

**INSTITUTO TECNOLÓGICO DE TUXTLA GUTIÉRREZ**

**INGENIERÍA BIOQUÍMICA**

**PROYECTO DE RESIDENCIA PROFESIONAL**

“EVALUACIÓN DE ESPECIES OLEAGINOSAS DISPONIBLES EN EL ESTADO DE CHIAPAS, PARA LA PRODUCCIÓN DE BIOQUEROSENO”

**FECHA DE INICIO:** 10 AGOSTO DE 2013

**FECHA DE TÉRMINO:** 10 DICIEMBRE DE 2013

**ASESORA:**

DRA. ROCÍO MEZA GORDILLO

**REVISORES:**

DRA. SANDY LUZ OVANDO CHACÓN

DR. ARNULFO ROSALES QUINTERO

**PRESENTA:**

GONZÁLEZ MOLINA JONATHAN

**NÚMERO DE CONTROL:**

09270375

**TUXTLA GUTIÉRREZ CHIAPAS**

**DICIEMBRE DE 2013**

---

## ÍNDICE

CONTENIDO	PÁG.
<b>CAPITULO I INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>9</b>
<b>CAPITULO II JUSTIFICACIÓN .....</b>	<b>10</b>
<b>CAPITULO III OBJETIVO.....</b>	<b>14</b>
3.1. Objetivo General.....	14
3.2 Objetivo Específico.....	14
<b>CAPITULO IV CARACTERIZACIÓN DEL ÁREA DONDE     SE DESARROLLO EL PROYECTO.....</b>	<b>15</b>
4.1. Antecedentes.....	15
4.2. Misión.....	16
4.3. Visión.....	16
4.4. Valores.....	16
4.5 Localización.....	17
4.5.1 Instalación.....	17
<b>CAPÍTULO V PROBLEMAS A RESOLVER.....</b>	<b>18</b>
<b>CAPITULO VI ALCANCES Y LIMITACIONES.....</b>	<b>19</b>
<b>CAPITULO VII FUNDAMENTO TEÓRICO.....</b>	<b>20</b>
7.1. Combustibles de origen renovable.....	20
7.2. Oleaginosas de segunda generación en el estado de Chiapas.....	23
<b>7.2.1 Piñón (<i>Jatropha curcas L</i>) .....</b>	<b>23</b>
7.2.1.1. Clasificación taxonómica.....	25
7.2.1.2. Tallo y hojas.....	25
7.2.1.3. Flor.....	26
7.2.1.4. Fruto.....	27
7.2.1.5. Semillas.....	28
<b>7.2.2. Higuierilla (<i>Ricinus communis</i> ).....</b>	<b>28</b>
7.2.2.1. Clasificación taxonómica.....	30
7.2.2.2. Tallo y hojas.....	30

7.2.2.3. Flor.....	31
7.2.2.4. Fruto .....	32
7.2.2.5. Semillas.....	32
<b>7.3. Proceso de extracción de aceite.....</b>	<b>33</b>
7.3.1. Extracción por prensado en frío.....	33
7.3.2. Extracción con solvente químico.....	34
<b>7.4. Caracterización física del aceite empleado en la producción de biocombustible.....</b>	<b>37</b>
7.4.1. Densidad.....	37
7.4.2. Viscosidad.....	37
7.4.3. Contenido de humedad.....	37
<b>7.5. Caracterización química del aceite empleado en la producción de biocombustible.....</b>	<b>38</b>
7.5.1. Índice de peróxido.....	38
7.5.2. Índice de acidez.....	39
7.5.3. Índice de yodo.....	39
7.5.4. Índice de saponificación .....	40
7.5.5. Estabilidad oxidativa.....	40
<b>7.6. Determinación de metilésteres por cromatografía de gases.....</b>	<b>42</b>
<b>CAPITULO VIII DESCRIPCIÓN DE LA METODOLOGÍA EMPLEADA.....</b>	<b>43</b>
8.1. Muestra de análisis.....	43
8.1.1. Higuera ( <i>Ricinus communis</i> ).....	43
8.1.2. Piñón ( <i>Jatropha curca L</i> ).....	45
8.1.3. Aceite de Higuera ( <i>Ricinus communis</i> ).....	46
8.2. Descascarillado y triturado.....	47
8.3. Determinación de humedad.....	48
8.4. Secado de las semillas.....	49

---

8.5. Extracción de aceite.....	49
<b>8.6. Análisis Fisicoquímicos de aceite de las diferentes Oleaginosas .....</b>	<b>51</b>
8.6.1. Índice de acidez.....	51
8.6.1. índice de peróxidos.....	52
8.6.3. Viscosidad y Densidad.....	53
8.7 Perfil de ácidos grasos.....	54
8.7.1. Esterificación de acido grasos.....	54
8.7.2. Cuantificación mediante cromatografía de gases.....	54
8.8. Estabilidad Oxidativa.....	55
<b>CAPITULO IX RESULTADOS Y ANÁLISIS.....</b>	<b>57</b>
<b>CAPITULO X CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....</b>	<b>73</b>
<b>CAPITULO XII REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>75</b>
<b>CAPITULO XI ANEXOS.....</b>	<b>78</b>

---

## ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
<b>Cuadro 7.2.1.</b> Perfil de ácidos grasos del aceite de <i>Jatropha curcas L</i> .....	24
<b>Cuadro 7.2.1.1.</b> Clasificación taxonómica.....	25
<b>Cuadro 7.2.2.</b> Perfil de ácidos grasos de aceite de <i>Ricinus communis</i> .....	29
<b>Cuadro 7.2.2.2.</b> Taxonomía de la planta de Higuerilla.....	30
<b>Cuadro 9.1.1.</b> Rendimiento en semillas de <i>Ricinus communis</i> a partir de fruto entero.....	57
<b>Cuadro 9.1.2.</b> Rendimiento en semillas de <i>Jatropha curcas L.</i> a partir de fruto entero.....	58
<b>Cuadro 9.2.1.</b> Porcentaje de agua presente en semillas de <i>Ricinus communis</i> .....	58
<b>Cuadro 9.2.2.</b> Porcentaje de agua presente en semillas de <i>Jatropha curcas L</i> .....	59
<b>Cuadro 9.3.1.</b> Porcentaje de aceite de <i>Ricinus communis</i> extraído en 8 horas.....	60
<b>Cuadro 9.3.2.</b> Porcentaje de aceite de <i>Ricinus communis</i> extraído en 12 horas.....	61
<b>Cuadro 9.3.3.</b> Porcentaje de aceite de <i>Jatropha Curcas L.</i> extraído en 5 horas.....	61
<b>Cuadro 9.3.4.</b> Porcentaje de aceite de <i>Jatropha Curcas L.</i> extraído en 8 horas.....	61
<b>Cuadro 9.4.1.1.</b> Índice de acidez del aceite de <i>Ricinus communis</i> .....	64
<b>Cuadro 9.4.1.2.</b> Índice de acidez del aceite de <i>Jatropha curcas L</i> .....	65
<b>Cuadro 9.4.2.1.</b> Índice de peróxido del aceite de <i>Ricinus communis</i> .....	66

---

<b>Cuadro 9.4.2.2.</b> Índice de acidez del aceite de <i>Jatropha curcas</i> L.....	<b>66</b>
<b>Cuadro 9.4.3.1.</b> Viscosidad del aceite de <i>Ricinus communis</i> .....	<b>67</b>
<b>Cuadro 9.4.3.2.</b> Viscosidad del aceite de <i>Jatropha curcas</i> L.....	<b>68</b>
<b>Cuadro 9.4.4.1.</b> Densidad del aceite de <i>Ricinus communis</i> .....	<b>68</b>
<b>Cuadro 9.4.4.2.</b> Densidad del aceite de <i>Jatropha curcas</i> L.....	<b>69</b>
<b>Cuadro 9.4.5.1.</b> Ácidos grasos presentes aceite de <i>Ricinus communis</i> región frailesca.....	<b>69</b>
<b>Cuadro 9.4.4.2.</b> Ácidos grasos presentes aceite de <i>Jatropha curcas</i> L región centro.....	<b>70</b>
<b>Cuadro 9.4.5.3.</b> Ácidos grasos presentes aceite de <i>Jatropha curcas</i> L región frailesca.....	<b>70</b>
<b>Cuadro 9.4.6.1.</b> Estabilidad a la oxidación en aceite de <i>Ricinus communis</i> ..	<b>71</b>
<b>Cuadro 9.4.6.2.</b> Estabilidad a la oxidación en aceite de <i>Jatropha curcas</i> L...	<b>72</b>

---

## ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
<b>Figura 2.1</b> Curva de producción del petróleo, sugerido originalmente por M. King Hubbert.....	10
<b>Figura 2.2.</b> Producción de petróleo crudo en México.....	11
<b>Figura 2.3.</b> Producción de queroseno en México .....	11
<b>Figura 2.4.</b> Emisiones de CO <sub>2</sub> por producción y uso de energía, 1970-2025...	12
<b>Figura 4.5.1.</b> Localización del instituto tecnológico de Tuxtla Gutiérrez .....	17
<b>Figura 4.6.1.</b> Polo Tecnológico Nacional para el Desarrollo de Investigación y Pruebas Analíticas en Biocombustibles.....	18
<b>Figura 7.1.1.</b> Oleaginosas para la producción biocombustibles de primera generación.....	20
<b>Figura 7.1.2.</b> Oleaginosas para la producción biocombustibles de segunda generación.....	21
<b>Figura 7.1.3.</b> Algas para la producción biocombustibles de tercera generación.....	22
<b>Figura 7.2.1.</b> <i>Jatropha curcas</i> .....	23
<b>Figura 7.2.1.2.</b> Hojas de piñón mexicano.....	26
<b>Figura 7.2.1.3. A)</b> Inflorescencia de <i>J. curcas</i> constituida por flor femenina rodeada por un grupo de flores masculinas. <b>B)</b> Inflorescencia de <i>J. curcas</i> constituida por flores femeninas.....	27
<b>Figura 7.2.1.4.</b> Maduración de frutos de piñón mexicano en Chiapas.....	27
<b>Fig. 7.2.2.</b> Higuierilla ( <i>Ricinus communis</i> ).....	28
<b>Figura 7.2.2.2.1.</b> Tallo A) Engrosado, ramificado, y segmentado. B) Extraflorales.....	31
<b>Figura 7.2.2.2.2.</b> Diferentes tipos y colores de hojas, en Higuierilla.....	31

---

<b>Figura 7.2.2.3</b> Flores de Higuierilla.....	<b>32</b>
<b>Figura 2.2.2.4</b> Fruto de Higuierilla.....	<b>32</b>
<b>Fig. 7.2.2.5.</b> Semillas de Higuierilla.....	<b>33</b>
<b>Figura 7.3.2.</b> Aparato de extracción Soxhlet.....	<b>36</b>
<b>Fig. 7.5.1.</b> Reacción de oxidación de un ácido graso.....	<b>38</b>
<b>Fig. 7.5.1</b> Reacción del yodo en los dobles enlaces.....	<b>40</b>
<b>Fig. 7.5.5.</b> Etapas de la oxidación de lípidos.....	<b>41</b>
<b>Figura 8.1.</b> Higuierilla ( <i>Ricinus communis</i> ).....	<b>43</b>
<b>Figura 8.2.</b> Piñón ( <i>Jatropha curca L</i> ).....	<b>43</b>
<b>Figura 8.1.1.1.</b> Recolección de semillas de Higuierilla zona Centro.....	<b>44</b>
<b>Figura 8.1.1.2.</b> Recolección de semillas de Higuierilla zona Frailesca.....	<b>44</b>
<b>Figura 8.1.2.1.</b> Recolección de semillas de Piñón zona Centro.....	<b>45</b>
<b>Figura 8.1.2.2.</b> Recolección de semillas de Piñón zona Frailesca.....	<b>45</b>
<b>Figura 8.2.1.1.</b> Transformación de las muestras de higuierilla para su posterior uso.....	<b>47</b>
<b>Figura 8.2.2.1.</b> Transformación de las muestras de piñón para su posterior uso.....	<b>48</b>
<b>Figura 8.5.1.</b> Extracción de aceite por método Soxhlet.....	<b>50</b>
<b>Figura 8.5.2.</b> Separación del aceite y solvente por el rotavapor.....	<b>50</b>
<b>Figura 8.6.2.1.</b> Equipo SVM 3000® (AntonPaar®).....	<b>53</b>
<b>Figura 8.7.2.1.</b> Cromatógrafo de gases marca Agilent Technologies.....	<b>55</b>
<b>Figura 8.7.1.</b> Equipo 873 Biodiesel Rancimat® (Metrohm®).....	<b>56</b>

---

## CAPITULO I

### 1. INTRODUCCIÓN

El impacto que ha causado el uso de biocombustibles en los últimos años, los ubica hoy en el centro de la escena política, económica y energética mundial, tendiendo un amplio crecimiento y demanda de estos.

Actualmente el mundo tiene la necesidad de encontrar alternativas energéticas, que permitan reemplazar los combustibles fósiles que actualmente se usan, permitiendo así disminuir un poco el impacto ambiental, los cuales son causados por el uso desmedido de sus derivados, provocando que la demanda energética mundial aumente exponencialmente, por el excesivo crecimiento poblacional, dejando en evidencia el empleo de las energías limpias o renovables.

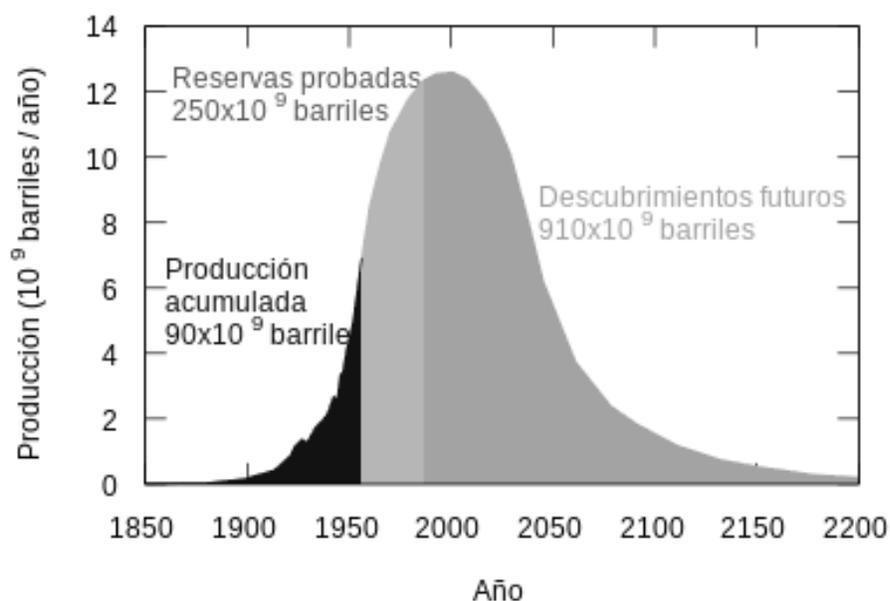
Con lo antes mencionado, se torna necesario ampliar la oferta de aceites para la producción de biocombustibles, permitiendo el estudio de especies oleaginosas no tradicionales no aptas para consumo humano, dentro de estas especies se tienen las siguientes fuentes de aceites alternativas como el piñón (*Jatropha curcas*) e higuierilla (*Ricinus communis*). Los cuales, son cultivos que están siendo hoy probados en diferentes países del mundo con el interés de analizar la eficiencia de sus aceites en la utilización como bioqueroseno, ya que, ambos cultivos presentan buena adaptación a regiones áridas y semiáridas, con precipitaciones mínimas, por lo que son consideradas especies rústicas que podrían cultivarse sin mayor costo.

El presente trabajo de investigación, se presentara un estudio sobre las oleaginosas presentes en el estado de Chiapas como son: *Jatropha curcas* y *Risinus communis* para la extracción y evaluación de sus aceites, mediante parámetros fisicoquímicos, que son fundamentales para determinar la eficiencia del uso de estos aceites, como un biocombustible alternativo para aviación, considerando que este tiene que cumplir con condiciones muy precias, para garantizar su utilización.

## CAPITULO II

### 2. JUSTIFICACIÓN

En la actualidad, el sector de la aviación utiliza combustibles líquidos derivados del petróleo como fuente de energía. A la vista de los actuales problemas ambientales, económicos y políticos en cuanto a la sostenibilidad de esta fuente de energía, la cuestión de alternativas de combustible en el sector de la aviación es eminente. Debido a que el uso de los combustibles fósiles ha sido explotado en gran manera, por lo cual, al ser no renovable, sus reservas disminuirán, situación simulada por la teoría del pico de Hubbert (*fig. 2.1*) y su precio se encarecerá.

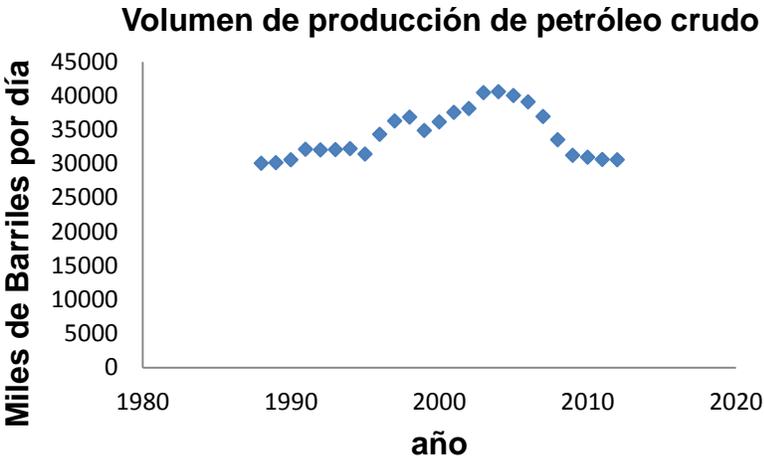


**Fig.2.1** Curva de producción del petróleo, sugerido originalmente M. King Hubbert.

Actualmente el panorama energético ha experimentado grandes cambios en los últimos años, evidenciando una primera parte la teoría de Hubbert, en donde la producción de petróleo crudo ha disminuido de 40,599 a 30,576 barriles abarcando del 2004 al 2012. (*fig.2.2*)

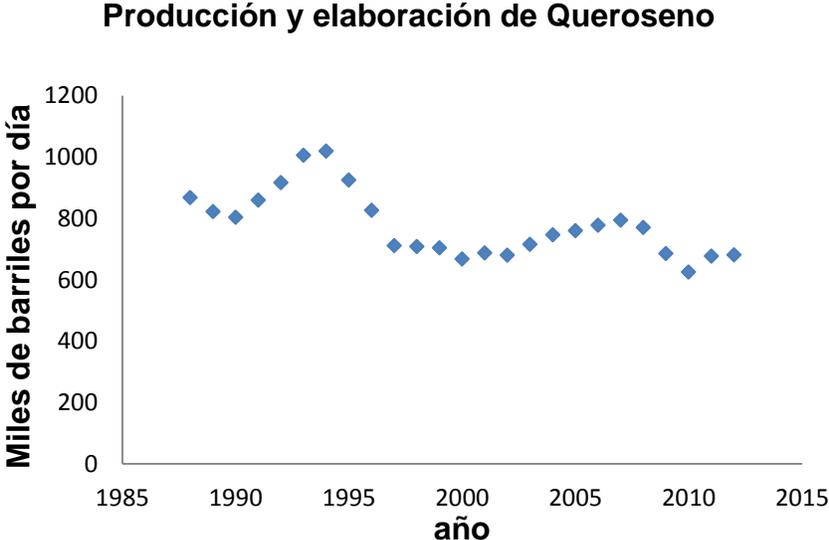
Sin embargo, la elaboración de queroseno disminuyó un 16.2 % del año 2004 al 2010 y a partir de esta misma fecha ha aumentado 8.96 % al año 2012 (*fig.2.3*), lo

que significa que este combustibles está adquiriendo una demanda, ante el agotamiento del petróleo.



**Fig.2.2.** Producción de petróleo crudo en México.

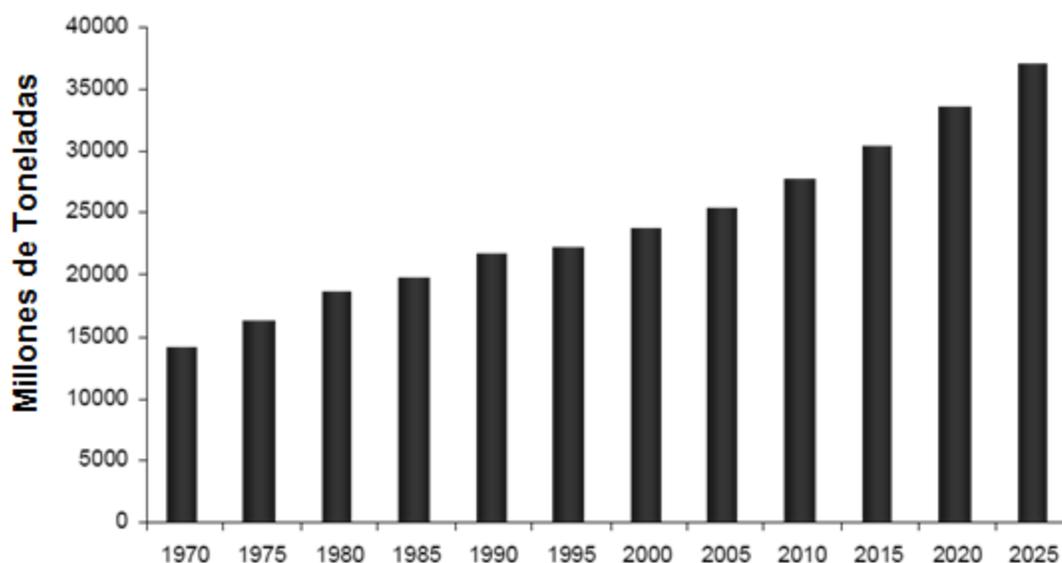
FUENTE: INEGI Con base en información de las series calculadas por métodos econométricos a partir de la serie original de Producción de Petróleo Crudo



**Fig.2.3.** Producción de queroseno en México.

FUENTE: INGI Con base en información de Petróleos Mexicanos. Indicadores petroleros.

Hoy en día, se considera que el transporte aéreo representa el 5 % de las emisiones mundiales de CO<sub>2</sub> globales. No obstante, se prevé que la demanda mundial de este medio de transporte seguirá aumentando a corto, mediano y largo plazo y con ella inestabilidad en el medio ambiente y la probabilidad de aumento en sus emisiones de gases de efecto invernadero (GEI) poniendo en peligro la sustentabilidad de nuestro planeta (fig. 2.4). La Asociación Internacional de Transporte Aéreo (IATA) prevé un aumento de la demanda de combustible de aviación a partir de unos 190 millones de toneladas en 2009 a entre 300-350 millones de toneladas en 2030, induciendo a un aumento proporcional de sus emisiones de CO<sub>2</sub> (Lee, D.S., et al., 2009).



**Fig. 2.4.** Emisiones de CO<sub>2</sub> por producción y uso de energía, 1970-2025.

FUENTE: (EIA, 2004)

Con la necesidad de solucionar los problemas planteados, se establece el protocolo de Kioto, el cual, convoca a una reducción de las emisiones de los gases de invernadero (CO<sub>2</sub>, metano, óxido nitroso, hidrofluorocarbonos, perfluorocarbonos y hexafloruro de azufre) a los países desarrollados y algunos países con economía en transición. Esta iniciativa, surgida en diciembre de 1997 bajo la Convención Marco sobre Cambio Climático de las Naciones Unidas, podría

---

tener en el futuro profundos efectos sobre el uso de combustibles de los países que lo rectifiquen. Cabe señalar que México firmó su adhesión a este protocolo como país miembro del Anexo II el 9 de junio de 1998 y ratificó el 7 de septiembre del 2000.

Para el cumplimiento de este protocolo, es necesario promover la generación de nuevas fuentes energéticas que puedan reemplazar a los combustibles fósiles, como son los biocombustibles, que además de ofrecer soluciones a los aspectos antes mencionados, se pueden obtener de una gran variedad de fuentes energéticas, ofreciendo una matriz más compleja de opciones y beneficiando así, a una producción más factible para las empresas productoras de biocombustibles.

Considerando cada uno de los aspectos planteados, las compañías aéreas se han planteado seriamente el uso de biocombustibles que disminuye las emisiones de efecto invernadero y los costos provocados por el decremento de la producción de petróleo. Sin embargo, los combustibles utilizados para aviación deben cumplir unas condiciones muy restrictivas para garantizar la seguridad durante todo el vuelo, lo cual determina que todas las iniciativas de sustitución del petróleo a corto y medio plazo pasen por el empleo de los biocombustibles eficientes.

La evaluación de los aceites, de las diversas oleaginosas presentes en el estado de Chiapas, tiene como finalidad contribuir a la implementación de bioenergéticos como el bioqueroseno siendo una alternativa viable, confiable y factible tanto en países desarrollados como para aquellos en vía de desarrollo.

---

## **CAPITULO III**

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1. General**

Extracción y caracterización fisicoquímica de aceite, proveniente de materias primas oleaginosas del estado de Chiapas, para la producción de bioqueroseno.

#### **3.2. Específicos**

- Extracción y cuantificación de aceite en muestras recolectadas en campo por método Soxhlet.
- Caracterización fisicoquímica de aceite extraído en muestras recolectadas en campo.
- Determinación de ácidos grasos presentes en las muestras de aceite mediante cromatografía de gases acoplado a detector de masas.

---

## CAPITULO IV

### 4. CARACTERIZACIÓN DEL ÁREA EN QUE PARTICIPÓ

#### 4.1. Antecedentes

En la década de los 70's, se incorpora el estado de Chiapas al movimiento educativo nacional extensión educativa, por intervención del Gobierno del Estado de Chiapas ante la federación. Esta gestión dio origen a la creación del Instituto Tecnológico Regional de Tuxtla Gutiérrez (ITRTG) hoy Instituto Tecnológico de Tuxtla Gutiérrez (ITTG).

El día 23 de agosto de 1971 el Gobernador del Estado, Dr. Manuel Velasco Suárez, colocó la primera piedra de lo que muy pronto sería el Centro Educativo de nivel medio superior más importante de la entidad.

El día 22 de octubre de 1972, con una infraestructura de 2 edificios con 8 aulas, 2 laboratorios y un edificio para talleres abre sus puertas el Instituto Tecnológico de Tuxtla Gutiérrez con las carreras de Técnico en Máquinas de Combustión Interna, Electricidad, Laboratorista Químico y Máquinas y Herramientas.

En el año 1974 dio inicio la modalidad en el nivel superior, ofreciendo las carrera de Ingeniería Industrial en Producción y Bioquímica en Productos Naturales.

En 1980 se amplió la oferta educativa al incorporarse las carreras de Ingeniería Industrial Eléctrica e Ingeniería Industrial Química.

En 1987 se abre la carrera de Ingeniería en Electrónica y se liquidan en 1989 las carreras del sistema abierto del nivel medio superior y en el nivel superior se reorientó la oferta en la carrera de Ingeniería Industrial Eléctrica y se inicia también Ingeniería Mecánica.

En 1991 surge la licenciatura en Ingeniería en Sistemas Computacionales.

---

Desde 1997 el Instituto Tecnológico de Tuxtla Gutiérrez ofrece la Especialización en Ingeniería Ambiental como primer programa de postgrado.

En 1998 se estableció el programa interinstitucional de postgrado con la Universidad Autónoma de Chiapas para impartir en el Instituto Tecnológico la Maestría en Biotecnología.

En el año 1999 se inició el programa de Maestría en Administración como respuesta a la demanda del sector industrial y de servicios de la región.

A partir de 2000 se abrió también la Especialización en Biotecnología Vegetal y un año después dio inicio el programa de Maestría en Ciencias en Ingeniería Bioquímica y la Licenciatura en Informática.

#### **4.2. Misión**

Formar de manera integral profesionistas de excelencia en el campo de la ciencia y la tecnología con actitud emprendedora, respeto al medio ambiente y apego a los valores éticos.

#### **4.3. Visión**

Ser una institución de excelencia en la educación superior tecnológica del sureste, comprometida con el desarrollo socioeconómico sustentable de la región.

#### **4.4. Valores**

- El ser humano.
- El espíritu de servicio.
- El liderazgo.
- El trabajo en equipo.
- La calidad.
- El alto desempeño.
- Respeto al medio ambiente





**Figura 4.6.1.** Polo Tecnológico Nacional para el Desarrollo de Investigación y Pruebas Analíticas en Biocombustibles

## CAPITULO VI

### 5. PROBLEMAS A RESOLVER PRIORIZÁNDOLOS

- Crear alternativas en el estado de Chiapas para la sustitución en determinados porcentajes a los combustibles de origen fósil, considerando que no son renovables, a través de la producción e implementación de biocombustibles (bioqueroseno) a partir de *Ricinus communis* y *Jatropha curcas L.*
- A través de la estandarización de aceites crear un buen biocombustible, contribuyendo a la disminución de la generación de gases de efecto invernadero ocasionados por los derivados del petróleo.

- 
- Tener una alternativa ante las insuficiencias y agotamiento del petróleo.
  - Plantar sembradíos tanto de *Ricinus communis* y *Jatropha Curcas L.* en áreas donde los suelos no tengan vocación agrícola.
  - Promover la cultura bioenergética en el estado de Chiapas.

## CAPITULO VI

### 6. ALCANCES Y LIMITACIONES

- Se logró extraer y hacer eficiente la extracción de aceite tanto para las semillas de *Ricinus communis* y *Jatropha curcas L.*
- Se analizaron las características fisicoquímicas de los aceites extraídos determinando a uno de los aceites, como prospectivo para la elaboración de un biocombustible.
- Al inicio del proyecto se pretendía abarcar otras semillas de oleaginosas presentes en el estado de Chiapas, sin embargo no fue posible por diferentes factores, en primer lugar el apoyo de la empresa Biodiesel Chiapas, donde la empresa no nos proporcionó el material vegetal que tenían colectado, ni el material ni reactivos para el proyecto.
- En el presente proyecto no se evaluó el índice de yodo por cuestiones de falta de reactivo, y para hacer eficiente el análisis se determinó perfil de ácidos grasos que de manera directa engloba cada uno de los ácidos grasos presentes en la muestra.
- Solamente se obtuvieron tres cromatogramas, debido a la falta de trifluoruro de boro para la derivatización de las muestras de aceite.

## CAPÍTULO VII

### 7. FUNDAMENTO TEÓRICO

#### 7.1. Combustibles de origen renovable

Dentro de los combustibles de origen renovable, es preciso distinguir a los biocombustibles que proceden de aceites vegetales, estos suelen tener un alto contenido energético. El procedimiento se ha ido mejorando para que el combustible resulte estable ante las situaciones extremas de presión y temperatura de los vuelos. Según los avances tecnológicos en su desarrollo, habitualmente se distingue entre biocombustibles de primera, segunda y tercera generación (OBSA, 2010).

Los **biocombustibles de primera generación** se producen a nivel comercial desde hace años utilizando tecnologías convencionales (Timilsina et al., 2010). Normalmente se utilizan azúcar o almidón provenientes, de caña de azúcar, remolacha azucarera o mandioca para producir etanol; y oleaginosas como el girasol, babasú, la soja, coco, moringa aceitera, la palma aceitera y la colza, para la producción de biodiesel (Fig.7.1.1). Más allá de su uso para la generación de biocombustibles, el principal destino de estos cultivos es la alimentación de la población o el forraje.



**Fig. 7.1.1.** Oleaginosas para la producción biocombustibles de primera generación.

Los **biocombustibles de segunda generación** son los denominados lignocelulósicos, en los cuales no sólo se aprovecha la semilla sino toda la planta degradando lignina y celulosa para su fermentación y obtención de etanol, a través de procesos dirigidos mayoritariamente por enzimas. Permiten aprovechar residuos forestales y también cultivos tradicionales (*Pnuma, 2009*). Este tipo de materiales también se puede utilizar para sinterizar BTL, ya sea por conversión termoquímica para producir biodiesel, o fermentación para producir etanol. Además, son cultivos que prosperan en terrenos áridos que no son aptos para cultivos de alimentación, como la *Jatropha* o la *Camelina* (*Fig.7.1.2*). Otra fuente para este tipo de biocombustibles son los desechos de la industria alimenticia y del sector servicios, como las grasas vegetales y los aceites de fritura usados. Incluso es posible el uso de residuos orgánicos urbanos.



*Fig. 7.1.2. Oleaginosas para la producción biocombustibles de segunda generación.*

Los **combustibles de tercera generación** incluyen aquellos producidos a base de algas (*Fig.7.1.3*), utilizando la tecnología de BTL para su conversión en biocombustibles, y otros como el biopropanol o el biobutanol que se obtienen con

---

las mismas fuentes de biomasa que se utilizan para los biocombustibles de primera generación, pero mediante el uso de tecnologías más sofisticadas (*Pnuma et al., 2011*).



*Fig. 7.1.3. Algas para la producción biocombustibles de tercera generación*

Según el **Observatorio de la Sostenibilidad en Aviación (OBSA)** los grandes grupos de estos combustibles son:

- **BTL** (*BiomassToLiquid*) combustible sintetizados mediante el proceso Fischer-Tropsch (F-T) a partir de biomasa. Puede utilizarse cualquier biomasa, sólida o líquida, lo que permite utilizar residuos forestales o urbanos.
- **Bioqueroseno**: combustible obtenido a partir de aceites vegetales con las mismas características que el queroseno convencional (Jet-A y Jet A-1).
- **Bioetanol**: a partir de fermentación de azúcares que puede asemejarse a la gasolina de aviación.
- **Hidrógeno** líquido (criogenizado): puede obtenerse a partir la hidrólisis de agua pura mediante energía eléctrica.

## 7.2. Oleaginosas de segunda generación en el estado de Chiapas

Las oleaginosas son cultivos indispensables y con valor agregado precisamente por su versatilidad, ya que de un solo grano o semilla, es posible obtener cientos de productos: desde aceites, pastas para la alimentación animal, biocombustibles, plásticos biodegradables, también proteínas, vitaminas y minerales, fundamentales (Sagarpa, 2012).

### 7.2.1. Piñón (*Jatropha curcas*)

Es una oleaginosa de porte arbustivo con más de 3500 especies agrupadas en 210 géneros (*Fig.7.2.1*). Originaria de México y Centroamérica, pero crece en la mayoría de los países tropicales. Se cultiva en América Central, Sudamérica, Sureste de Asia, India y África. Las semillas de *Jatropha* contienen entre 30 y 35 % de aceite no comestible (*Hennig, 2009*). El aceite de *Jatropha curcas* posee una densidad de  $0.92 \text{ g/cm}^3$ , un punto de solidificación de  $-5 \text{ }^\circ\text{C}$  y una viscosidad cinemática de  $75.710\text{-}6 \text{ m}^2/\text{s}$  (*Münch&Kiefer, 1986*). La composición de ácidos grasos en el aceite del Piñón, se muestra en la *Cuadro 7.2.1*.



**Fig.7.2.1.** *Jatropha curcas*.

**Cuadro 7.2.1.** Perfil de ácidos grasos de aceite de Piñón (*Jatropha curcas* L).

Ácidos grasos	Fórmula	Peso (%)
Mirístico	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O <sub>2</sub>	0-0.1
Palmítico	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	14.1-15.3
Palmitoléico	C <sub>16</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	0-1.3
Estearico	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	3.7-9.8
Oléico	C <sub>18</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	34.3-45.8
Linoléico	C <sub>18</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	29.0-44.2
Linolénico	C <sub>18</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	0-0.3
Araquídico	C <sub>20</sub> H <sub>40</sub> O <sub>2</sub>	0-0.3
Behénico	C <sub>22</sub> H <sub>44</sub> O <sub>2</sub>	0-0.2

Fuente: (Gübitzet *al.*, 1999)

El aceite de *Jatropha* muestra un perfil de ácidos grasos bastante sesgado hacia ácidos grasos insaturados, esto obliga la adición de antioxidantes, debido a su susceptibilidad a la oxidación lipolítica y auto-oxidación (Gübitzet *al.* 1999).

El principal obstáculo para el uso de aceite y harina de *Jatropha* para la alimentación humana y animal, es su alta toxicidad. Los compuestos no nutritivos y tóxicos que han sido identificados incluyen los inhibidores de la tripsina, curcin (una lecitina), flavonoides, vitexine y 12-deoxyl-16-ésteres hydroxyphorbol. Los ésteres de forbol son el principal obstáculo para el uso comercial de variedad de semillas de *Jatropha* como materia prima para alimentos (Seemamahannop *et al.*, 2009).

### 7.2.1.1. Clasificación taxonómica

En México *J. curcas* tiene varios nombres comunes en diversas lenguas indígenas: Ashcuahuitl en lengua náhuatl de Hidalgo, en náhuatl en Veracruz se escribe Ashté, Caksiil en lengua Huave de Oaxaca, Cuipi en Tzozil en Chiapas, Kxakal-che en lengua maya en Yucatán, Que-ca en lengua Chontal en Oaxaca, Scu-luú lengua totonaca en Veracruz, Yaga-be-pale en zapoteco-Oaxaca y Xuta en el Totonacapan Poblano y Veracruzano (Lozoya, 2009). En el cuadro 7.2.1.1. se presenta la clasificación taxonómica.

**Cuadro 7.2.1.1.** Clasificación taxonómica.

<b>Reino</b>	Plantae
<b>Subreino</b>	Tracheobionta
<b>División</b>	Magnoliophyta
<b>Clase</b>	Magnoliopsida
<b>Subclase</b>	Rosidae
<b>Orden</b>	Euphorbiales
<b>Familia</b>	Euphorbiaceae
<b>Genero</b>	Jatropha
<b>Especie</b>	Curcas

Fuente: SIIT<sup>mx</sup> (2011)

### 7.2.1.2. Tallo y hojas

Los tallos crecen con una discontinuidad morfológica en cada incremento. Es un cilindro verde, robusto, que produce ramas con savia láctea o rojiza viscosa.

La lámina foliar es simple, alterna, con pecíolos largos, con una longitud de 10 a 15 cm y anchura de 9 a 15 cm, ovadas, con una filotaxia espiral. Son anchamente ovadas, abiertamente cordadas en la base con cinco nervaduras; lámina acorazonada, de 7-32 cm de diámetro, con tres a cinco lóbulos, de borde liso, acuminados, pocos profundos y grandes (Figura 7.2.1.2). El haz es verde; el envés verde claro, glabro o con pelillos finos (Heller, 1996).



**Figura 7.2.1.2.** Hojas de piñón mexicano.

### **7.2.1.3. Flor**

El piñón mexicano es una planta monoica, rara vez unisexual, produce flores masculinas y femeninas en sus inflorescencias y su proporción es variable. Se han realizado estudios de microsporogénesis y gametogénesis masculina en *J. curcas* (Liu *et al.*, 2007).

Las flores son actinomorfas y dispuestas en racimos, 5 sépalos, de 5-7 mm de largo, corola de color amarillo verdoso campanulada, los pétalos de 0.5–1 cm de largo; 10 estambres unidos en la base con algunos abortivos, los filamentos delgados, las anteras diatésicas, con dehiscencia longitudinal, cinco nectarios presentes a un costado de la inserción de los estambres, ovario supero, trilocular con una placentación axilar, el estilo concrecente, el estigma dividido en seis partes (Heller, 1996).

En la inflorescencia una flor femenina es rodeada normalmente por un grupo de flores masculinas (Figura A- 7.2.1.3). Las flores masculinas abren por un período de 8 a 10 días en la inflorescencia. Las flores femeninas abren solamente 2 a 4 días. Los sépalos y los pétalos, en las flores femeninas se agrandan gradualmente después de la fertilización de los óvulos y protegen de las condiciones ambientales al embrión (Figura B- 7.2.1.3).



**Figura 7.2.1.3.** **A)** Inflorescencia de *J. curcas* constituida por flor femenina rodeada por un grupo de flores masculinas. **B)** Inflorescencia de *J. curcas* constituida por flores femeninas.

#### 7.2.1.4. Fruto

Es una drupa oval, de 4 a 5 cm de largo y 3 a 4 cm de ancho, en estado inmaduro presenta un color verde, y en estado maduro un color amarillo (Fig.7.2.1.4) (Miller, 1962).El período de desarrollo y madurez de la fruta oscila entre 55 a 61 días desde la fecha de la primera floración (Dhillonet *al.*, 2006).



**Figura 7.2.1.4.** Maduración de frutos de piñón mexicano en Chiapas.

#### 7.2.1.5. Semilla

Ovoides, de 2.0 a 2.4 cm de longitud y de 1.0 a 1.2 cm de ancho, convexas en la parte dorsal y tectiformes en la ventral, presentando algunas líneas amarillentas, con una línea blanquecina apical, indicando la posición de la carúncula, endospermo grueso, el embrión con 2 cotiledones foliáceos, de 10-13 mm de longitud, de color blanco crema; plántulas con cotiledones simples glabros, con la base redondeada, el margen entero; bordo liso (Martínez *et al.*, 2011)

#### 7.2.2. Higuera (*Ricinus communis*)

Pertenece a la familia *Euphorbiaceae* y es conocida como ricino, tártago, mamoneira, mamona, palma christi, higuera, castor, castor bean y castor oilplant, véase figura 7.2.2 (Falasca *et al.*, 2012).

Es considerada como un cultivo de importancia y conocido por su versatilidad de usos; en diversas regiones del mundo, su cultivo no es realizado a gran escala, cuya principal razón ha sido, la presencia de sustancias tóxicas en diversos órganos de la planta, dentro de las que sobresale, la ricina en la testa de la semilla, la ricinina en las hojas y un fracción proteica alergénica en el polen (Castor Oil.in, 2010).



**Fig. 7.2.2.** Higuera (*Ricinus communis*)

El principal producto de la higuera es el aceite extraído de sus semillas, conocido como aceite de ricino. Este aceite es una materia prima importante para la industria química, con innumerables aplicaciones, desde su uso en pinturas, cosméticos, polímeros y lubricantes hasta la obtención de biodiesel (Chierice & Neto, 2001). La composición de ácidos grasos en el aceite de Higuera se muestra en la Cuadro 7.2.2.

**Cuadro 7.2.2.** Perfil de ácidos grasos de aceite de Higuera (*Ricinus communis*)

Ácidos grasos	Fórmula	Peso (%)
Recinolico	$C_{18}H_{34}O_3$	85-95
Oléico	$C_{18}H_{34}O_2$	2-6
Linoléico	$C_{18}H_{32}O_2$	1-5
Linolénico	$C_{18}H_{30}O_2$	0.5-1
Estearico	$C_{18}H_{36}O_2$	0.5-1
Palmítico	$C_{16}H_{32}O_2$	0.5-1
otros	---	0.5-1

Fuente: Gustone & Frank, 2004

La higuera se desarrolla desde el bosque húmedo templado hasta el bosque lluvioso templado, pasando por el desierto tropical hasta el bosque lluvioso, tolerando precipitaciones de los 200 mm a los 4.290 mm año (Falasca et al., 2012). Precipitaciones de 700 mm proporcionan rendimientos superiores de 1,5 t ha<sup>-1</sup> de grano, logrando llegar hasta las 5 t ha<sup>-1</sup> de grano, bajo condiciones de irrigación; donde la mayor exigencia de agua en el suelo ocurre en la fase del inicio de la etapa vegetativa (Amorim et al., 2001). El exceso de humedad es perjudicial en cualquier fase del ciclo del cultivo, siendo más crítico en los estados iniciales de plántula y durante la formación y llenado del fruto (Carvalho, 2005). El mejor desarrollo y producción se logra en áreas con buena radiación solar, de por lo menos 12 horas sol por día, lo que contribuye con un elevado contenido de aceite (Falasca et al., 2012).

Esta especie se adapta bien a diversos tipos de suelo, con excepción de aquellos con elevados niveles de aluminio y arcilla, y con limitación de drenaje, debido a la sensibilidad que manifiesta la planta, a excesos de agua. Suelos con fertilidad elevada favorecen el crecimiento vegetativo excesivo y retrasan de forma considerable la etapa de floración (Carvalho, 2005). Aunque el sistema radical puede alcanzar profundidades de 1,5 m, la planta absorbe el 60% del agua de los primeros 60 cm de profundidad (Amorim et al., 2001).

### 7.2.2.1. Clasificación taxonómica

Se consigna la información taxonómica de la planta de Higuerilla en el Cuadro 7.2.2.1.

**Cuadro 7.2.2.2. Taxonomía de la planta de Higuerilla**

<b>Reino</b>	Plantae
<b>Subreino</b>	<i>Traqueobionta</i>
<b>Superdivisión</b>	<i>Spermatophyta</i>
<b>División</b>	<i>Magnoliophyta</i>
<b>Clase</b>	<i>Magnoliopsida</i>
<b>Subclase</b>	<i>Rosidae</i>
<b>Orden</b>	<i>Euphorbiales</i>
<b>Familia</b>	<i>Euphorbiaceae</i>
<b>Nombre científico.</b>	<i>Ricinus communis</i>

(Leal, D., 2009)

### 7.2.2.2. Tallos y hojas

El tallos es engrosado, ramificado, segmentado producto de la cicatriz que deja la estipula cónica terminal caediza (Figura A. 7.2.2.2), con nectarios extraflorales (Figura B. 7.2.2.2).



**Figura 7.2.2.1.** Tallo A) Engrosado, ramificado, y segmentado. B) Extraflorales.

Hojas: Lámina casi orbicular, de 10 a 60 cm de diámetro, peltada, profundamente palmatilobada, con 5 a 9 lóbulos, las divisiones ovado-oblongas a lanceoladas, agudas o acuminadas, borde irregularmente dentado-glanduloso; pecíolo tan largo o más largo que la lámina: glándulas nectíferas entre la lámina y el pecíolo (Figura 7.2.2.2.2)



**Figura 7.2.2.2.** Diferentes tipos y colores de hojas, en Higuierilla

### 7.2.2.3. Flor

Las flores están dispuestas en grandes inflorescencias, erguidas, que rematan los tallos; en la parte inferior de las mismas están las flores masculinas, con un cáliz, con cinco piezas de 6 a 12 mm de largo, lanceoladas y múltiples estambres soldados, con forma de columna, ramificadas en forma de coliflor. Las flores femeninas de 4 a 8 mm de largo, se encuentran en la parte superior de la

---

panícula, formado por tres hojas carpelares y rematadas por tres ramitas bifurcadas, con papilas destinadas a captar el polen. Florece casi todo el año (Figura. 7.2.2.3)



**Figura 7.2.2.3** Flores de Higuera

#### **7.2.2.4. Fruto**

El fruto es una capsula tricarpelar, con una semilla por carpelo; de forma esférica o alargada, dehiscente o indehiscente y puede ser lisa o con estructuras semejantes a espinas, denominadas acúleos. Éstos se distribuyen en racimos que pueden ser cónicos, esféricos o cilíndricos, de longitud variable, en función del cultivar y de las condiciones ambientales (Figura 2.2.2.4), (Beltrao *et al.*, 2001).



**Figura 2.2.2.4** Fruto de Higuera.

#### **7.2.2.5. Semillas**

La semilla es oval, rara vez esférica o alargada, de 0,8 a 3 cm de longitud, 0,6 a 1,5 cm de ancho y 0,4 a 1,0 cm de espesor (fig.7.2.2.5). Este órgano está cubierto por un tegumento (testa) duro y quebradizo, por debajo del cual se encuentra una fina capa que envuelve el albumen, que es blanco, compacto y rico en aceite (Beltrao *et al.*, 2001). La semilla está constituida por un 25 - 35% de epicarpio

---

(testa) y un 65 - 75% de endospermo; su composición química está dada por agua (5,5%), aceite crudo (48,6%), proteína cruda (17,9%), fibra bruta (12,5%), cenizas (2,5%) y carbohidratos (13%) (*Freire, 2001*).



**Fig. 7.2.2.5.** Semillas de Higuera.

Adherido al embrión y en la parte externa de la semilla, se encuentra la carúncula, ecológicamente conocido como elaiosoma, estructura rica en lípidos, proteínas, almidones y vitaminas, la cual atrae hormigas, que mejoran su dispersión por varios metros a partir de la planta madre. Varios estudios han indicado, que la carúncula tiene un papel importante al ayudar a la semilla a germinar en condiciones de baja disponibilidad de agua en el suelo (*Severino et al., 2012*). Varía en color, forma, tamaño, proporción de testa y la presencia o ausencia de carúncula.

### **7.3. Proceso de extracción de aceites**

Existen diferentes métodos utilizados para llevar a cabo la extracción de aceites, pero el que a continuación se mencionara es el más fácil de realizar.

#### **7.3.1. Extracción por prensado en frío**

También se le conoce como “expresión”. El material vegetal es sometido a presión, bien sea en prensas tipo batchó en forma continua, dentro de éstos se tienen los equipos: Tornillo sin fin de alta ó de baja presión, extractor expeller, extractor centrífugo y rodillos de prensa. Para los cítricos antiguamente se empleó el método manual de la esponja, especialmente en Italia, que consiste en exprimir manualmente las cáscaras con una esponja hasta que se empapa de aceite, se exprime entonces la esponja y se libera el aceite esencial.

---

Otros métodos corresponden a raspado, como el del estilete ó “ ecuelle”, donde la fruta se pone a girar en un torno y con un estilete se raspa la corteza únicamente; permanentemente cae un rocío de agua que arrastra los detritos y el aceite liberado.

Otro proceso emplea una máquina de abrasión similar a una peladora de papas, la “pellatrice” y también hace uso del rocío de agua. En estos procesos la mezcla detritos-agua-aceite se centrifuga a 5000 rpm durante 40 minutos y el aceite esencial recuperado se coloca en una nevera a 3 °C durante 4 horas, para solidificar gomas y ceras que se localizan en la superficie. El aceite se guarda en recipientes oscuros a 12 °C. Los aceites obtenidos por prensado y/o raspado, se les comercializa como “expresión en frío” y cumplen la funciones de odorizantes (smelloils) y saborizantes (taste oils).

### **7.3.2. Extracción con solventes químico**

La extracción de lípidos con solventes químicos, ha sido utilizada tradicionalmente para obtener lípidos de origen animal y vegetal, el solvente es por lo general adicionado a la biomasa seca aunque en algunos casos es utilizado en biomasa con cierta cantidad de agua, lo que disminuye los costos globales del proceso, pero disminuye también la eficiencia de la extracción.

Una gran variedad de solventes orgánicos suelen ser utilizados en la extracción de aceite, siendo los más populares el hexano y el etanol, mediante una mezcla hexano: etanol es posible extraer más del 98% de los ácidos grasos presentes en la biomasa (*Richmond A., 2004*); sin embargo, al ser el etanol un buen solvente de extracción, pero con selectividad relativamente baja hacia los lípidos comparada con otros solventes, en extracciones con etanol pueden aparecer otros componentes, como azúcares, pigmentos o aminoácidos.

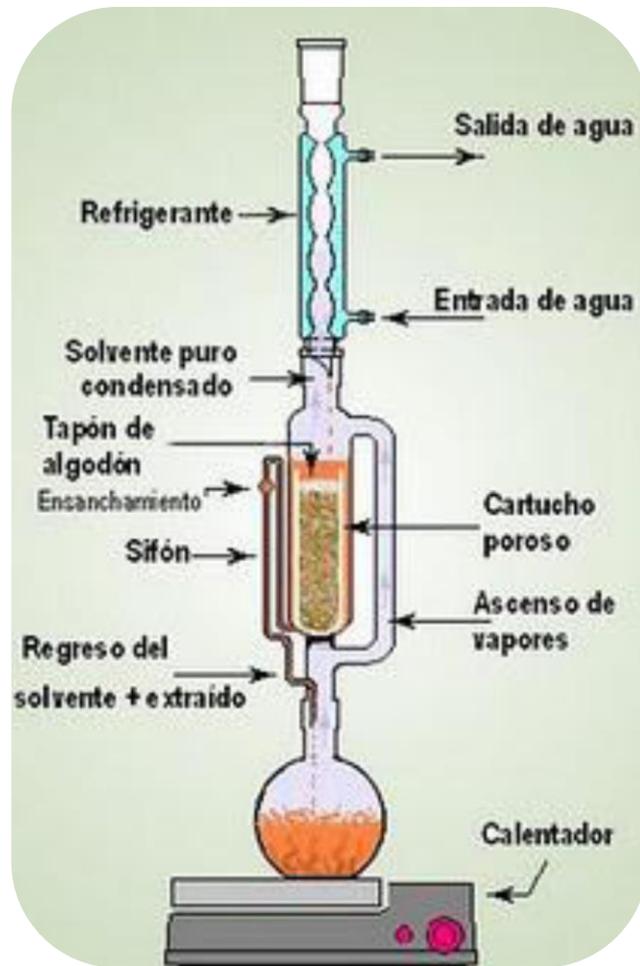
Una metodología basada en solventes químicos fue propuesta por *Folch et al.*, la cual extrae lípidos tanto polares como no polares; esto se logra con la utilización

---

de un solvente apolar, el cual disuelve los lípidos neutros, en combinación con un solvente relativamente polar, este disuelve los lípidos polares presentes en la muestra sometida a extracción, estas propiedades de los solventes fueron originalmente aprovechadas para desarrollar un método basado en la mezcla cloroformo: metanol 2:1 (v/v) en una proporción de veinte volúmenes de solución por uno de muestra, seguido de una purificación de los extractos con una solución salina. Luego, en 1959, *Bligh & Dyer*, modificaron el método de Folch et al.; utilizando una mezcla cloroformo: metanol 1:2 en una proporción (v/v) de 1:3, muestra: solución extractora, seguidamente se agrega una parte de cloroformo para finalmente agregar una parte de agua. Se obtuvo así un método de extracción de lípidos más rápido, económico y amigable con el ambiente, pues se reduce significativamente el volumen de solvente utilizado, que es usado en la actualidad.

Estos métodos han dado muy buenos resultados en la extracción de aceite de y se utilizan con frecuencia como complemento de métodos de disrupción mecánica, de autoclavado o sonicación, aunque poseen la desventaja de ser poco amigables con el ambiente debido a la toxicidad de los solventes utilizados.

El sistema de extracción Soxhlet, ha sido ampliamente utilizado en la extracción de aceite, este sistema, se compone de un balón donde se encuentra un solvente orgánico que se calienta hasta ebullición, un tubo de extracción Soxhlet, donde se coloca la muestra, la cual va contenida en un cartucho de celulosa, y un condensador; en el cual, después de evaporarse, el solvente orgánico se condensa y cae al tubo Soxhlet, donde extrae el aceite contenido en la biomasa seca hasta que el tubo se llena, cuando el tubo está lleno de solvente, este, por medio de un sifón, vuelve al balón que contiene el resto de solvente y se repite el proceso (Figura 7.3.2).



**Figura 7.3.2.** Aparato de extracción Soxhlet

Una gran cantidad de solventes se han utilizado como medio de extracción en el método Soxhlet, el uso de éter de petróleo se recomienda por ser éste un solvente no polar que será selectivo al extraer lípidos no polares de las semillas de oleaginosas como los triglicéridos, los cuales son lípidos ideales para la producción de biocombustible; el éter etílico también posee esta propiedad, el inconveniente que presentan los éteres, es su alta volatilidad, lo que conlleva a una significativa pérdida de solvente durante el proceso de extracción. El solvente hexano también ha sido ampliamente utilizado como solvente de extracción en el sistema Soxhlet con resultados interesantes (Anderson & Sorek; 2008), el hexano es relativamente económico, fácil de recuperar después de la extracción y posee

---

selectividad hacia lípidos neutros, también puede ser utilizado en mezcla con isopropanol, esta mezcla se considera segura a escala industrial, eficiente en la extracción de ácidos grasos y de baja toxicidad. Si el objetivo es una gran eficiencia y la selectividad no es prioritaria la mezcla diclorometano: hexano, permite aumentar la cantidad de lípidos totales extraídos. Otra mezcla que se ha utilizado en la extracción Soxhlet, es una combinación de diclorometano: metanol, la cual es muy eficiente y recupera una gran cantidad de lípidos neutros.

#### **7.4. Caracterización física del aceite empleado en la producción de biocombustible**

##### **7.4.1. Densidad (Masa por volumen convencional)**

Es la relación de la masa (de una grasa) en aire con su volumen a una temperatura dada. Está expresada en kilogramos por litro (numéricamente igual a gramos por mililitro). El principio bajo el cual se determina es la medida de la masa, a una temperatura específica, de un volumen de grasa líquida en un picnómetro calibrado (*ICONTEC, 2002*). Es una constante que no varía mucho para un aceite determinado cuando está puro y fresco, pero es afectada por la edad, rancidez y cualquier tratamiento especial que se le haga al aceite (*Bernal, 2003*).

##### **7.4.2. Viscosidad cinemática**

Una propiedad general de un fluido (líquido o gas) es que a la aplicación de una fuerza tangencial que produce un flujo en el mismo, se le opone una fuerza proporcional al gradiente en la velocidad de flujo. Este fenómeno se conoce como viscosidad (*Montoya, 2007*).

##### **7.4.3. Contenido de humedad y materia volátil**

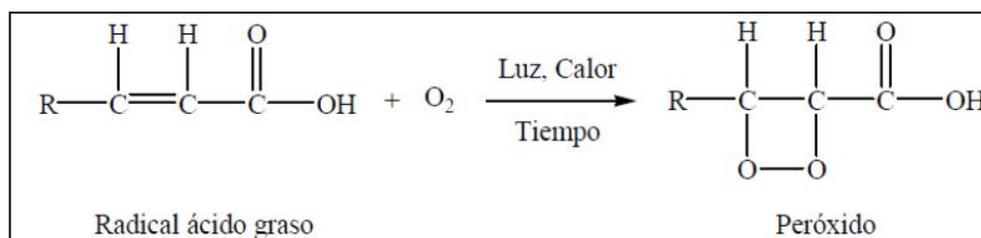
Método gravimétrico que consiste en determinar indirectamente cantidad de humedad de una muestra alimenticia por medio de una diferencia de masa. El

agua es el único ingrediente de los alimentos que está prácticamente presente en todos ellos y su cantidad, estado físico y dispersión en los alimentos afectan su aspecto, olor, sabor y textura. Los alimentos en general pueden considerarse integrados por dos fracciones primarias: su materia seca y cierta cantidad de agua o humedad; esta agua no está solamente adherida a la superficie de los alimentos sino que también se encuentra íntimamente asociada como tal a ellos y por tanto incorporada a su naturaleza y composición química (Montoya, 2007). La Norma Técnica Colombiana NTC 287 define el contenido de humedad y materia volátil como la pérdida en masa de un producto mediante calentamiento a  $103\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$ , bajo las condiciones especificadas en dicha norma. El principio de esta medición se basa en el calentamiento de una porción de ensayo a  $103\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$  hasta que la humedad y la materia volátil se eliminen completamente y se determina la pérdida de masa (ICONTEC, 2002).

## 7.5. Caracterización química del aceite empleado en la producción de biocombustible

### 7.5.1. Índice de peróxidos

El índice de peróxido es la cantidad de estas sustancias en la muestra, expresada en términos de miliequivalentes de oxígeno activo por kilogramo de grasa, el cual el yoduro de potasio oxida bajo las condiciones de ensayo (ICONTEC, 1998). Los peróxidos se forman en los puntos de insaturación de las cadenas de carbonos de los ácidos grasos (Ver figura 7.5.1) (Jérome, 2007).



**Fig. 7.5.1.** Reacción de oxidación de un ácido graso

---

El principio de esta prueba es el tratamiento de la porción de ensayo, en una solución de ácido acético y cloroformo o ácido acético e iso-octano, con una solución de yoduro de potasio. Titulación del yodo liberado con una solución normalizada de tiosulfato de sodio (*ICONTEC, 1998*).

### **7.5.2. Índice de acidez.**

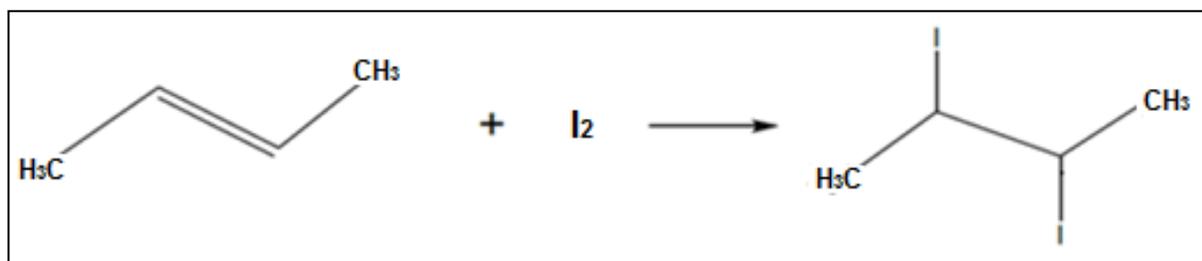
Acidez: contenido de ácidos grasos libres determinados de acuerdo con el procedimiento especificado en la Norma Técnica Colombiana NTC 218. La acidez se expresa como porcentaje en masa. Si el resultado de la determinación se reporta como acidez, sin explicación adicional, ésta es, por convención, la acidez expresada con base en ácido oleico. Si la muestra contiene ácidos minerales, por convención, se determinan ácidos grasos. Índice de acidez: número de miligramos de hidróxido de potasio requeridos para neutralizar los ácidos grasos libres en un gramo de grasa, cuando se determina de acuerdo con el procedimiento especificado en la norma NTC 218. El índice de acidez se expresa en miligramos por gramo. El método utilizado en este trabajo para la determinación del índice de acidez y de la acidez fue con etanol caliente usando indicador. El principio de este método es el siguiente: Se disuelve en etanol caliente una porción de ensayo y se titula con una solución acuosa de hidróxido de sodio o de potasio (*ICOTEC, 1999*).

### **7.5.3. Índice de yodo**

El índice de yodo es la determinación del grado de insaturación de una grasa, expresado como el número de gramos de yodo absorbidos por 100 gramos de muestra. Este método consiste en someter una cantidad, exactamente pesada, de aceite o grasa a la acción del reactivo de Hannus (solución del monobromuro de yodo en ácido acético) y luego de un tiempo determinado, valorar el yodo en exceso, mediante el empleo de solución de tiosulfato de sodio (*ICOTEC, 1998*).

El yodo se adiciona a los enlaces dobles de los ácidos insaturados cuantitativamente bajo condiciones controladas (ver figura 7.5.3). El punto final se registra por la desaparición del complejo azul de yodo con el almidón. Esta

determinación es quizá el mejor método para clasificar los aceites, pues permanece casi inalterable por ligeros cambios en el estado del mismo, además, permite caracterizar la muestra dando una base para saber si es pura o se encuentra mezclada (Bernal, 2003).



**Fig. 7.5.1** Reacción del yodo en los dobles enlaces

#### 7.5.4. Índice de saponificación.

El índice de saponificación es el número de miligramos de hidróxido de potasio que se requieren para saponificar un gramo de grasa bajo condiciones específicas.

El método de saponificación consiste en saponificar completamente una cantidad, exactamente pesada, de la muestra por ensayar, mediante un exceso de solución alcohólica de hidróxido de potasio, valorando luego dicho exceso de solución alcalina con ácido clorhídrico 0,5 N (ICONTEC, 2002). El índice de saponificación es una medida de los ácidos grasos libres y combinados que existen en la grasa y es directamente proporcional a su masa molecular media: cuanto menor sea la masa molecular media de los ácidos grasos presentes (es decir, cuanto mayor sea la proporción de ácidos grasos de cadena corta), tanto mayor será el índice de saponificación. Se utiliza para comprobar la pureza de las grasas y aceites (ICONTEC, 2002).

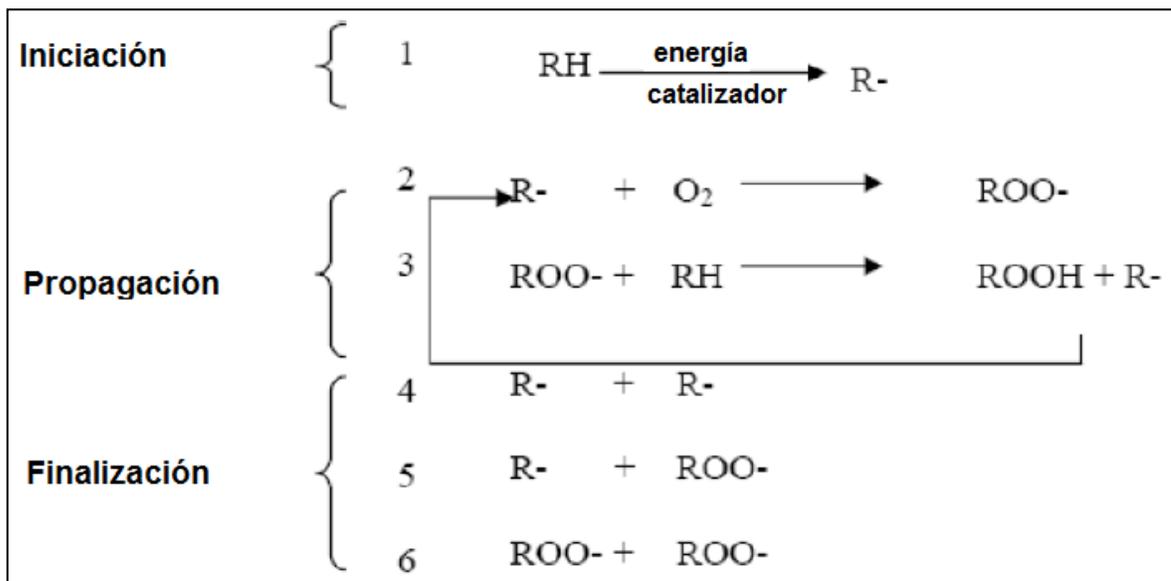
#### 7.5.5. Estabilidad oxidativa

La oxidación lipídica es la causa de los cambios importantes de deterioro de los aceites comestibles y los alimentos grasos, ya que afecta sus propiedades químicas, sensoriales y nutricionales y por lo tanto es a menudo el factor decisivo

para determinar la vida útil de almacenamiento. La oxidación del aceite puede ser catalizada por:

- Temperatura. La temperatura es un agente catalítico en cualquier reacción química. Siempre un aumento en la temperatura implica un aumento en la velocidad de reacción.
- Luz. La radiación, en particular la ultravioleta promueve la formación de radicales libres que representa la etapa inicial de la reacción de autooxidación.
- Iones Metálicos. Los iones metálicos, en particular hierro y cobre, catalizan la reacción de oxidación.
- Disponibilidad de Oxígeno. Resulta evidente que la oxidación se presentará en mayor o menor grado según la cantidad de oxígeno presente.

Al igual, el método de extracción puede jugar un papel importante en el proceso de la reacción oxidativa. De acuerdo a los mecanismos de reacción, la velocidad de la oxidación puede ser alta dependiendo del nivel de radicales libres que se encuentran en la etapa de propagación (ver figura 7.5.5) (Anguaya, 2007).



**Fig. 7.5.5.** Etapas de la oxidación de lípidos

---

## **7.6. Determinación de metilésteres por Cromatografía de Gases (CG)**

En la cromatografía de gases la muestra se disuelve con una fase móvil que es un gas, un el cual se hace pasar a través de una fase estacionaria inmisible, fija en una columna. Las dos fases se eligen de tal forma que los componentes de la muestra se distribuyen en grados distintos entre la fase móvil y la fase estacionaria. Aquellos componentes que son fuertemente retenidos por la fase estacionaria se mueven con mucha lentitud con el flujo de la fase móvil. En cambio los componentes unidos débilmente a fase estacionaria se mueven con rapidez, como consecuencia de las distintas velocidades de migración, los componentes 65 de la muestra se separa en bandas o zonas distintas que se pueden analizar en forma cualitativa y cuantitativa (Skoog, 2003).

---

## CAPÍTULO VIII

### 8. MATERIALES Y MÉTODOS

Esta investigación fue llevada a cabo en los laboratorios del Polo tecnológico nacional para el desarrollo de investigación y pruebas analíticas en biocombustibles, ubicado en el interior del Instituto Tecnológico de Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México. A continuación, se describen las metodologías llevadas a cabo para la extracción y caracterización del aceite de semillas de *Ricinus communis* (Figura 8.1) y *Jatropha curcas* L., (Figura 8.2).



**Figura 8.1.** Higuera (*Ricinus communis*).

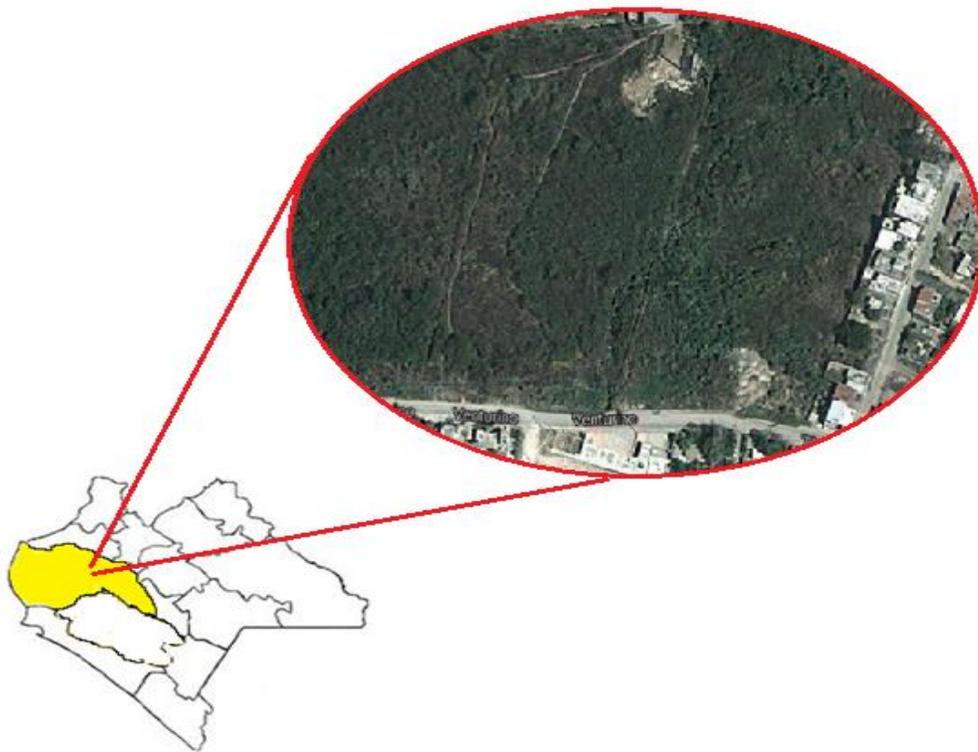


**Figura 8.2.** Piñón (*Jatropha curcas* L.).

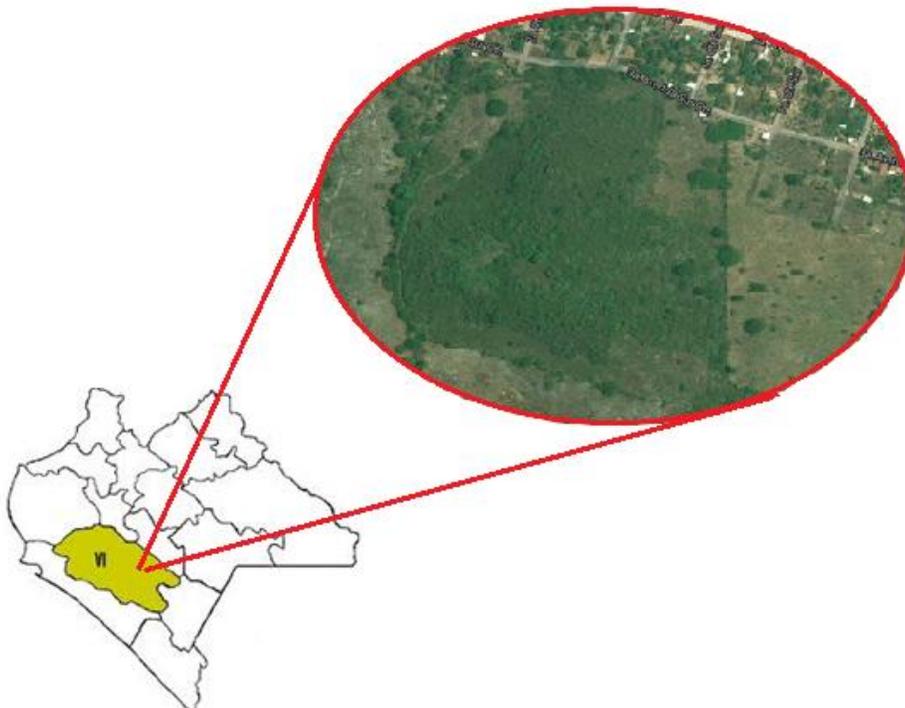
#### 8.1. MUESTRAS DE ANÁLISIS

##### 8.1.1. Higuera (*Ricinus communis*)

Se emplearon semillas de higuera de dos diferentes zonas; Centro y Frailesca. Las semillas obtenidas de la zona centro fueron tomadas de un terreno baldío, ubicado entre la calle venturino con dirección a la colonia 6 de Junio y la colonia la misión, municipio de Tuxtla Gutiérrez (Figura 8.1.1.1 ), para la zona Frailesca las semillas se recolectaron directamente de cultivo ubicado en las afueras del municipio El parral (Figura 8.1.1.2).



**Figura 8.1.1.1.** *Recolección de semillas de Higuera zona Centro.*

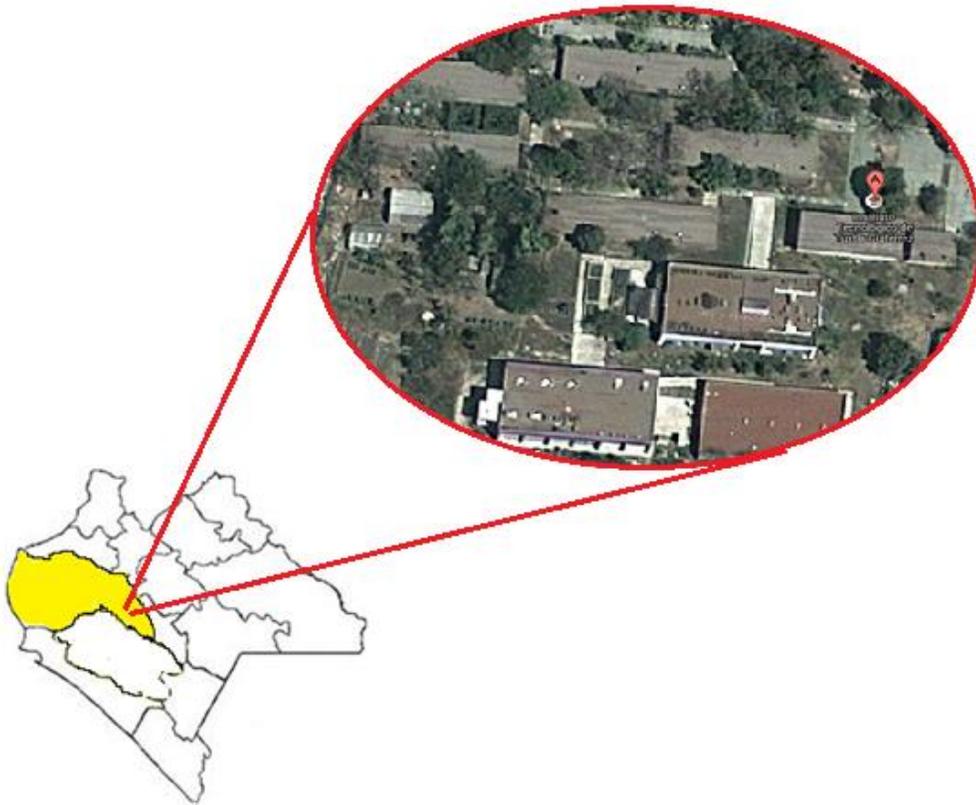


**Figura 8.1.1.2.** *Recolección de semillas de Higuera zona Fraillesca.*

Datos del mapa 2013 Google, INEGI Imagen 2013 Terra Métricos

### 8.1.2. Piñón (*Jatropha curcas* L)

Para el análisis, también se emplearon semillas de piñón las cuales fueron obtenidas al igual que el de higuera en dos diferentes zonas; Centro y Frailesca. Para la zona centro las semillas se recolectaron a partir de las plantas, que se encuentran en el interior del Instituto Tecnológico de Tuxtla Gutiérrez, ubicado a un costado de la Carretera Panamericana Km 1080 (*Figura 8.1.2.1*), en el caso de la zona Frailesca las muestras de semillas se obtuvieron a orillas del Rio tres picos, ubicado a las afueras del municipio de Villaflores (*Figura 8.1.2.2*).



**Figura 8.1.2.1.** *Recolección de semillas de Piñón zona Centro.*

*Datos del mapa 2013 Google, INEGI Imagen 2013 Terra Métricos.*



**Figura 8.1.2.2.** *Recolección de semillas de Piñón zona Frailesca.*

*Datos del mapa 2013 Google, INEGI Imagen 2013 Terra Métricos.*

Para las diferentes zonas muestreadas, las semillas fueron obtenidas directamente de la planta empleando una cortadora, para facilitar el muestreo, aunado a ello, las muestras de semillas se transportaron a los laboratorios antes mencionados.

### **8.1.3. Aceite de Higuierilla**

Para comparar los resultados, se utilizó aceite de higuierilla adquirida en la empresa “aceites Torres-Barriga” ubicado en Av. 20 de noviembre No. 715 Colonia centro, Oaxaca de Juárez.

## 8.2. Descascarillado y triturado

### 8.2.1. Higuera (*Ricinus communis*)

El fruto de Higuera fueron sometidas a un secado de 40 °C por 24 horas, para lograr completamente su descascarillado, en donde la cápsula globosa con pedicelo alargado se abrieron a efecto del calor para soltar la semilla. Se sumergieron en agua desionizada y a ebullición por un período de 30 minutos para la desactivación de las toxinas.

Una vez extraída la semilla se procedió a triturar en pedazos aproximados de 3 a 4 mm, con ayuda de una licuadora industrial a una velocidad controlada de 32 rps. (Figura 8.2.1.1).



**Figura 8.2.1.1.** Transformación de las muestras de higuera para su posterior uso.

### 8.2.2. Piñón (*Jatropha curcas L*)

Los frutos de piñón fueron sometidos a un secado de 40 °C por 12 horas, para su posterior descascarillado de forma manual. Se sometieron a una trituración con ayuda de un mortero, logrando pedazos de 4 a 5 mm, véase en la *Figura 8.2.2.1*.



**Figura 8.2.2.1.** Transformación de las muestras de piñón para su posterior uso.

### 8.3. Determinación de humedad

Para las cuatro muestras de semillas, se determinó la cantidad de agua presente por triplicado, en el caso de la higuera se utilizaron muestras sin haber pasado por desactivación tóxica, para no alterar el contenido de humedad.

Se utilizaron cápsulas de porcelana las cuales previamente fueron sometidas a peso constante, en cada una de ellas se pesó 2 g de muestra triturada, colocando así, las cápsulas con muestras en la estufa de secado a una temperatura de 100 °C durante 4 horas. Transcurrido el tiempo requerido, se transfirieron las cápsulas al desecador en donde se esperó que se alcanzase la temperatura ambiente durante 30 minutos, posteriormente se pesó en la balanza analítica y nuevamente se colocaron en la estufa por 2 horas, en donde se realizó el mismo procedimiento antes descrito, hasta que se alcanzó un peso constante en la muestra.

La determinación del contenido de humedad se determinó a partir de la pérdida de peso de la muestra, la cual fue calculada por la siguiente fórmula.

$$\% \text{ Humedad} = \frac{M_1 - M_2}{M} * 100$$

---

**Donde:**

$M_1$ = Peso de la cápsula de porcelana más muestra húmeda.

$M_2$ = Peso de la cápsula de porcelana más muestra seca.

$M$ = Peso de la muestra.

#### **8.4. Secado de las semillas**

Para efectuar la extracción de aceite, las muestras se secaron considerando 500 g de semillas trituradas de las diferentes regiones recolectadas, en donde se sometieron a una temperatura de 60 °C por un tiempo de 16 horas, garantizando la pérdida de agua.

#### **8.5. Extracción del aceite**

La extracción del aceite para las diferentes muestras, se realizó por medio del método de extracción sólido-líquido (Soxhlet) en el cual se utilizó como solvente hexano grado reactivo, primeramente se pesó 15 gramos de muestra en un dedal de extracción previamente pesado, para luego ser tapado con un algodón desgrasado. El matraz de extracción utilizado fue secado a peso constante, en donde se le adicionó 150 mL de solvente, este fue colocado en el sistema Soxhlet y el dedal en el tubo de extracción, generando la extracción a una temperatura de 120 °C realizando variaciones de tiempos de 8 y 12 horas para determinar la eficiencia de la extracción en el caso de las muestras de higuera y de 5 y 8 horas para el piñón. Cada una de las extracciones para las diferentes muestras se realizó por triplicado (*ver figura 8.5.1*).



**Figura 8.5.1.** Extracción de aceite por método Soxhlet

Una vez cumplidas las horas establecidas de extracción se procedió a destilar la mezcla a presión en un rotavapor para separar el aceite y el solvente (*Figura 8.5.2*). El matraz de extracción con grasa se secó en estufa a 103 °C por 10 minutos para tomar su peso.



**Figura 8.5.2.** Separación del aceite y solvente por el rotavapor.

---

El solvente quedó para purificar y el aceite listo para su correspondiente limpieza.

El porcentaje de grasa presente en cada muestra se determinó mediante la siguiente fórmula.

$$\% \text{ grasa cruda} = \frac{M_2 - M_1}{M} \times 100$$

**Donde:**

**M** = Peso de la muestra.

**M<sub>1</sub>** = Tara del matraz solo.

**M<sub>2</sub>** = Peso matraz con grasa.

Posteriormente se filtró el aceite extraído con ayuda de un colador fino para eliminar las impurezas y cualquier otro tipo de material extraño.

## **8.6. Análisis Físicoquímicos de aceite de las diferentes oleaginosas**

### **8.6.1. Índice de Acidez (NMX-F-101-1987)**

Para la determinación de acidez se pesaron 2 g de aceite en un matraz Erlenmeyer de 250 mL y se le adicionaron 50 mL de etanol al 96%, esto con el fin de homogenizar bien la muestra. Posteriormente se añadió 0.5 mL de fenolftaleína en solución alcohólica como indicador.

Finalmente la mezcla se tituló con una solución de hidróxido de potasio (KOH) al 0.1 N, y se detuvo la valoración cuando la muestra tornó de un color amarillo a rosa pálido, durante 30 segundos. Se tomó el volumen de KOH gastado y se procedió a sustituirlo en la siguiente fórmula:

$$\text{Índice de áidez} = \frac{(56.1)(N)(V)}{P}$$

---

**Dónde:**

56.1 = Equivalente químico de la potasa.

N = Normalidad de la solución de hidróxido de potasio.

V = mL de solución valorada de hidróxido de potasio gastados en la titulación de la muestra.

P = Masa de la muestra en gramos.

El resultado se expresó en mL KOH/g de muestra. Este procedimiento se realizó por triplicado.

**8.6.2. Índice de peróxidos (NMX-F-154-1987)**

Se pesaron 2.5 g de aceite en un matraz Erlenmeyer de 250 mL, y se le adicionó 15 mL de solución ácido acético - cloroformo el cual se encontraba en una relación 6:4 y se agitó, posteriormente se adicionaron 0.25 mL de la solución de yoduro de potasio (KI) saturada y se dejó reposar por 2 minutos. Transcurrido el tiempo se le adicionó 15 mL de agua destilada y se tituló con tiosulfato de sodio ( $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ ) al 0.01 N, agitando constantemente, hasta que se observó una coloración amarillenta y después se le agregó 0.25 mL de la solución de almidón al 1% y se continuó con la titulación hasta que la coloración azul desapareció por completo.

Se anotó el volumen gastado de tiosulfato de sodio y se aplicó en la siguiente fórmula:

$$\text{Índice de Peróxidos} = \frac{(A)(N)(1000)}{P}$$

**Donde:**

A = Mililitros de solución de tiosulfato de sodio gastados en la titulación de la muestra.

N = Normalidad de la solución de tiosulfato de sodio.

P = Peso de la muestra en gramos.

### 8.6.3. Viscosidad y Densidad

Para determinar la viscosidad se utilizó un equipo SVM 3000® (AntonPaar®) ver figura 8.6.2.1.

Se realizó una limpieza de las mangueras por donde fluye el líquido con hexano grado reactivo, para eliminar residuos que pudieron haber quedado dentro. Luego se eligió la temperatura siendo de 40 °C con la finalidad que el aceite fluyera por el equipo con facilidad, posteriormente se introdujo la muestra con la ayuda de una jeringa para densímetro y finalmente el equipo nos arrojó el resultado de la viscosidad expresado en  $\text{mm}^2/\text{s}$ , así como también densidad en  $\text{g}/\text{cm}^3$ .



**Figura 8.6.2.1.** Equipo SVM 3000® (AntonPaar®).

---

## 8.7. Perfil de Ácidos Grasos

### 8.7.1. Esterificación de ácidos grasos

Los ésteres metílicos, se prepararon utilizando una modificación de la técnica propuesta por *Egan y col*, (1981). Se tomó 100  $\mu\text{L}$  de cada una de las muestras de aceite y se le adicionó una solución de hidróxido de sodio 2 M, posteriormente se llevó a cabo una hidrólisis en un baño maría a 80 °C durante 20 min con agitación constante, transcurrido este tiempo, se dejó enfriar y se le adicionó 1 mL de  $\text{BF}_3$  (trifluoruro de boro) en metanol al 14% y se calentó durante 20 minutos a 80 °C con agitación constante. En seguida se realizó la extracción de los metil ésteres utilizando 1 mL de hexano grado HPLC, el extracto hexánico, fue secado con  $\text{NaSO}_4$  y filtrado, para luego ser inyectado en el cromatógrafo de gases.

### 8.7.2. Cuantificación mediante cromatografía de gases

Del extracto hexánico obtenido al finalizar la esterificación, se inyectó al cromatógrafo 1  $\mu\text{L}$  de cada una de las muestras. La separación de los compuestos se realizó mediante Cromatografía de gases acoplado a Espectrometría de Masas (GC-MS). Para el análisis se utilizó un cromatógrafo de gases marca Agilent Technologies, modelo 5975 inert XL (Net work GC system), equipado con una columna DBWax (Agilent Technologies) de 60 metros de longitud, 0.25 mm de diámetro interno y 0.25  $\mu\text{m}$  de espesor de película (Figura 8.7.2.1). La temperatura de inicio fue de 150°C, la cual se mantuvo durante 5 min, posteriormente la temperatura se elevó hasta 210°C usando una rampa de calentamiento de 30°C/min. De 210°C pasó a 213°C a una velocidad de 1°C/min, finalmente de esta temperatura pasó a 225°C a una velocidad de 20°C/min, durante 40 min haciendo un total de 50.6 minutos por corrida para cada muestra. Se usó helio como gas acarreador a un flujo de 1 mL/min, la temperatura del inyector fue 250°C, inyección Split con una relación de 50:1.



**Figura 8.7.2.1.** Cromatógrafo de gases marca Agilent Technologies.

Una vez obtenido el cromatograma, la identificación de cada uno de los picos cromatográficos se llevó a cabo mediante espectrometría de masas empleando un espectro de masas marca Agilent Technologies modelo 5975 inert XL. Los espectros de masas se obtuvieron mediante ionización por impacto electrónico a 70 eV, para la identificación se compararon los espectros de masas obtenidos para cada compuesto con una base de datos HP Chemastation-NST 05 MassSpectralsearchprogram versión 2.0.

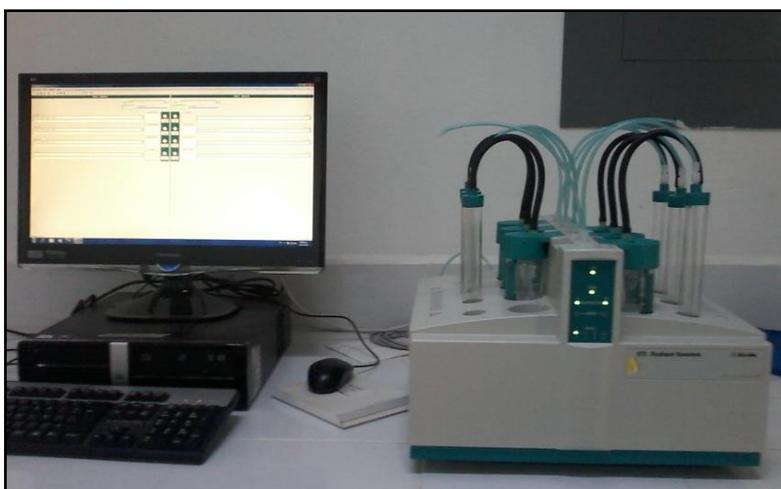
### **8.8. Estabilidad oxidativa (EN 14112)**

La estabilidad oxidativa se determinó en un equipo 873 Biodiesel Rancimat® (Metrohm®) *ver figura 8.7.1*, que permite operar con 8 muestras simultáneamente; en este estudio se analizaron en cada ciclo 2 aceites por triplicado, siguiendo la norma EN 14112.

Se configuro el método a 110 °C mediante el software 873 Biodiesel Rancimat Control, versión 1.1.0.84 y posteriormente se llenaron los recipientes de conductividad con 80 mL de agua tridestilada y se añadió el electrodo. Se pesaron

---

3 g de aceite y se colocó la muestra cuidadosamente en el tubo de reacción, evitando que la muestra no tocara las paredes del mismo y se tapa, posteriormente el equipo hizo pasar aire por el tubo de reacción que esta estaba previamente calentado a 110 °C. Durante la oxidación se liberaron vapores que fueron recogidos por el aire hacia el vaso con agua tridestilada en el cual un electrodo midió la conductividad y su variación con respecto al tiempo. Cuando la conductividad aumento rápidamente finalizó el periodo de inducción y el tiempo transcurrido hasta un máximo tiempo en horas.



**Figura 8.7.1.** Equipo 873 Biodiesel Rancimat® (Metrohm®).

## CAPITULO IX

### 9. RESULTADOS.

#### 9.1. Descascarillado

Los rendimientos en semillas de *Ricinus communis* y *Jatropha curcas L*, a partir de los frutos secos recolectados de las diferentes zonas se presentan en el cuadro 9.1.1 y 9.1.2. Para asegurar la confiabilidad de los resultados, se realizó tres ensayos por cada muestra.

**Cuadro 9.1.1.** Rendimiento en semillas de *Ricinus communis* a partir de fruto entero.

Fruto	Zona	Ensayo	Semilla (%)	Promedio*	Desviación estándar (%)
Higuerilla	Centro	1	72.8	72.73	0.7226
		2	71.97		
		3	73.41		
	Frailesca	1	65.61	65.77	0.5667
		2	66.4		
		3	65.3		

\*Cálculos en el Anexo 1

En el Cuadro 9.1.1 se expresó el porcentaje de semilla que existe en 100 gramos de fruto de *Ricinus communis*, siendo mayor para las muestras obtenidas en la zona centro en comparación a la zona frailesca, la confiabilidad de dichos datos es precisa ya que el porcentaje desviación estándar es menor al error del método.

En el Cuadro 9.1.2 se expresa el porcentaje de semilla en los frutos de *Jatropha curcas L*, donde en porcentaje de semilla para los frutos muestreados en la zona centro, es mayor a las de la zona Frailesca en un 11.99 %, esta diferencia se debe a que en la zona Centro las precipitaciones fueron superior a 1200 mm, siendo una limitación en su potencial productivo (Zamarripa & Díaz, 2008).

**Cuadro 9.1.2.** Rendimiento en semillas de *Jatropha curcas L.* a partir de fruto entero.

Fruto	Zona	Ensayo	Semilla (%)*	Promedio	Desviación estándar (%)
Piñón	Centro	1	70.1	70.06	0.3512
		2	69.7		
		3	70.4		
	Frailesca	1	58.1	58.07	0.5508
		2	57.5		
		3	58.6		

\*Cálculos en el Anexo 1

## 9.2. Determinación de Humedad.

El contenido de agua en las diferentes muestras de semillas de *Ricinus communis* y *Jatropha curcas L.*, es variable entre las semillas de la misma especie y entre el tipo de semillas, según la zonas de procedencia, de acuerdo a los datos experimentales obtenido en la *Cuadro 9.2.1* y *9.2.2*.

**Cuadro 9.2.1.** Porcentaje de agua presente en semillas de *Ricinus communis*.

Fruto	Zona	Ensayo	% humedad*	Promedio	Desviación estándar
Higuerilla	Centro	1	3.7	3.8	0.4044
		2	4.2		
		3	3.4		
	Frailesca	1	5.1	5.6	0.4805
		2	5.5		
		3	6.2		

\*Cálculos en el Anexo 2

**Cuadro 9.2.2.** Porcentaje de agua presente en semillas de *Jatropha curcas L.*

Fruto	Zona	Ensayo	% humedad*	Promedio	Desviación estándar
Piñón	Centro	1	6.6	6.8	0.2524
		2	7.1		
		3	6.8		
	Frailesca	1	11.2	11.3	0.6028
		2	10.7		
		3	11.9		

\*Cálculos en el Anexo 2

La variabilidad del contenido de agua entre semillas del mismo tipo, radica en la zona de procedencia, en donde las semillas tanto de *Ricinus communis* y *Jatropha curcas L.*, muestreadas de la zona Frailesca presentaron un mayor porcentaje de agua en comparación a las muestras obtenidas en la zona centro, la razón de esta diferencia se debe a las condiciones climatológicas, en donde la región VI Frailesca predomina el cálido subhúmedo con lluvias abundantes en verano, alcanzando una precipitación pluvial de 1,000 mm y hasta los 2,600 mm, mientras que en la zona Centro, las precipitaciones pluviales estuvieron en menor proporción (*INEGI. Carta Climática escala 1:250 000 Serie I.*)

Comparando el porcentaje de humedad entre ambas oleaginosas, se evidencia que las semilla de *Jatropha Curcas L.*, contienen una mayor cantidad de agua en comparación a las de *Ricinus communis*, esta diferencia debe a que los frutos de higuierilla poseen una camada externa en la cual se forman los acúleos (falsas espinas) y dentro de esta se encuentra una cápsula globosa y posteriormente las semillas la cual tiene un cubierta dura y quebradiza exterior y otra inferior, esta característica singular hace que el fruto tenga una menor permeabilidad en comparación a las semillas de piñón, donde el fruto posee una cáscara y una cubierta porosa y quebradiza (*Dhillon et al., 2006*).

### 9.3. Determinación del % de aceite en cada una de las especies oleaginosas según su procedencia

De la extracción Sólido-Líquido (Soxhlet) en donde se utilizó como solvente hexano. Se obtuvieron los siguientes resultados que se muestran a partir del Cuadro 9.3.1 al 9.3.4.

Todos los resultados son reproducibles y confiables, porque presentaron un porcentaje de desviación estándar inferior a 1, lo que significa, que dentro de los tres ensayos realizados a cada muestra, no existe una diferencia significativa.

**Cuadro 9.3.1.** Porcentaje de aceite de *Ricinus communis* extraído en 8 horas.

Fruto	Zona	Ensayo	% Aceite *	Promedio (%)	Desviación estándar (%)
Higuerilla	Centro	1	42.47	42.42	0.8009
		2	43.20		
		3	41.60		
	Frailesca	1	41.76	41.18	0.7466
		2	41.44		
		3	40.33		

\*Cálculos en el Anexo 3 y 4

Entre los porcentajes de aceites obtenidos en el Cuadro 9.3.1, en donde el tiempo de extracción duró 8 horas y el Cuadro 9.3.2 siendo la extracción de 12 horas, no existe diferencia significativa, no siendo más de 3.15 % para la región Centro y para la Frailesca de 2.39 %, a razón que, transcurrido 4 horas después de las 8 horas, la extracción de la parte etérea de la muestra es considerablemente muy poco, porque la extracción llegó a su punto máximo, lo que hace estipular que con 10 horas de extracción es suficiente para eficientar la extracción.

**Cuadro 9.3.2.** Porcentaje de aceite de *Ricinus communis* extraído en 12 horas.

Fruto	Zona	Ensayo	% Aceite*	Promedio	Desviación estándar
Higuerilla	Centro	1	46.53	45.62	0.8228
		2	45.40		
		3	44.93		
	Frailesca	1	42.80	43.57	0.8403
		2	44.47		
		3	43.45		

\*Cálculos en el Anexo 3 y 4

**Cuadro 9.3.3.** Porcentaje de aceite de *Jatropha curcas L.* extraído en 5 horas.

Fruto	Zona	Ensayo	% Aceite*	Promedio	Desviación estándar
Piñón	Centro	1	32.07	32.29	0.8878
		2	31.53		
		3	33.27		
	Frailesca	1	20.47	20.51	0.5538
		2	19.99		
		3	21.09		

\*Cálculos en el Anexo 5 y 6

**Cuadro 9.3.4.** Porcentaje de aceite de *Jatropha Curcas L.* extraído en 8 horas.

% de aceite extraído en 8 horas					
Fruto	Zona	Ensayo	% Aceite*	Promedio	Desviación estándar
Piñón	Centro	1	38.47	38.20	0.5812
		2	37.53		
		3	38.60		
	Frailesca	1	26.58	26.65	0.6842
		2	26.00		
		3	27.36		

\*Cálculos en el Anexo 5 y 6

---

En los cuadros 9.3.3 y 9.3.4 considerando tiempo de extracción de aceite de 5 y 8 horas para piñón, la diferencia extraída de aceite es un mayor en la hora 8, ya que presenta una diferencia para la zona Centro de 5.91 % y para zona Frailesca 6.14 %, lo que nos permitió establecer que el tiempo máximo de extracción para piñón fuera de 8 horas para lograr extraer en un 100% el material graso de la semilla.

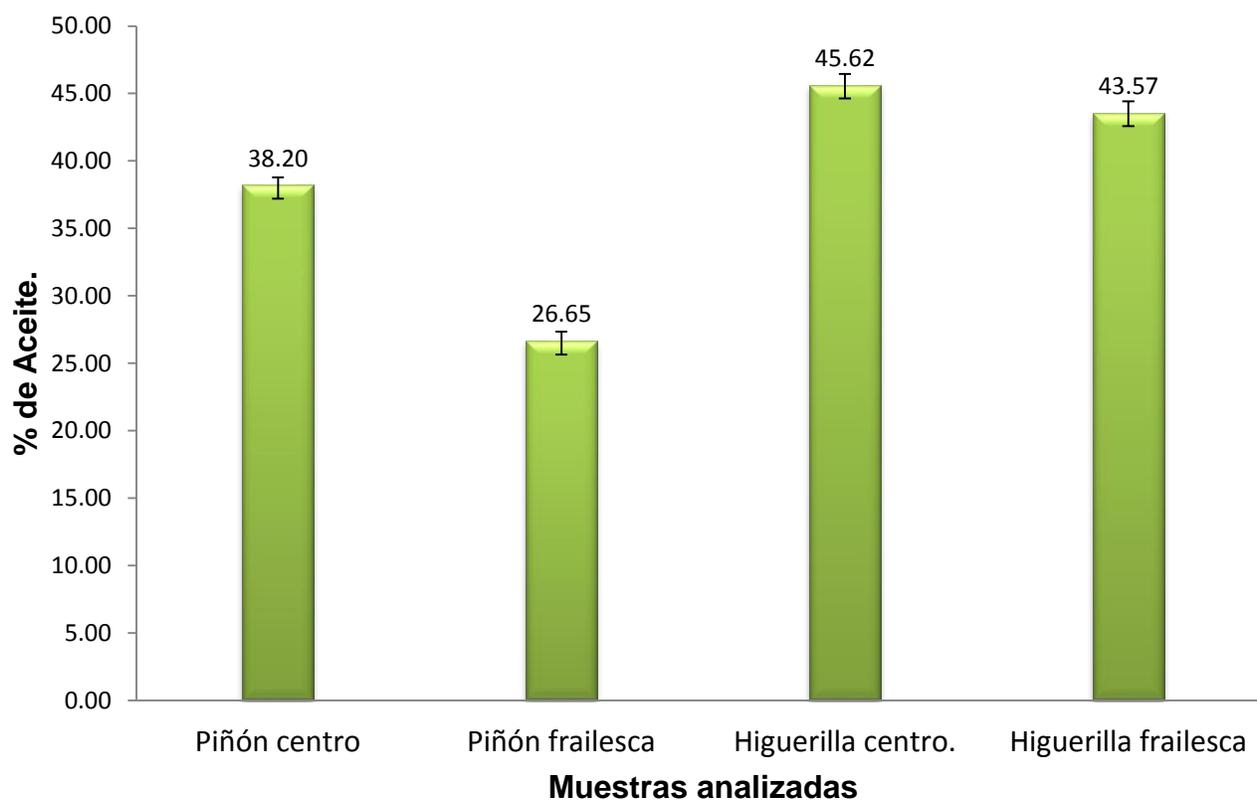
El gráfico 9.3.1 representa el porcentaje de aceite obtenido, en el tiempo, en que la eficiencia de extracción para ambas semillas de oleaginosa fue la adecuada, siendo de 8 horas para *Jatropha curcas L.*, y de 12 horas para *Ricinus communis*.

*Ricinus communis* presentó para la zona Centro y Frailesca 45.62 y 43.57 % de aceite, respectivamente, y comparado con los análisis bioquímicos realizados por el banco nacional de germoplasma del INIFAP en el 2011, dichos resultados obtenidos se encuentran dentro del rango variación que obtuvieron siendo entre 25 a 66 %.

En el caso de *Jatropha curcas L.*, para la zona centro y frailesca se obtuvo un 38.20 y 26.65 % de aceite, respectivamente, siendo un porcentaje aceptable, debido a que se encuentra dentro del rango de fluctuaciones experimentado por Martínez *et al.* (2011), en donde estos autores encontraron variaciones entre 18 a 60 %.

El gráfico permite descifrar claramente, el porcentaje de aceite según la procedencia, siendo mayor para la zona Centro para ambas oleaginosas. Este parámetro mencionado se debe a las condiciones climatológicas, en donde se permite decir que ambos cultivos necesitan cierta cantidad de agua para una buena producción obteniéndolo con precipitaciones de 600 a 800 mm y temperatura máxima de 28 °C, las cuales son similares a la zona centro en donde la zona frailesca sobrepasó estos límites, obteniendo un potencial productivo medio (Henning, 2007). Sin embargo, el rendimiento de aceite se puede deber a

muchas variables por lo cual es importante recalcar que las muestras tomadas en la zona Centro proceden de lugares donde las tierras no se han empleado para agricultura, deduciendo que contienen una alta cantidad de nutrientes, en comparación con la zona Frailesca, en la que las muestras fueron tomadas de terrenos que son utilizados para el cultivo año con año.



**Grafica 9.3.1.** Porcentaje de aceite de las oleaginosas analizadas.

## 9.4. Caracterización del aceite de oleaginosas

### 9.4.1. Índice de Acidez

La desviación estándar de los resultados para este parámetro fue de 0.1119, presentando una baja dispersión en los datos entre ensayos de la misma muestra.

En la Cuadro 9.4.1.1 se especifica la acidez presente en los aceites de higuera, siendo menos ácido el de región frailesca, y más ácido el de la región centro, tomando en cuenta que el aceite, hasta ese momento tenían 15 días de haberse extraído y sin recibir un tratamiento de refinación en comparación al aceite adquirido el cual hace que su acidez sea constante tomando en cuenta que tenía más de 6 meses de haber sido adquirido.

El resultado promedio de este parámetro para el aceite de higuera de la zona Centro, Frailesca y de Oaxaca fue de 1.7765, 0.4675 y 1.3090 mg KOH/g, no siendo muy variable a 1.642 mg KOH/g el cual fue expresado por Panwar *et al.*, en el 2010.

**Cuadro 9.4.1.1. Índice de acidez del aceite de *Ricinus communis*.**

Fruto	Zona	Ensayo	Acidez (mg KOH/g)*	Promedio (mg KOH/g)
Higuera	Centro	1	1.9683	1.7765
		2	1.9635	
		3	1.6830	
	Frailesca	1	0.5610	0.4675
		2	0.2805	
		3	0.5610	
	Oaxaca	1	1.425	1.3090
		2	1.4025	
		3	1.1220	

\*Cálculos en el Anexo 7

La acidez del aceite de *Jatropha curcas L.*, cuadro 9.4.1.2 es mayor a la de los aceites de *Ricinus communis*, y en el caso especial del aceite extraído de la muestra de la zona Frailesca, presento un alto contenido de acidez, considerando que en perfil de ácidos grasos obtenido en el apartado (9.4.5) para las muestras de piñón contienen un alto porcentaje de ácido oleico, palmítico en comparación al aceite de higuera.

**Cuadro 9.4.1.2. Índice de acidez del aceite de *Jatropha curcas* L.**

Fruto	Zona	Ensayo	Acidez (mg KOH/g)*	Promedio (mg KOH/g)
Piñón	Centro	1	1.9635	1.8700
		2	1.9635	
		3	1.6830	
	Frailesca	1	2.8050	2.9920
		2	3.0855	
		3	3.0855	

\*Cálculos en el Anexo 7

De acuerdo a lo anterior y a la norma CODEX STAN 210-1999, el aceite obtenido de las diferentes semillas, cumple con lo establecido ya que el contenido máximo de ácidos grasos libres para aceites vírgenes es de 4,0 mg KOH/ g de aceite, un exceso de estos causan el enranciamiento de las grasas (Bernal, 1993). Este resultado es muy importante ya que una cantidad alta de ácidos grasos libres provoca problemas de formación de gomas en la reacción de transesterificación.

#### 9.4.2. Índice de peróxidos.

Los datos obtenidos para este parámetro son confiables ya que su desviación estándar fue de 0.057, por lo que se puede decir que las mediciones presentaron una baja dispersión.

El aceite de *Ricinus communis* presento los siguientes resultados Cuadro 9.4.2.1, y de acuerdo a la NTC 2781 el índice de peróxido debe tener es un máximo de 5 meq O<sub>2</sub>/kg aceite, dichos resultados cumplen con lo establecido.

Sin embargo, para el aceite de *Jatropha curcas L.*, Cuadro 9.4.2.1 el índice de peróxido obtenido sobrepasa lo establecido por esta norma indicada, esto se debe a su composición de ácidos grasos presentes, los cuales son muy susceptibles a la oxigenación y a la presencia de luz.

**Cuadro 9.4.2.1. Índice de peróxido del aceite de *Ricinus communis*.**

Fruto	Zona	Ensayo	Peróxido (meq O <sub>2</sub> /kg)*	Promedio ( meq O <sub>2</sub> /kg)
Higuerilla	Centro	1	2.8	2.9333
		2	3.2	
		3	2.8	
	Frailesca	1	0.4	0.533
		2	0.4	
		3	0.8	
	Oaxaca	1	2	1.8667
		2	2	
		3	1.6	

\*Cálculos en el Anexo 8

**Cuadro 9.4.2.2. Índice de acidez del aceite de *Jatropha curcas L.***

Fruto	Zona	Ensayo	Acidez(meq O <sub>2</sub> /kg)*	Promedio(meq O <sub>2</sub> /kg)
Piñón	Centro	1	9.2	9.0667
		2	8.8	
		3	9.2	
	Frailesca	1	6	6.2667
		2	6.4	
		3	6.4	

\*Cálculos en el Anexo 8

### 9.4.3. Viscosidad.

Se determinó las medidas de la fricción interna entre moléculas de aceite de las diferentes oleaginosas como se indica en el Cuadro 9.4.3.1 en donde la viscosidad del aceite de *Ricinus communis*, es considerablemente alta, debido al alto porcentaje (en peso) de oxígeno que presenta en su molécula, cercano al 5%, siendo mayor para las muestras adquiridas en el estado de Oaxaca y menor para las obtenidas en la zona centro de estado de Chiapas.

**Cuadro 9.4.3.1.** Viscosidad del aceite de *Ricinus communis*.

Fruto	Zona	Ensayo	Viscosidad (mm <sup>2</sup> /S)	Promedio (mm <sup>2</sup> /s)	Desviación estándar
Higuerilla	Centro	1	212.87	212.87	0.6656
		2	211.55		
		3	212.06		
	Frailesca	1	215.96	215.71	0.2261
		2	215.52		
		3	215.65		
	Oaxaca	1	255.71	255.24	0.5146
		2	255.32		
		3	254.69		

En el Cuadro 9.4.3.2 se demuestra la viscosidad del aceite de *Jatropha curcas L*, siendo inferior en comparación con la de *Ricinus communis*, estos resultados obtenidos se debe a que los ácidos de mayor procedencia en este tipo de aceites son insaturados, considerando los resultados obtenidos por cromatografía de gases en el apartado (9.4.5).

**Cuadro 9.4.3.2.** Viscosidad del aceite de *Jatropha curcas* L

Fruto	Zona	Ensayo	Viscosidad (mm <sup>2</sup> /s)	Promedio (mm <sup>2</sup> /s)	Desviación estándar
Piñón	Centro	1	25.68	25.71	0.0471
		2	25.68		
		3	25.76		
	Frailesca	1	27.08	27.10	0.0288
		2	27.13		
		3	27.08		

#### 9.4.4. Densidad

Al igual que la viscosidad, el comportamiento de la densidad se debe al tipo de los ácidos grasos presentes.

El aceite de *Ricinus communis* posee una densidad elevada, por la presencia del ácido ricinoleico el cual se encuentra en mayor cantidad y al ser un ácido insaturado eleva la densidad, siendo la variación de resultados entre muestras despreciable, por la similitud que presentan en cuanto este parámetro físico.

**Tabla 9.4.4.1.** Densidad del aceite de *Ricinus communis*.

Fruto	Zona	Ensayo	Densidad (g/mL)	Promedio	Desviación estándar
Higuerilla	Centro	1	0.9409	0.9409	0.00010
		2	0.9408		
		3	0.9410		
	Frailesca	1	0.9422	0.9422	0.00006
		2	0.9421		
		3	0.9422		
	Oaxaca	1	0.9461	0.9458	0.0004
		2	0.9459		
		3	0.9454		

No existe diferencia estadística significativa entre el aceite de *Ricinus communis* y el de *Jatropha curcas* L, Cuadro 9.4.4.2.

**Tabla 9.4.4.2.** Densidad del aceite de *Jatropha curcas* L

Fruto	Zona	Ensayo	Densidad (g/mL)	Promedio	Desviación estándar
Piñón	Centro	1	0.8937	0.8937	0.0001
		2	0.8938		
		3	0.8936		
	Frailesca	1	0.9130	0.9143	0.0017
		2	0.9135		
		3	0.9163		

#### 9.4.5. Perfil de ácidos grasos

Se obtuvo a través de cromatografía de gases, la composición de ácidos grasos en tres muestras de aceites, en el caso del aceite de higuera fue la muestra de región frailesca (cuadro 9.4.5.1) siendo muy similar a lo reportado por *Gustone & Frank* en el 2004 y en el caso del piñón centro y frailesca (cuadro 9.4.5.2 y 9.4.5.3) también presenta características similares a los publicados por *Gübitzet al.*, en 1999.

**Cuadro 9.4.5.1.** Ácidos grasos presentes aceite de *Ricinus communis* región frailesca

Acido graso	Fórmula	Peso (%)*
Ricinoleico	$C_{18}H_{34}O_3$	88.93
Palmítico	$C_{16}H_{32}O_2$	1.30
Oleico	$C_{18}H_{34}O_2$	4.06
Palmítico	$C_{16}H_{32}O_2$	0.77
Linoléico	$C_{18}H_{30}O_2$	2.69
Linolénico	$C_{18}H_{30}O_2$	1.14
Estearico	$C_{18}H_{36}O_2$	4.44

\*Cálculos en el Anexo 9

**Cuadro 9.4.5.2.** Ácidos grasos presentes aceite de *Jatropha curcas* L región centro.

Tiempo (min)	Acido graso	Fórmula	Peso (%)*
11.18	Mirístico	$C_{14}H_{28}O_2$	0.23
13.74	Palmítico	$C_{16}H_{32}O_2$	15.68
14.15	Palmitoléico	$C_{16}H_{30}O_2$	0.86
17.36	Esteárico	$C_{18}H_{36}O_2$	8.18
17.92	Oleico	$C_{18}H_{34}O_2$	34.15
19.03	Linoléico	$C_{18}H_{32}O_2$	40.90

\*Cálculos en el Anexo 10

**Cuadro 9.4.5.3.** Ácidos grasos presentes aceite de *Jatropha curcas* L región frailesca

Tiempo (min)	Acido graso	Fórmula	Peso (%)*
13.72	Palmítico	$C_{16}H_{32}O_2$	15.03
14.15	Palmitoléico	$C_{15}H_{29}COOH$	0.69
15.67	Esteárico	$C_{18}H_{34}O_2$	6.92
17	8-11- Octadecadienoico	$C_{18}H_{32}O_2$	7.42
17.3	heptadecanoico	$C_{16}H_{32}O_2$	5.13
17.8	Oleico	$C_{18}H_{34}O_2$	26.51
18.97	Linoléico	$C_{18}H_{30}O_2$	38.30

\*Cálculos en el Anexo 11

#### 9.4.6. Estabilidad del aceite

La estabilidad de los aceites de higuierilla se expresa en horas en el cuadro 9.4.6.1 siendo el de mayor para el aceite de higuierilla de la zona Frailesca, ya que el equipo trabajo durante 50 horas sin detectar el tiempo preciso de estabilidad que tiene, en comparación a los aceites de la zona centro y Oaxaca los cuales fueron de 26.73 y 34.45, esta variabilidad se debe a la composición de sus ácidos grasos,

en donde el aceite de la zona frailesca presentó un 88.93 % de ácido ricinoleico el cual presenta una dureza y resistencia a la oxidación debido a un mayor grado de entrecruzamiento ocasionado por el incremento en el contenido de un grupo hidroxilo en el décimo segundo carbono a partir del carboxilo, haciéndose evidente que la degradación de los hidroperóxidos formados a ácidos, aldehídos, cetonas, alcoholes etc., no fueron suficientes en 50 h para determinar la estabilidad de este aceite en comparación a los otros, la diferencia de estabilidad entre aceites del mismo tipo de semilla, se debe al porcentaje de ricinoleico, lo que se deduce que el aceite de la zona centro tiene una menor cantidad de este ácido graso.

**Cuadro 9.4.6.1.** Estabilidad a la oxidación en aceite de *Ricinus communis*.

Fruto	Zona	Ensayo	Horas	Promedio	Desviación estándar	
Higuerilla	Centro	1	26.46	26.73	0.3460	
		2	27.12			
		3	26.61			
	Frailesca	1	>50	>50	0	
		2	>50			
		3	>50			
	Oaxaca		1	34.06	34.45	0.8732
			2	35.4		
			3	33.76		

En el Cuadro 9.4.6.1 en donde se indica la estabilidad obtenida en el aceite de piñón, es preciso notar que las horas se reducen a menos de la mitad de lo obtenido en el aceite de higuerilla zona Centro. A esta inestabilidad se debe a la presencia los ácidos linoléico el cual es una ácido poliinsaturados y al ácido oleico siendo un monoinsaturada, esto hace que sean susceptibles a la oxidación ya que sus enlaces se rompen fácilmente, llevando a cabo en un tiempo menor la formación de hidroperóxidos y posteriormente su degradación obteniendo

pequeños fragmentos de ácidos, aldehídos entre otros los cuales son los que detecta el equipo.

**Cuadro 9.4.6.2.** Estabilidad a la oxidación en aceite de *Jatropha curcas* L.

Fruto	Zona	Ensayo	Horas	Promedio	Desviación estándar
<b>Piñón</b>	<b>Centro</b>	1	8.10	8.1	0.4050
		2	7.69		
		3	8.50		
	<b>Frailesca</b>	1	13.71	13.33	0.5877
		2	13.62		
		3	12.65		

---

## CAPITULO X

### 10. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

El análisis bioquímico de las diferentes semillas de oleaginosas presentes en el estado de Chiapas mostró variación en el contenido de aceite, de acuerdo a su procedencia y al tiempo en que se sometió a extracción con el solvente, obteniendo mejores rendimientos con las semillas de la región Centro.

Considerando cada uno de los parámetros físico químicos se determina que la estabilidad de oxidación del aceite de higuierilla en especial a la región Frailesca, indica que puede almacenarse por un periodo considerado sin que pierda su calidad, en donde, después de ese periodo el aceite empieza a oxidarse, lo que se considera como una de las principales causas del deterioro del aceite, pues da lugar a la aparición de olores desagradables, conocido como enranciamiento.

La viscosidad del aceite de higuierilla es alta en comparación con los aceite de piñón, debido a esta propiedad química, el aceite de higuierilla conserva su viscosidad a altas temperaturas y resiste a muy bajas sin congelarse, razón por la cual se puede emplear en la producción de bioqueroseno considerando que su proceso de transformación se cuiden una parte de estas características únicas de este aceite.

El aceite de higuierilla, por sus características analizadas, puede ser compatible con proyectos de desarrollo sustentable que persigan la producción de combustibles alternativos y la conservación de la calidad ambiental, al mismo tiempo.

El aceite de *Jatropha curca L.*, presentó una menor estabilidad por la presencia de ácidos grasos susceptible a la oxidación, considerando que el tiempo de almacenamiento es menor en comparación del aceite de higuierilla, sin embargo no se descarta para la implementación de un combustible alternativo.

---

## Recomendaciones

- Estudiar otros métodos para la extracción de aceite de higuera que sean más amigables con el medio ambiente, disminuyan los tiempos de extracción y que permitan obtener buenos porcentajes de rendimiento.
- Estudiar la estabilidad del aceite refinado de semillas de higuera para determinar el máximo de vida útil que este tiene.
- Para la determinación de perfil de ácidos grasos se debe realizar una excelente esterificación y revisar la caducidad de los reactivos a utilizar en la extracción del aceite o extracto de lípido.
- Para una eficiencia y confiabilidad de los resultados que se obtienen, es importante emplear correctamente cada una de las técnicas propuestas.

.

.

---

## CAPITULO XI

### 11. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Amorim n., M. da S., Araujo, A. E., de., Beltrao, N. E. de M. (2001). *Clima e solo. En: Pedrosa de A., M, Lima F., E. Ed. O agro-negoció da mamona no Brasil.* EmbrapaAlgodao, Campina Grande. pp. 62-76.
- Anderson, Jordan &Sorek, Benjamin (2008). *Microalgae: the fuel of tomorrow.* University of Pittsburg.
- Anguaya, C. A. (2007). *Estudio de estabilidad en almacén del biodiesel obtenido de aceite de soya (Glycinemax), palma africana (Elaeisguineensis), maíz (Zea mays), higuierilla (Ricinuscommunis) y piñón (Jatropha curcas).* Trabajo de grado Ingeniero en Agroindustria Alimentaria. Honduras: Zamorano, 71 p.
- Beltrao, N. E. de M.; Silva, L. C.; Vasconcelos, O. L.; Acevedo P., D. M. de; Vieira, D. J. (2001). *Fitología.* En: Pedrosa de A., M, Lima F., E. Ed. O agro-negoció da mamona no Brasil. EmbrapaAlgodao, Campina Grande. pp. 37-61.
- Bernal, I. D. R.(2003). *Sustancias Grasas, Análisis de alimentos. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. Colección Julio Carrizosa Valenzuela, no. 2. Santa Fe de Bogotá.*
- Carvalho, B. C. L. (2005). *Manual do cultivo da mamona.* Salvador: EBDA, p. 65.
- Castor oil.In.( 2010). *Comprehensive castor oil reported. A report on castor oil & castor oil derivates.* Updated – November Clixoo. Tamilnadu, India. p. 203.
- Chierice, G. O.; Neto, S. C. (2001). *Aplicacao industrial do óleo. En: O agronegócio da mamona no Brasil.* Ed. Marcos Pedrosa de Azevedo y Emidio Ferreira Lima. EmbrapaAlgodão, Campina Grande. pp. 89-118.
- Dhillon, RS; Hooda, M.S.; Handa, A.K.; Ahlawat, K.S.; Kumar, Y, Subhash. (2006). Clonal propagation and reproductive biology in *Jatropha curcas* L. Indian Journal Agroforestry; 8:18–27.

- Falasca, S. L., Ulberich, A. C., Ulberich, E. (2012). *Developing an agro-climatic zoning model to determine potential production areas for castor bean (Ricinus communis L.)*. En: Industrial Crops and Products. 40: 185–191.
- Freire M., R. M. (2001). *Ricinoquímica*. En: Pedrosa de A., M, Lima F., E. Ed. *O agronegócio da mamona no Brasil*. Embrapa Algodão, Campina Grande. pp. 295-335.
- Gustone & Frank D (2004). *The chemistry of oils: Sources, Composition, Properties and Uses*. Cornwall: Blackwell Publishing Ltd.
- Gübitz, G; Mittelbach, M; Trabi, M. (1999). *Jatropha oil fatty acids*.
- Heller, J. (1996). Physic nut, *Jatropha curcas*. Promoting the Conservation and Use of Underutilized and Neglected Crops. International Plant Genetic Resources Institute (IPGRI), Rome, Italy. Pág. 66.
- Henning, K. (2009). *The Jatropha System. An integrated approach of rural development*.
- INEGI (2013) *Base de datos estadísticos*. Recuperado en agosto de 2013.
- Instituto Colombiano De Normas Técnicas Y Certificación (2002). *Grasas y aceites animales y vegetales. Método de la determinación de la densidad (masa por volumen convencional)*. Norma Técnica Colombiana NTC 336. Bogotá D.C.: El Instituto, 14 p.
- Instituto Colombiano De Normas Técnicas Y Certificación (1998). *Grasas y aceites animales y vegetales. Determinación del índice de peróxido*. Norma Técnica Colombiana NTC 236. Bogotá D.C.: El Instituto. 7 p.
- Instituto Colombiano De Normas Técnicas Y Certificación (1999). *Grasas y aceites animales y vegetales. Determinación del índice de acidez*. Norma Técnica Colombiana NTC 218. Bogotá D.C.: El Instituto. 14 p.
- Jérôme, H. (2007). *Diseño conceptual de una planta de biodiesel. Trabajo de grado Ingeniero Civil*. Chile: Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Físicas y Matemáticas. Departamento de ingeniería mecánica, 157 p.
- Leal, D. A. (2009). *Caracterización morfométrica de cicoecotipos de higuierilla (Ricinus communis) en la ESPOL*. Guayaquil, Ecuador: Escuela

---

Superior Politécnica del Litoral. Facultad de Ciencias de la Producción, 2009, 110 p.

- Liu, H.F.; Kirchoff, B.K.; Wu, G.J. & Liao, J.P. ( 2007). Microsporogenesis and male gametogenesis in *Jatropha curcas* L. (Euphorbiaceae). Botanical Society of America; 134:335–43.
- Lozoya, X. (2009). Una antigua medicina. *In* La Xuta se come A kin xuta tawuay; xuta, *Jatropha*, piñón o Ashtle patrimonio del Totonacapan. Universidad Veracruzana. pp: 30-33
- Montoya, C. (2007). *Manual de Laboratorio de Análisis de Alimentos*. Universidad Tecnológica de Pereira.
- Martínez, V. B. B.; Zamarripa, C. A. y Solís, B. J. L. (2011). Caracterización química del aceite de semillas de piñón mexicano (*Jatropha curcas* L.) In: VI reunión nacional de investigación agrícola. León, Guanajuato, México. pág. 225.
- Münch, E & Kiefer, J. (1986). *Jatropha oil. Jatropha curcas density*.
- Narasimharao, k. Lee, a. Wilson, K. (2007). *Catalysts in Production of Biodiesel: A review*. En: Journal of Biobased Materials and Bioenergy, Vol. 1, p. 19-30.
- Observatorio de la Sostenibilidad de la Aviación (OBSA, 2010). *Combustibles alternativos para aviación*, ([www.obsa.org](http://www.obsa.org)).
- Pnuma (programa de naciones unidas para el medio ambiente) (2011). *Oeko-IEA (International Energy Agency) Bioenergy Task 43, The Bioenergy and Water Nexus, Nairobi*.
- Richmond A. (2004). *Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology*. Blackwell Science Ltd.
- Seemamahannop, B; Viswanathan, G; Kapila, S.(2009). *A sustainable source of biofuels: Jatropha curcas*
- Severino S., L., Cordoba G., O J. Zanotto, M. D., Auld, D. L. (2012). *The influence of the caruncle on the germination of castor seed under high salinity or low soil water content*. En: *SeedScience and Technology*. 40 (1): 139-143. April.

- 
- Sistema Integrado de Información Taxonómica SIIT\*mx. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. <http://siit.conabio.gob.mx>.
  - Skoog, D. A. Holler, F.J. Nieman, T. A.(2003). Principios de análisis instrumental. Quinta edición. Madrid, España: McGraw Hill/Interamericana de España, S.A.U., 1028 p.
  - Timilsina, Govinda&AshishShrestha (2010), “*Biofuels: markets, targets and impacts*”, *Policy Research Working Paper, N° 5364, Banco Mundial, Washington, D.C.*
  - Zamarripa-Colmenero, A. y Días-Padilla, G. (2008). Áreas de potencial productivo de piñón *Jatropha curcas* L., como especie de interés bioenergético en México. Oleaginosas en cadena. Boletín Núm. 16. México, D.F.

## CAPITULO XII

### 12. ANEXOS

#### ANEXO 1. Cantidad de semillas obtenidas en 100 gramos de fruto seco

Zona	Muestra	Semillas (g)	Semillas (%)
Centro	Higuerilla	72.8	72.8
		71.97	71.97
		73.41	73.41
	Piñón	70.1	70.1
		69.7	69.7
		70.4	70.4
Frailesca	Higuerilla	65.3	65.3
		65.61	65.61
		66.4	66.4
	Piñón	58.1	58.1
		57.5	57.5
		58.6	58.6

Ecuación empleada para el cálculo de los diferentes porcentajes obtenidos. Considerando que 150 gramos de fruto seco representa el 100 %.

$$\% \text{ Semilla} = \frac{P_2 * 100}{P_1}$$

Donde:

P<sub>1</sub>= Peso del fruto seco.

P<sub>2</sub> = Peso de las semillas.

## ANEXO 2. Determinación de humedad de las semillas de oleaginosas

Zona	Muestra	Peso húmedo (g)	Peso seco (%)	% Humedad
Centro	Higuerilla	6.6975	6.4497	3.7
		6.8875	6.5982	4.2
		6.3443	6.1286	3.4
	Piñón	6.5756	6.1416	6.6
		6.4536	5.9954	7.1
		6.1234	5.7070	6.8
Frailesca	Higuerilla	6.1345	5.8186	5.1
		6.1256	5.7887	5.5
		6.1134	5.7405	6.1
	Piñón	6.6885	5.6885	11.2
		6.8675	6.1327	10.7
		6.3245	5.5719	11.9

Para el cálculo del % de humedad, a partir de los datos de la tabla se emplea la siguiente ecuación.

$$\% \text{ Humedad} = \frac{M_1 - M_2}{M} * 100$$

## ANEXO 3. Extracción de aceite de higuerilla zona centro

Extracción con duración de 12 horas.

Pesos considerados	Ensayos		
	1	2	3
Matraz (g)	94.99	97.2	100.92
Matraz con aceite (g)	101.97	104.01	107.66
Muestra (g)	15	15	15

Calculo:

Ensayo 1.

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(101.97 - 94.99)}{15} * 100 = 46.53 \%$$

**Ensayo 2.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(104.01 - 97.2)}{15} * 100 = 45.40 \%$$

**Ensayo 3.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(107.66 - 100.92)}{15.03} * 100 = 44.93 \%$$

$$\% \text{ aceite promedio} = \frac{(46.53 + 45.40 + 44.93)\%}{3} = 45.62 \%$$

**Extracción con duración de 8 horas.**

Pesos considerados	Ensayos		
	1	2	3
Matraz (g)	94.99	97.2	100.92
Matraz con aceite (g)	101.36	103.68	107.16
Muestra (g)	15	15	15

**Calculo:****Ensayo 1.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(101.36 - 94.99)}{15} * 100 = 42.47 \%$$

**Ensayo 2.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(103.68 - 97.2)}{15} * 100 = 43.20 \%$$

**Ensayo 3.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(107.16 - 100.92)}{15} * 100 = 41.60 \%$$

$$\% \text{ aceite promedio} = \frac{(42.47 + 43.20 + 41.60)\%}{3} = 42.42 \%$$

#### ANEXO 4. Extracción de aceite de higuera zona frailesca

Extracción con duración de 12 horas.

Pesos considerados	Ensayos		
	1	2	3
Matraz (g)	94.98	97.19	100.91
Matraz con aceite (g)	101.4	103.86	107.44
Muestra (g)	15	15	15.03

Calculo:

Ensayo 1.

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(101.4 - 94.98)}{15} * 100 = 42.80 \%$$

Ensayo 2.

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(103.86 - 97.19)}{15} * 100 = 44.47 \%$$

Ensayo 3.

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(107.44 - 100.91)}{15.03} * 100 = 43.45 \%$$

$$\% \text{ aceite promedio} = \frac{(42.80 + 44.47 + 43.45)\%}{3} = 43.57 \%$$

Extracción con duración de 8 horas.

Pesos considerados	Ensayos		
	1	2	3
Matraz (g)	94.98	97.19	100.91
Matraz con aceite (g)	101.26	103.41	106.96
Muestra (g)	15.04	15.01	15

Calculo:

Ensayo 1.

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(101.4 - 94.98)}{15} * 100 = 41.76 \%$$

### Ensayo 2.

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(103.86 - 97.19)}{15} * 100 = 41.44 \%$$

### Ensayo 3.

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(107.44 - 100.91)}{15.03} * 100 = 40.33 \%$$

$$\% \text{ aceite promedio} = \frac{(41.76 + 41.44 + 40.33)\%}{3} = 41.18 \%$$

## ANEXO 5. Extracción de aceite de Piñón zona centro

- Extracción con duración de 5 horas.

Pesos considerados	Ensayos		
	1	2	3
Matraz (g)	99.05	87.60	103.29
Matraz con aceite (g)	103.86	92.33	108.29
Muestra (g)	15	15	15

### Calculo:

#### Ensayo 1.

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(103.86 - 99.05)}{15} * 100 = 32.07 \%$$

#### Ensayo 2.

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(92.33 - 87.60)}{15} * 100 = 31.53 \%$$

#### Ensayo 3.

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(108.28 - 103.29)}{15} * 100 = 33.27\%$$

$$\% \text{ aceite promedio} = \frac{(32.07 + 31.53 + 33.27)\%}{3} = 32.29 \%$$

- Extracción con duración de 8 horas.

Pesos considerados	Ensayos		
	1	2	3
Matraz (g)	96.20	94.79	100.92
Matraz con aceite (g)	101.97	100.42	106.71
Muestra (g)	15	15	15

**Calculo:**

**Ensayo 1.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(101.97 - 96.20)}{15} * 100 = 38.47 \%$$

**Ensayo 2.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(100.42 - 94.79)}{15} * 100 = 37.53 \%$$

**Ensayo 3.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(106.71 - 100.92)}{15} * 100 = 38.60 \%$$

$$\% \text{ aceite promedio} = \frac{(38.47 + 37.53 + 38.60)\%}{3} = 38.20 \%$$

## **ANEXO 6. Extracción de aceite de Piñón zona frailesca**

**Extracción con duración de 5 horas.**

Pesos Considerados	Ensayos		
	1	2	3
Matraz (g)	98.99	103.29	88.74
Matraz con aceite (g)	102.06	106.29	91.91
Muestra (g)	15	15.01	15.03

**Calculo:**

**Ensayo 1.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(102.06 - 98.99)}{15} * 100 = 20.47 \%$$

**Ensayo 2.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(106.29 - 103.29)}{15.01} * 100 = 19.99 \%$$

**Ensayo 3.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(91.91 - 88.74)}{15.03} * 100 = 21.09\%$$

$$\% \text{ aceite promedio} = \frac{(20.47 + 19.99 + 21.09)\%}{3} = 20.51 \%$$

**Extracción con duración de 8 horas.**

<b>Pesos considerados</b>	<b>Ensayos</b>		
	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>
Matraz (g)	98.99	103.29	88.74
Matraz con aceite (g)	102.98	119.29	92.85
Muestra (g)	15.01	15	15.02

**Calculo:**

**Ensayo 1.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(102.98 - 98.99)}{15.01} * 100 = 26.58 \%$$

**Ensayo 2.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(119.29 - 103.29)}{15} * 100 = 26 \%$$

**Ensayo 3.**

$$\% \text{ de aceite} = \frac{(92.85 - 88.74)}{15.02} * 100 = 27.36 \%$$

$$\% \text{ aceite promedio} = \frac{(26.58 + 26 + 27.36)\%}{3} = 26.65 \%$$

## ANEXO 7. Índice de acidez

ACIDEZ	mL KOH gastado		
	1	2	3
<b>Aceite</b>			
piñón centro	0.7	0.7	0.6
piñón frailesca	1	1.1	1.1
higuerilla centro	0.6	0.7	0.6
Higuerilla frailesca.	0.2	0.1	0.2
Higuerilla tabasco	0.5	0.5	0.4

Se empleo la siguiente formula obteniendo los datos del cuadro del apartado 9.4.1.

$$\text{Índice de acidez} = \frac{(56.1)(N)(V)}{P}$$

## ANEXO 8. Índice de Peróxido

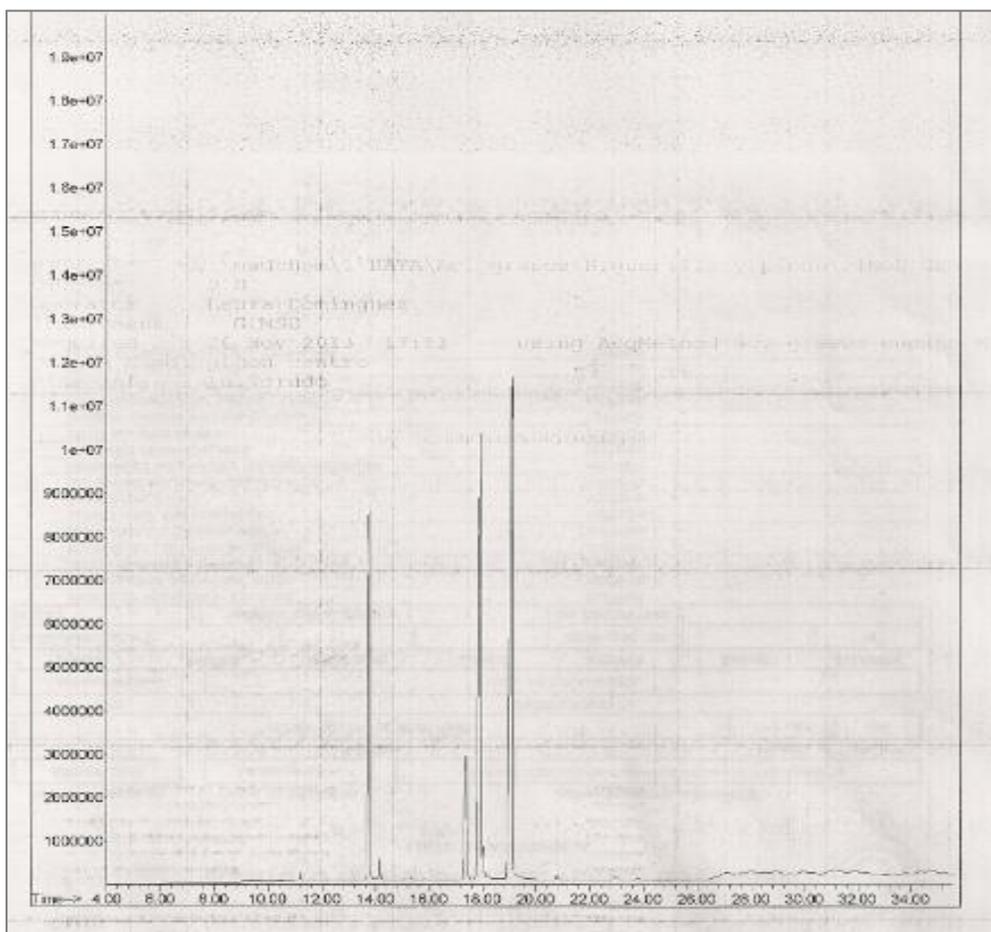
PERÓXIDO	mL Na <sub>2</sub> S <sub>2</sub> O <sub>3</sub> gastado		
	1	2	3
<b>Aceites</b>			
piñón centro	2.3	2.2	2.3
piñón frailesca	1.5	1.6	1.6
higuerilla centro	0.7	0.8	0.7
Higuerilla frailesca.	0.1	0.1	0.2
higuerilla tabasco	0.5	0.5	0.4

Se empleo la siguiente formula obteniendo los datos del cuadro del apartado 9.4.2.

$$\text{Índice de Peróxidos} = \frac{(A)(N)(1000)}{P}$$

## ANEXO 9. Perfil de ácidos grasos Higuierilla Frailesca

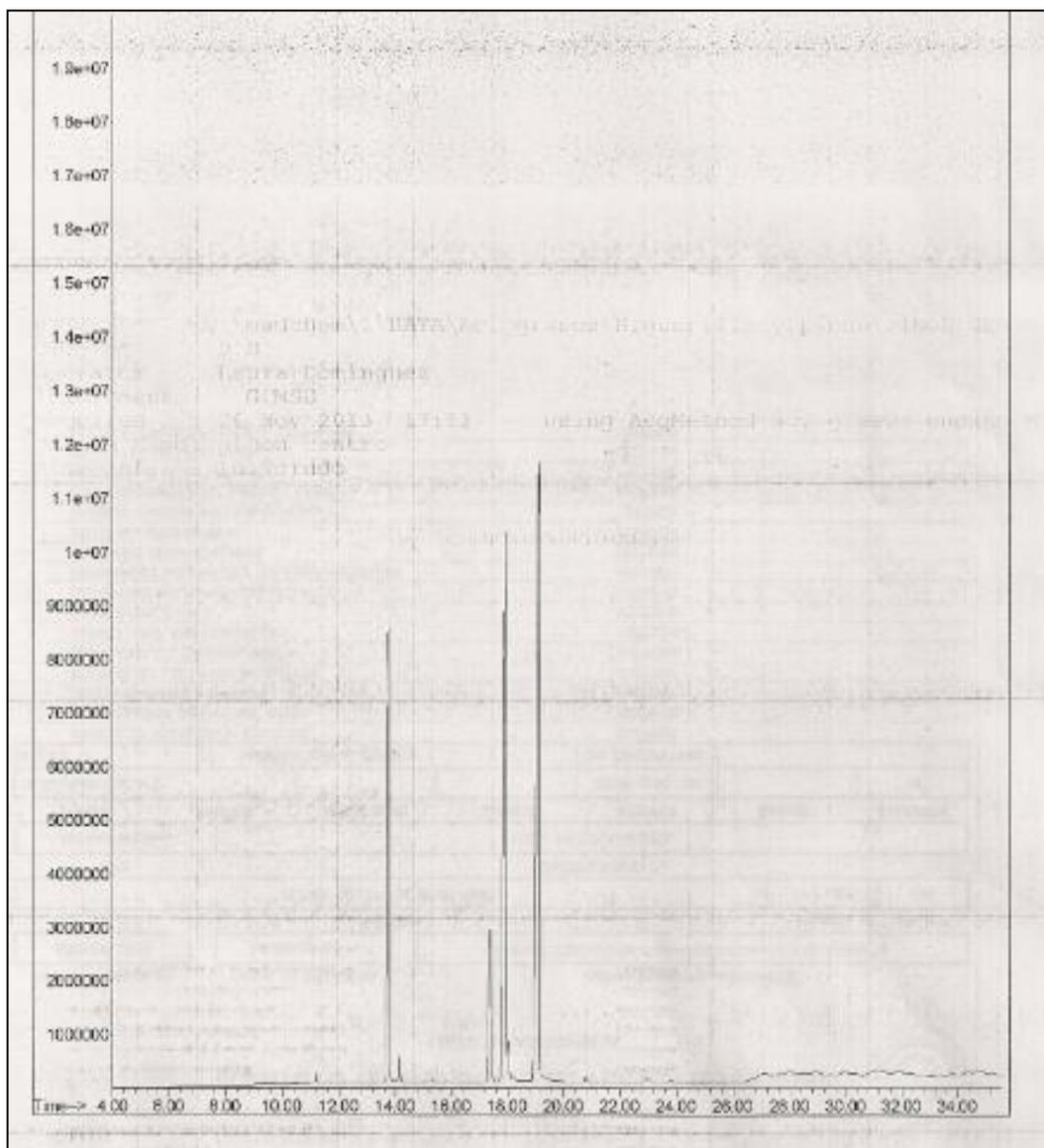
Ac. grasos	Área	% de Área
Ricinoleico	9512505	12.05
Ricinoleico	7995254	10.13
Palmítico	1025912	1.30
Ricinoleico	21572945	27.33
Ricinoleico	27599877	34.97
oleico	3203748	4.06
Palmítico	607859	0.77
Linoléico	2124369	2.69
esteárico	877740	1.11
Linolénico	898927	1.14
Ricinoleico	3502509	4.44
<b>Área total</b>	<b>78921645</b>	<b>100.00</b>



**Figura 9.1** Cromatograma del aceite de Higuierilla

## ANEXO 10. Perfil de ácidos grasos Piñón centro

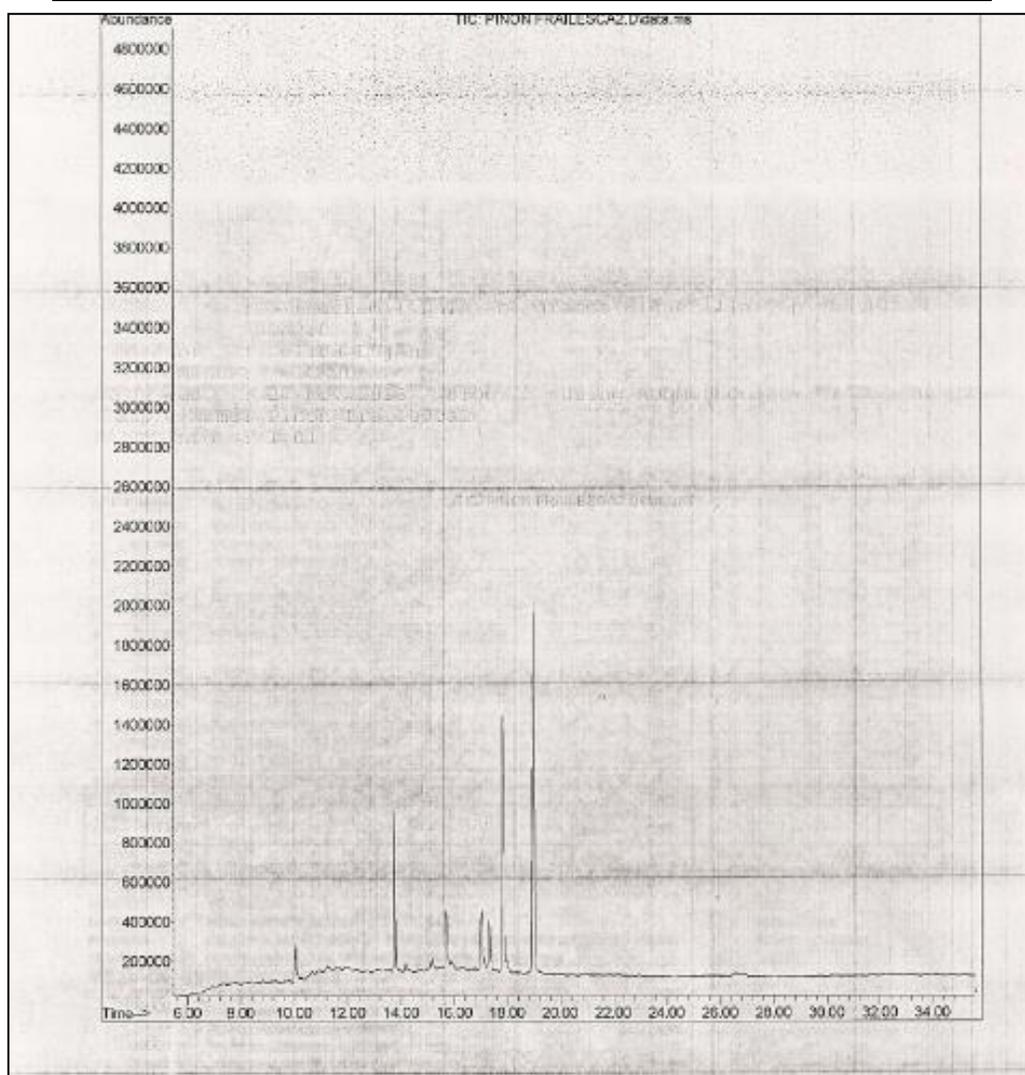
Ac. Grasos	Área	% de Área
Ac. Mirístico	484602	0.23
Ac. Palmítico	33530205	15.68
Ac. Palmitoléico	1850079	0.86
Ac. Esteárico	17494947	8.18
Ac. Oleico	73040622	34.15
Ac. Linoléico	87490769	40.90
<b>Área total</b>	<b>213891224</b>	<b>100</b>



**Figura 9.2** Cromatograma del aceite de semillas de piñón centro

## ANEXO 11. Perfil de ácidos grasos Piñón Frailesca

AC. GRASO	ÁREA	% DE ÁREA
Palmítico	1039295	4.08
Palmítico	2786627	10.94
Palmitoléico	174451	0.685
Esteárico	1763116	6.92
8 11-octadecadienoico	1890221	7.42
Heptadecanoico	1306975	5.13
Oleico	6749705	26.51
Linoléico	9750985	38.30
<b>ÁREA TOTAL</b>	<b>25461375</b>	<b>100.0</b>



**Figura 9.3** Cromatograma del aceite de semillas de piñón frailesca.