 ± 0.1 g) de aceite virgen de moringa (*Moringa oleífera*) por cada tubo de reacción.

B. Celda conductimétrica integrada:

Se colocaron los electrodos (lavados rigurosamente con agua destilada, luego con alcohol 98° y rociados con nitrógeno). La celda de medida de la conductividad está integrada en la tapa del recipiente de medida. Al colocar la tapa sobre el recipiente, la celda se sumerge en el agua y está inmediatamente en la posición correcta. Al mismo tiempo se produce el contacto con la electrónica del aparato.

C. Análisis Rancimat:

Se realizó de acuerdo a las siguientes condiciones:

Temperatura del bloque calefactor 130, 140 y 150 °C.

Flujo de aire 15, 20 y 25 L/h.

Volumen de agua destilada 60ml

Conductividad de agua destilada 1.2 μ s/cm

3.6.6.8. Vida útil:

Empleando el método de extrapolación a temperaturas de almacenamiento (20, 25 y 30°C), estableciéndose una

relación matemática entre los valores de OSI y la temperatura (130, 140 y 150 °C) a diferentes flujos de aire (15, 20 y 25 L/h), utilizados en el equipo Rancimat, tal como lo han señalado para aceites vegetales, *Nakatani et al. (2001)*, *Méndez et al. (1996)* y *Navas P. (2010)*.

$$OSI = 10^{AT+B} \quad Ec.07$$

Luego se hace la transformación de la ecuación 1 para obtener la ecuación 2:

$$\text{Log}(OSI) = AT + B \quad Ec.06$$

Donde, A representa el coeficiente de temperatura, que indica que tan susceptible es el aceite virgen al aumento o disminución de la temperatura durante el ensayo de oxidación acelerada, dicho valor es calculado a partir de la pendiente de las rectas que se obtienen al representar el logaritmo decimal de OSI en función a la temperatura. El termino A y B son las constantes y T es la temperatura en °C.

3.6.6.9. Energía de activación:

Según las consideraciones de *Blaine (1992)* y *García-Ochoa et al. (1989)*, se determinó que a partir de la pendiente de la recta que resulta de representar el logaritmo natural de los valores de OSI contra el inverso de la temperatura absoluta.

$$\text{Ln}(OSI) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{T} \quad Ec.08$$

Donde, OSI es el Índice de estabilidad oxidativa (h), a^* representa en grado de transformación de moléculas insaturadas para el tiempo de inducción, Z es el factor pre-exponencial de la ecuación de Arrhenius, E_a es la Energía de activación (KJ/mol), R representa la constante universal de los gases (8.314 KJ/mol) y T es la temperatura expresada en Kelvin.

3.6.6.10. Composición del aceite virgen de *Moringa oleífera*.

Los componentes del aceite de *Moringa oleífera* virgen se determinaron a una muestra en almacenamiento después de la extracción en frío, se realizó en el cromatógrafo de gases (Shimadzu, modelo GC-2010, Japón), equipado con un detector de ionización de llama (FID) y un muestreador automático Shimadzu AOC-20Si, una columna capilar de sílice SP Rt™ - 2560 (100m x 0,25mm con 0,25µm film) se utilizó helio como gas portador a una velocidad de flujo de 30 ml/min y presión de 261,5 kPa. El Volumen de inyección fue de 1µl. La preparación de los esteres metílicos de los ácidos grasos se realizaron de acuerdo al método FAMES, AOAC 991.39. El método consistió en hacer reaccionar 0,025 g de aceite con 1,5 ml de NaOH 0,5 N a temperatura de 80-90 °C por 5 minutos, luego se enfrió a temperatura de 30-40 °C agregándose 2.0 ml de trifluoruro de boro (BF₃) calentándose a 100°C por 30 minutos, de nuevo se enfrió (30- 40 °C) añadiéndose 1 ml de iso-octano y 5 ml de solución saturada de NaCl, todo bajo una vigorosa agitación y cubierto constantemente con Nitrógeno, se dejó en reposo donde se separa la muestra en dos fases,

la fase orgánica (fase superior) se extrae y se coloca en un vial para análisis en el cromatógrafo de gases.

3.6.6.11. Color Instrumental del aceite de *Moringa oleífera*.

La determinación del color en forma instrumental se realizó con un colorímetro Konica - Minolta CR-400, leyendo con un iluminante de tipo C, obteniendo los factores L^* , a^* y b^* del sistema Hunter. El parámetro a^* representa tonalidades para a^* que van del verde (valores negativos) al rojo (positivos). El parámetro b^* representa tonos azules (valores negativos) y amarillos (positivos). Para ambos parámetros, el cero equivale al gris. A través de la coordenada L^* se representa la luminosidad donde 100 es el blanco, 50 el gris y 0 el negro (Figura 3.2). Artigas et al., (2002).

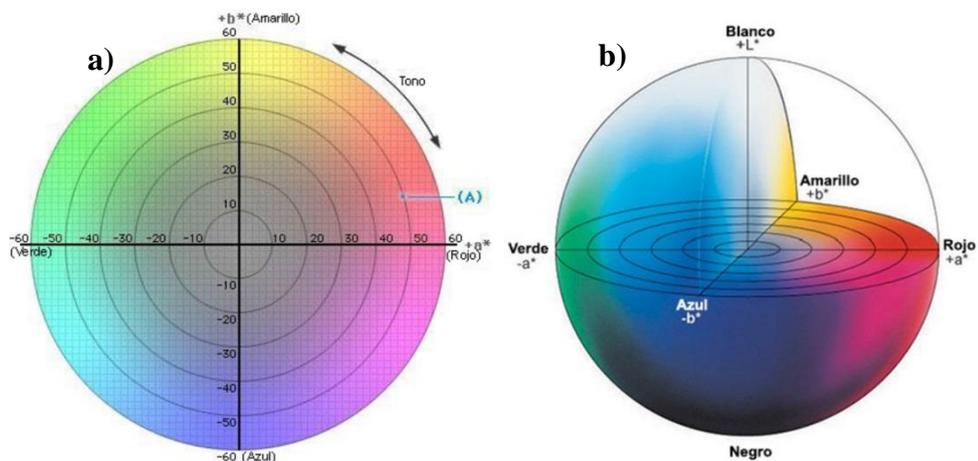


Figura 3.2

a) Diagrama de cromaticidad de $L^*a^*b^*$ y b) representación del solido de colores para el espacio $L^*a^*b^*$.

Fuente: Konica Minolta (2014).

Los parámetros a^* y b^* se utilizan para evaluar la saturación y el tono, utilizando la siguiente expresión:

$$\text{Saturación} = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}} \quad (\text{Ec. 09})$$

$$\text{Tono en variedades Rojas} = \text{arctg} (b^*/a^*) \quad (\text{Ec. 10})$$

$$\text{Tono en variedades Verdes y Amarillas} = a^* + b^* \quad (\text{Ec. 11})$$

3.7. Procedimiento para la recolección de datos:

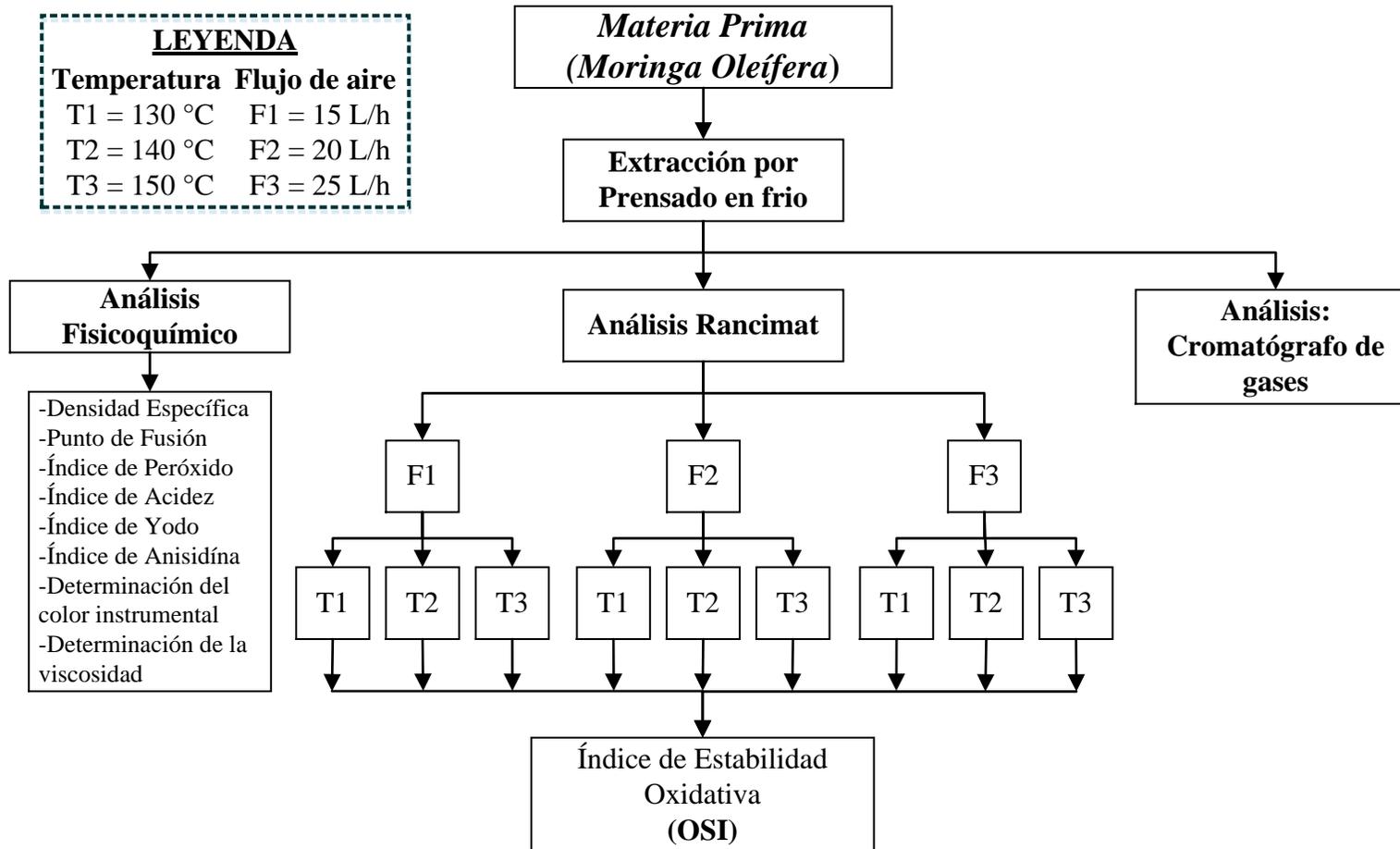


Figura 3.3.
Procedimiento para la recolección de datos.
Fuente: Elaboración Propia

3.8. Descripción de los algunos equipos utilizados:

3.8.1. Prensa hidráulica.

Prensa hidráulica de 2Hp, 220V trifásico, Fabricado en Perú, el procedimiento a seguir para la extracción del aceite inicia con el pesado (aprox. 600g) de la muestra previamente acondicionada, luego se llena el cesto con la muestra sobre la base o plato (parte 7 y 8), pero antes se debe acondicionar una tela de poliseda para poder filtrar el aceite al momento de la extracción y así obtener un aceite con menos impurezas, luego se acopla sobre el embolo móvil, al cual se le aplica presión hidráulica (parte 3) y va subiendo hasta chocar con el embolo fijo y generar presión (parte 10), que finalmente el aceite va filtrando por los orificios del cesto de extracción para deslizarse por el plato hasta la salida (parte 9).

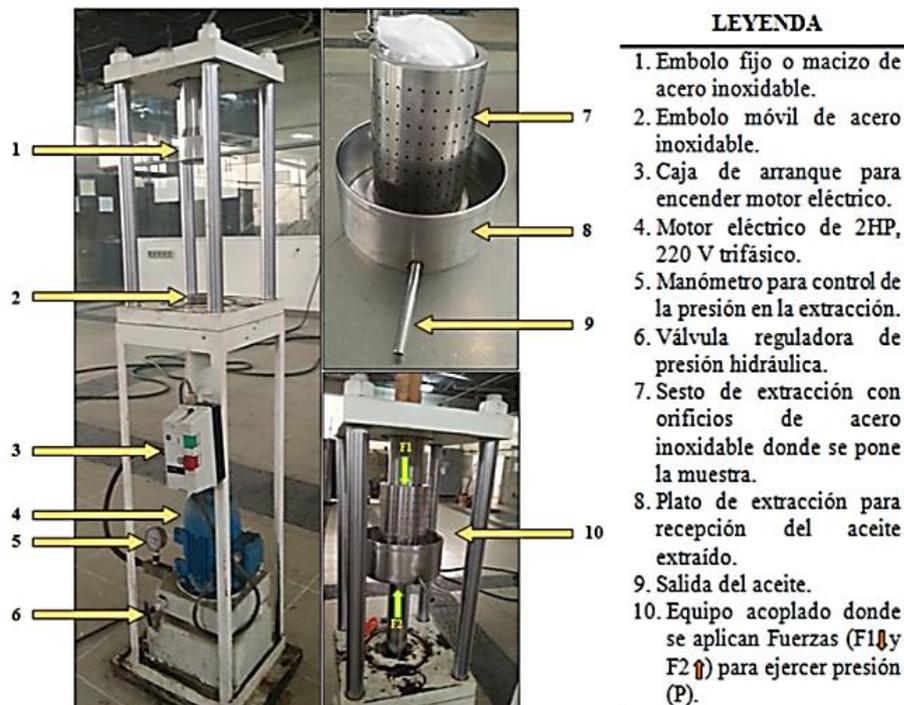


Figura 3.4.

Partes operacionales de la prensa hidráulica de 2Hp, 220V trifásico.

Fuente: Elaboración Propia

3.8.2. Rancimat 743:

El Rancimat 743 es un equipo de medición controlado por PC destinado a la determinación de la estabilidad de oxidación de muestras de aceites y grasas que puede suministrarse en las siguientes variantes:

- 2.743.0014 Rancimat para 230 V, 50...60 Hz
- 2.743.0015 Rancimat para 115 V, 50...60 Hz

El Rancimat 743 está equipado con dos bloques calefactores con 4 puestos de medición cada uno. Cada bloque puede calentarse individualmente; es decir, cada 4 muestras pueden medirse a 2 temperaturas diferentes u 8 muestras a la misma temperatura. Las mediciones en los diferentes puestos de medición pueden iniciarse individualmente.

El servicio del Rancimat 743 se realiza completamente a través de un PC conectado a una interfase RS232 con ayuda del programa de control y evaluación «743 Rancimat». Por cada PC pueden conectarse hasta 4 equipos y, con ello, analizarse simultáneamente hasta 32 muestras. El algoritmo del programa para PC determina de forma completamente automática el punto de inflexión de la curva del Rancimat y, con ello, el tiempo de inducción. Además del tiempo de inducción puede también determinarse el llamado tiempo de estabilidad; es decir, el período de tiempo requerido hasta alcanzar una determinada modificación de la conductividad. En caso de modificaciones de conductividad (fases) que no estén relacionadas con el proceso de auto oxidación puede suspenderse la evaluación durante determinados intervalos de tiempo. Los resultados conseguidos pueden procesarse matemáticamente con

posterioridad. En particular, los tiempos de inducción pueden convertirse conforme a las temperaturas estándar de las correspondientes normas.

Cada curva del Rancimat puede también evaluarse manualmente. A esta finalidad se tiene a disposición el método de tangentes asistido por PC mediante el cual las tangentes pueden aplicarse discrecionalmente a sus curvas.

Los resultados de las evaluaciones se memorizan en conjunto con todos los datos de los métodos y de las determinaciones en una base de datos. En la parte del programa destinada a la indicación de los resultados pueden buscarse, clasificarse, filtrarse, exportarse e imprimirse las determinaciones. Además de la indicación gráfica de las curvas únicas y múltiples, es también posible realizar cálculos posteriores con parámetros modificados y la extrapolación de los resultados a una determinada temperatura.

3.9. Análisis Estadístico e Interpretación de los datos:

El diseño que permitió la evaluación de la dependencia de las variables independientes (Flujo de aire (L/h) y Temperatura (°C)) en función al resultado alcanzado por la variable dependiente (Índice de Estabilidad oxidativa (OSI)), fue de tipo experimental. Se empleó el diseño estadístico D-óptimo, tipo de estudio "Factorial" o modelo factorial DCA, logrando una matriz de 12 tratamientos experimentales (Cuadro 4.8), obtenida a partir del Software Estadístico Design-Expert 7.

3.10. Criterios éticos:

Durante la investigación se recolectó información muy importante de diferentes fuentes: libros, revistas, páginas web, trabajos virtuales (Tesis), entre otros; respetando los Derechos de Autor. Así como se demuestra en las citas bibliográficas de varios párrafos de la investigación.

3.11. Criterios de rigor científico:

Para la metodología (métodos y técnicas) del proyecto de investigación se tomó en cuenta ciertos parámetros establecidos según investigaciones anteriores, respetando a cabalidad la información científica que nos muestran los diferentes autores, estos han sido seleccionados según estudios relacionados con nuestro tema de investigación.

Teniendo en cuenta las normas del codex alimentarius, NTP, AOAC, etc.:

3.11.1. Codex alimentarius:

CODEX STAN 19-1981 “Norma Del Codex Para Grasas Y Aceites Comestibles No Regulados Por Normas Individuales”.

3.11.2. Normas técnicas peruanas:

NTP 209.006:1968 (ACEITES Y GRASAS COMESTIBLES. Método de determinación del índice de peróxido).

NTP 209.008:1968 (ACEITES Y GRASAS COMESTIBLES. Método de determinación del índice de yodo. Método Wijs).

NTP 209.011:1966 (ACEITES Y GRASAS COMESTIBLES. Método para determinar la composición de los ácidos grasos por cromatografía de gases).

NTP 209.096:1975 (GRASAS COMESTIBLES. Determinación del punto de fusión, método Wiley).

3.11.3. Normas AOCS:

OSI, AOCS Cd 12b-92 (Método para determinar el Índice de Estabilidad Oxidativa).

AOCS Cc 7-25 (Método para determinar el índice de refracción de los aceites).

AOCS Cd 3d-63, ISO 660:1996, UNE 55.001 y 55.063, AFNOR 60.221, IUPAC 2.201, (métodos para la determinación del índice de acidez de aceites).

IV. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS

4.1. Acondicionamiento de la materia prima.

Siguiendo con la secuencia de las operaciones indicadas en la Figura 3.1, y descritas en el capítulo III, se procedió a realizar el acondicionamiento de la materia prima, la misma que se realiza con la finalidad de eliminar partículas extrañas y realizar la molienda de la muestra.

Cabe resaltar que la molienda de la semilla se realizó en un molino de martillo de 5Hp y 220 V, marca Vulcano con tamiz de 3.0 mm a fin de reducir el tamaño de las partículas para aumentar el desprendimiento del aceite contenido en los mismos; se determinó la humedad de la harina en una termobalanza modelo Precisa XM50, el cual fue de 8.54 ± 0.02 %, estando dentro de lo recomendado por Navas P., (2010) de $\leq 10\%$ para la extracción de aceite.

En el proceso de molienda (Figura 4.1) ingresó 6.15 kg de semillas de *Moringa oleífera*, es decir el procedimiento tubo un rendimiento del 94.87% ya que hubo una acumulación y perdida durante el proceso de 268g y obteniendo 5.882g de harina molida, de la cual solo se procesó el 61.2% en la extracción de aceite, es decir, 3.6 kg de semilla molida.

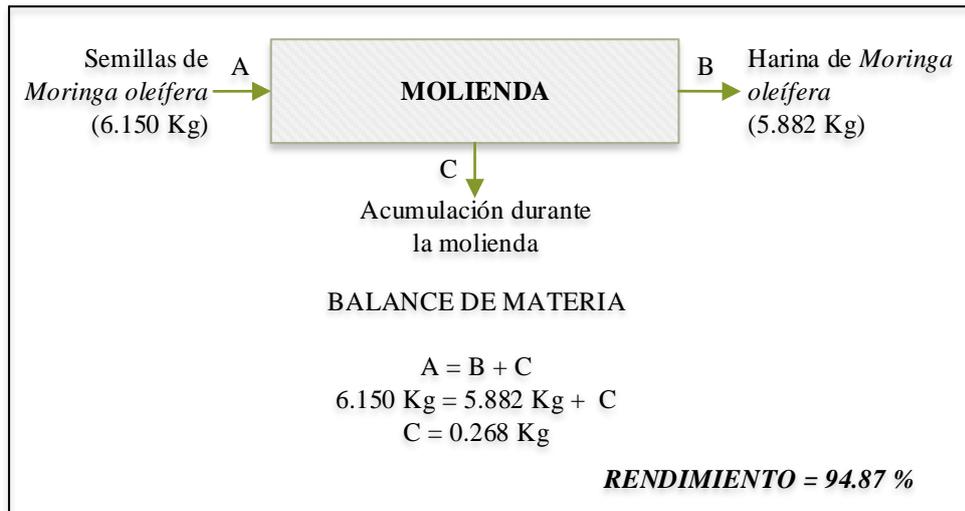


Figura 4.1
Balace de materia en la operación unitaria de Molienda de las semillas de Moringa oleífera.
Fuente: *Elaboración propia.*



Figura 4.2
Recepción de la materia prima semillas de Moringa oleífera.



Figura 4.3
Rompiendo la cascara de la semilla de moringa, mediante un leve prensado en un molino de manivela.



Figura 4.4
Descascarillado de la semilla de Moringa oleifera.



Figura 4.5
Semilla descascarillada de Moringa oleifera.



Figura 4.6
Molienda de la semilla de Moringa oleifera, en un molino de martillo .



Figura 4.7
Semilla molida de Moringa oleifera, en un molino de martillo.



Figura 4.8
Medición de la humedad de la harina de las semillas de Moringa oleifera, en un equipo termobalanza modelo Precisa XM50.

4.2. Extracción del aceite virgen de moringa.

El prensado en frío se realizó en la “Planta de Alimentos” de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM), La Molina – Lima, en una prensa hidráulica de 2Hp, 220V trifásico, fabricado en Perú, a una presión constante de 360 ± 10 bar por 25 minutos a $\leq 27^\circ\text{C}$, esta temperatura es fundamental ya que para ser considerado como aceite virgen no puede emplearse temperaturas de extracción superiores a los 27°C según *Navas P., (2010)*.

En esta fase se realizó el pesado de 3600 ± 10 g de la harina de semillas de moringa, el cual se dividió en 6 partes de $600\text{g} \pm 0.1\text{g}$ para el proceso discontinuo de prensado en frío.

La semilla molida fue colocada con una tela de poliseda en el cesto de extracción de acero inoxidable a una humedad de $8.54 \pm 0.2\%$ luego se monta en el equipo para iniciar el proceso de prensado a razón de 360 ± 10 bar por 25 minutos; el aceite crudo extraído por los orificios perforados del cesto, es recogido en una probeta de vidrio Pirex de 100ml, al final de la etapa de prensado se desmonta el equipo y se retira el turtó, tortum o torta residual. La cantidad de aceite obtenido fue determinada gravimétricamente y expresada como porcentaje en peso (g aceite/100 g de semilla); el procedimiento demostró un rendimiento del 22.89% (Figura 4.9).

La centrifugación del aceite virgen se llevó a cabo en el “Laboratorio de Investigación y Desarrollo de Productos Agroindustriales” de la Universidad nacional del Santa (UNS) y consistió en someter el aceite a 3000 rpm por un tiempo de 20 minutos a 25°C en una Centrifuga Sigma modelo 2-16PK. Se eliminó el material sólido o impurezas (sedimento) y se

almacena el aceite clarificado (sobrenadante), el rendimiento de esta operación unitaria fue de 96.12% (Figura 4.10).

El envasado del aceite virgen de Moringa se realizó en un recipiente de vidrio obscuro, bajo atmosfera de nitrógeno y almacenado a $4\pm 1^{\circ}\text{C}$., según lo recomendado por Navas P. (2010).

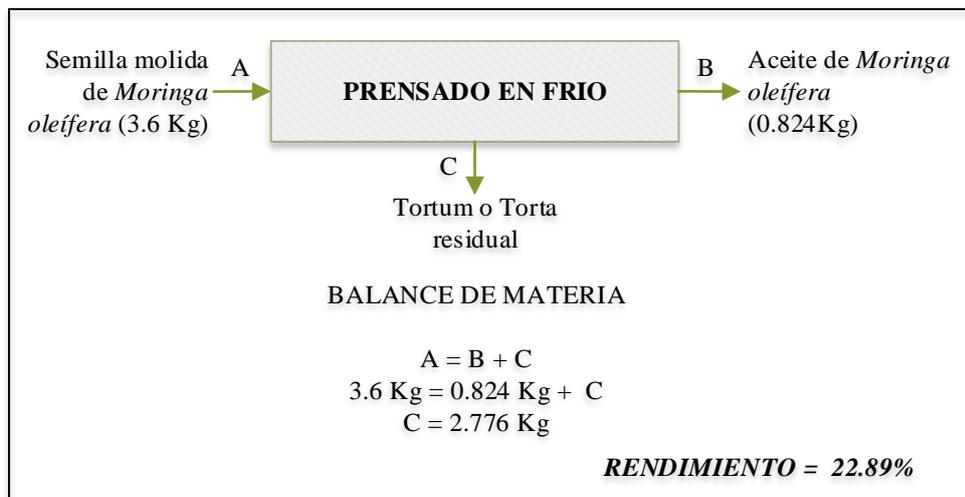


Figura 4.9
Balance de materia en la operación unitaria de Prensado en Frio de la harina de semillas de Moringa oleífera.
Fuente: *Elaboración propia.*

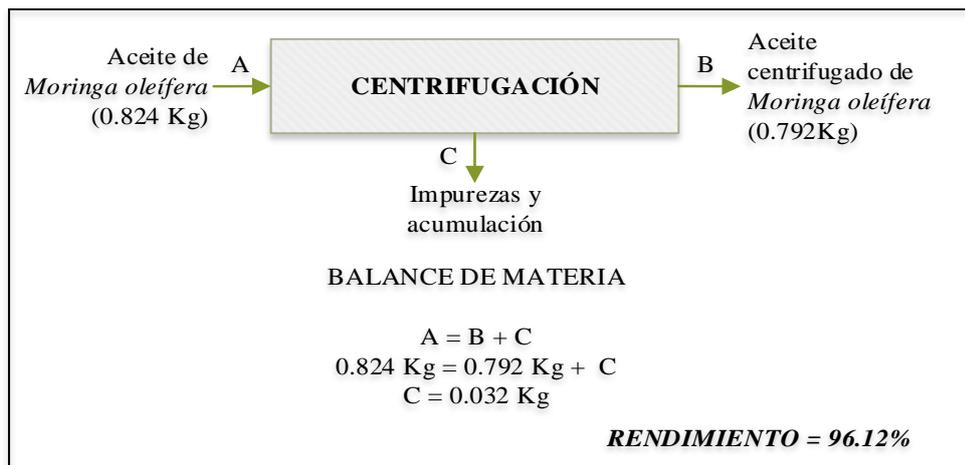


Figura 4.10
Balance de materia en la operación unitaria de Centrifugación del aceite de Moringa oleífera.
Fuente: *Elaboración propia.*



Figura 4.11
Acondicionamiento de la semilla molida de moringa en el equipo de prensado.



Figura 4.12
Extracción por prensado en frío (25°C) de semillas de moringa a una presión de 360 ± 10 bar por 25 min.



Figura 4.13
Obtención del aceite virgen de la semilla de Moringa oleifera.

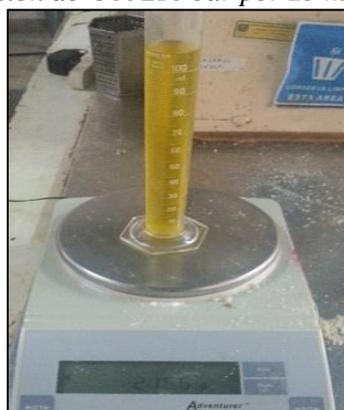


Figura 4.14
Pesado y medición del volumen del aceite virgen de moringa.



Figura 4.15
Acondicionamiento del aceite virgen de moringa antes de la centrifugación.



Figura 4.16
Centrifugación del aceite de moringa a 3000 rpm por 20 minutos a 25°C en una Centrifuga Sigma modelo 2-16PK.



Figura 4.17
Envasado del aceite de Moringa oleífera en envase oscuro.



Figura 4.18
Nitrogenado del aceite de Moringa oleífera.

4.3. Análisis fisicoquímicos del aceite virgen de moringa (*Moringa oleífera*)

Según los resultados que se muestran en el Cuadro 4.1, el aceite virgen empleado en el presente trabajo presentó antes de iniciar la prueba acelerada de oxidación (Test Rancimat); densidad de 0.91 g/cm^3 , valores de viscosidad de 67.775 Cp ; punto de fusión de 23°C ; índice de peróxido (no detectable); índice de acidez, índice de yodo e índice de anisidina de 0.2265% , 66.642 g l/100g de aceite y 2.545 respectivamente,

valores bastante próximos según estudios realizados por *Tsaknis J, et al. (1999)* y *Anwar F y Rashid U. (2007)*

Cuadro 4.1

Análisis fisicoquímicos del aceite de Moringa oleífera.

Análisis	Valor	Unidad
Densidad (24°C)	0.9105	g/cm ³
Viscosidad	67.775	Cp
Punto de Fusión	23	°C
Índice de Peróxido	No detectable	meqO ₂ /kg de aceite
Índice de Acidez	0.2265	%
Índice de Yodo	66.6416	g l/100g de aceite
Índice de Anicidíña	2.545	meqO ₂ /Kg de aceite

Fuente: *Laboratorio de Investigación y Desarrollo de Nuevos Productos de la Universidad Nacional del Santa – Nuevo Chimbote.*

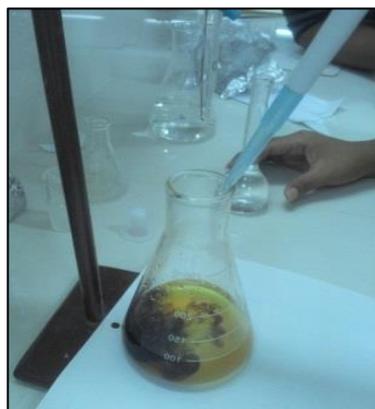


Figura 4.19
Titulación para la determinación del Índice de Yodo



Figura 4.20
Determinación del Índice de peróxido (No detectable)



Figura 4.21
Lectura del espectrofotómetro para determinación del índice de anisidina



Figura 4.22
Titulando con NaOH para la determinación del índice de acidez



Figura 4.23
Determinación de la densidad del aceite de moringa en un densímetro digital Rudolph DDM 2b911.



Figura 4.24
Determinación de la viscosidad mediante la utilización del viscosímetro Brookfield DVIII.

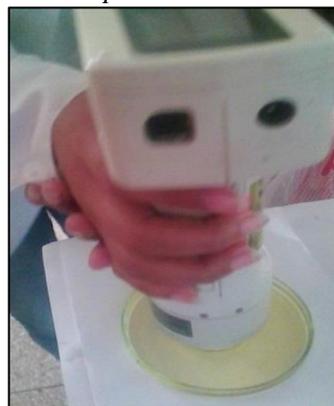


Figura 4.25
Determinación del color mediante un colorímetro AB

El procedimiento para la ejecución de los análisis fisicoquímicos están establecidos en el capítulo III.

4.4. Comportamiento de la estabilidad oxidativa del aceite de moringa, durante la prueba acelerada de Rancimat.

El análisis de la estabilidad oxidativa del aceite de moringa (*Moringa oleífera*) se realizó en el equipo Rancimat modelo 743.

En la Figura 4.26, se muestra las condiciones experimentales de temperatura de: 130, 140 y 150°C; y flujo de aire de: 15, 20 y 25 L/h, que afectan a los valores de Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI), determinados por el tiempo de la variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$) del agua ultra pura en el equipo Rancimat.

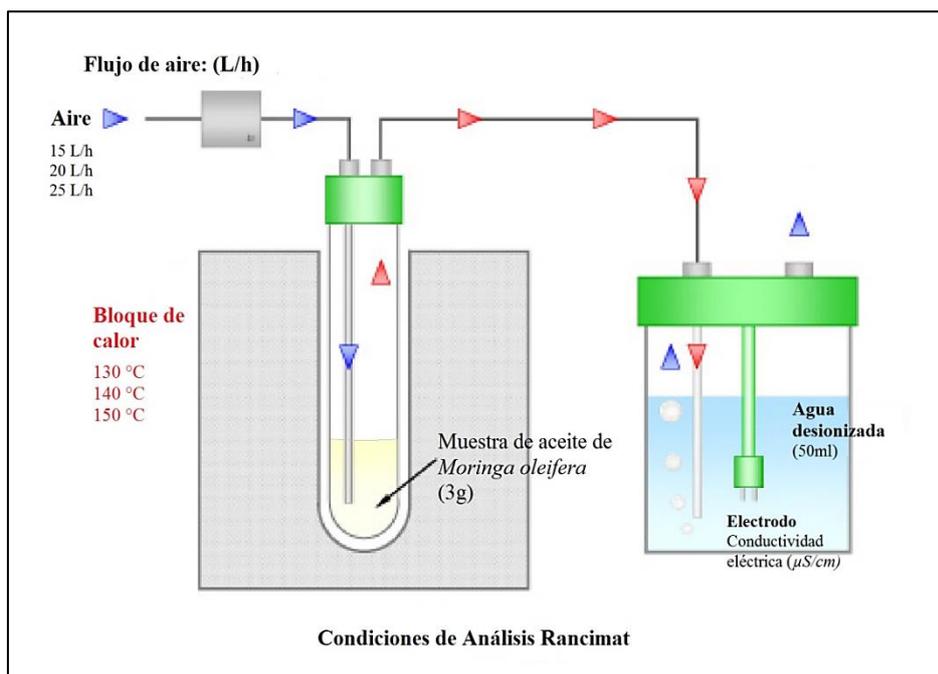


Figura 4.26
Esquema de las condiciones de análisis Rancimat del aceite de moringa (*Moringa oleífera*).

Los resultados promedio (valor OSI en horas) se muestran en el Cuadro 4.2, según Temperatura (°C) y Flujo de aire (L/h).

Cuadro 4.2*Índice de estabilidad oxidativa (OSI) de aceite de Moringa oleífera.*

Flujo de aire (L/h)	TEMPERATURA (°C)		
	130 OSI* ± SD	140 OSI* ± SD	150 OSI* ± SD
15	14.753 ± 0.62	6.747 ± 0.33	3.143 ± 0.02
20	14.420 ± 0.27	7.237 ± 0.21	3.230 ± 0.04
25	14.350 ± 0.29	7.825 ± 0.06	3.470 ± 0.06

(*)OSI: Índice de estabilidad oxidativa (horas) / SD: Desviación estándar

Fuente: *Elaboración propia.*

En el Cuadro 4.2 se muestran que todos los tratamientos tienden a un ligero aumento de los valores OSI como respuesta al incremento en el flujo de aire, esta tendencia ha sido señalada por *Farhoosh R., (2007a)*, mientras que el tiempo de inducción tiende a disminuir con respecto a la variación de la temperatura.

Los gráficos a tiempo real de las variaciones de conductividad eléctrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$) del agua ultra pura en el equipo Rancimat se muestran en las siguientes figuras (Figura 4.27, 4.28, 4.29, 4.30, 4.31, 4.32, 4.33, 4.34 y 4.35) según la variación de las condiciones de temperatura y flujo de aire.

Los cambios de conductividad experimentada por el agua destilada se deben al recoger los ácidos orgánicos volátiles producidos en las etapas finales del acelerado proceso de oxidación del aceite (*Jebe et al., 1993, Méndez et al., 1194*).

A. Variación de la conductividad eléctrica a flujo de aire de 15L/h y a temperaturas de 130, 140 y 150°C.

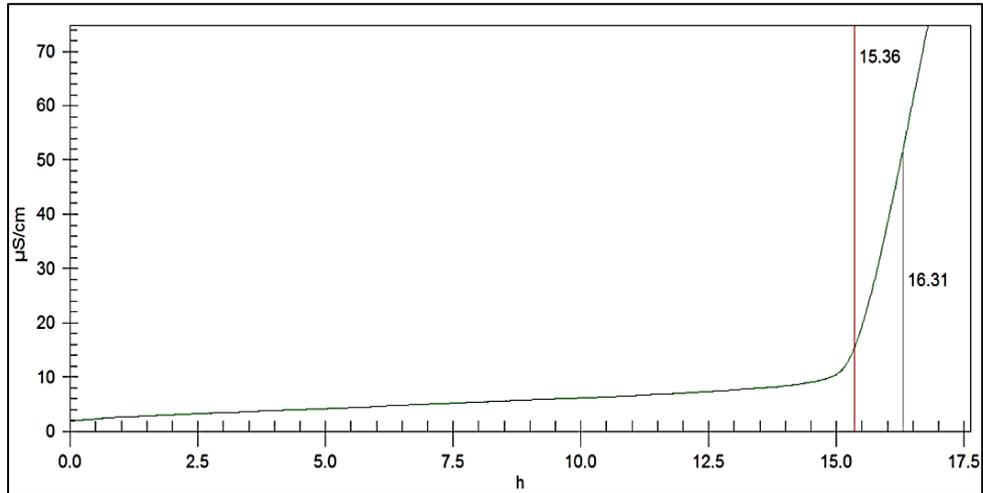


Figura 4.27

Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 130°C y flujo de aire de 15 L/h.

Fuente: Rancimat 743.

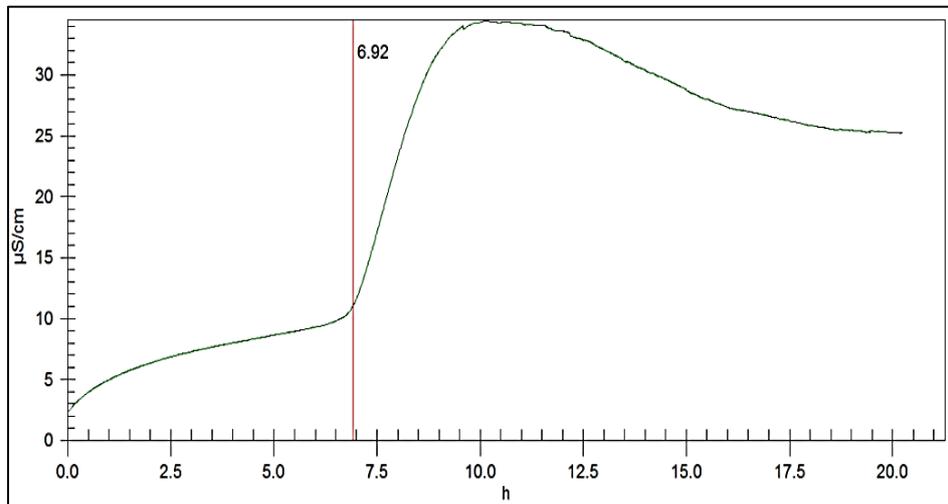


Figura 4.28

Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 140°C y flujo de aire de 15 L/h.

Fuente: Rancimat 743.

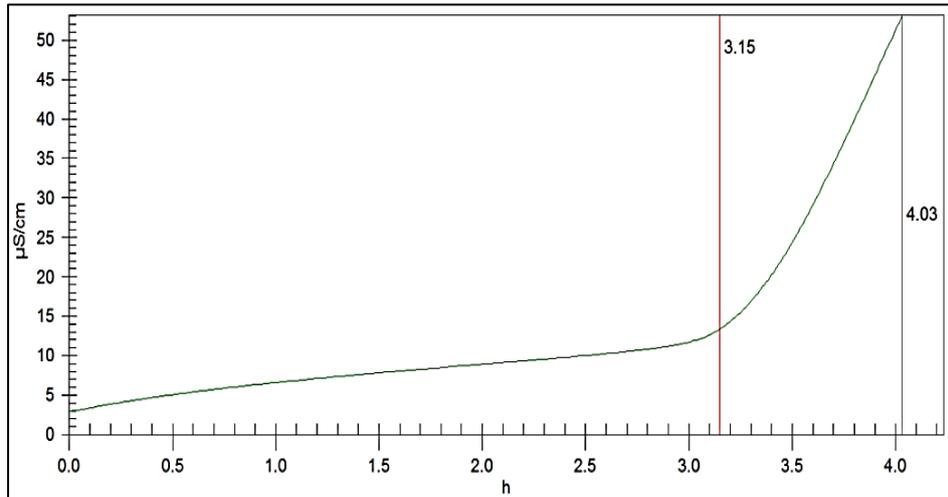


Figura 4.29

Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 150°C y flujo de aire de 15 L/h .

Fuente: *Rancimat 743*.

B. Variación de la conductividad eléctrica a flujo de aire de 20L/h y a temperaturas de 130 , 140 y 150°C .

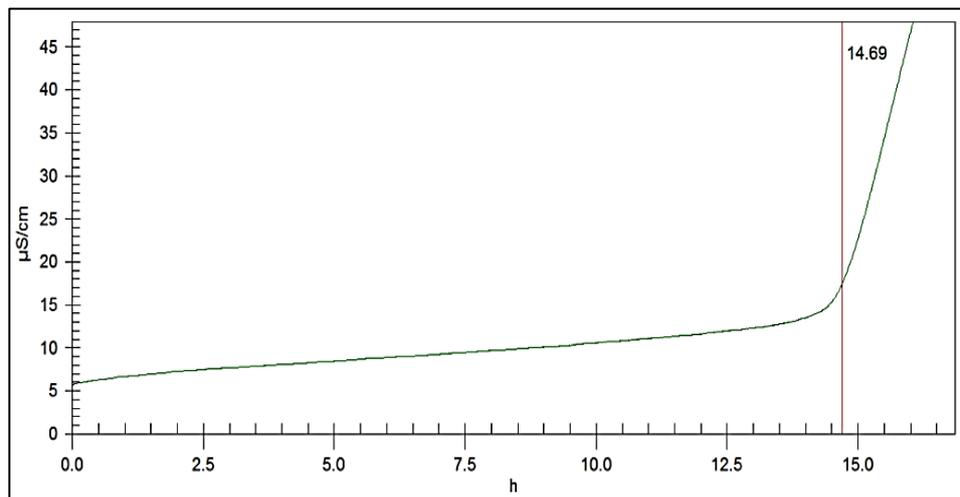


Figura 4.30

Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 130°C y flujo de aire de 20 L/h .

Fuente: *Rancimat 743*.

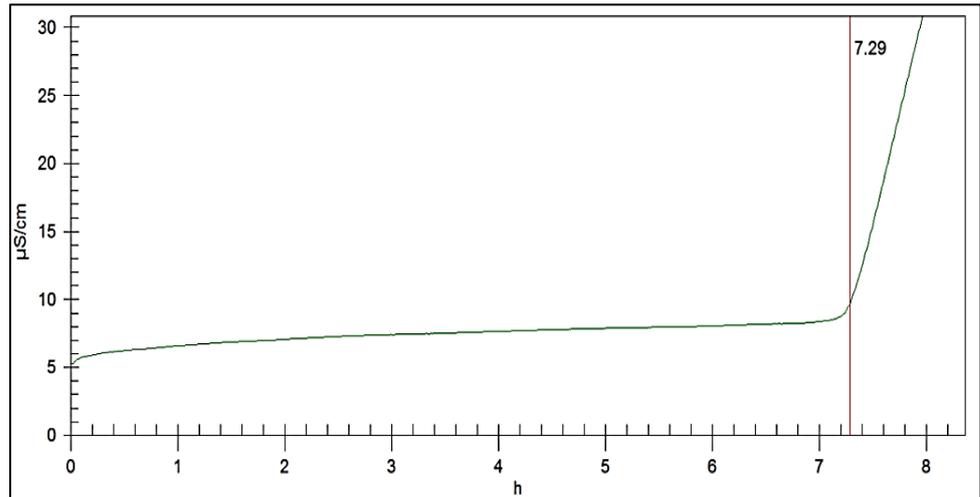


Figura 4.31

Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$) a temperatura de 140°C y flujo de aire de $20\text{ L}/\text{h}$.

Fuente: *Rancimat 743*.

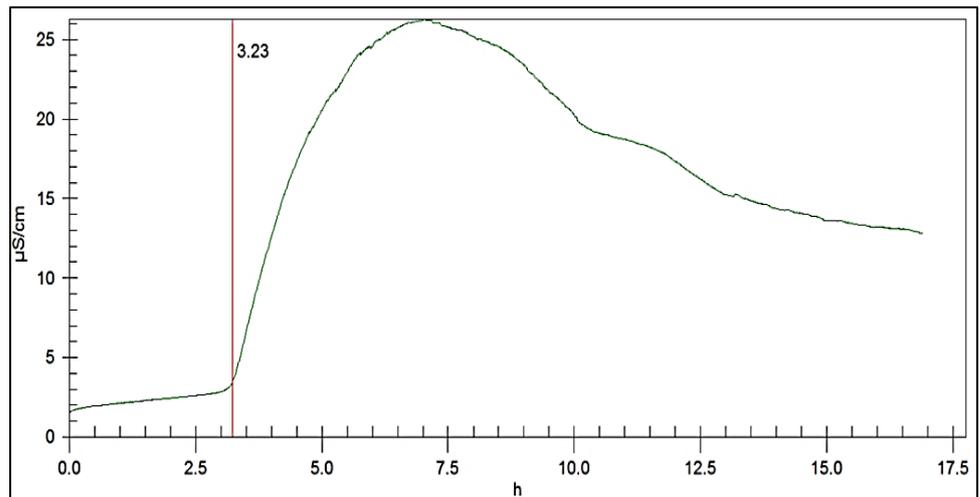


Figura 4.32

Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$) a temperatura de 150°C y flujo de aire de $20\text{ L}/\text{h}$.

Fuente: *Rancimat 743*.

C. Variación de la conductividad eléctrica a flujo de aire de 15L/h y a temperaturas de 130, 140 y 150°C.

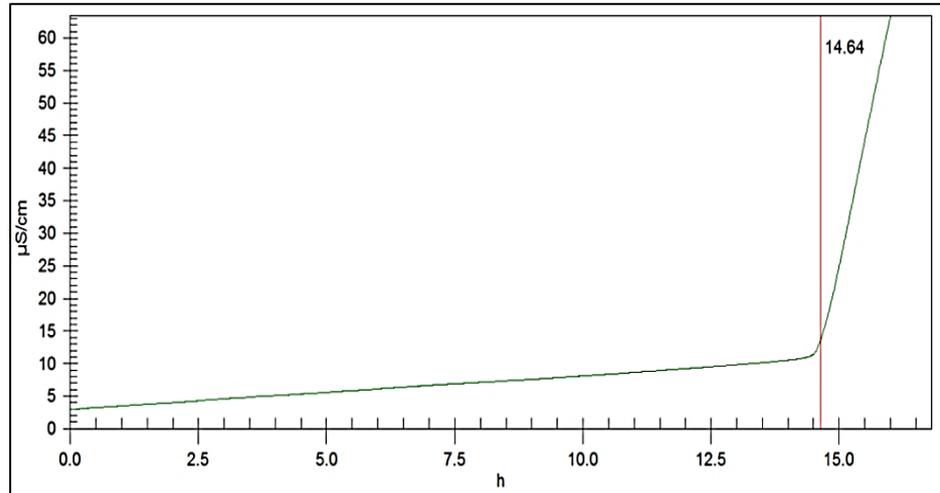


Figura 4.33

Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 130°C y flujo de aire de 25 L/h.

Fuente: Rancimat 743.

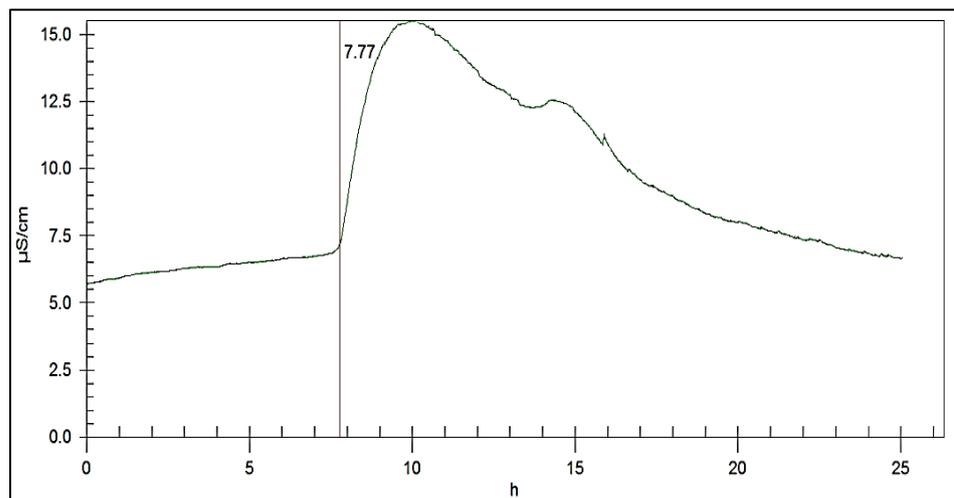


Figura 4.34

Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 140°C y flujo de aire de 25 L/h.

Fuente: Rancimat 743.

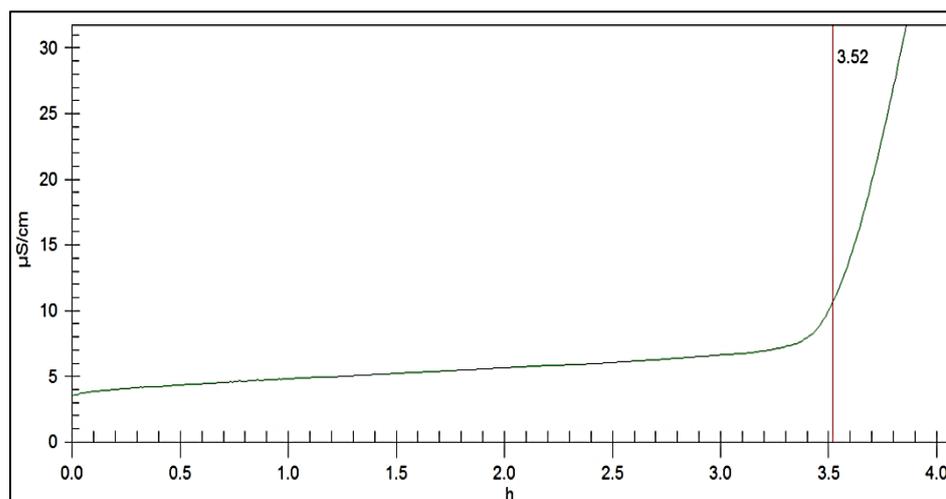


Figura 4.35
 Variación de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S/cm}$) a temperatura de 150°C y flujo de aire de 25 L/h .
 Fuente: *Rancimat 743*.

4.4.1. Determinación de la Vida Útil

En el Cuadro 4.3 se muestra el valor del log (OSI) con respecto a la temperatura y el flujo de aire.

Cuadro 4.3
 Determinación del log del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI)

Flujo de Aire (L/h)	TEMPERATURA ($^{\circ}\text{C}$)		
	130	140	150
15	1.17	0.83	0.50
20	1.16	0.86	0.51
25	1.16	0.89	0.54

Fuente: *Elaboración propia*

En las Figuras 4.36, 4.37 y 4.38 se observa la regresión lineal entre la Temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y el log (OSI) por cada flujo de aire, cuyos valores del coeficiente R^2 están representados entre 0.993 y 1, los valores de A (Coeficiente de temperatura) oscilan entre -0.0308 y -0.0336 y B (Valor empírico) con valores entre 5.1792 y 5.5323 (Cuadro 4.4).

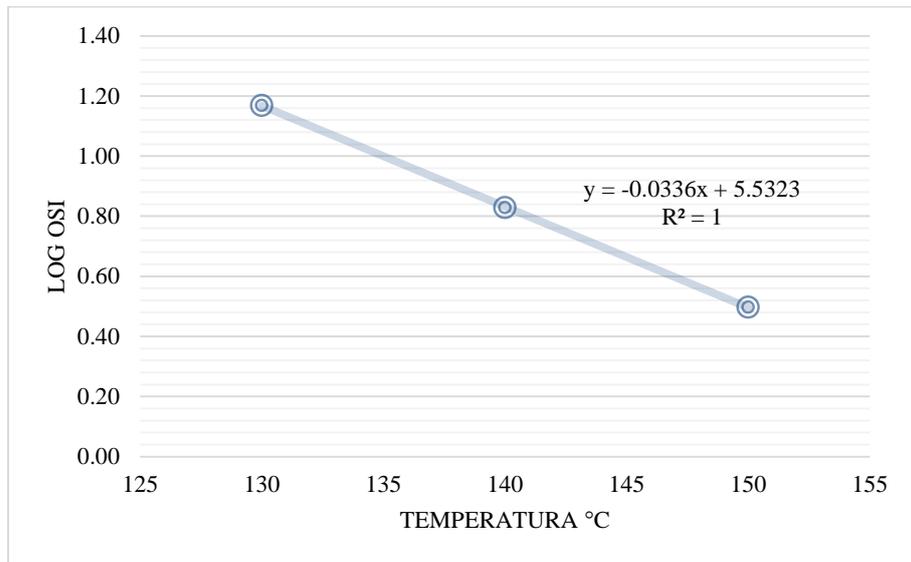


Figura 4.36
Gráfico de regresión lineal (Logaritmo OSI y Temperatura) a flujo de aire de 15 L/h.
Fuente: *Elaboración propia*

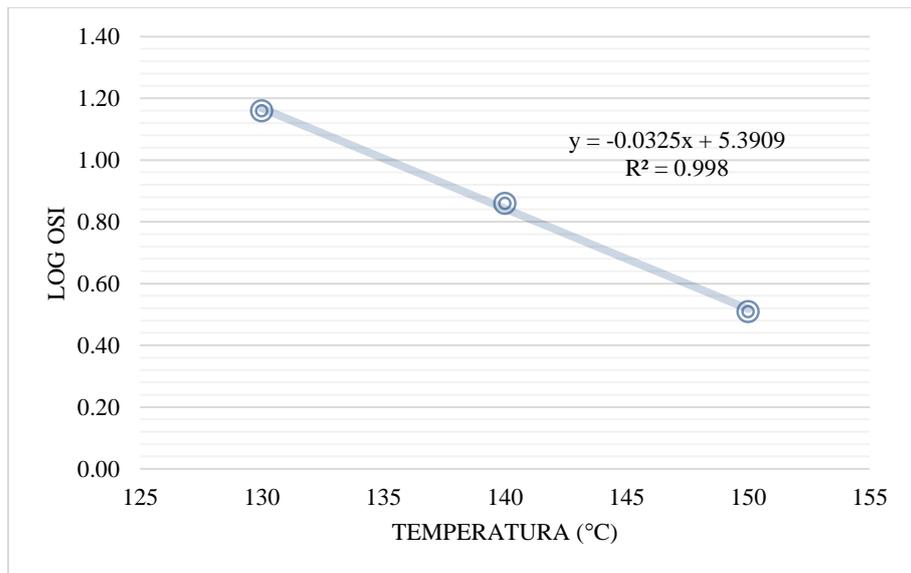


Figura 4.37
Gráfico de regresión lineal (Logaritmo OSI y Temperatura) a flujo de aire de 20 L/h.
Fuente: *Elaboración propia*

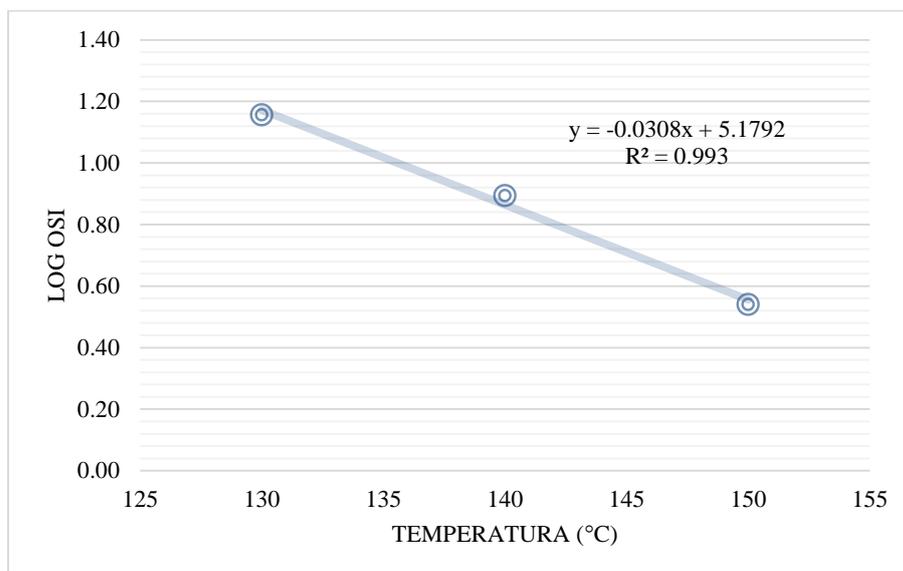


Figura 4.38
Gráfico de regresión lineal (Logaritmo OSI y Temperatura) a flujo de aire de 25 L/h.

Fuente: *Elaboración propia*

Cuadro 4.4

Valores de regresión lineal A y B (Logaritmo OSI y Temperatura)

Flujo de Aire (L/h)	A±SE*(°C ⁻¹)	B±SE*	R ²
15	-0.0336±0.00023	5.5323±0.03280	1.0000
20	-0.0325±0.00147	5.3909±0.20610	0.9980
25	-0.0308±0.00259	5.1792±0.36349	0.9930

(*) SE: Error estándar

Fuente: *Elaboración propia*

En el Cuadro 4.5 se muestra los valores OSI extrapolados o vida útil a temperatura usual de almacenamiento de 20, 25 y 30°C según el flujo de aire de 15, 20 y 25 L/h con resultados de 2054, 1579 y 1067 días respectivamente a flujo de 25L/h, señalando así una fuerte influencia entre los flujos de aire sobre la extrapolación OSI para el aceite de *Moringa oleífera*.

Cuadro 4.5

Valores de extrapolación OSI a temperaturas usuales de almacenamiento de 20, 25 y 30°C.

Flujo de Aire (L/h)	OSI					
	20 °C		25 °C		30 °C	
	Días	Años	Días	Años	Días	Años
15	3023.97	8.28	2054.48	5.63	1395.81	3.82
20	2295.80	6.29	1579.40	4.33	1086.56	2.98
25	1522.22	4.17	1067.45	2.92	748.54	2.05

Fuente: Elaboración Propia

Las Figuras 4.39, 4.40 y 4.41 se muestran los planos semilogarítmicos de extrapolación Rancimat del valor OSI con respecto a temperatura (°C) vs tiempo de inducción (OSI) del aceite de moringa (*Moringa oleífera*) a temperatura usual de almacenamiento de 25 °C las mismas que confirman en el cuadro 4.5, con valores de 2054, 1579 y 1067 a flujos de aire 15, 20 y 25 L/h respectivamente.

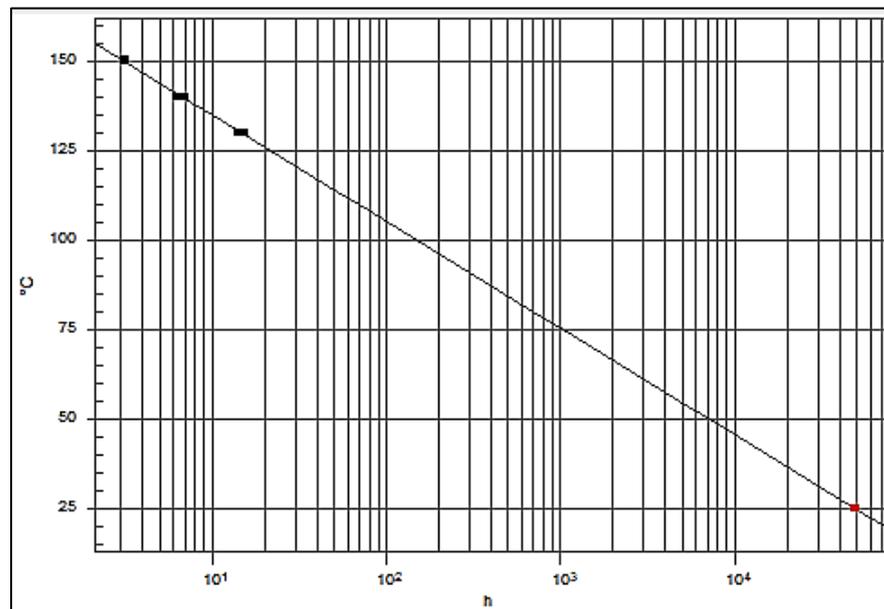


Figura 4.39

Gráfico de extrapolación Rancimat para un flujo de 15 L/h.

Fuente: Rancimat 743.

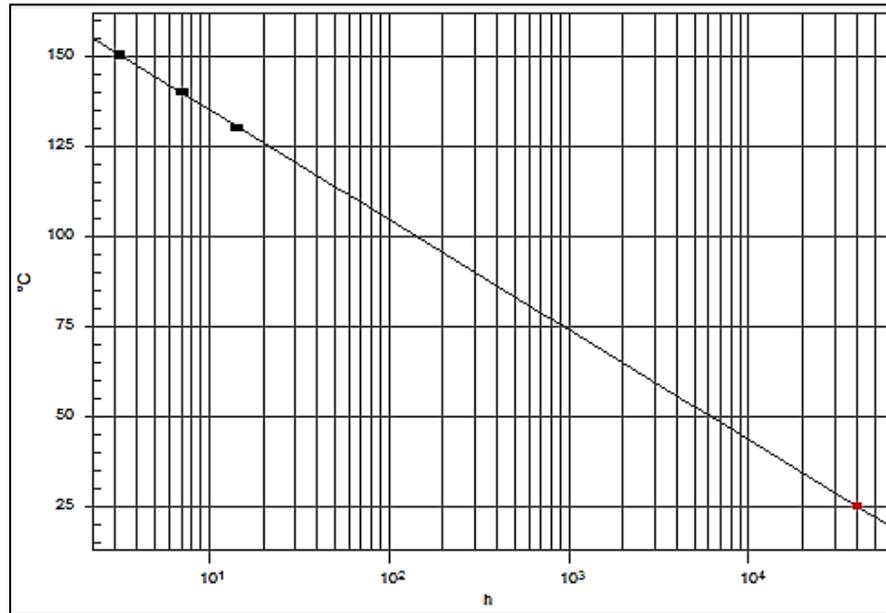


Figura 4.40
Gráfico de extrapolación Rancimat para un flujo de 20 L/h.
Fuente: Rancimat 743.

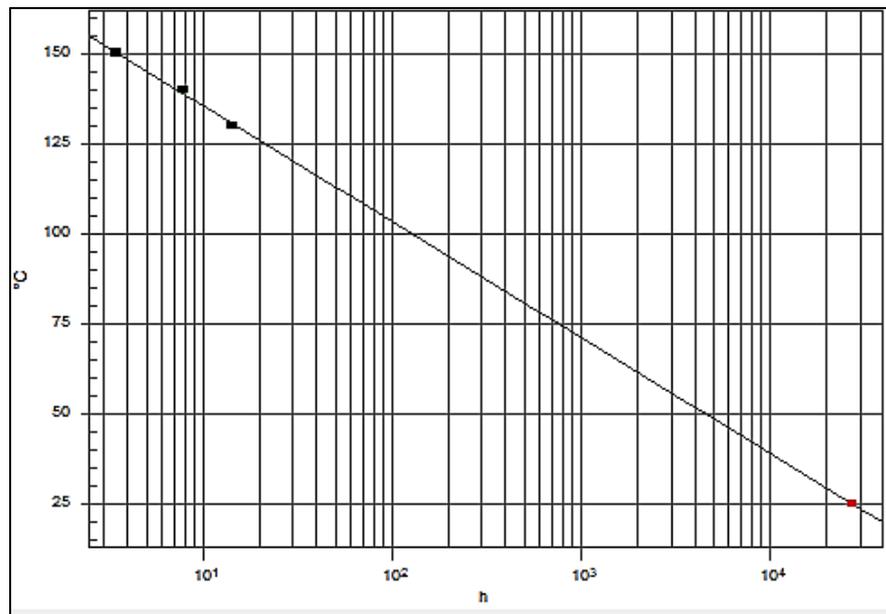


Figura 4.41
Gráfico de extrapolación Rancimat para un flujo de 25 L/h.
Fuente: Rancimat 743.

4.4.2. Determinación de la energía de activación.

En el Cuadro 4.6 se muestra el valor del Ln(OSI) por cada flujo de aire a temperatura de tratamiento (130, 140 y 150°C) expresada en °K.

Cuadro 4.6

Determinación del logaritmo del índice de estabilidad oxidativa, Ln(OSI)

FLUJO DE AIRE (L/h)	TEMPERATURA (°K)		
	403	413	423
15	2.69	1.91	1.15
20	2.67	1.98	1.17
25	2.66	2.06	1.24

Fuente: *Elaboración propia*

En las Figuras 4.42, 4.43 y 4.44 se muestran las gráficas de regresión lineal para el logaritmo de OSI y la temperatura (°K) expresada 1/T con un coeficiente R² entre los valores de 0.9905 y 1.

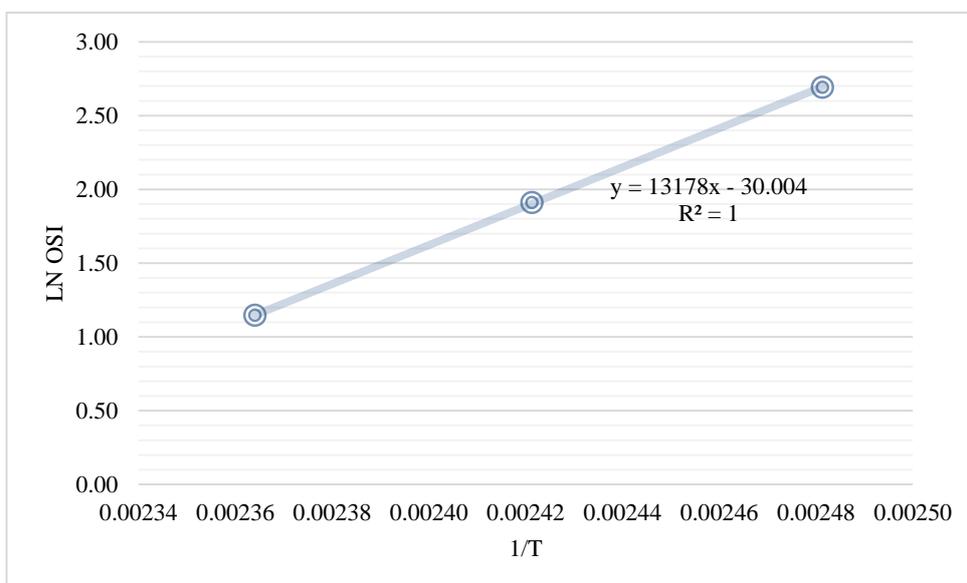


Figura 4.42

Regresión lineal para el Ln(OSI) a flujo de aire de 15L/h.

Fuente: *Elaboración propia*

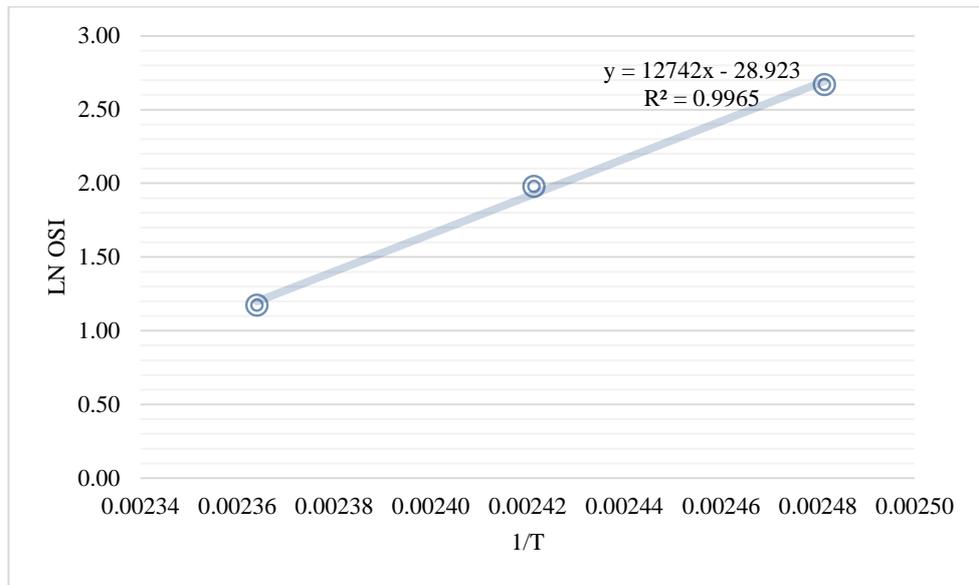


Figura 4.43

Regresión lineal para el Ln(OSI) a flujo de aire de 20L/h.

Fuente: *Elaboración propia*

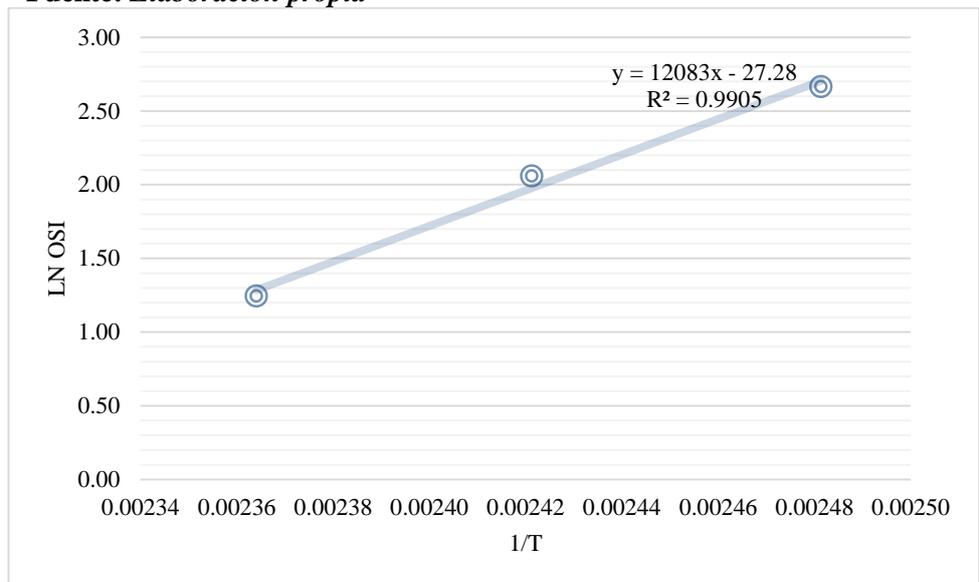


Figura 4.44

Regresión lineal para el Ln (OSI) a flujo de aire de 25L/h.

Fuente: *Elaboración propia*

En el Cuadro 4.7 se muestra los resultados de la energía de activación calculados a partir de la pendiente de las rectas para cada flujo de aire 15, 20 y 25 L/h, mostrando resultados variables de 109.56, 105.94 Y 100.46 KJ/mol

respectivamente, estas diferencias pueden darse debido a factores moleculares, entre ellos la cantidad de ácidos monoinsaturados y poliinsaturados.

Navas (2010) afirma que el efecto de la temperatura en los valores de OSI obtenidos por el método de Rancimat puede ser estudiado aplicando tanto la ecuación empírica como el modelo cinético. Con este último pueden obtenerse la energía de activación de la reacción a fin de poder comprender un poco mejor el proceso de oxidación de los aceites vírgenes de semillas. Mediante la *Ecuación 08* se determina la energía de activación E_a (Kj/mol).

Cuadro 4.7

Determinación de la energía de activación (E_a).

Flujo de aire (L/h)	Pendiente	R ²	E_a (Kj/mol)
15	13177.54074	0.99995	109.562
20	12741.66914	0.99650	105.938
25	12083.26614	0.99045	100.464

Fuente: *Elaboración propia*

4.5. Matriz del proceso experimental:

Siguiendo la secuencia de la matriz experimental; se evaluó el Índice de la Estabilidad Oxidativa (OSI) del aceite de *Moringa oleífera*, en función a la temperatura (130, 140 y 150 °C) y el flujo de aire (15, 20 y 25 L/h), logrando los resultados reportados en el Cuadro 4.8.

Cuadro 4.8

Matriz decodificada que muestra los OSI del aceite virgen a diferentes tratamientos.

Orden de prueba	Temp. (°C)	Flujo de aire (L/h)	OSI (horas)
1	130	15	14.75
2	140	20	7.15
3	150	15	3.14
4	130	20	14.35
5	150	20	3.23
6	140	25	7.83
7	140	15	6.75
8	150	15	3.14
9	130	25	14.35
10	130	15	13.75
11	150	25	3.47
12	140	15	6.75

Fuente: Instituto de Investigación Agroindustrial de la Universidad Nacional del Santa – Nuevo Chimbote - Design-Expert 7.

Cuadro 4.9*Resumen del tipo, diseño, modelo y variables de la investigación para el OSI del aceite de moringa.***Resumen del diseño**

Tipo de estudio	Factorial	Corridas	12								
Diseño inicial	D-optimal		Bloques	No hay bloques							
Modelo de diseño	2FI										
Factor	Nombre	Unidad	Tipo	Bajo real	Alto real	Niveles					
A	Temperatura	°C	Categórica	130	150	Niveles	3				
B	Flujo de aire	L/h	Categórica	15	25	Niveles	3				
Respuesta	Nombre	Unidad	Obs	Análisis	Mínimo	Máximo	Medida	Std. Dev.	Proporción	Trans	Modelo
Y1	OSI	horas	12	Factorial	3.14	14.75	8.22	4.59	4.7	Ninguna	2FI

Fuente: Design-Expert 7.

4.5.1. Evaluación estadística del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) del aceite de moringa (*Moringa oleífera*)

4.5.1.1. Análisis de varianza (ANOVA):

El ratio obtenido para la variable OSI es de 4.697, no necesitando una transformación dado que el valor es menor a 10, el valor indicado tendrá efectos pequeños en el modelo.

Cuadro 4.10

ANOVA de superficie de respuesta del modelo cúbico para la variable Índice de estabilidad Oxidativa (OSI).

Fuente	Suma de cuadrados	Df	Medida de cuadrados	F valor	p-valor Prob > F
Modelo	252.57	8	31.57	189.43	0.0006
A-Temperatura	251.71	2	125.85	755.12	<0.0001
B-Flujo de Aire	0.51	2	0.25	1.53	0.3491
AB	0.35	4	0.088	0.53	0.7272
Error puro	0.50	3	0.17		
Total	253.07	11			

Fuente: *Design-Expert 7.*

En el cuadro 4.10, se identifica el análisis de varianza para el diseño D-Optimal donde un valor Prob>F de 0.0006 nos indica un modelo significativo con un x menor al 5% o (0.05).

Asimismo, se reporta que de las variables estudiadas la temperatura resulta ser significativa con un valor Prob>F de <0.0001, siendo menor al 5%, es decir afecta negativamente en el Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI), ya que *Navas P., (2010)* indica que la velocidad de las

reacciones químicas tienden a duplicarse por cada 10°C de aumento de la temperatura afectando a los valores OSI.

Respecto a la variable Flujo de aire, esta resulta tener un efecto no significativo, es decir, no afecta positivamente o negativamente en el Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI), su valor Prob>F es de 0.3491, mayor al 5%; corroborando con lo reportado por *Villanueva E. et al (2013)*.

En el Cuadro 4.11 se indica un valor de 1.48% como coeficiente de variabilidad, indicando que existe un 98.52% de confiabilidad en la toma de datos.

El ajuste del modelo fue expresado por el coeficiente de regresión R^2 el cual fue de 0.9994. El estadístico R^2 indica que el 99.94% de la variabilidad en la respuesta pueden ser explicada por el modelo y responder a la ecuación 12. El valor también indica que solo el 0.06% de la variación total no se explica por el modelo; esto muestra que la ecuación 12 es un modelo conveniente para describir la respuesta del experimento sobre el Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI).

OSI (horas)

$$\begin{aligned} &= +8.28 - 5.52 * A + 0.52 * A^2 + 0.25 * B \\ &+ 0.018 * B^2 + 0.058 * AB - 0.14 * A^2B \\ &+ 0.021 * AB^2 - 0.014 * A^2B^2 \dots (Ec. 12) \end{aligned}$$

Dónde:

A: es la Temperatura (°C) y

B: el Flujo de aire (L/h).

Cuadro 4.11

Resumen de información en ANOVA con respecto a la variable independiente.

Std. Dev.	0.012	R-Cuadrado	0.9994
Medida	0.84	Adj. R-Cuadrado	0.9980
C.V %	1.48	Pred. R-Cuadrado	N/A
Prensa	N/A	Adeq. Precisión	61.220

Fuente: Design-Expert 7.

La Figura 4.45 representa la distribución de los valores predichos aplicando la ecuación 12 y el valor actual obtenido a través de la ejecución de los tratamientos experimentales del Cuadro 4.8, las corridas (run) 1 y 10 son los tratamientos que presentan residuales de +/- 0.5; representando el 0.06% de los datos que no logra explicar el modelo, los demás tratamientos presentan residuales próximos a cero, estos valores próximos a cero indican la proximidad entre el valor predicho a través de la ecuación 12 y los valores obtenidos experimentalmente e indicadas en el Cuadro 4.12 donde el valor negativo indica que el valor predicho es mayor al valor actual y el valor positivo indica que el valor predicho es menor al valor actual.

En la Figura 4.46 se representa el valor residual frente al valor predicho, dentro de un intervalo estandarizado residual entre ± 3 . Los tratamientos que presentan valores actuales y predichos muy similares, es decir residuales próximos a cero se acercan a la línea central y se alejan de ésta si el valor residual es negativo o positivo dependiendo si el valor predicho es mayor o menor que el valor actual respectivamente.

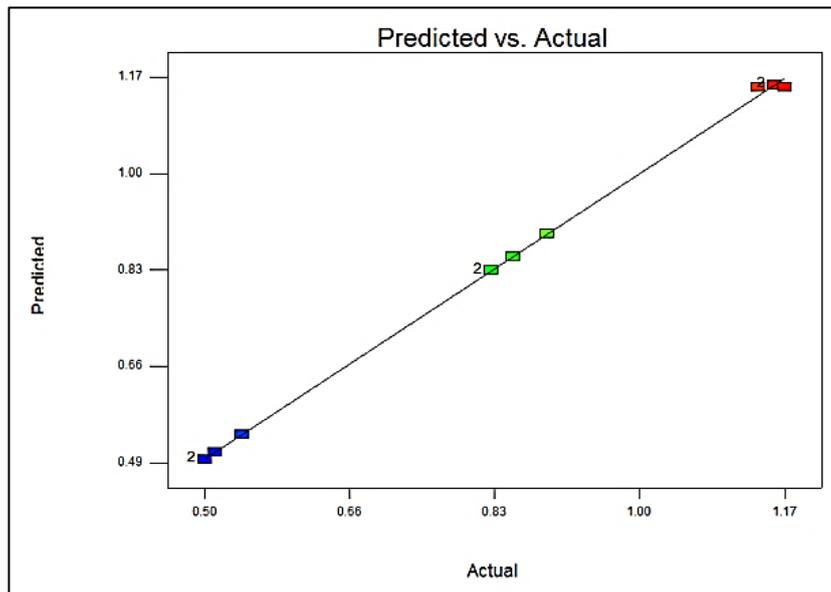


Figura 4.45
Predicción vs. Actual – Variable Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI)
Fuente: *Design-Expert 7.*

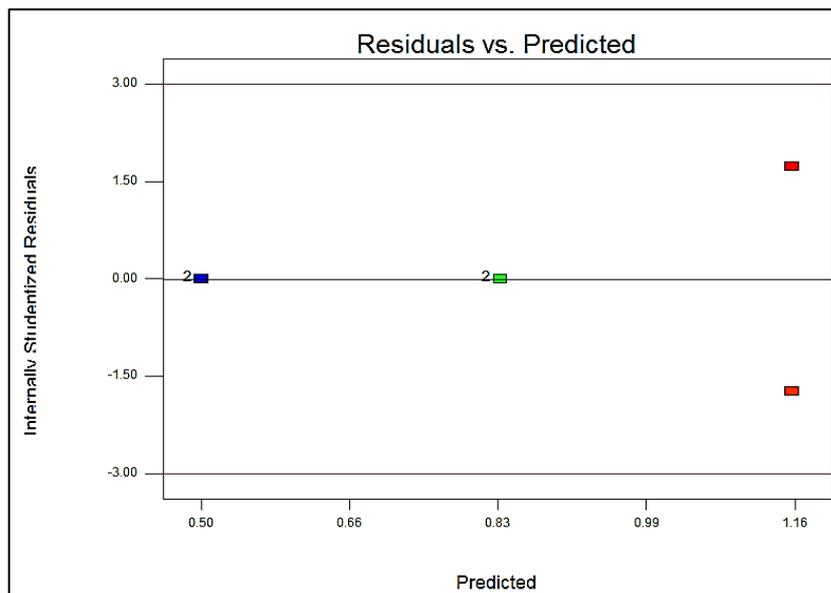


Figura 4.46
Predicción vs. Actual – Variable Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI)
Fuente: *Design-Expert 7.*

En la Figura 4.47 se observa la representación de cuáles son los tratamientos experimentales que presentan

valores residuales mayores a cero. Esto sucede con el tratamiento (Run) 1.

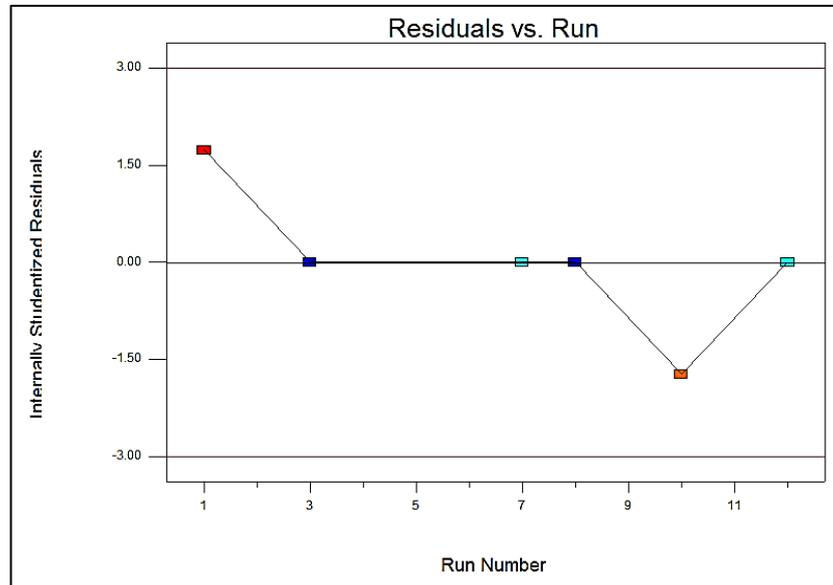


Figura 4.47
Residuales vs. Corrida – Variable Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI)

Fuente: *Design-Expert 7.*

Cuadro 4.12

Valores actuales y predichos de los tratamiento experimentales para la variable OSI (horas)

Standard Order	Actual Value	Predicted Value	Residual
1	13.75	14.25	-0.50
2	6.75	6.75	0.000
3	3.14	3.14	0.000
4	14.35	14.35	0.000
5	7.15	7.15	0.000
6	3.23	3.23	0.000
7	14.35	14.35	0.000
8	7.83	7.83	0.000
9	3.47	3.47	0.000
10	14.75	14.25	0.50
11	6.75	6.75	0.000
12	3.14	3.14	0.000

Fuente: *Design-Expert 7.*

4.6. Caracterización por cromatografía de gases del aceite virgen de moringa (*Moringa oleífera*)

En el análisis composicional de ácidos grasos del aceite virgen de semillas de *Moringa oleífera* (Cuadro 4.13) el componente más predominante es el ácido oleico 73.58%, seguido del ácido Bohémico con 6.73% y ácido palmítico 5.50%. Los ácidos insaturados presentes en el aceite virgen de moringa conforman el 80.64% y el 19.31% de ácidos saturados, de los cuales el ácido oléico y el eicosanoico forman parte del grupo omega 9 y el ácido araquidónico y linoleico del omega 6.

Cuadro 4.13

Concentración de los compuestos presentes en el aceite virgen de moringa (Moringa oleífera)

Tipo de ácido	Nombre de Compuesto	Concentración (%)
Ácidos Insaturados	Ácido Oléico (Cis-9)	73.58
	Ácido Araquidónico	3.61
	Ácido Eláidico (Trans-9)	1.76
	Ácido Palmitoleico (Cis-9)	0.92
	Ácido Linoleico (Cis-9,12)	0.77
Ácidos Saturados	Ácido Behénico	6.73
	Ácido Palmítico	5.50
	Acido Esteárico	4.07
	Ácido Eicosanoico (Cis-11)	2.19
	Ácido Lignocérico	0.82

Fuente: Cromatógrafo de gases Shimadzu, modelo GC-2010, Japón.

En la Figura 4.48 se muestra el gráfico de la concentración de ácidos grasos presentes en el aceite virgen de semillas de moringa (*Moringa oleífera*) siendo Ácido Oléico (Cis-9) y el Ácido Bohémico los más predominantes con valores de 73.58 y 6.73%, respectivamente.

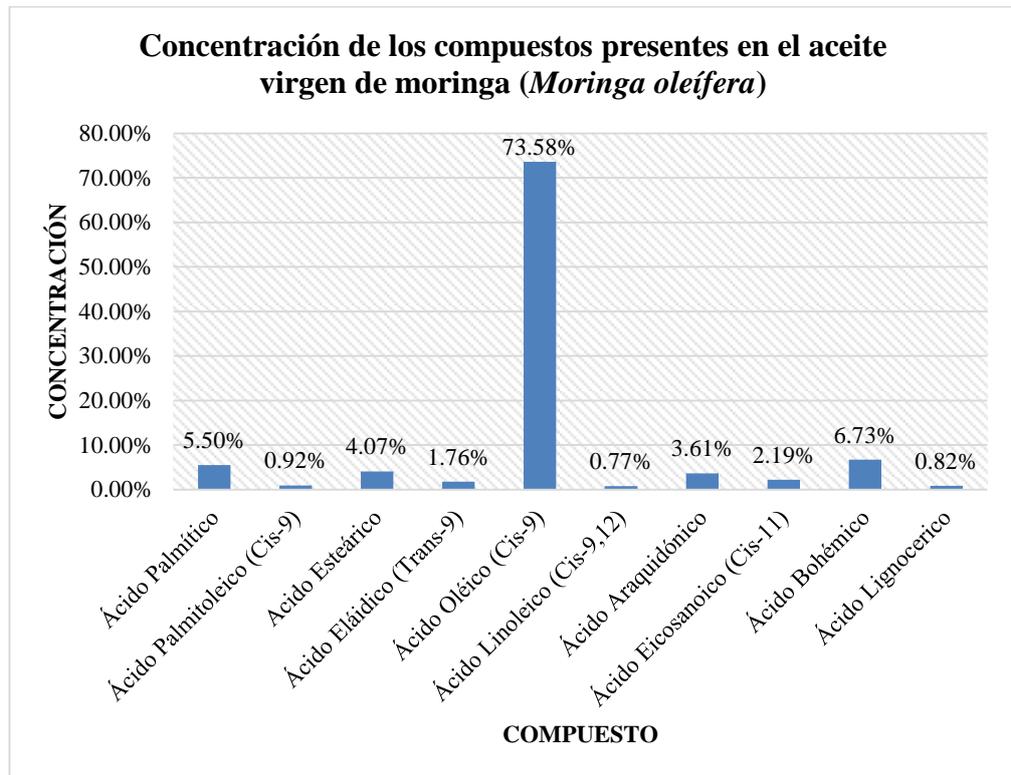


Figura 4.48
 Concentración de los compuestos presentes en el aceite virgen de moringa (*Moringa oleífera*)
 Fuente: Elaboración propia.

4.7. Color Instrumental del aceite de *Moringa oleífera*

En la Cuadro 4.14 se muestran los valores de los factores L*, a* y b*.

Cuadro 4.14

Valor de los factores L*, a* y b* del aceite virgen de *Moringa oleífera*.

L ± SD	a* ± SD	b* ± SD
44.80±0.85	- 4.51±0.51	18.87±0.53

Fuente: Colorímetro Konica - Minolta CR-400.

Para el aceite de *Moringa oleífera*, la luminosidad descrita por L* es de 44.80 presentando un valor cercano al color gris (L*: 50), la saturación nos da la pureza de un color y se calcula usando la Ecuación 09 mostrando un valor de +18.32 y el tono es el color propiamente dicho que se calcula con la Ecuación 10 y 11;

mostrando un tono en variedad roja de -76.558 y un tono en variedades verdes y amarillas de +14.36.

4.8. Discusión de resultados:

Los resultados del análisis fisicoquímico del aceite virgen de las semillas de *Moringa oleífera* reportan los datos (Cuadro 4.1); densidad (24°C) 0.9105 g/cm³, viscosidad de 67.77 Cp, punto de fusión de 23°C, índice de peróxido no detectable, índice de acidez 0.2265%, índice de yodo de 66.6416 g l/100g de aceite e índice de anisidina de 2.545 meqO₂/Kg de aceite. Resultados semejantes han sido reportados por *Tsaknis J, et al. (1999)* en la variedad de *Moringa Mbololo Seed* con una densidad de 0.9037mg/ml, viscosidad 103 mPa.s y acidez (como ácido oleico) de 1.01% para la extracción por prensado en frio; para la extracción por hexano presento valores de densidad de 0.8809 mg/ml, viscosidad de 0.85 mPa.s y acidez (como ácido oleico) de 0.85%. *Anwar F y Bhanger M (2003)* también muestra un valor de densidad a 24°C de 0.9036 a 0.9080 mg/ml para el aceite de moringa extraído por hexano, igualmente *Anwar F. et al. (2006)* vuelve a mostrar datos de densidad para *Moringa oleífera* según el lugar de cosecha y extraídos por Soxhelt, estos fueron de 0.9059, 0.9069 y 0.9002 mg/ml, así mismo indica valores de índice de yodo 65.86, 70.5 y 67.86 y acidez (referida a oleico) 0.28, 0.35 y 0.33 %. *Anwar F y Rashid U. (2007)* en un nuevo estudio vuelve a hacer mención las características fisicoquímicas del aceite de moringa mostrando valores de densidad (24°C) 0.9032 g/cm³, índice de yodo de 68.63, acidez (como ácido oleico) de 0.81%.

Al igual que *Guadalupe A. et al (2013)* en el análisis fisicoquímico del aceite virgen de moringa (*Moringa oleífera*) el

índice de peróxido resulto ser no detectable, según *Navas P. (2010)* los peróxidos son radicales inestables formados a partir de los triglicéridos; un índice de peróxido elevado es un indicador de que el producto tiene un gran potencial de rancidez y que puede fallar cuando se encuentre en el anaquel. El método se basa en la capacidad de los hidroperóxidos para oxidar el yoduro a yodo, los resultados se expresan como miliequivalentes de oxígeno activo por kilogramo de grasa. El Codex alimentarius señala como nivel máximo de 20 meqO₂/kg de índice de peróxido para aceites vegetales de semillas. El aceite de virgen de moringa tiene un proceso de oxidación lento, es decir, aun no se formaban hidroperóxidos que puedan reaccionar con el yoduro después de la extracción por prensado en frío.

Siguiendo el esquema de la Figura 4.26, se muestran en las Figuras 4.27 a 4.35 las curvas de conductividad eléctrica ($\mu\text{s}/\text{cm}$) vs tiempo (h) reportadas por el equipo Rancimat; las cuales evidencian el efecto de las condiciones experimentales de temperatura (130, 140 y 150 °C) y flujo de aire (15, 20 y 25 L/h) sobre los valores del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) del aceite virgen de semillas de *Moringa oleífera*. El comportamiento del OSI podría atribuirse a la aceleración producida en la descomposición de hidroperóxidos de lípidos *Frankel, (2005)*, donde la temperatura ejerció un valor muy importante modificando significativamente el valor OSI. Según *Navas P., (2010)* la velocidad de las reacciones químicas tienden a duplicarse por cada 10°C de aumento de la temperatura, es por eso que los valores OSI más altos durante el análisis acelerado de Rancimat se obtuvo a un temperatura de 130°C y los más bajos a 150°C (Cuadro 4.2).

El análisis del valor OSI del aceite virgen de *Moringa oleífera* a temperatura de 140°C con flujo de aire de 15, 20 y 25 L/h mostraron valores de 6.747 ± 0.33 , 7.237 ± 0.21 y 7.825 ± 0.06 horas respectivamente, estudios realizados por Navas P. (2010) señalan que la estabilidad oxidativa del aceite virgen de semillas de girasol genético que produce aceite con concentraciones elevadas de ácido oleico (>80%), alcanzo valores OSI de 2.9 ± 0.1 , 3.0 ± 0.1 y 3.1 ± 0.1 h a una temperatura de 140 °C y flujo de aire de 15, 20 y 25 L/h respectivamente, el aceite virgen de Sésamo alcanzo valores de 1 ± 0.1 h para los tres flujos de aire (15, 20 y 25 L/h) a temperatura de 140°C, siendo el aceite virgen de moringa el más estable a la prueba acelerada de Rancimat.

En el Cuadro 4.2 se muestra que la variación del valor OSI con respecto a los diferentes flujos de aire (15, 20 y 25 L/h) no es muy significativa, considerando evidente lo mencionado en un estudio similar por Farhoosh (2007b) donde explica que a elevados flujos de aire hace más difícil alcanzar una condición de saturación del oxígeno en la masa del aceite, por lo cual muchas moléculas de O₂ no tienen el tiempo suficiente para disolverse en la matriz oleosa, reduciéndose por lo tanto la concentración efectiva de oxígeno que puede adicionarse a los dobles enlaces de los ácidos grasos insaturados, como resultado se extiende el tiempo de inducción.

Según Navas P., (2010) menciona que la presencia de los isómeros del tocoferol no ejerce un efecto importante en la estabilidad oxidativa de estos aceites vírgenes, ya que el aceite de sésamo con su elevada concentración de tocoferoles es menos estable que el aceite de girasol, lo que sugiere que en las condiciones aceleradas del método de Rancimat, los

antioxidantes naturales no son capaces de proteger al aceite ante el ataque de las especies de oxígeno reactivo y otros radicales que se forman por la acción de la temperatura y del flujo de aire. Misma teoría estaría relacionada con el tratamiento del aceite virgen de moringa, pero a pesar de ello, es el más resistente a las condiciones aceleradas de Rancimat en comparación con otros aceites.

Al utilizar el modelo matemático propuestos por *Blaine y Savage (1992)* y *García-Ochoa et al. (1989)* se ha determinado la Energía de activación (E_a) de la reacción de oxidación de los aceites (Cuadro 4.7). En una investigación de *Navas P., (2010)* señala valores de E_a para el aceite virgen de girasol de 97.2 y 100.0 KJ/mol a flujos de aire de 15 y 20 L/h respectivamente, a los mismos flujos de aire se muestran valores de E_a para aceite de Sésamo de 96.2 y 103.5 KJ/mol y para el aceite de semillas de uva de 84.5 KJ/mol a 15 L/h; siendo este último el más inestable ante la oxidación acelerada, justificando desde el punto de vista termodinámico con valores de E_a más bajos. Sin embargo se muestran valores de E_a mayores en la evaluación del aceite virgen de semillas de *Moringa oleífera* presentando 109.56 y 105.94 KJ/mol a 15 y 20 L/h respectivamente, por lo que la barrera energética para que las colisiones entre las moléculas de oxígeno y las de los ácidos grasos poliinsaturados sean efectivas es mucho mayor que en el aceite de semillas de uva.

En la caracterización de ácidos grasos presentes en el aceite virgen de *Moringa oleífera* (Cuadro 4.13), el principal ácido monoinsaturado presente es el ácido oleico (73%) que normalmente está presente en el aceite de oliva (54 a 80%), lo

que convierte a este aceite en el más resistente a la descomposición química que provocan las altas temperaturas teniendo menos absorción por la superficie de los alimentos que se fríen en él, lo que aumenta la digestibilidad de éstos y disminuye su valor calórico final. *Frankel, (1998)*.

Según *Anwar F. y Rashid U. (2007)* afirma que el aceite de *Moringa oleífera* contiene ácido oleico de hasta 73.22%, seguido por palmítico, esteárico, bohémico y ácido araquídico 6.45, 5.50, 6.16 y 4.08% respectivamente. *Alfaro (2008)* menciona que el aceite de moringa está compuesto por ácido oleico en un 68.9%, seguido por esteárico 10.8%, bohémico 6.3 %, linoleico 3.8%, ácido palmítico 3.6 %, ácido mirística 1.5% y Ácido Lignocerico 0.13%. Teniendo los valores de concentración de ácido bohémico muy cercano, ya que este es el ácido característico presente en el aceite de moringa.

Catarm Et. al., (2001) menciona que el ácido oleico con fórmula química molecular ($C_{18}H_{34}O_2$) es un ácido graso monoinsaturado de la serie omega 9 típico de los aceites vegetales como el aceite de oliva, del aguacate, etc. Ejerce una acción beneficiosa en los vasos sanguíneos reduciendo el riesgo de sufrir enfermedades cardiovasculares. Éste ácido también está presente en el aceite de *Moringa oleífera* estudiado (73%).

El ácido behénico ($C_{22}H_{44}O_2$), está presente en distintos aceites naturales, como el aceite de behen con aproximadamente 9%, y se extrae de la planta *Moringa oleífera*. También está presente en el aceite de colza y en el aceite de cacahuete. En la dieta, el ácido behénico a pesar de ser un ácido graso, al ser de cadena tan larga se absorbe mal. A pesar de su baja biodisponibilidad en comparación con otros ácidos grasos como el ácido oleico, el

ácido behénico eleva el colesterol en los seres humanos, *Caterm Et. al., (2001)*.

El ácido araquidónico (AA) es un ácido graso poliinsaturado de la serie omega-6, formado por una cadena de 20 carbonos. La presencia de dobles enlaces supone varios sitios potenciales de oxidación enzimática o química que, junto con un posterior reordenamiento, permite la formación de diferentes lípidos con distintas actividades biológicas. El ácido araquidónico puede sintetizarse a partir del ácido linoleico, uno de los ácidos grasos esenciales requeridos por la mayoría de los mamíferos. *Bailey A. (1984)* y *Navas P., (2010)*.

El ácido esteárico ($C_{18}H_{36}O_2$) es un ácido graso saturado presente en aceites y grasas animales y vegetales. Algunas de sus sales, principalmente de sodio y potasio, tienen propiedades tensoactivas, siendo muy usado en la fabricación de velas, jabones y cosméticos. Es el ácido graso menos saludable siendo el que más aumenta los niveles de colesterol en la sangre. *Bailey A. (1984)*.

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones:

El aceite virgen de las semillas de *Moringa oleífera* fue extraído en una prensa hidráulica de 2HP, a 360 ± 10 bar por 25 minutos presentando un rendimiento de 22.89% y características fisicoquímicas del aceite, con resultados: densidad (a 24°C) 0.9105 g/cm^3 , viscosidad 67.775 Cp, punto de fusión 23°C a presión atmosférica, índice de peróxido no detectable, índice de acidez 0.2265%, índice de yodo 66.6416 g l/100g de aceite e índice de anisidina 2.545 y valores de color CielAB de $L^* 44.8\pm 0.85$, $a^* -4.51\pm 0.51$ y $b^* 18.87\pm 0.53$.

La caracterización del aceite virgen de moringa (*Moringa oleífera*), empleando cromatografía de gases (modelo GC-2010): ácido oléico (Cis-9) 73.58%, ácido bohémico 6.73%, ácido palmítico 5.5%, ácido esteárico 4.07%, ácido araquidónico 3.61%, ácido eicosanoico (Cis-11) 2.19%, ácido eláidico (Trans-9) 1.76%, ácido palmitoleico (Cis-9) 0.92%, ácido lignocerico 0.82% y ácido linoleico (Cis-9,12) 0.77%.

El tiempo de inducción del aceite virgen de moringa (*Moringa oleífera*), a temperaturas de 130, 140 y 150 °C con un flujo de aire de 15L/h dan valores OSI 14.753 ± 0.62 , 6.747 ± 0.33 y 3.143 ± 0.02 horas; a un flujo de aire 20 L/h con las mismas temperaturas, se consiguieron resultados de 14.420 ± 0.27 , 7.237 ± 0.21 y 3.230 ± 0.04 horas; y para flujo de aire de 20 L/h se tiene 14.420 ± 0.27 , 7.237 ± 0.21 y 3.230 ± 0.04 horas, respectivamente. Se encontró estadísticamente que la temperatura (°C) es significativo presentando un ($p < 0.05$) sobre el OSI, mientras que el flujo de aire (L/h) no es significativo.

La energía de activación (E_a) de la reacción de oxidación de aceite de moringa (*Moringa oleífera*), para flujos de aire de 15, 20 y 25 L/h fue de 109.562, 105.938 y 100.464 KJ/mol, respectivamente.

El tiempo en anaquel del aceite virgen de moringa (*Moringa oleífera*) a través del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI), para temperaturas de almacenamiento (20, 25 y 30 °C), es de 8.28, 6.29 y 4.17 años para flujos de aire de 15, 20 y 25 L/h a temperatura de 20°C, al mismo flujo de aire se calcularon tiempos de 5.63, 4.33 y 2.92 años para 25°C y para 30°C fue de 3.82, 2.98 y 2.05 respectivamente.

5.2. Recomendaciones:

Realizar estudios que permitan conocer la concentración de los ácidos grasos antes y después de ser expuesto al método acelerado de rancimat,

Verificar si los antioxidantes naturales del aceite influyen o no en la determinación del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) a altas temperaturas.

Evaluar el efecto de la presión sobre el índice de estabilidad oxidativa durante la extracción del aceite.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- A.O.A.C. (1998), Manual of Official Methods of Analyses of the Association of Official Analytical Chemists'. Five tenth editions. USA.
- Agencia Agraria de Noticias. (2011). Lambayeque explotaría moringa a la china (en Lima). Recuperado el 03 de abril de 2011. Disponible en URL: WWW.agraria.pe.
- Alfaro, N. C. y Martínez, W. (2008), Uso Potencial de la Moringa (*Moringa oleífera*, Lam) para la Producción de Alimentos Nutricionalmente Mejorados, Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONCYT), Secretaría Nacional de Ciencia y Tecnología (SENACYT), Fondo Nacional de Ciencia y Tecnología (FONACYT), Instituto de Nutrición de Centro América y Panamá (INCAP), Guatemala.
- Alfaro, N. C. (2008), Rendimiento y Uso Potencial de Paraíso Blanco, *Moringa oleífera* Lam en la Producción de Alimentos de Alto Valor Nutritivo para su Utilización en Comunidades de Alta Vulnerabilidad Alimentario-nutricional de Guatemala, Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONCYT), Secretaría Nacional de Ciencia y Tecnología (SENACYT), Fondo Nacional de Ciencia y Tecnología (FONACYT), Instituto de Nutrición de Centro América y Panamá (INCAP), Guatemala. <http://glifos.concyt.gob.gt/digital/fodecyt/fodecyt%202006.26.pdf>
- Alvarado, J. (1996). Principios de la ingeniería aplicados a alimentos. Secretaria General de la OEA. Programa Regional de Desarrollo Científico y Tecnológico. Universidad Técnica de Ambato. Ecuador

- Angerosa F (2000a). En Handbook of Olive Oil: Analysis and properties Eds. J. Harwoor y R. Aparicio, Aspen Publ. Inc. Gaithersburg. Maryland (USA), pp.355-392.
- Anwar F., Nahid Zafar S., y Umer R., (2006). Caracterización del aceite de semilla de Moringa oleifera procedente de regiones de secano y de regadío del Punjab paquistaní.
- Anwar Farooq y Bhangar Andm. I. (2003). Analytical Characterization of Moringa oleifera Seed Oil Grown in Temperate Regions of Pakistan. University of Sindh, Jamshoro, Pakistan.
- Anwar, Farooq y Rashid, Umer, (2007). Physico-Chemical Characteristics of Moringa Oleifera seeds and Seed Oil From a Wild Provenance of Pakistan. University of Agriculture, Faisalabad-38040, Pakistan.
- AOAC. 1984. In Methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemists. 14th edition Horowitz W. Ed. Washington D.C.
- Artigas J. M. (2002). Fundamentos de colorimetría. Universidad de Valencia, España.
- Badui, S. (1999). Química de los alimentos. Tercera edición. Editorial Alambra. México.
- Bailey, A. E. (1961) Aceites y grasas industriales. España, Edición Barcelona.
- Barrera, D. (1998). Estabilidad y utilización de nitrógeno en aceites y grasas. Grasas y Aceites 49(1): 55-63.
- Barrera-Arellano, Daniel, (1998). Estabilidad y utilización de nitrógeno en aceites y grasas. Campinas, S.P. Brasil.

- Bhatnagar, A., & Gopala Krishna, A. (2013). Natural antioxidants of the Jaffna variety of *Moringa Oleifera* seed oil of Indian origin as compared to other vegetable oils. *Grasas y Aceites*, 64(5): 537-545 doi: 10.3989/gya.010613
- Blaine S, Savage PE (1992). Reaction Pathways in Lubricant Degradation. 3. Reaction Model for *n*-Hexadecane autoxidation *Ind. Engineering Chemical Research*. 31: 69–75.
- Brkic Bubola K., Koprivnjak O., Sladonja B. y Belobrajic I., (2014). Influencia de la temperatura de almacenamiento sobre los parámetros de calidad, fenoles y compuestos volátiles de aceites de oliva vírgenes croatas. Rijeka, Croatia
- Brühl L, Matthaüs B (2008). Sensory assessment of virgin rapeseed oils. Review. *Eur. J. Lipid Sci. Technol.* 110: 606-610.
- Cáceres Montes, C. M., Díaz Ayala, J. C. (2005), Propuesta de Tratamiento de Aguas de Desecho de una Industria Química de Adhesivos utilizando Extracto Acuoso de la Semilla de *Moringa oleífera* (Teberinto), Trabajo de Grado, Universidad de El Salvador, Facultad de Química y Farmacia, San Salvador, El Salvador.
- Casp, A, Abril, J., (1999). Procesos de conservación de alimentos, Ed. A. Madrid Vicente-Mundi Prensa, Madrid.
- Caterm, Nilo B and Margo A Denke. January, (2001). Behenic acid is a cholesterol-raising saturated fatty acid in humans. *American Journal of Clinical Nutrition*.
- Cavallini, R. (2001) *La Moringa oleífera*, iL *Materiali di ACRA* coperiamo lo sviluppo, Lombardia, Italia.

- Cavallini, R. (2001) La Moringa oleífera, iL Materiali di ACRA coperiamo lo sviluppo, Lombardia, Italia.
- Cert A, (2000). Review: Chromatographic analysis of minor constituents in vegetable oils. Journal of Chromatography A. 881: 131-148.
- Chang Raymond, (2002).Química, 7ª Edición. Editorial cGraw-Hill.
- Cheftel J. y Cheftel, (1976). Introducción a la Bioquímica y tecnología de los alimentos. Vol 1. Editorial Acribia. Zaragoza – España.
- Cisterna, P. (2010). Eliminación de grasas y aceites por tratamiento biológico de fangos activos. Departamento de Ingeniería Química y Tecnologías del Medio Ambiente. Universidad de Oviedo - España.
- CODEX STAN 19- 1981 (Rev. 2-1999). Norma del Codex para grasas y aceites comestibles no regulados por normas individuales. P1-5.
- Codex Alimentarius. Norma del Codex para Grasas y Aceites Comestibles no Regulados por Normas Individuales del Codex. Codex Stan 19-1981 (Rev. 2-1999)
- Drago ME, López M, Sainz T (2006). Componentes bioactivos de alimentos funcionales de origen vegetal. Rev. Mexicana de Ciencias Farmacéuticas. 37 (4), 58-68.
- Fahey, J.W. 2005. Moringa oleífera a review of the medical evidence for it nutritional, therapeutic and prophylactic properties. Part 1. Trees for life journal.
- Farhoosh R. (2007a). Shelf-life prediction of edible fats and oils using Rancimat. Lipid Technology.

- Farhoosh R. (2007b). The effect of operational parameters of the Rancimat method on the determination of the oxidative stability measures and shelf-life prediction of soybean oil. *Journal of the American Oil Chemists Society* 84: 205-209.
- Farooq Anwar, Syeda Nahid Zafar y Umer Rashid (2006). Pakistan Caracterización del aceite de semilla de Moringa oleífera procedente de regiones de secano y de regadío del Punjab paquistaní. *Revista Grasas y Aceites*; Vol 57, No 2 (2006); 160-168.
- Fennema, Owen R., (2000). *Química de los alimentos*. 2da edición. Editorial Acribia. Zaragoza, España.
- Fernández P, Cabral JMS (2007). Phytosterols: Applications and recovery methods *Bioresource Technology* 98: 2335–2350
- Fernández P, Cabral JMS (2007). Phytosterols: Applications and recovery methods *Bioresource Technology* 98: 2335–2350.
- Ferratto, J. (2003). Importancia de la gestión de la calidad en frutas y hortalizas, situación y perspectivas. Presentación Feria Internacional de la Alimentación. FIAR. Rosario.
- Folkard, G., Sutherland, J. (1996), Moringa oleífera, un árbol con enormes potencialidades, *Agroforestry today*, volumen 8, N° 3, pp. 5-8, Turrialba, Costa Rica.
- Frankel N., (1998) *Lipid Oxidation*. The Oily Press, Bridgewater, Uk.
- Frankel, Woodhead, (2005). *Oxidación de Lípidos*. Sawston, Cambridge, UK.
- Fuglie, L. J. (2001), *The Miracle Tree. The Multiple Attributes of Moringa*. Technical Centre for Agricultural and Rural Cooperation.

- García Torres A. G., Martínez Cubias R. K. y Rodríguez Díaz I. A., (2013). Evaluación de los usos potenciales del teberinto (*Moringa oleífera*) como generador de materia prima para la industria química. Universidad de el Salvador, El Salvador.
- García-Ochoa F, Romer A, Querol A. (1989). Modeling of the Thermal n-Octane Oxidation in the Liquid Phase. *Industrial and Engineering Chemical Research*. 28: 43–48.
- Gordon M H (2001). Measuring antioxidant activity en: *Antioxidant in food*, Eds. Pokorny J, Yanishlieva N, Gordon M, Woodhead Publishing Ltd, Cambridge.
- Graciani C. E., (2006). Los aceites y grasas. Composición y propiedades. Editorial Mundi-Prensa. Madrid (España). 316p.
- Graciani Constante Enrique. (2006). Los Aceites y grasas: Composición y propiedades. Editorial Mundi-Prensa. Madrid (España), 316p. Sayago A, Marín MA, Aparicio R, Morales MT (2007). Vitamina E y aceites vegetales. *Grasas y Aceites*. 58 (1): 74-86.
- Hamilton, R. y Kalu, C. (1997). Chemistry of free radicals in lipids. *Food Chemistry*. Vol 60.
- Hernández Cienfuegos, C. R. (1997), "Evaluación de las Características Antimicrobianas de Teberinto (*Moringa oleífera*) para el Tratamiento de Aguas de Ríos ", Trabajo de Graduación Facultad de Química y Farmacia, Universidad de El Salvador.
- Jebe T.A., Matlock M.G. y Sleeter Rt., (1993). Collaborative study of the oil stability index analysis. *Journal of American Oil Chemists´ Society*.

- Kilcast D. y Subramaniam P. (2000), *The stability and Shelf Life of Food*. Cambridge, UK: CRC Press – Woodhead Publishing.
- Kiritsakis, K. (1991). *Aceite de Oliva*. Primera Edición. Editorial Acribia S.A. Zaragoza – España.
- Konica Minolta (2014). *El Espacio de Color CIE L*A*B**. Estados Unidos. Recuperado el 15 de noviembre del 2015. Disponible en URL: <http://sensing.konicaminolta.com.mx/2014/09/entendiendo-el-espacio-de-color-cie-lab/>.
- Labuza, T., (2000a). Accelerated shelf life of foods. *Food technology*. 39 (9): 57.
- Landeo Pino Ever John (2009). Evaluación del tiempo de vida en anaquel mediante pruebas aceleradas del aceite semirrefinado de ungurahui (*Jessenia bataua*) y a condiciones de temperatura ambiente ($18\pm 2^{\circ}\text{C}$). Biblioteca Agrícola Nacional de la Universidad Nacional Agraria la Molina (UNALM) – Lima, Perú
- Lawson, H. (1999). *Aceites y grasas alimentarios*. Editorial Acribia. Zaragoza – España.
- Liebler DC (1993). The role of metabolism in the antioxidant functions of vitamin E. *Critical Reviews in toxicology*. 23: 147-169.
- Mattila P, Kumpulainen J (2002). Determination of free and total phenolic acids in plant-derived food by HPLC with Diode-array detection. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*. 50(13): 3660-3667
- Mendez E, Sanhueza J, Speisky H, Valenzuela A (1996). *Journal of the American Oil Chemists Society* 73:1033–1037.
- Mendez E., Sanhueza J., Speisky H., y Valenzuela A., (1996). Validation of the Rancimat test for the assessment of the relative

stability of fish oils. *Journal of American oil Chemists' Society*, 73, 1033-1037.

Moreau R., Whitaker B., Hisks K. (2002). Phytosterols, phytanols, and their conjugates in foods: structural diversity, quantitative analysis and health promoting uses. *Progress in Lipid Research*, 41(6): 457-500.

Nakatani N, Tachibana Y, Kikuzaki H (2001). Establishment of a model substrate oil for antioxidant activity assessment by oil stability index method. *Journal of the American Oil Chemists Society* 78: 19–23.

Navas Hernández, P. B. (2010). Componentes minoritarios y propiedades antioxidantes de aceites vírgenes y tortas residuales obtenidos por presión en frío a partir de fuentes vegetales convencionales y no convencionales. RUIDERA (Repositorio Universitario Institucional de Recursos Abiertos) – Universidad Castilla de la Mancha (UCLM), Ciudad Real - España.

Olson, M. E. (2001). Introduction to the Moringa Family. In *The miracle tree: The multiple attributes of Moringa*, L. J. Fuglie (ed.). Technical Centre for Agricultural and Rural Cooperation, Wageningen/ Church World Service, New York.

Olson, Mark E., y Fahey, Jed W., (2011). Moringa oleífera: un árbol multiusos para las zonas tropicales secas. *Revista mexicana de biodiversidad*, 82(4), 1071-1082. Recuperado el 08 de marzo de 2015. Disponible en URL: http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1870-34532011000400001&lng=es&tlng=es.

- Parrotta, J. A. (1993), *Moringa oleifera* Lam. Resedá, horseradish tree. SO-ITF-SM-61. New Orleans, LA: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station.
- Perona JS, Canizales J, Montero E, Sanchez-Dominguez JM, Catala A, Ruiz-Gutierrez V. (2004). Virgin olive oil reduces blood pressure in hypertensive elderly subjects. *Clin. Nutr.* 23:1113-1121.
- Piura News. (2011). Municipalidad de Piura propone el cultivo de Moringa en Tambogrande. Recuperado el 07 de marzo de 2011. Disponible en URL: WWW.munipiura.gob.pe
- Primo, E. (1998). *Química de los alimentos*. Editorial Síntesis S.A. España.
- Sánchez Martín, J. (2004), *Aplicación de Floculantes Naturales a la Potabilización de Aguas*, Trabajo de Grado, Departamento de Ingeniería Química y Energética, Universidad de Extremadura, España.
- Sánchez Martín, J. (2004), *Aplicación de Floculantes Naturales a la Potabilización de Aguas*, Trabajo de Grado, Departamento de Ingeniería Química y Energética, Universidad de Extremadura, España.
- Sayago A, Marín M.A, Aparicio R, Morales M.T (2007). Vitamina E y aceites vegetales. *Grasas y Aceites*. 58 (1): 74-86.
- Slavin M, Z. Cheng, M. Luther, W. Kenworthy, L. Yu.(2009) Antioxidant properties and phenolic, isoflavone, tocopherol and carotenoid composition of Marylandgrown soybean lines with altered fatty acid profiles. *Food Chem.* 114, 20-27.

- Tsaknis, J., Lalas, S., Gergis, V., Dourtoglou V., y Spiliotis V., (1999). Characterization of Moringa oleifera Variety Mbololo Seed Oil of Kenya. Department of Food Technology, Technological Educational Institute (TEI), Ag. Spyridonos Str. Athens, Greece.
- Valente T, Hidalgo J, Bolea I, Ramírez B, Anglés N, Reguant J, Morelló JR, Gutiérrez C, Boada M, Unzeta M (2009). A diet enriched in polyphenols and polyunsaturated fatty acids, LMN diet, induces neurogenesis in the subventricular zone and hippocampus of adult mouse brain. *Journal of Alzheimer's Disease*, 18(4).849-865.
- Varela G (2009). Antioxidantes de las frutas en la dieta. Monografía 1era Edición Madrid pp. 1 -12.
- Villanueva López Eudes, Castillo Benites Darwin, Rodríguez Páucar Gilbert (2013) Influencia de los parámetros Rancimat sobre la determinación del índice de estabilidad oxidativa del aceite de Sesamum indicum L. *Revista Científica "Scientia Agropecuaria" de la "Universidad Nacional de Trujillo"*, Perú.
- Young I S, Woodside J V (2001). Antioxidants in health and disease. *J. Clin. Pathol.* 54: 176 – 186.
- Zaanoun I, Gharby S, Bakass I, Ait addi E, Ait ichou I. (2014). Determinación de parámetros cinéticos de la oxidación mediante Rancimat de aceites de argán tostado y sin tostar. *Revista Grasas y Aceites*; Vol 65, No 3 (2014); e033.
- Ziller S. (1996). *Grasas y aceites alimentarios*. Editorial Acribia, 7a. Edición. España. 71 pp.

ANEXOS

Anexo 1:

Cultivo de *Moringa oleífera* en el distrito de Salas, Lambayeque, perteneciente al Sr. Samuel Cabrera.



Anexo 2:

Cultivo de *Moringa oleífera* en el distrito de Salas, Lambayeque, perteneciente al Sr. Samuel Cabrera.



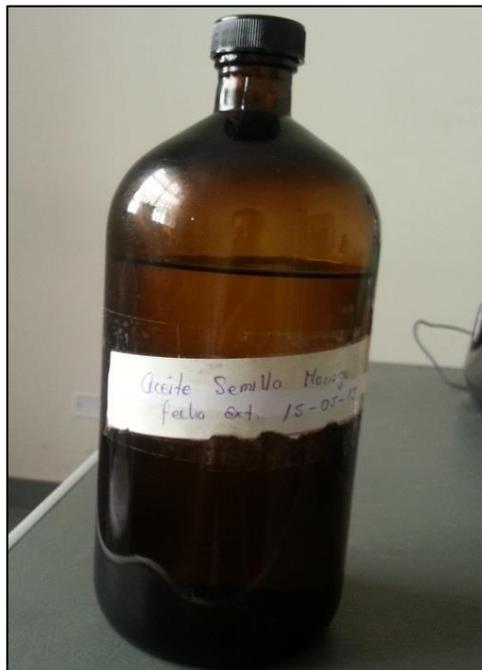
Anexo 3:

Secador de semillas y hojas de *Moringa oleifera* en el distrito de Salas, Lambayeque, perteneciente al Sr. Samuel Cabrera.



Anexo 4:

Muestra de aceite virgen de *Moringa oleifera* envasado en vidrio oscuro con inicio de análisis el 15 de mayo de 2015.



Anexo 5:

Algunos equipos utilizados en el análisis de aceite virgen de semillas de *Moringa oleífera*.



Equipo, Cromatógrafo de gases, Shimadzu, modelo GC-2010, Japon



Equipo, Rancimat, Marca Metrohm, Modelo 743, Switzerland.

Anexo 6:

Análisis Rancimat del aceite virgen de semillas de *Moringa oleífera* para determinación del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI)



Anexo 7:

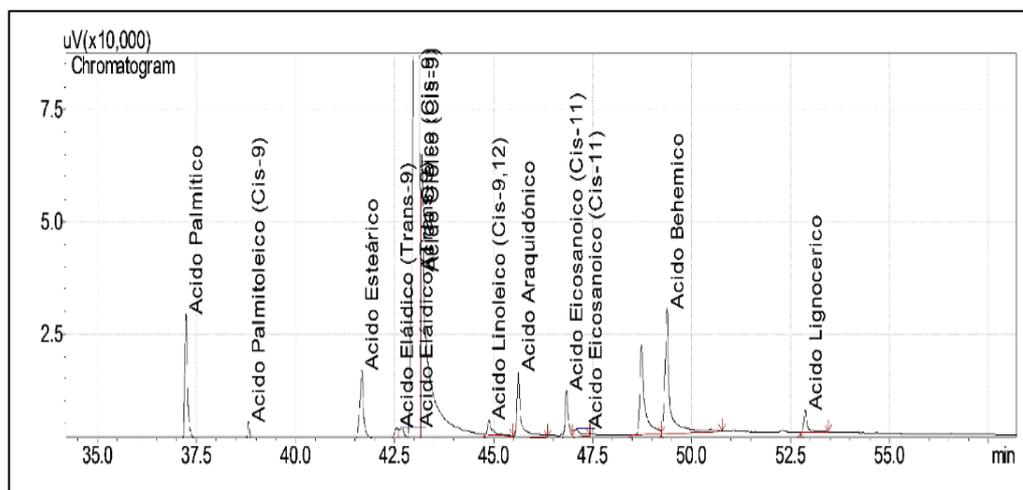
Determinación del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) del aceite de *Moringa oleífera*.

En el siguiente cuadro se evidencia las corridas Rancimat con dos repeticiones cada una, para la fiabilidad de los datos; además se aprecia una ligera variación de los valores OSI con respecto al flujo de aire, y una variación significativa con relación al incremento de la temperatura.

FLUJO DE AIRE	TEMPERATURA		
	130 °C	140 °C	150 °C
15 L/h	15.36	6.95	3.16
	14.78	6.37	3.15
20 L/h	14.12	6.92	3.12
	14.42	7.41	3.19
25 L/h	14.15	7.01	3.23
	14.69	7.29	3.27
25 L/h	14.64	7.83	3.52
	14.35	7.77	3.41
	14.06	7.88	3.48

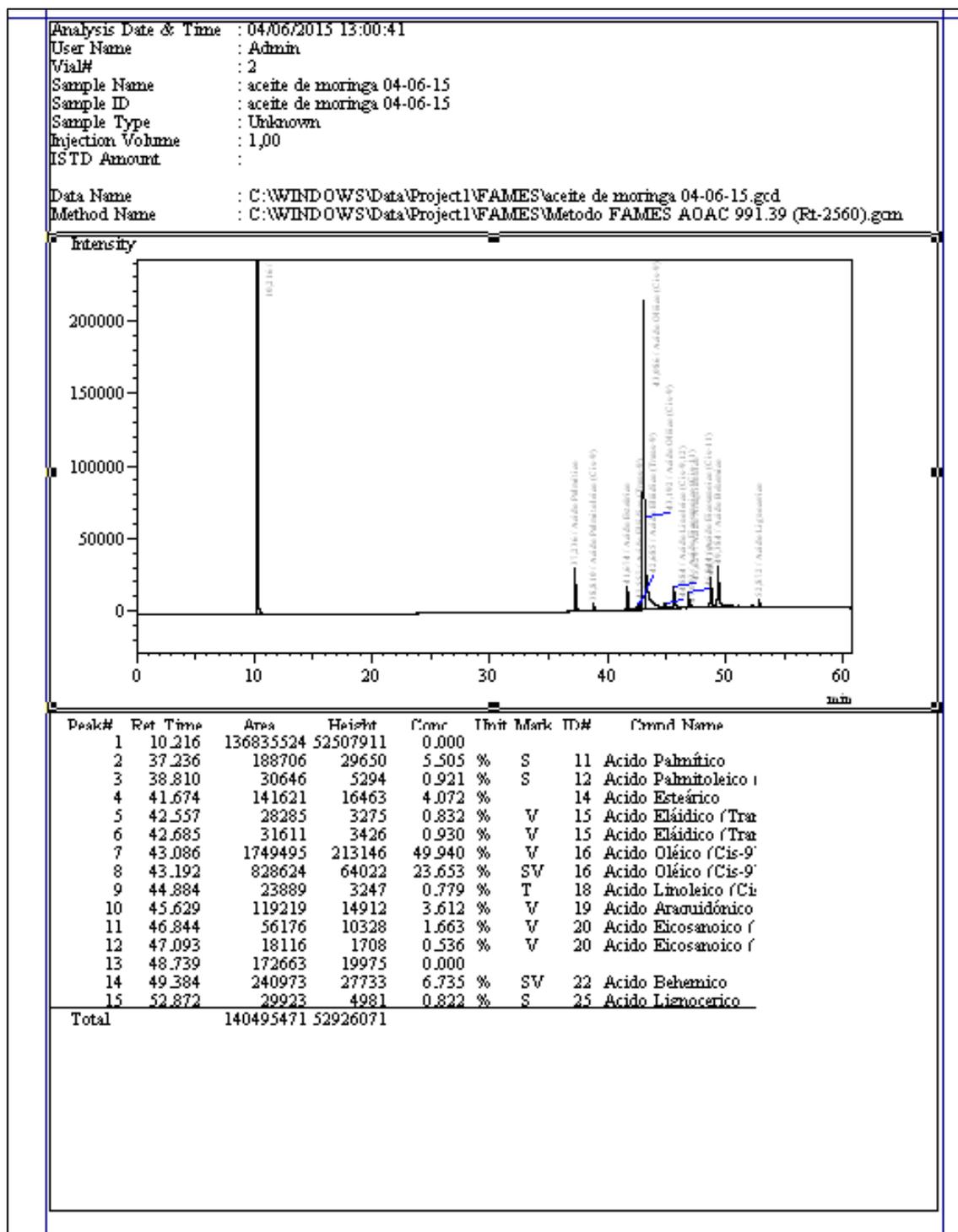
Anexo 8:

Gráfico de concentración de ácidos grasos en el aceite virgen de moringa reportados por el equipo cromatógrafo de gases Shimadzu, modelo GC-2010.



Anexo 9:

Informe de la caracterización de los ácidos grasos presentes en el aceite virgen de semillas de *Moringa oleífera*, realizado en el equipo de cromatografía de gases Shmadzu, modelo GC-2010, Japon.



Anexo 10:

Elementos de manejo del equipo Rancimat.

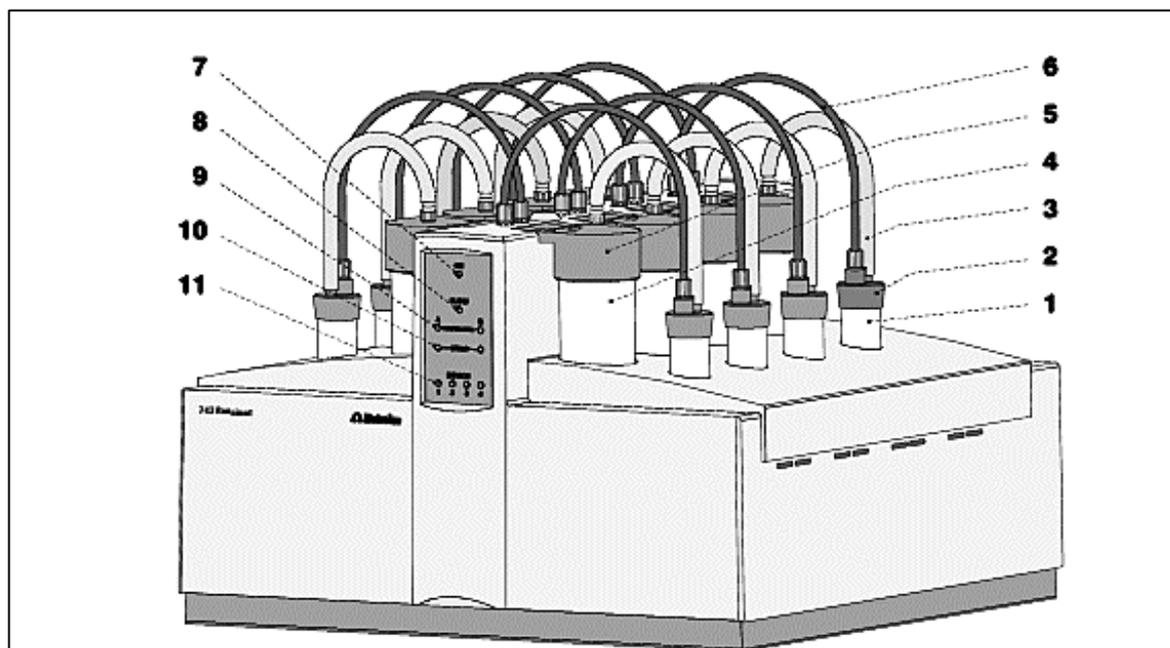


Fig. 2: Parte frontal del Rancimat 743

1 Recipiente de reacción (6.1429.040)	7 Piloto de red luce estando conmutado el equipo
2 Tapa del recipiente de reacción (6.2753.100)	8 Indicador del flujo de gas luce estando activado el flujo del gas
3 Manguera de empalme (6.1816.010) entre recipiente de reacción y de medición	9 Indicador de temperatura parpadea estando conmutada la calefacción luce al alcanzarse la temperatura
4 Recipiente de medición (6.1428.100)	10 Indicador de fallos (rojo) luce caso de fallo del equipo
5 Tapa del recipiente de medición (6.0913.130) con célula de medición de la conductividad incorporada	11 Indicador de equipos muestra el número (1...4) del equipo
6 Manguera de empalme (6.1805.080) para suministro de aire	

Anexo 11:

Determinación del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) extrapolada a temperaturas usuales de almacenamiento de 20, 25 Y 30 °C

A partir de la relación matemática entre los valores de OSI y la temperatura que señalan Nakatani et al., (2001) y Méndez et al., (2008) para aceites vegetales.

$$OSI = 10^{AT+B} \dots \dots \dots (ec. 1)$$

$$\text{Log}(OSI) = AT + B \dots \dots \dots (ec. 2)$$

Donde:

OSI : Índice de Estabilidad Oxidativa (h)

T : Temperatura (°C)

A y B : Constantes

a). Reemplazando en la ecuación 2 para cada flujo de aire (15, 20 y 25 L/h).

Para flujo de aire de 15 L/h

$$\text{Log}(14.753) = A(130) + B \dots \dots \dots (ec. 3)$$

$$\text{Log}(6.747) = A(140) + B \dots \dots \dots (ec. 4)$$

$$\text{Log}(3.143) = A(150) + B \dots \dots \dots (ec. 5)$$

Para flujo de aire de 20 L/h

$$\text{Log}(14.420) = A(130) + B \dots \dots \dots (ec. 6)$$

$$\text{Log}(7.237) = A(140) + B \dots \dots \dots (ec. 7)$$

$$\text{Log}(3.230) = A(150) + B \dots \dots \dots (ec. 8)$$

Para flujo de aire de 25 L/h

$$\text{Log}(14.350) = A(130) + B \dots \dots \dots (ec. 9)$$

$$\text{Log}(7.825) = A(140) + B \dots \dots \dots (ec. 10)$$

$$\text{Log}(3.470) = A(150) + B \dots \dots \dots (ec. 11)$$

Los valores de las constantes (A y B) se encuentran en el cuadro 4.4.

b). Reemplazando en la ecuación (2) los valores de A y B para cada flujo de aire (15, 20 y 25 L/h).

Para flujo de aire de 15 L/h

$$\text{Log}(OSI) = -0.0336(T) + 5.5323 \dots \dots \dots (ec. 12)$$

Para flujo de aire de 20 L/h

$$\text{Log}(\text{OSI}) = -0.0325(T) + 5.3909 \dots \dots \dots (\text{ec. 13})$$

Para flujo de aire de 25 L/h

$$\text{Log}(\text{OSI}) = -0.0308(T) + 5.1792 \dots \dots \dots (\text{ec. 14})$$

Las ecuaciones 12, 13 y 14 permiten calcular el valor del logaritmo decimal de OSI (Log (OSI)), que al transformar los resultados en la ecuación (1) se obtienen los valores OSI (en horas) a temperaturas usuales de almacenamiento (20, 25 y 30°C) para cada flujo de aire (15, 20 y 25 L/h), siendo éste el tiempo aproximado de vida en anaquel. Los valores se muestran en el cuadro 4.5.

Anexo 10:

Determinación de la Energía de Activación (Ea) a partir de la ecuación de Arrhenius.

Según las consideraciones de *Blaine (1992)* y *García-Ochoa et al. (1989)*, se puede hacer uso de la siguiente ecuación:

$$\text{Ln}(\text{OSI}) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{T} \dots \dots \dots (\text{Ec. 15})$$

Donde,

a*: Grado de transformación de moléculas insaturadas para el tiempo de inducción,

Z: Factor pre-exponencial de la ecuación de Arrhenius,

R: Constante universal de los gases (8.314 KJ/mol) y

T: Temperatura expresada en Kelvin.

Entonces; convertimos la Temperatura experimental (130, 140 y 150°C) a (403, 413 y 423°K), respectivamente.

a). Reemplazando en la ecuación 15 para cada flujo de aire (15, 20 y 25 L/h).

Para flujo de aire de 15 L/h

$$\text{Ln}(14.753) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{403} \dots \dots \dots (\text{Ec. 16})$$

$$\text{Ln}(6.747) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{413} \dots \dots \dots (\text{Ec. 17})$$

$$\ln(3.143) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{423} \dots \dots \dots (Ec. 18)$$

Para flujo de aire de 20 L/h

$$\ln(14.420) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{403} \dots \dots \dots (Ec. 19)$$

$$\ln(7.237) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{413} \dots \dots \dots (Ec. 20)$$

$$\ln(3.230) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{423} \dots \dots \dots (Ec. 21)$$

Para flujo de aire de 25 L/h

$$\ln(14.350) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{403} \dots \dots \dots (Ec. 22)$$

$$\ln(7.825) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{413} \dots \dots \dots (Ec. 23)$$

$$\ln(3.470) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - a^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{423} \dots \dots \dots (Ec. 24)$$

Los valores de la pendiente de para cada flujo de aire se muestran en el cuadro 4.7.

Reemplazando los valores de las pendientes en la ecuación (15) para cada flujo de aire (15, 20 y 25 L/h), considerando que $R_g = 8.3143$

Para flujo de aire de 15 L/h

$$\ln(3.470) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - a^*)}{Z}\right) + 13177.54074 \frac{1}{T} \dots \dots \dots (Ec. 25)$$

Entonces:

$$\frac{E_a}{R_g} = 13177.54074$$

$$E_a = 13177.54074 * 8.3143$$

$$E_a = 109562.027 \frac{J}{mol}$$

$$E_a = 109.562 \frac{KJ}{mol}$$

Para flujo de aire de 20 L/h

$$\ln(3.470) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - a^*)}{Z}\right) + 12741.66914 \frac{1}{T} \dots \dots \dots (Ec. 26)$$

Entonces:

$$\frac{Ea}{Rg} = 12741.66914$$

$$Ea = 12741.66914 * 8.3143$$

$$Ea = 105938.060 \frac{J}{mol}$$

$$Ea = 105.938 \frac{KJ}{mol}$$

Para flujo de aire de 25 L/h

$$\ln(3.470) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - a^*)}{Z}\right) + 12083.26614 \frac{1}{T} \dots \dots \dots (Ec. 27)$$

Entonces:

$$\frac{Ea}{Rg} = 12083.26614$$

$$Ea = 12083.26614 * 8.3143$$

$$Ea = 100463.900 \frac{J}{mol}$$

$$Ea = 100.464 \frac{KJ}{mol}$$

Los valores de la Energía de Activación (Ea) se muestran en el cuadro 4.7.