



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS
DEL NOROESTE, S.C.

Programa de Estudios de Posgrado

“EVALUACIÓN MORFOLÓGICA, BIOQUÍMICA Y
DIVERSIDAD GENÉTICA DEL GERMOPLASMA
SILVESTRE DE JOJOBA (*Simmondsia chinensis*) Y
JATROPHA (*Jatropha curcas*) DEL NOROESTE DE
MÉXICO”

TESIS

Que para obtener el grado de

Doctor en Ciencias

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales
(Orientación Agricultura Sustentable)

Presenta

NIDIA ARAIZA LIZARDE

La Paz, Baja California Sur, Enero de 2016

ACTA DE LIBERACION DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 12 horas del día 3 del Mes de diciembre del 2015, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

“Evaluación morfológica, bioquímica y diversidad genética del germoplasma silvestre de Jojoba (*Simmondsia chinensis*) y Jatropha (*Jatropha curcas* L.) del Noroeste de México”.

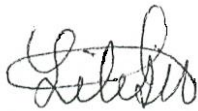
Presentada por la alumna:

Nidia Araiza Lizarde

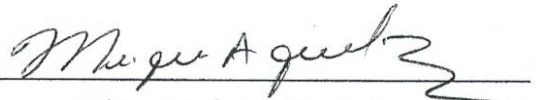
Aspirante al Grado de DOCTOR EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACION DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACION EN **AGRICULTURA SUSTENTABLE**

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron su **APROBACION DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

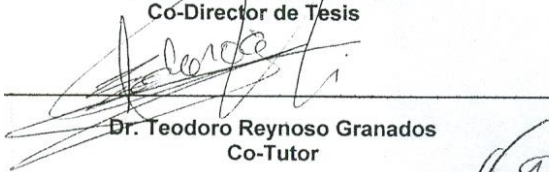
LA COMISION REVISORA



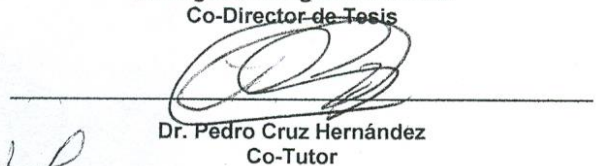
Dra. Lilja Alcaraz Meléndez
Co-Director de Tesis



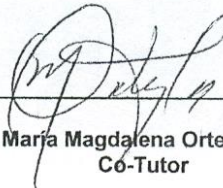
Dr. Miguel A. Ángulo Escalante
Co-Director de Tesis



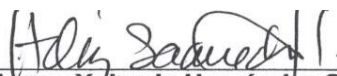
Dr. Teodoro Reynoso Granados
Co-Tutor



Dr. Pedro Cruz Hernández
Co-Tutor



Dra. María Magdalena Ortega Nieblas
Co-Tutor



Dra. Norma Yolanda Hernández Saavedra,
Directora de Estudios de Posgrado y
Formación de Recursos Humanos

Conformación de comités

Comité tutorial

Dra. Lilia Alcaraz Meléndez	Co-Director	Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.
Dr. Miguel A. Angulo Escalante	Co-Director	Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C.
Dr. Teodoro Reynoso Granados	Co-Tutor	Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.
Dra. Magdalena Ortega Nieblas	Co-Tutor	Universidad de Sonora
Dr. Pedro Cruz Hernández	Co-Tutor	Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

Comité revisor de tesis

Dra. Lilia Alcaraz Meléndez
Dr. Miguel A. Angulo Escalante
Dr. Teodoro Reynoso Granados
Dra. Magdalena Ortega Nieblas
Dr. Pedro Cruz Hernández

Jurado de examen de grado

Dra. Lilia Alcaraz Meléndez
Dr. Miguel A. Angulo Escalante
Dr. Teodoro Reynoso Granados
Dr. Bernardo Murillo Amador Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste
Dr. Pedro Cruz Hernández

Suplentes


Dra. Alejandra Nieto Garibay Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste.
Dra. Magdalena Ortega Nieblas Universidad de Sonora

Resumen

Jojoba (*Simmondsia chinensis*) y jatropha (*Jatropha curcas*) son fuentes potenciales para la obtención de aceite con fines industriales y para la producción de biodiesel (Masayuki, 1976; Masayuki y Takeshi, 1980). Los objetivos de este trabajo fueron analizar las características morfológicas de las semillas, el contenido de aceite, los parámetros fisicoquímicos de los lípidos, la composición de ácidos grasos y la diversidad genética de ecotipos de jojoba y jatropha en el Noroeste de México. Se evaluaron tres ecotipos de jojoba denominados Indígena la Huerta, Sonoyta y Todos Santos. Las semillas del ecotipo de Sonoyta presentaron el mayor peso, longitud y grosor (0.82 g, 15.98 mm y 9.28 mm). Se observaron diferencias significativas en el color y la humedad de la semilla. El número de semillas por kilogramo fue mayor en el ecotipo de Indígena la Huerta (1217 semillas). El contenido de aceite fue de 43 a 49% en los 3 ecotipos. La viscosidad, densidad específica, índice de acidez, peróxido, yodo y refracción no mostraron diferencias significativas. Los ácidos grasos más abundantes fueron el eicosanoico (52 a 62.43%), oleico (13.80 a 27.36%), y palmítico (6.43 a 9.70%). El análisis ISSR mostró un porcentaje polimórfico de 54 %. Por otro lado, se analizaron 3 ecotipos de *Jatropha curcas* denominados Estación Dimas, El Quelite y La Campana. No se observaron diferencias significativas en el peso, longitud, grosor, humedad y número de semillas por kilogramo. El color de las semillas fue de 60.80 a 65.64 °Hue. El contenido de aceite del germen de *J. curcas* fue de 52 a 56%. La viscosidad, densidad específica, índice de acidez, peróxido, yodo y refracción del aceite no mostraron diferencias significativas entre los ecotipos estudiados. Los ácidos grasos más abundantes fueron el oleico (44 a 46%), linoleico (42 a 44%) y palmítico (4 a 6%). El análisis SSR de accesiones de *J. curcas* mostró la heterocigosidad esperada (He) de 0.7524, 0.7092 y 0.7956 en los ecotipos de La Campana, Estación Dimas y El Quelite, respectivamente. El germoplasma silvestre de jojoba y jatropha es una alternativa en la industria cosmética y energética, representan un potencial para activar la economía en las regiones áridas y semiáridas de México.

Palabras claves: ácidos grasos, semillas, ISSR, lípidos, jatropha, jojoba, SSR.


Vo. Bo. Co-Director
Dra. Lilia Alcaraz Meléndez


Vo. Bo. Co-Director
Dr. Miguel A. Ángulo Escalante

Abstract

Jojoba (*Simmondsia chinensis*) and jatropha (*Jatropha curcas*) are potential sources to obtaining oil for industrial purposes and production of biodiesel (Masayuki, 1976; Masayuki and Takeshi, 1980). The objectives of this study were to analyze the morphological characteristics of seeds, oil content, physicochemical parameters of lipid, fatty acids composition and genetic variability of ecotypes of jojoba and jatropha in the Northwest of Mexico. Three ecotypes of jojoba named Indígena la Huerta, Sonoyta, and Todos Santos were evaluated. Sonoyta seeds ecotype has the highest weight, length and thickness (0.82g, 15.98 mm and 9.28 mm). Significant differences in color and seed moisture were observed. The number of seeds per kilogram was higher in the ecotype Indígena la Huerta (1217). The oil content was between 43, 44 and 49% in the 3 ecotypes. Viscosity, density, index of acidity, peroxide, yodine and refraction showed no significant differences. The most abundant fatty acids were the Eicosanoic (52 to 62.43%), oleic (13.80 to 27.36%) and Palmitic (6.43-9.70%). ISSR analysis on the accessions of *S. chinensis* showed a 54% polymorphic. On the other hand 3 ecotypes of *Jatropha curcas* Estación Dimas, El Quelite and La Campana were analyzed. No significant differences in weight, length, thickness, humidity and number of seeds per kg. The color of the seeds was 60.80 to 65.64 °Hue. The oil content of the germ of *J. curcas* was 52 to 56%. Viscosity, density, index of acidity, peroxide, iodine and refraction showed no significant differences in the seeds collected in the three ecotypes in study. The most abundant saturated fatty acids were oleic (44 to 46%), linoleic (42 to 44%) and palmitic (4-6%). SSR analysis of *J. curcas* accessions showed expected heterozygosity (He) of 0.7524, 0.7092 and 0.7956 in ecotypes of La Campana, Estación Dimas and El Quelite respectively. The wild germplasm of jatropha and jojoba is an alternative in the cosmetics and energy industry and represents a potential for activating the economy in arid and semi-arid regions of México.

Keywords: fatty acids, seeds, ISSR, lipids, jatropha, jojoba, SSR.

Dedicatoria

A mi dios por estar siempre conmigo en cada momento.

A mi hija Aidin Valeria, el amor de mi vida, gracias por tu paciencia hija, apoyo y por robarte parte del tiempo que te correspondía.

A mi madre (Herlinda Lizarde González) por todo su apoyo, amor y comprensión.

A mi padre (Alejandro Araiza Salas) porque su recuerdo de lucha alienta mi camino.

A mis hermanos (Evelia, Aneida, Agustina, Norma, Herlinda, Lina, Elvia y Alejandro) por estar siempre conmigo y por su apoyo

A mis sobrinos (Delany, Edgar, Werner, Gaddiel, Javier y Briana)

A mis cuñados (Edgar Murillo Mora, Nesler Rubio Carrasco, Werner Rubio Carrasco y Carlos Piña) por todo su apoyo.

A todos mis amigos y compañeros de estudio del programa de doctorado (Ana, Patricia, Elvia, Federico, Fernando, Polo, Teresa, Ivonee y Cristian) por su apoyo, entusiasmo y hacer el trayecto más ligero.

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por el apoyo brindado mediante una beca de estudios (132196).

Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR, S. C), a la Dirección de Estudios de Posgrado (Dra. Norma Yolanda Hernández Saavedra, Lic. Osvelia, Tania, Horacio y Claudia), al Departamento de Control Escolar, al Laboratorio de Cómputo, y a Susana Ávila (Laboratorio de Genética Acuícola), Margarito Rodríguez y Sergio Real (Laboratorio de Biotecnología Vegetal).

Al Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. Unidad Culiacán, al Laboratorio de Biorecursos (Edith Salazar), Laboratorio de Fitopatología (Isidro y Raymundo Estrada), Laboratorio de Microbiología (Héctor), Laboratorio de Plaguicidas (Pedro Bastidas) y Laboratorio de Nutrición (Eduardo y Werner Rubio Carrasco).

A la Universidad Politécnica de Sinaloa, Programa Académico de Ingeniería en Biotecnología. Al Dr. Leonardo German Gandarilla, al M. C. Isidro Osuna López y Víctor A. Rodríguez Tirado gracias por la confianza y motivación para superarme y realizar el doctorado.

Al Dr. Carlos Calderón Vázquez del Centro Interdisciplinario de Investigación y Desarrollo Integral de la Región (CIIDIR) Unidad Guasave. Gracias por brindarme su apoyo, abrirme las puertas de su laboratorio y permitirme trabajar el análisis de variabilidad genética.

Quiero agradecer inmensamente a mi comité de tesis, que sin ellos no hubiese sido posible dicha investigación:

Dra. Lilia Alcaraz Meléndez (Co-Directora de tesis) gracias por su valioso apoyo, paciencia y por motivarme en todo momento.

Dr. Miguel A. Angulo Escalante (Co-Director de tesis) gracias por su apoyo, motivación, confianza, guía y paciencia.

Dr. Teodoro Reynoso Granados (Co-Tutor) gracias por todo su apoyo, por guiarme en la redacción y escritura de la tesis, y por toda la paciencia.

Dr. Pedro Cruz Hernández (Co-Tutor) por su apoyo, por contagiarme su optimismo al trabajar y por guiarme en la parte molecular.

Dra. María Magdalena Ortega Nieblas (Co-Tutor) gracias por todo su apoyo durante el desarrollo de la investigación.

Evelia Araiza Lizarde, Lucero y Ayesha, gracias por su apoyo fueron parte valiosa en la parte metodológica de la investigación.

Contenido

Resumen.....	i
Abstract.....	ii
Dedicatoria.....	iii
Agradecimientos.....	iv
Contenido.....	vi
Lista de figuras.....	x
Lista de tablas.....	xi
Abreviaturas.....	xiii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. ANTECEDENTES.....	3
2.1. Características de la jojoba (<i>Simmondsia chinensis</i>).....	3
2.1.1. Clasificación taxonómica.....	3
2.1.2. Características biológicas.....	4
2.1.3. Distribución.....	5
2.1.4. Hábitat.....	5
2.1.5. Características de suelos en donde se desarrolla la jojoba.....	5
2.1.6. Usos de la jojoba.....	6
2.1.7. Importancia económica de la jojoba.....	6
2.2. Características de <i>Jatropha</i> (<i>Jatropha curcas</i>).....	7
2.2.1. Clasificación taxonómica.....	7
2.2.2. Características biológicas.....	7
2.2.3. Distribución.....	8
2.2.4. Hábitat.....	8
2.2.5. Características de suelos.....	9
2.2.6. Usos de <i>jatropha</i>	9
2.2.7. Importancia de la <i>jatropha</i> en México.....	9
2.3. Característica de los aceites.....	10

2.3.1. Aceite.....	10
2.3.2. Propiedades físicas y químicas de los aceites.....	11
2.3.2.1. Índice de refracción	11
2.3.2.2. Viscosidad	11
2.3.2.3. Densidad específica	11
2.3.2.4. Índice de acidez.....	11
2.3.2.5. Índice de peróxido	12
2.3.2.6. Índice de yodo	12
2.3.2.7. Composición de ácidos grasos.....	12
2.4. Análisis genéticos	13
2.4.1. Polimorfismo genético.	13
2.4.2. ISSRs (Inter Secuencias Cortas Repetidas).....	14
2.4.3. SSRs (Secuencias Cortas Repetidas).....	14
3. JUSTIFICACIÓN.....	16
4. OBJETIVOS.....	17
4.1. Objetivo general.....	17
4.2. Objetivos específicos	17
5. HIPÓTESIS.....	18
6. MATERIALES Y MÉTODOS.....	19
6.1. Material vegetal de jojoba (<i>S. chinensis</i>) y jatropha (<i>J. curcas</i>).....	19
6.2. Caracterización morfológica de las semillas de jojoba y jatropha.....	24
6.2.1. Grosor y longitud.. ..	24
6.2.2. Peso.	24
6.2.3. Humedad.....	24
6.2.4. Número de semillas por kilogramo	25
6.2.5. Color	25
6.3. Caracterización fisicoquímica de lípidos de <i>S. chinensis</i> y <i>J. curcas</i> provenientes de los diferentes ecotipos del Noroeste de México.	25
6.3.1. Perfil de ácidos grasos por Cromatografía de Gases (CG)	26
6.4. Diversidad genética	26

6.4.1. Material vegetal	26
6.4.2. Extracción y cuantificación de DNA de <i>J. curcas</i> y <i>S. chinensis</i>	27
6.4.3. Análisis de variabilidad genética de jojoba (ISSR)	27
6.4.4. Análisis de la variabilidad genética de jatropha (SSRs).....	28
6.4.5. Análisis de conglomerados	29
6.5. Análisis estadístico	30
7. RESULTADOS.....	31
7.1. Caracterización morfológica de las semillas de jojoba.....	31
7.2. Características fisicoquímicas de los lípidos de las semillas de jojoba (<i>S. chinensis</i>).....	35
7.2.1. Contenido de aceite	35
7.2.2. Índice de refracción	36
7.2.3. Viscosidad	36
7.2.4. Densidad específica	36
7.2.5. Índice de acidez.....	36
7.2.6. Índice de yodo	36
7.2.7. Índice de peróxido	36
7.2.8. Composición de ácidos grasos	38
7.3. Diversidad genética de <i>S. chinensis</i>	40
7.4. Caracterización morfológica de las semillas de jatropha (<i>J. curcas</i>).....	43
7.5. Características fisicoquímicas de los lípidos de las semillas de jatropha (<i>J. curcas</i>).....	45
7.5.1. Contenido de aceite.....	45
7.5.2. Índice de refracción	46
7.5.3. Viscosidad	46
7.5.4. Densidad específica	46
7.5.5. Índice de acidez.....	46
7.5.6. Índice de yodo	46
7.5.7. Índice de peróxido	46

7.6. Composición de ácidos grasos del aceite de <i>J. curcas</i>	47
7.7. Diversidad genética de <i>J. curcas</i>	49
8. DISCUSIÓN	52
8.1. Caracterización morfológica de las semillas de jojoba.....	52
8.1.1. Análisis de correlación entre las características de las semillas de jojoba con los factores ambientales.	52
8.2. Características fisicoquímicas de los aceites de jojoba (<i>S. chinensis</i>).....	53
8.2.1. Contenido de aceite.....	53
8.2.2. Índice de refracción	55
8.2.3. Viscosidad.	56
8.2.4. Densidad específica.....	56
8.2.5. Índice de acidez.....	56
8.2.6. Índice de yodo	57
8.2.7. Índice de Peróxido	57
8.3. Composición de ácidos grasos	58
8.4. Diversidad genética de los ecotipos silvestres de <i>S. chinensis</i>	60
8.5. Caracterización morfológica de las semillas de <i>J. curcas</i>	61
8.6. Características fisicoquímicas de los lípidos de las semillas de <i>J. curcas</i> ..	62
8.6.1. Contenido de aceite.....	62
8.6.2. Índice de refracción	64
8.6.3. Viscosidad	64
8.6.4. Densidad específica	65
8.6.5. Índice de acidez... ..	66
8.6.6. Índice de yodo	67
8.6.7. Índice de peróxido	68
8.6.8. Composición de ácidos grasos	68
9. CONCLUSIONES	73
10. LITERATURA CITADA.....	75
11. ANEXOS	88

Lista de figuras

Figura 1.	Fruto de jojoba (<i>S. chinensis</i>).....	4
Figura 2.	Fruto de jatropha (<i>J. curcas</i>).....	8
Figura 3.	Localización de los ecotipos de jojoba (<i>S. chinensis</i>) en el Noroeste de México.....	20
Figura 4.	Frutos y semillas de jojoba (<i>S. chinensis</i>) en el Noreste de México. a) frutos, b) semillas.....	21
Figura 5.	Localización de los ecotipos de jatropha (<i>J. curcas</i>) del Noreste de México.....	22
Figura 6.	Fruto verde, maduro y semillas de <i>J. curcas</i> de Estación Dimas, Sinaloa.....	23
Figura 7.	Características morfológicas de la semilla, contenido de aceite y parámetros climáticos con los valores promedios más altos en los diferentes ecotipos de <i>S. chinensis</i> del Noroeste de México (periodo 2011).....	35
Figura 8.	Dendrograma de 27 accesiones de <i>S. chinensis</i> empleando 3 primer ISSR.....	42
Figura 9.	Características morfológicas de la semilla, contenido de aceite y parámetros climáticos con los valores promedios más altos en los diferentes ecotipos de <i>J. curcas</i> del Noroeste de México (periodo 2011).....	45
Figura10.	Alelos observados en <i>J. curcas</i> empleando 5 primers ISSR (JCMN292, JCPS20J, CSSR26, JCT17 Y JCPS7) en los ecotipos de La Campana, Estación Dimas y El Quelite.....	51

Lista de tablas

	Pág
Tabla I. Clasificación taxonómica de <i>S. chinensis</i>	3
Tabla II. Clasificación taxonómica de <i>J. curcas</i> (Alfonso, 2008).....	7
Tabla III. Ácidos grasos saturados e insaturados más comunes.....	13
Tabla IV. Métodos empleados en el análisis fisicoquímico de los lípidos de jojoba y jatropa.....	25
Tabla V. Primers para el análisis de ISSR de <i>S. chinensis</i> y temperatura de alineamiento.....	28
Tabla VI. Primers para el análisis de SSR de <i>J. curcas</i> y temperaturas de alineamiento.....	29
Tabla VII. Características físicas de semillas de <i>S. chinensis</i> provenientes de tres ecotipos del Noroeste de México.....	32
Tabla VIII. Condiciones climáticas de los ecotipos de jojoba del Noroeste de México., Temperatura máxima (T. máxima) ; Temperatura media (T. media); Temperatura mínima (T. mínima); Humedad relativa (Hr); Precipitación pluvial (Prec); Velocidad del viento (Vv) y Radiación global (Rad. G) (INIFAP, 2011).....	33
Tabla IX. Análisis de correlación entre las características físicas de las semillas de <i>S. chinensis</i> y las condiciones climáticas de tres ecotipos.....	34
Tabla X. Características físicas y químicas de los aceites de los tres ecotipos del Noroeste de México.....	37
Tabla XI. Composición de ácidos grasos de aceites de semillas de <i>S. chinensis</i> del Noroeste de México.....	39
Tabla XII. Índice de similitud de Jaccard en 27 accesiones de <i>S. chinensis</i> de los ecotipos del Noroeste de México.....	41
Tabla XIII. Análisis comparativo de las características morfológicas de la	

	semilla de <i>J. curcas</i> de tres poblaciones de Sinaloa, México. ..	43
Tabla XIV.	Condiciones climáticas de los ecotipos de <i>J. curcas</i> del Noreste de México. Temperatura máxima (T. máxima); Temperatura media (T. media); Temperatura mínima (T. Mínima); Humedad relativa (Hr); Precipitación pluvial (Prec); Velocidad del viento (Vv) y Radiación global (Rad. G) (INIFAP, 2011).....	44
Tabla XV.	Características fisicoquímicas de los aceites de <i>J. curcas</i> de tres regiones de Sinaloa, México.....	47
Tabla XVI.	Composición de ácidos grasos de aceites de semillas de <i>J. curcas</i> del Noroeste de México.....	48
Tabla XVII.	Características genéticas de <i>J. curcas</i> empleando 5 primers SSR en el ecotipo de Estación Dimas.....	49
Tabla XVIII.	Características genéticas de <i>J. curcas</i> empleando 5 primers en el ecotipo de El Quelite.....	49
Tabla XIX.	Características genéticas de <i>J. curcas</i> empleando 5 primers en el ecotipo de La Campana.....	50
Tabla XX.	Promedio de las características genéticas de <i>J. curcas</i> empleando 5 primers SSR en los diferentes ecotipos.....	50

Abreviaturas

AOAC	Association of Official Agricultural Chemists
ADN	Acido desoxirribonucleico
ANOVA	Análisis de varianza
ATP	Adenosin Trifosfato
CIBNOR	Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste
Cg	Centigramo
CODESIN	Consejo para el Desarrollo Económico de Sinaloa
CONABIO	Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
CONAFOR	Comisión Nacional Forestal
cSt	Centistokes
CTAB	Bromuro de hexadeciltrimetilamonio
DE	Desviación estándar
dNTPs	Deoxinucleósido trifosfato
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación
FREETREE	Árbol libre

Ha	Hectárea
°Hue	Unidad de color
He	Alelos heterocigotos
Ho	Alelos homocigotos
IJEC	Intertational Jojoba Export Council
INEGI	Instituto Nacional de Estadística y Geografía
ISSR	Inter Secuencias Cortas Repetidas
KOH	Hidróxido de Potasio
Meq	Miliequivalente por litro
Msnm	Metros sobre el nivel del mar
NA	Número de alelos
NADPH	Nicotinamida Adenina Dinucleotido Fosfato
NREL	National Renewable Energy Laboratory
PCR	Reacción de la Cadena de la Polimerasa
Primers	Iniciador, cebador
Pb	Pares de base
RAPD	Amplificación al Azar de DNA Polimórfico

RFLP	Polimorfismo de Longitud de Fragmentos de Restricción
RNAsa	Ribonucleasa
TBE	Tris-Borato-EDTA
SAGARPA	Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación
SIAP- SAGARPA	Servicio de Información Agroalimentaria y Pesca
SigmaPlot	Software para el análisis de datos científicos
SigmaStat	Software para el análisis de datos científicos
SSRs	Secuencias Cortas Repetidas
TREEVIEW	Software para visualizar un diagrama de árbol
UPGMA	Unweighted Pair Group Method with Arithmetic Mean

1. INTRODUCCIÓN

Jojoba (*Simmondsia chinensis*) y jatropha (*Jatropha curcas*) son fuentes potenciales para la obtención de aceite con fines industriales y para la producción de biodiesel (Masayuki, 1976; Masayuki y Takeshi, 1980). Jojoba (*S. chinensis*) es un arbusto dioico, que pertenece a la familia Simmondsiaceae, cuyo origen es el desierto Sonorense, ubicado en los estados de Arizona y California en Estados Unidos y los estados de Sonora, Baja California y Baja California Sur en México (Andressen *et al.*, 2009, Ayerza 1989). Sus semillas contienen entre el 40 y 60% de aceite clasificado como cera líquida, porque a diferencia de la mayoría de los aceites de semillas vegetales que están compuestos por triglicéridos, el aceite de jojoba está compuesto por ésteres y es una fuente potencial importante para elaboración de cosméticos y lubricantes (Bouaid *et al.*, 2007; International Jojoba Export Council, 2008).

Por otro lado, *J. curcas* es una planta que pertenece a la familia Euphorbiaceae, es nativa de México y Centro América (Aminul *et al.*, 2012). Se han reportado dos variedades de *J. curcas*, la tóxica y la no tóxica, esta última solo en México (Makkar *et al.*, 2007). Ésta planta representa un potencial para la producción de biodiesel (Prasad *et al.*, 2012) debido a su alto contenido de aceite (50 a 60%) en el germen (Ofori *et al.*, 2012).

Bisht *et al.* (1993) y Shailesh *et al.* (2010), determinaron que el índice de viscosidad, el de refracción, así como la densidad específica del aceite son propiedades importantes que indican su estabilidad cuando es utilizado en la industria cosmética, como aditivo en lubricantes o producción de biodiesel.

Gopale y Zunjarrao (2011), señalaron que es importante analizar la composición de ácidos grasos de diferentes ecotipos y poder seleccionar plantas con un alto porcentaje de ácido oleico y linoleico que puedan utilizarse para la elaboración de biodiesel (AOAC, 2001).

La composición del aceite de ambas semillas depende de factores ambientales como el clima, geografía, tipo de suelo o ambiente específico (ecotipo) y genéticos (Raven *et al.*, 1992). Estudios muestran que el contenido y composición del aceite

de jojoba está fuertemente relacionado con la variabilidad genética de las plantas (Al-Sooger *et al.*, 2012). El ISSR (Inter Secuencias Cortas Repetidas) y SSR (Secuencias Cortas Repetidas) son técnicas sencillas, económicas y útiles para determinar la variabilidad genética (Sharla *et al.*, 2003).

A pesar de que jojoba y jatropha son especies consideradas como oleaginosas, y tiene sus orígenes en México, no existen estudios dirigidos a relacionar la morfología de semillas de poblaciones silvestres con las características fisicoquímicas del aceite y su variabilidad genética.

El presente estudio tiene el objetivo de evaluar las características morfológicas de semillas, propiedades fisicoquímicas de los aceites y la variabilidad genética de poblaciones silvestres de jojoba (*S. chinensis*) y jatropha (*J. curcas*) de tres ecotipos por especie en el Noroeste de México.

2. ANTECEDENTES

2.1. Características de la jojoba (*Simmondsia chinensis*)

2.1.1. Clasificación taxonómica

S. chinensis pertenece a la familia Simmondsiaceae y se clasifica taxonómicamente de acuerdo a la siguiente tabla:

Tabla I. Clasificación taxonómica de *S. chinensis*

Reino:	Plantae
Phylum/división:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Caryophyllales
Familia:	Simmondsiaceae
Género:	Simmondsia
Especie:	chinensis
Nombre común:	Jojoba

2.1.2. Características biológicas de *S. chinensis*

Tiene forma de arbusto erecto, postrado o rastrero perennifolio, de 0.5 a 5 m de altura. Presenta hojas de 2 a 5 cm de largo y de 1 a 2 cm de ancho, son opuestas, oblongas, pubescentes, azul-grisáceo, gruesas y de consistencia coriácea, cubierta de cera (CONABIO, 2012). El fruto es una cápsula dehiscente, conteniendo de 1 a 3 óvulos (Figura 1). Las semillas son de color café oscuro y varían en tamaño, forma y pubescencia (CONABIO, 2012). Son dioicas y pueden presentar flores hermafroditas pero su ovario no llega a desarrollarse (CONAFOR, 2012).

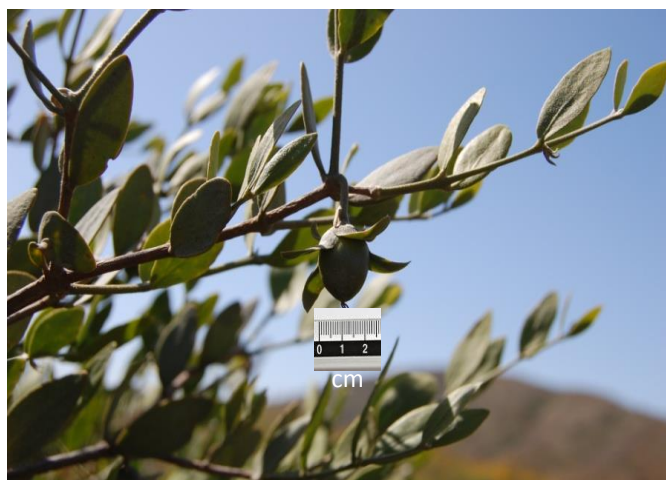


Figura 1. Jojoba (*S. chinensis*)
(Cortesía de Alcaraz Meléndez, 2011).

2.1.3. Distribución

Es originaria de México y se distribuye en Baja California, Baja California Sur, Sonora, Islas del Golfo de California e Isla Cedros. Ocupa la mayor parte del denominado desierto Sonorense (100,000 km²). Se localiza entre los 23 y 34° N, 109 y 117° W y una altitud de 0 a 1600 m (Alcaraz-Meléndez *et al.*, 2011).

2.1.4. Hábitat

Se desarrolla en zonas de baja precipitación pluvial (inferior a los 120 mm anuales), en pendientes de montañas y valles. Se adapta a altas fluctuaciones de temperatura que varían de 30 a 40 °C, y puede tolerar temperaturas de 6 °C a 50 °C. Crece en una diversidad de suelos, rocas porosas o arcillas, de pH de 5 a 8 y rico en fósforo (Alcaraz- Meléndez *et al.*, 2011).

2.1.5. Características de suelos en donde se desarrolla la jojoba

De acuerdo al sistema de clasificación de la FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación), publicado por el INEGI, las poblaciones de jojoba se desarrollan en cinco tipos de suelos (Alcaraz-Meléndez *et al.*, 2011):

Litsoles. Suelos con 10 cm de profundidad; en Baja California se encuentran en sierras y lomeríos distribuidos en manchones. Son suelos de textura gruesa (arenosa) y en ellos se encuentran vegetaciones como matorrales, selva baja, bosques de pinos y encino.

Regosoles. Se forma a partir de rocas ígneas ácidas y básicas, así como algunos conglomerados y lutitas-areniscas. Son muy pobres en materia orgánica, sus texturas van de arena a migajón arenoso y su capacidad de intercambio catiónico total (CICT) es bajo (de 3 a 12 meq/100g); la saturación de base es alta.

Fluvisoles. Formados de materiales de aluviales recientes, de estructura laminar y horizonte.

Vertisoles. Poseen más del 30% de arcilla al menos en los primeros 50 cm del perfil. Presentan textura de migajón arcilloso o de arcilla, son de color pardo rojizo y a veces gris rojizo.

Planosoles. Se encuentran en zonas llanas. El material lo constituyen depósitos aluviales o coaluviales arcillosos, y están asociados a terrenos de regiones subtropicales, templadas, semiáridas y subhúmedas.

2.1.6. Usos de la jojoba

Los usos que se le han dado a la cera de jojoba son diversos dependiendo del tratamiento que se le dé. La cera líquida ligeramente refinada es empleada como componente básico para la fabricación de algunos lubricantes, cosméticos (shampoo, jabón, crema para la cara y bronceadores) y productos farmacéuticos (Alcaraz-Meléndez *et al.*, 2011).

2.1.7. Importancia económica de la jojoba

Las condiciones de mercado de la cera líquida de jojoba se ubican en el marco de productos de consumo intermedio ya que concurre directamente a la industria. El producto está localizado en el contexto de libre competencia, es decir, existe un libre mercado de oferta y demanda. La comercialización se hace por empresas extranjeras.

En 1979 en Baja California se reportó una producción de 99.615 Kg de semilla, la cual se comercializó a un precio de entre 80 y 90 pesos por kilogramo y se extrajeron 12 185 galones de aceite de jojoba que se vendieron entre 45 y 50 dólares por galón. Hay reportes de la producción de aceite de jojoba hasta 1981, debido a que disminuyó el interés por este producto a gran escala, sin embargo, la siembra, cosecha y producción continúan. Si bien es cierto que después de 1981 no existen registros de producción en Baja California, actualmente se encuentran en páginas de internet datos globales de gran variedad de marcas, productos

cosméticos y aceite puro de muy alto valor cuyos precios son muy variables (Alcaraz-Meléndez *et al.*, 2011).

2.2. Características de *Jatropha curcas* L.

2.2.1. Clasificación taxonómica

Jatropha curcas pertenece a la familia Euphorbiaceae y se clasifica taxonómicamente de acuerdo a la siguiente Tabla:

Tabla II. Clasificación taxonómica de *J. curcas* (Alfonso, 2008).

Reino:	Plantae
Phylum:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Euphorbiales
Familia:	Euphorbiaceae
Género:	Jatropha
Especie:	Curcas
Nombre común:	Jatropha, piñón, piñoncillo

2.2.2. Características biológicas

Es una planta perenne, monóica, cuyo ciclo productivo es de 45 a 50 años. Su crecimiento es rápido y llega a medir hasta 2 y 3 metros de altura. La corteza es blanco grisácea y exuda un látex translúcido. Normalmente se forman cinco raíces, una central y cuatro periféricas (CONABIO, 2012).

Las inflorescencias se forman en posición terminal y en las axilas. Presenta flores masculinas y femeninas en la misma planta. Cada inflorescencia desarrolla aproximadamente 10 frutos ovoides o más (Figura 2) que produce de 2 a 3 semillas y que pueden germinar en 5 días (CONAFOR, 2012).

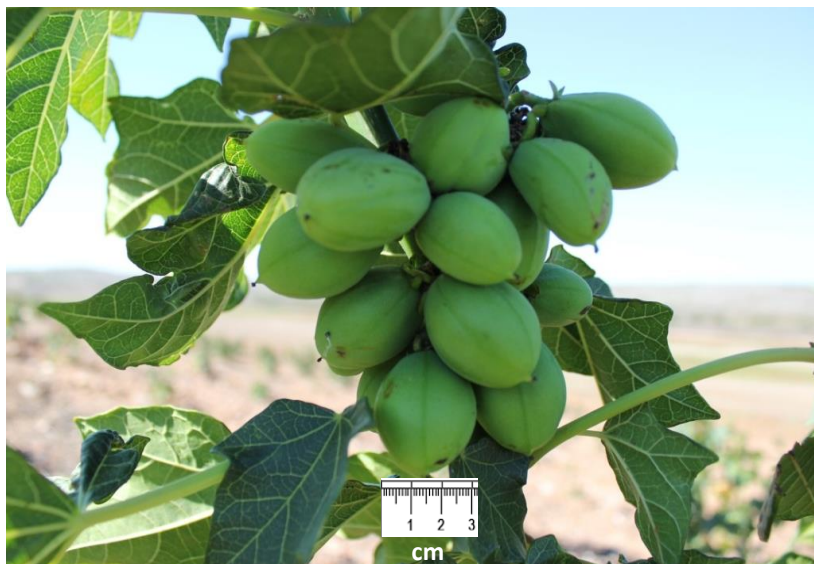


Figura 2. Fruto de *J. curcas* L.
(Cortesía de Federico Soto Landeros).

2.2.3. Distribución

Se distribuye especialmente en zonas cálidas. Está presente en forma natural o cultivada en Centro América, cordillera Andina, la cuenca Amazónica y África. En el continente Asiático se la encuentra en la India (Pabon, 2008) y en México en los estados de Sinaloa, Nayarit, Jalisco, Chiapas, Veracruz y Michoacán (Makkar *et al.*, 2007).

2.2.4. Hábitat

Se adapta a condiciones agroecológicas adversas (tierras de baja fertilidad). Es resistente a la sequía, ya altas y bajas temperaturas; se encuentra

en los trópicos y subtropicos. Prospera en regiones con 250 a 600 mm de precipitación pluvial anual (Quimbayo, 2010).

2.2.5. Características de suelos

No requiere un tipo de suelo especial. Se desarrolla normalmente en suelos áridos y semiáridos. El rango de pH más recomendado es entre 6 a 8 (ácido-básico). Crece en las tierras arenosas, salinas y pedregosas. Es una planta que se adapta a casi todo tipo de suelos, desde franco arenosos, profundos, de alta fertilidad, a pobres en materia orgánica, semiáridos y/o en proceso de degradación (Oyuela *et al.*, 2012).

2.2.6. Usos de jatropha (*J. curcas*)

Todas las partes de la planta son ampliamente usadas en la medicina tradicional (raíces, tallos, hojas, semillas y frutos) para el tratamiento de hemorragias, reumatismo y dolor de muela. Tiene propiedades antimicrobianas, antimicóticas y antiparasitarias. El aceite de las semillas es un laxante y vomitivo, por lo que se usa como un fuerte purgante (Pabon, 2008). *J. curcas* es una planta que se utiliza para la producción de biodiesel pues su semilla tiene un alto contenido de aceite en el germen (50 a 60%). Además, a esta planta se le ha dado otros usos como el aprovechamiento de la pasta residual para la producción de fertilizante orgánico ya que es rica en nitrógeno (>5%), fósforo (>2.5%, P₂O₅) y potasio (1%, K₂O). Por otro lado, la pasta de *J. curcas* tiene un 58 a 60% de proteína cruda y aminoácidos esenciales, por lo que puede ser utilizada como alimento para animales (Makkar *et al.*, 2008). En México se cuenta con materiales no tóxicos, lo cual permite aprovechar todas las partes de la planta y ser una alternativa para el desarrollo económico de zonas rurales (CODESIN, 2013).

2.2.7. Importancia de la *J. curcas* en México

En México existe interés en este cultivo ya que representa una excelente opción para el desarrollo de zonas rurales en las que no se cuenta con sistemas

de riego y suelos no aptos para la agricultura. A nivel nacional se estima que se cuentan con 2.6 millones de hectáreas con alto potencial para el cultivo de *J. curcas*. Los estados de la república con mayor superficie óptima para el cultivo de *J. curcas* son Sinaloa (557,641 ha), seguido por Tamaulipas (317,690 ha), Guerrero (282,158 ha), Chiapas (230,273 ha), Michoacán (197,288 ha) (SAGARPA-SIAP, 2008) y Veracruz (1,919 ha) (Inurreta *et al.*, 2013). Actualmente se encuentra sembrada en 40 ha en Colima, 229.50 ha en Puebla, 386.00 en Quintana Roo y 624 ha en Yucatán (SAGARPA-SIAP, 2014). En el estado de Sinaloa se han establecido cultivos en campos experimentales, en Guasave (Campo experimental CIIDIR) (Félix, 2013) y en el municipio de Elota (Estación Dimas) (Fundación Produce, 2010).

2.3. Característica de los aceites

2.3.1. Aceite

Los aceites vegetales son compuestos insolubles en agua pero solubles en disolventes orgánicos, como el hexano, cloroformo y éter de petróleo. Están constituidos predominantemente por triacilglicéridos y estos a su vez por ésteres de tres ácidos grasos monocarboxílicos y el glicerol. Estos ácidos grasos generalmente poseen un número par de átomos de carbono (C14-C22) y pueden ser saturados e insaturados. Entre los ácidos grasos saturados los más comunes son el ácido palmítico (C16:0) y el ácido esteárico (C18:0), dentro de los insaturados se encuentran los monoinsaturados como el ácido oleico (C18:1) y los poliinsaturados como el ácido linoleico (C18:2) y el alfa linolenico (C18:3) (Belitz *et al.*, 2009). El contenido de ácidos grasos saturados influye directamente sobre la estabilidad de los aceites: a mayor cantidad de ácidos grasos saturados mayor estabilidad oxidativa del aceite (Pinzi *et al.*, 2009).

2.3.2. Propiedades físicas y químicas de los aceites

2.3.2.1. Índice de refracción

El índice de refracción de un aceite es la velocidad con que la luz pasa a través del aceite. El índice de refracción varía para cada aceite y es un indicador de pureza del mismo (Álvarez, 2013). Este valor está relacionado con el grado de saturación en relación a los dobles enlaces en la cadena hidrocarbonada, y puede estar influenciado por la oxidación si no se tiene un almacenamiento adecuado. Además, este índice permite determinar si el aceite se encuentra adulterado y el grado de deterioro debido a algún tratamiento térmico.

2.3.2.2. Viscosidad

La viscosidad es la resistencia interna de un fluido al movimiento (Cengel y Cimbala, 2006). Esta propiedad es importante en el proceso de combustión, porque afecta la lubricidad y el grado de atomización del combustible, en el momento de ser inyectado en el motor y, con ello, a la formación de depósitos en el motor. La viscosidad está relacionada con la cantidad de triglicéridos no reaccionados, es decir, a mayor cantidad de triglicéridos mayor viscosidad.

2.3.2.3. Densidad específica

La densidad es la cantidad de masa por unidad de volumen de una sustancia (Mott, 1998). Como regla general, al aumentar la temperatura, la densidad disminuye (si la presión permanece constante).

2.3.2.4. Índice de acidez

El índice de acidez es el número de miligramos de hidróxido de potasio (KOH) necesarios para neutralizar a los ácidos grasos libres contenidos en 1 g de aceite (Ma y Hanna, 1999). Los ácidos grasos libres son los ácidos

monocarboxílicos que se encuentran naturalmente en las grasas y aceites, pero que no están unidos a la molécula del glicerol (NREL, 2009).

2.3.2.5. Índice de peróxido

El índice de peróxido mide el grado de oxidación primaria que ha sufrido la grasa o aceite. La peroxidación tiene lugar en las insaturaciones de las cadenas de carbonos de los ácidos grasos (Dorsa, 2004). Un índice de peróxido alto indica un proceso de oxidación en marcha (Castro, 2007). Los factores que causan la oxidación de los lípidos pueden ser la temperatura elevada, la presencia de la luz, o materiales extraños como metales u otros iniciadores de la oxidación (Tallman *et al.*, 2004).

2.3.2.6. Índice de yodo

El valor de yodo es calculado como la cantidad de centigramos (cg) de yodo absorbido por gramo de muestra. Es una medida indicativa de insaturación de las grasas y los aceites (AOAC, 1998). Un índice de yodo alto indica menor punto de fusión, mientras que un índice de yodo bajo indica mejor estabilidad a la oxidación y polimerización (Castro, 2007).

2.3.2.7. Composición de ácidos grasos

Para la determinación del perfil de ácidos grasos (Tabla III) se requiere de utilizar cromatografía de gases y un tratamiento previo de la muestra de aceite, el cual consiste en dos pasos. El primero, es la hidrólisis del triaciglecérido a los ácidos grasos libres correspondientes. En el segundo paso se transforman estos ácidos grasos en su correspondiente metiléster. Solo como metilésteres, los ácidos grasos podrán pasar al cromatógrafo de gases para su análisis, debido a que como metilésteres se podrán volatilizar y pasar por la columna del cromatógrafo (Altamirano, 2001).

Tabla III. Ácidos grasos saturados e insaturados más comunes

Nombre trivial	Nombre corto	Estructura
Láurico	12:0	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{10}\text{COOH}$
Mirístico	14:0	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{12}\text{COOH}$
Palmítico	16:0	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{14}\text{COOH}$
Palmitoleico	16:1	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_5\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
Esteárico	18:0	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{16}\text{COOH}$
Oleico	18:1 9c	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
cis-vaccénico	18:1 11c	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_5\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_9\text{COOH}$
Vaccénico	18:1 11t	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_5\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_9\text{COOH}$
Linoleico	18:2 9c,12c	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_3(\text{CH}_2\text{CH}=\text{CH})_2(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
α -linolénico	18:3 9c,12c,15c	$\text{CH}_3(\text{CH}_2\text{CH}=\text{CH})_3(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
γ -linolénico	18:3 6c,9c,12c	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_3(\text{CH}_2\text{CH}=\text{CH})_3(\text{CH}_2)_4\text{COOH}$
Araquídico	20:0	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{18}\text{COOH}$
Araquidónico	20:4 5c, 8c,11c,14c	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_3(\text{CH}_2\text{CH}=\text{CH})_4(\text{CH}_2)_3\text{COOH}$

Tomado de Gunstone *et al.* (2007)

2.4. Análisis genéticos

2.4.1. Diversidad genética

La diversidad genética es la existencia de múltiples alelos funcionales en una población, como componente estable de la misma. Estos alelos, con frecuencia presentan diferentes mutaciones que podrían alterar la actividad de proteínas, y que a su vez podrían generar cambios en el fenotipo (Lewin, 2001). El polimorfismo genético es una característica importante de las poblaciones naturales, proporciona bases necesarias para la adaptación y para la evolución en un medio variante. Puede ser reducido en poblaciones que se reconstituyen

después de haber sufrido una disminución fuerte o que se encuentran fragmentadas en sub-poblaciones aisladas unas de otras (Dajoz y Leyva, 2003).

La composición del aceite de semillas de jojoba (*S. chinensis*) y *Jatropha* (*J. curcas*) está relacionada con factores ambientales como el clima, geografía, tipo de suelo o ambiente específico (ecotipo) y variabilidad genética (Raeven *et al.*, 1992; Mitteibach y Renschmidt, 2004). El ISSRs (Inter Secuencias Cortas Repetidas) y SSRs (Secuencias cortas repetidas) son métodos sencillos, económicos y útiles para determinar la variabilidad genética (Sharla *et al.*, 2008). La elección de primers es crítica para la detección de altos niveles de polimorfismo. Ambos marcadores (ISSR y SSRs) se han utilizado con éxito en el mapeo del genoma para una variedad de especies, como el maíz, arroz, cebada, trigo y césped (Al-Humaid *et al.*, 2004). Además estos métodos, han sido propuestos como una nueva fuente de marcadores genéticos y pueden superar las limitaciones técnicas de polimorfismos de longitud de fragmento de restricción (RFLP) y DNA polimórfico amplificado al azar (RAPD) (Al-Sogeer *et al.*, 2012).

2.4.2. ISSRs (Inter Secuencias Cortas Repetidas)

Los marcadores moleculares generados por ISSR presentan ventajas debido a que para su obtención no se requiere de un conocimiento previo de la secuencia del ADN en estudio (Karp y Wdwards, 1997), además, se pueden detectar diferencias entre individuos muy cercanos (Fang y Roose, 1997). Por otro lado, los ISSRs son relativamente rápidos, emplean bajas cantidades de DNA.

2.4.3. SSRs (Secuencias Cortas Repetidas)

Los microsatélites o SSRs son secuencias cortas repetidas de ADN formadas de 1 a 6 pb, abundan en los genomas de organismos eucariotas y algunos procariontes, y presentan una alta tasa de mutación, por lo que el número de repeticiones de la secuencia varía resultando en un alto polimorfismo en tamaños de los alelos que presentan y son co-dominantes, lo cual permite

observar tanto la contribución paterna como la materna y muestran herencia Mendeliana (Liu y Córdes, 2004).

Por otro lado, esta herramienta tiene potencial para monitorear la variación genética de poblaciones de distintas especies de plantas. Los microsatélites se consideran los marcadores más eficientes para revelar altos niveles de variación alélica, y permiten frecuentemente detectar diferencias entre poblaciones íntimamente relacionadas.

3. JUSTIFICACIÓN

La jojoba y jatropha son plantas oleaginosas que tienen un alto potencial para ser empleadas con fines cosméticos, industriales y energéticos. A pesar de que ambas especies tienen sus orígenes en México, en jojoba no existen estudios dirigidos a relacionar las características morfológicas de semillas de poblaciones silvestres con las características fisicoquímicas del aceite y la variabilidad genética.

Por otro lado, se han realizado estudios sobre las características fisicoquímicas del aceite de semillas de jatropha en el centro y sur de México. Se han establecido en el Noroeste de México (Sinaloa) cultivos con germoplasma provenientes del Sur de México, y existen escasos estudios sobre las poblaciones silvestres del Noroeste. En la actualidad, la actividad antropogénica, el cambio de uso de suelo y el crecimiento de la zona urbana ocasiona la pérdida de germoplasma silvestre. Por lo tanto, es importante analizar las características morfológicas de semillas y plantas de ambas especies, así como su relación con los factores ambientales y variabilidad genética, con la finalidad de identificar ecotipos que representen un potencial para la selección y conservación de germoplasma, además de sugerir el aprovechamiento racional para el establecimiento de cultivos con especies propias de la región.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Evaluar la morfología, bioquímica y diversidad genética del germoplasma silvestre de Jojoba (*Simmondsia chinensis*) y Jatropha (*Jatropha curcas*) del Noroeste de México.

4.2. Objetivos específicos

Describir la morfología de las semillas de jojoba y jatropha en los diferentes ecotipos del Noroeste de México.

Determinar el contenido de aceite en las semillas de jojoba y jatropha provenientes de diferentes ecotipos del Noroeste de México.

Caracterizar fisicoquímicamente los aceites de jatropha y jojoba de los diferentes ecotipos del Noroeste de México.

Evaluar la diversidad genética de jojoba y jatropha de los diferentes ecotipos del Noroeste de México.

5. HIPÓTESIS

Como la jojoba y jatropha son plantas silvestres del Noroeste de México con alto contenido de lípidos en sus semillas, debido a que provienen de poblaciones silvestres, su distribución en los diferentes ecotipos y a su variabilidad genética, entonces se encontrarán diferencias estadísticamente significativas entre ellas en relación a la composición y contenido de sus lípidos.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. Material vegetal de jojoba (*S. chinensis*) y jatropha (*J. curcas*)

En 2011 se realizaron muestreos de jojoba y en abril del 2012 de jatropha en los diferentes ecotipos de Sonora (Sonoyta), Baja California (Indígena la Huerta), Baja California Sur (Todos Santos) y Sinaloa (Estación Dimas, El Quelite y La Campana). En los sitios de muestreo se trazaron 3 transectos latitudinales; cada transecto fue de 100 m en línea recta.

6.1.1. Jojoba

Se obtuvieron frutos de plantas silvestres de jojoba (*S. chinensis*) de tres ecotipos; el de Sonoyta en Sonora a 31° 86' 13" L y 112° 85' 44" W, el de Indígena la Huerta en Baja California a 31° 51' 16" L y 116° 09' 51" W y el tercer ecotipo de Todos Santos en Baja California Sur localizado a 23° 25' 6.12 " L y 110° 9' 14.4" W (Figura 3). Se limpió, secó y separó la semilla del fruto (Figura 4). Se conservaron en frascos de vidrio a 5°C y se trasladaron al laboratorio de Biorecursos del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo en la ciudad de Culiacán para su posterior análisis fisicoquímico.

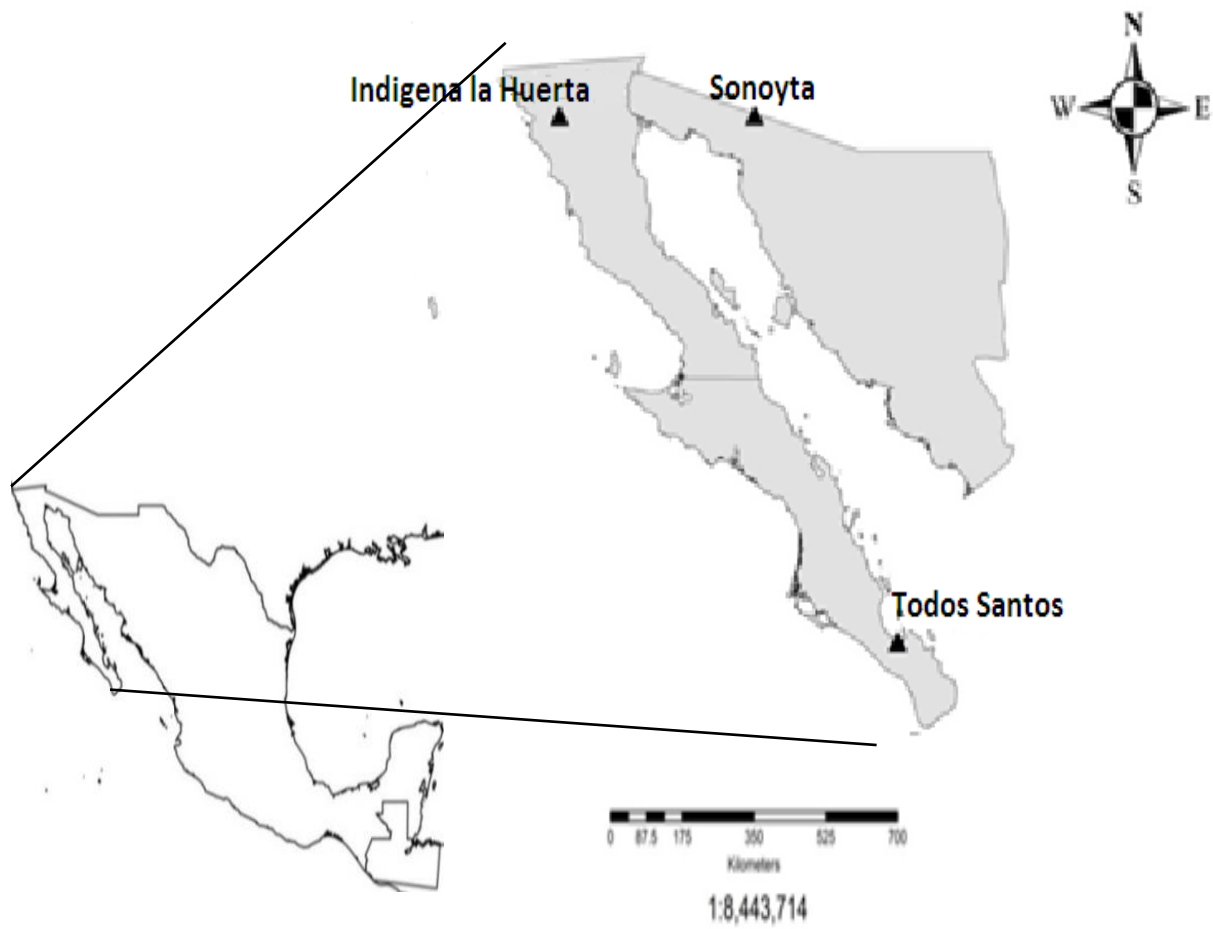


Figura 3. Localización de los ecotipos de jojoba (*S. chinensis*) en el Noroeste de México



Figura 4. Frutos y semillas de jjoba (*S. chinensis*) en el Noroeste de México. a) frutos, b) semillas.

6.1.2. Jatropha

Se colectaron frutos de plantas silvestres de *J. curcas* en tres sitios del estado de Sinaloa, México: Estación Dimas (23° 45' 0.89" N y 106°46'35.6" W). El Quelite (23°31'51.10" N y 106°30'10.70") y La Campana (24°53'52.3" N y O 107°27'18.3" W) en la zona norte (Figura 5). Se colocaron en bolsas de papel estraza y se trasladaron al Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. Se limpiaron en forma manual, se secaron a la sombra, se separaron las semillas del fruto y se conservaron en frascos de vidrio a 5 °C para su posterior análisis (Figura 6). Se obtuvo información climática en la red de estaciones agroclimáticas de México (INIFAP, 2011) para analizar su relación con las características fisicoquímicas del aceite.

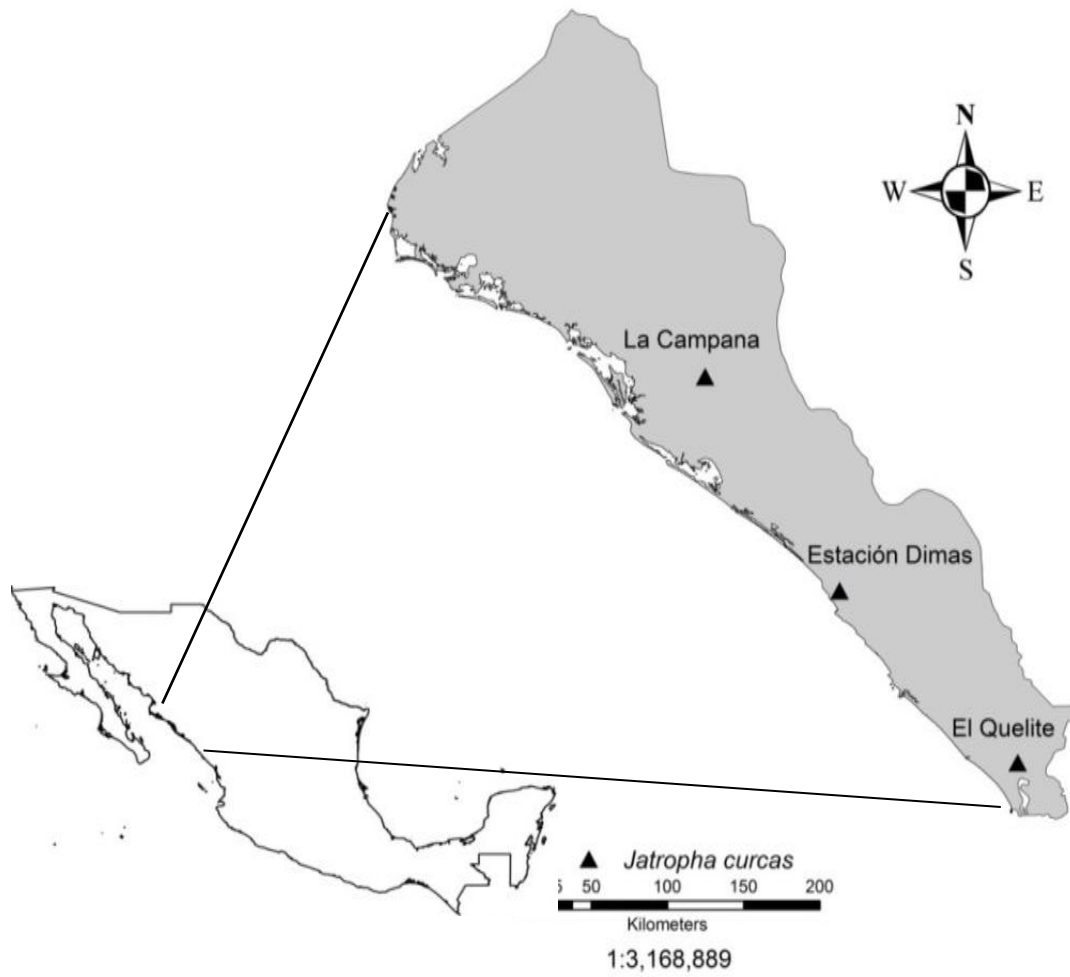


Figura 5. Localización de los ecotipos de jatropha (*J. curcas*) del Noreste de México.



Figura 6. Fruto verde, maduro y semillas de *J. curcas* de Estación Dimas, Sinaloa.

6.2. Caracterización morfológica de las semillas de jojoba y jatropha

Para la caracterización morfológica de las semillas, se seleccionaron 100 semillas de cada ecotipo, posteriormente se hizo la caracterización morfológica siguiendo la metodología de Fagúndez, (2004) y tomando como parámetros:

6.2.1. Grosor y longitud

Con un vernier digital (marca Truper, modelo CALDI-6MP) se midió el grosor y largo de las semillas de cada ecotipo y se obtuvo el promedio de ambos parámetros.

6.2.2. Peso

Se pesaron 100 semillas en una balanza analítica (OHAUS, modelo Adventure) y se promedió el peso obtenido.

6.2.3. Humedad

La humedad se calculó mediante el método 981.12 de A.O.A.C (2001) el cual consistió en lo siguiente: se pesaron en una balanza analítica de (0.0001 g de precisión) 3 muestras de 3 g de semilla de cada uno de los ecotipos. Posteriormente se colocaron en una estufa a 105 ± 3 °C, durante 24 h y posteriormente en un desecador, se pesaron y se determinó el porcentaje del contenido de humedad por medio de la siguiente fórmula (1):

$$(1) U (\%) = (P1-P2)/P1 \times 100$$

Donde:

U = Humedad de las semillas.

P1 = Peso húmedo (g).

P2 = Peso seco (g).

6.2.4. Número de semillas por kilogramo

En 100 g de semilla se contabilizó el número y se realizó una extrapolación para conocer el número de semillas por kilogramo.

6.2.5. Color

Se seleccionaron 100 semillas al azar y se midió el índice de color mediante un refractómetro (CM-2600d, marca Konica Minolta).

6.3. Caracterización fisicoquímica de lípidos de *S. chinensis* y *J. curcas* provenientes de los diferentes ecotipos del Noroeste de México.

Para la caracterización fisicoquímica de los lípidos de jojoba y jatropha se emplearon los métodos descritos en la tabla IV:

Tabla IV. Métodos empleados en el análisis fisicoquímico de los lípidos de jojoba y jatropha.

Características	Método empleado
Contenido de aceite	960.39 AOAC (2001)
Densidad específica	Método de picnómetro (BRAND, Alemania, Modelo 43205)
Viscosidad	ASTM D445-06
Valor de acidez	940.28 AOAC (2001)
Valor de peróxido	965.33 AOAC (2001)
Valor de yodo	993.20 AOAC (2001)
Índice de refracción	Refractómetro RE40D marca Mettler-Toledo.
Extracción de lípidos	Método de Folch <i>et al.</i> (1956)
Metilación de ácidos grasos	AOAC 969.33 (2001)

6.3.1. Perfil de ácidos grasos por Cromatografía de Gases (CG)

La extracción del aceite y la metilación se realizaron siguiendo el método 969.33 AOAC y se analizó por cromatografía de gases (Varian, EUA), acoplado a un espectrofotómetro de masas (Titán 4,000, EUA) empleando una columna capilar CP-SIL 43CB (25 m x 0.32 mm x 0.2 μ m). Se programó la temperatura de la columna a 120 °C (rampa 0.0 cm/min y se mantuvo por 10 min), 210 °C (rampa 10 cm/min y se mantuvo por 4 min), 215 °C (rampa 1.0 y se mantuvo por 1 min) y 220 °C (rampa 0.5 cm/min y se mantuvo por 1 min). La temperatura del inyector fue de 250 °C. El split de rampa fue de aproximadamente 50:1. El gas acarreador (helio) tuvo un flujo constante de 1.0 mL/min. La separación de los ácidos grasos metilados fue identificada por impacto electrónico. El análisis cuantitativo de ácidos grasos se determinó usando estándares internos (F. A. M. E. Mix-C4-C24, Supelco, Cat. 18919-AMP). El porcentaje de los ácidos grasos individuales se expresó por comparación de las áreas de los picos con estándares internos y se expresa como la proporción total de ácidos grasos en cada fracción de lípidos.

6.4. Diversidad genética

6.4.1. Material vegetal

Se colectaron hojas jóvenes de los diferentes ecotipos (Sonoyta, Indígena la Huerta y Todos Santos) de *S. chinensis* y se colocaron en bolsas de plástico Ziplot, trasladándose en una hielera al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C. y para la extracción de ADN. Posteriormente, las muestras de DNA fueron trasladadas al laboratorio de Genética funcional del Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral de la Región. Por otro lado, se colectaron hojas jóvenes de diferentes ecotipos de *J. curcas* (El Quelite, Estación Dimas y La Campana) y se colocaron en bolsas de plástico Ziplot, se trasladándose en hielo al Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral de la Región donde se realizó la extracción de ADN.

6.4.2. Extracción y cuantificación de ADN de *J. curcas* y *S. chinensis*

Se realizó la extracción de ADN por el método de CTAB al 2% (Doyle y Doyle, 1987) modificado. En un tubo Eppendorf (1.5 mL) se colocó 0.3 g de tejido fresco con 200 μ L de buffer CTAB al 2% (1.4 M NaCl, 10 mM EDTA, 10 mM Tris-HCl pH 8.0, 0.2% β -mercaptoetanol). Se incubó a 60°C por 15 min. Después, se agregaron 400 μ L de cloroformo: alcohol isoamílico (24:1 v/v) centrifugándose por 10 minutos a 13226 x g, y se recuperó el sobrenadante. Se agregaron 15 μ L de la enzima RNAasa (10 μ g/ μ L) y se incubó por 30 minutos a 37 °C. Posteriormente, se agregaron 400 μ L de cloroformo: alcohol isoamílico (24:1 v/v), se centrifugó por 10 min a 13226 x g y se recuperó el sobrenadante. El ADN se precipitó con 400 μ L de isopropanol frío a -20 °C se centrifugó inmediatamente por 10 min a 13226 x g y se decantó. La pastilla del ADN se lavó con alcohol isopropílico al 100%, se centrifugó por 5 min a 13226 x g y finalmente se secó y se resuspendió con 20 μ L de agua destilada ultra pura estéril. El ADN obtenido se almacenó a -20 °C para su posterior análisis en el laboratorio.

6.4.3. Análisis de variabilidad genética de jojoba (ISSR)

Las muestras de DNA se analizaron con tres primers ISSR (5´AGAGAGAGAGAGAGAGCT-3´, 5´GTCGTCGTCGTCGTCGT-3´, 5´GAGGAGGAGGAGGC-3´, marca IDT, Integrated DNA Technologies) en el laboratorio de Genética Molecular del Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral de la Región.

Las reacciones de PCR se llevaron a cabo en un volumen de 15 μ l conteniendo: 100 ng/ μ L de ADN molde, 5 U/ μ L de Taq polimerasa (Promega Corporation, U. S. A.), 5X Buffer, 25 mM MgCl₂, 10 mM dNTPs, 10 μ M de primers y agua ultrapura. Las condiciones de amplificación fueron: una desnaturalización inicial de 94 °C x 2 min., 35 ciclos consistentes (94 °C x 2 min) (desnaturalización) 49 - 51 °C, adecuada a cada primer x 1 min de alineamiento, Tabla V), 72 °C x 1.3 min (extensión), seguido de una extensión final a 72 °C por 10 min. Después de completar la reacción de PCR los productos se conservaron a 4 °C. La verificación

preliminar de la amplificación fue realizada en geles de agarosa al 2 % teñidas con gel red (Promega Corporation, U. S. A.), utilizándose un marcador de 1 Kb ladder, Invitrogen. Finalmente los geles se analizaron en un sistema Gel Doc (BIORAD, número de serie 765/07029), la imagen registró con el software Quantity One (BIORAD, Hércules, CA, USA) (Vogel, 1979).

Tabla V. Primers para el análisis de ISSR de *S. chinensis* y temperatura de alineamiento

Primer ISSR	Secuencia de primers	Ta (°C)
M2	5´AGAGAGAGAGAGAGAGCT-3´	49
M10	5´GTCGTCGTCGTCGTCGT-3´	49
M11	5´GAGGAGGAGGAGGC-3´	51

6.4.4. Análisis de la variabilidad genética de jatropha (SSRs)

Las muestras de ADN se analizaron con 5 juegos de primers SSRs (Tabla VI) en el laboratorio de fitopatología del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C.

Las reacciones de PCR se llevaron a cabo en un volumen de 15 µL conteniendo: 15 ng/µL de ADN molde, 5 U/µL de Taq polimerasa (Promega Corporation, U. S. A.), 5X Buffer, 25 mM MgCl₂, 10 mM dNTPs, 10 µM de primer y agua ultrapura. Las condiciones de amplificación fueron: una desnaturalización inicial de 94 °C x 2 min., 35 ciclos consistentes (94 °C x 30 s) desnaturalización, 52 - 60 °C, adecuada a cada primer x 30 s (alineamiento, Tabla V) 72 °C x 30 s (extensión), seguido de una extensión final a 72 °C por 5 min. Después de completar la reacción de PCR los productos se conservaron a 4 °C.

La verificación preliminar de la amplificación fue realizada en geles de agarosa 2 % teñida con gel red, utilizándose un marcador de 1 Kb ladder (Invitrogen). Finalmente, los geles se analizaron en un sistema Gel Doc (BIORAD, número de serie 765/07029), las imágenes se registraron con el software Quantity One (BIORAD, Hércules, CA, USA).

Tabla VI. Primers para el análisis de SSR de *J. curcas* y temperaturas de alineamiento

Primer SSR	Secuencia de primers	Repetidos	Ta (°C)
JCPS7	5´TGTGGAAATTGACACGCTGAAA TCATGGATGCCTTCGTACTIONAG3´	(TG) ₅ -(CT) ₆	55
JCPT17	5´ACAATCCCCATTCCCTCCTC TCTCTCATTGTTGCGCTGTC3´	(GA) ₆ ---(GA) ₁₁ (GT) ₂₁	60
JCPS20	5´ACAGCAAGTGCACAACAATCTCA TACTGCAGAT GGATGGCATG3´	(TG) ₁₂ -(GA) ₂₂	56
JCSSR26	5´CATACAAAGCCTTGTC AACAGCATAATACGACTC 3´	(CA) ₁₈	54.4
JCMN292	5´CGTGATCAGCTCTCGTACTIONAG AGTGAATTAGCATGTGCATGAA3´	(CA) ₄	52

6.4.5. Análisis de conglomerados

Se realizó una matriz binaria en base a la presencia (1) o ausencia (0) de las bandas observadas (polimórficas) entre los individuos. La relación entre las agrupaciones fue estimada por el coeficiente de similitud de Jaccard (1908) con el programa FREETREE, establecido en base al método UPGMA. Los árboles fueron visualizados con ayuda del software TREVIEW (3.2). Se obtuvo el porcentaje de polimorfismo entre los ecotipos en estudio teniendo en cuenta el total de bandas

polimórficas que se obtuvo para cada uno de ellos, sobre la sumatoria de bandas polimórficas obtenidas con todos los primers (total) por 100.

6.5. Análisis estadístico

Todos los análisis fueron realizados por triplicado. Se realizó prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov y homocedasticidad (Prueba de Levene, 95%). Los datos fueron analizados usando los procedimientos de ANOVA, media y desviación estándar. Las diferencias entre las medias de tratamientos fueron comparadas con la prueba de rango múltiple de Tukey al 0.05 de nivel de confianza. Para el análisis estadístico se utilizaron los programas SigmaStat 3.5 (2007) y SigmaPlot.

7. RESULTADOS

7.1 Caracterización morfológica de las semillas de jojoba

El peso de las semillas de jojoba de los diferentes ecotipos se encontró en un intervalo de 0.58 a 0.82 g ($F=50.03$, $p\leq 0.00$). Las semillas del ecotipo Sonoyta fueron de mayor peso (0.82 ± 0.26) que las provenientes de Todos Santos (0.69 ± 0.11) e Indígena la Huerta (0.58 ± 0.12). El grosor de las semillas de los diferentes ecotipos fue de 8.26 a 9.3mm. Las semillas del ecotipo Todos Santos fueron de mayor anchura (9.3 ± 2.27) que los otros dos ecotipos analizados ($F=21.74$, $p\leq 0.000$). La longitud de las semillas de los diferentes ecotipos fue de 13.7 a 15.9 mm. Las semillas de mayor longitud fueron las de Sonoyta (15.98 ± 2.42) y se obtuvo diferencia significativa con respecto a los otros ecotipos en estudio ($F=16.93$, $p\leq 0.000$). La humedad de las semillas fue de 3.10 a 4.05% con diferencias significativas observadas entre los ecotipos ($F=192.74$, $p\leq 0.001$). Indígena la Huerta presentó semillas con mayor porcentaje de humedad (Tabla VII).

El número de semillas por kg fue de 1217 a 1719 (Tabla VII) observándose diferencias significativas del ecotipo Indígena la Huerta con respecto a los de Sonoyta y Todos Santos ($F=14.58$, $p\leq 0.000$).

En la Tabla VII, se observa que el color de las semillas de jojoba del Noroeste de México varió significativamente ($F=38.64$, $p\leq 0.000$) de café claro a café oscuro (34.59 a 39.5 Hue°). Las semillas del ecotipo Indígena La Huerta fueron de color café claro (39.55 ± 5.07) y los ecotipos de Sonoyta (34.59 ± 5.28) y Todos Santos (34.41 ± 3.14) de color café oscuro.

En la Tabla VIII. Se muestra el promedio anual de las condiciones climáticas registradas en los diferentes ecotipos de jojoba durante el periodo enero-diciembre 2011. Además en la Tabla IX se observa la correlación de las características morfológicas de las semillas con respecto a las condiciones climáticas registradas.

Tabla VII. Características físicas de semillas de *S. chinensis* provenientes de tres ecotipos del Noroeste de México.

Características de la semilla	Sonoyta (Sonora)	Todos Santos (B. C. S)	Indígena la Huerta (B. C)
Longitud (mm)	15.98 ± 2.42 ^b	13.7 ± 1.55 ^a	14 ± 1.93 ^a
Ancho (mm)	9.28 ± 2.06 ^b	9.3 ± 2.27 ^b	8.26 ± 1.41 ^a
Peso (mg)	0.82 ± 0.26 ^b	0.69 ± 0.11 ^a	0.58 ± 0.12 ^a
Humedad (%)	3.10 ± 0.00 ^a	3.53 ± 0.04 ^b	4.05 ± 0.05 ^c
Color (°Hue)	34.59 ± 5.28 ^a	34.63 ± 3.07 ^a	39.55 ± 5.07 ^b
Número de semilla/kg	1217 ± 0.00 ^a	1514 ± 0.01 ^{ab}	1719 ± 0.00 ^b

El valor de la Media ± DE. Diferentes superíndices indican diferencias significativas entre ecotipos (prueba de Tukey, P < 0.05). Número de muestras (n = 100).

Tabla XVIII. Condiciones climáticas de los ecotipos de jobo del Noreste de México. Temperatura máxima (T. máxima); Temperatura media (T. media); Temperatura mínima (T. Mínima); Humedad relativa (Hr); Precipitación pluvial (Prec); Velocidad del viento (Vv) y Radiación global (Rad. G) (INIFAP, 2011).

Ecotipo	T. Máxima (°C)	T. Media (°C)	T. Mínima (°C)	Hr (%)	Prec (mm)	Vv (km/hr)	Rad. G. (w/m ²)
Sonora (Sonoyta)	41.72	33.15	24.05	41.04	81	3.18	518.54
B. C. S. (Todos Santos)	31.90	23.62	15.5	53.07	73	4.36	420.37
B. C. (Indígena la Huerta)	31.03	22.70	13.72	43.30	63	5.49	498.06

Tabla IX. Análisis de correlación de las características físicas de las semillas de *S. chinensis* y las condiciones climáticas entre los tres ecotipos.

	Contenido de aceite	Longitud	Grosor	Peso de la semilla
Longitud	0.777			
Grosor	0.615	-0.017		
Peso	0.949	0.541	0.832	
T. Maxima	0.996	0.827	0.548	0.951
T. Media	0.997	0.823	0.553	0.922
T. Minima	0.999	0.774	0.62	0.920
Humedad relativa	-0.518	-0.941	0.355	-0.223
Precipitación	0.908	0.443	0.889	0.993
Velocidad del viento	-0.937	-0.511	-0.85	-0.999
Radiación global	0.536	0.947	-0.33	0.244

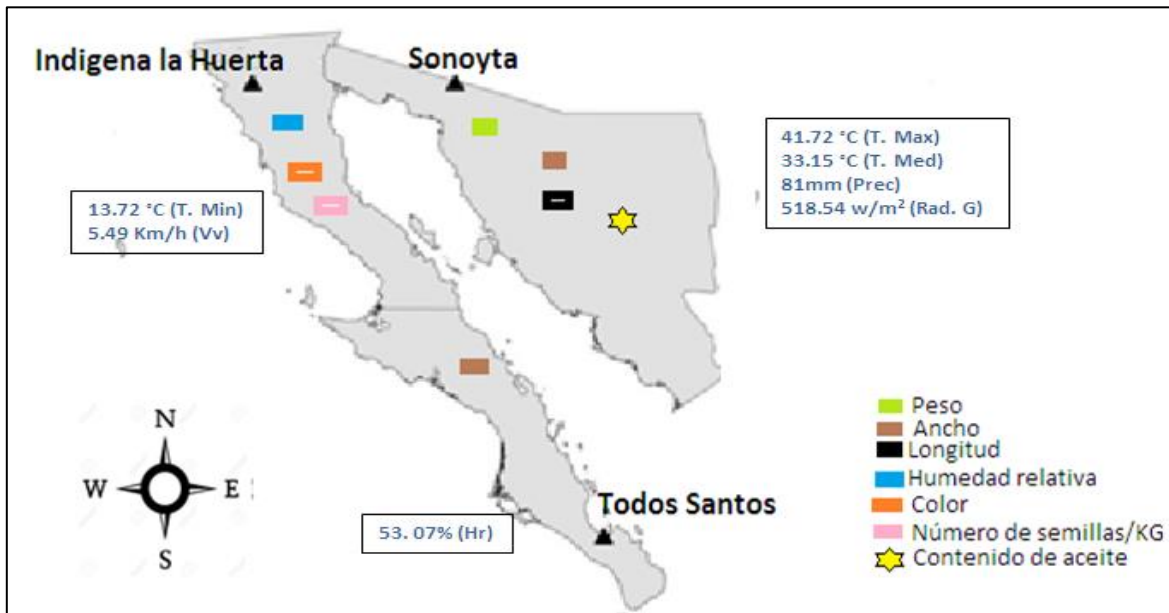


Figura 7. Características morfológicas de la semilla, contenido de aceite y parámetros climáticos con los valores promedios más altos en los diferentes ecotipos de *S. chinensis* del Noroeste de México (periodo 2011).

7.2. Características fisicoquímicas de los lípidos de las semillas de jojoba (*S.chinensis*)

7.2.1. Contenido de aceite

El contenido del aceite de las semillas (10 g) de jojoba varió significativamente de 43 a 49%, ($F=16.65$, $p \leq 0.05$) (Tabla X). El ecotipo de Sonoyta y Todos Santos tuvieron mayor contenido de aceite (49 y 44% respectivamente) e Indígena la Huerta presentó menor contenido de aceite (43%).

7.2.2. Índice de refracción

El índice de refracción del aceite de jojoba fue de 1.46; no hubo diferencia significativa ($F=1.00$, $p \geq 0.05$) en el índice de refracción para los tres ecotipos en estudio (Tabla X).

7.2.3. Viscosidad

La viscosidad del aceite de jojoba fue de 21.60 a 21.12 cSt en los tres ecotipos estudiados (Tabla X), no se observaron diferencias significativas.

7.2.4. Densidad específica

La densidad específica fue de 0.86 g/cm^3 ; no se presentaron diferencias significativas ($F=1.00$, $p \geq 0.05$) entre la densidad específica de los tres ecotipos. El índice de refracción y densidad específica del aceite de jojoba se encuentra dentro de los estándares IJEC (International Jojoba Export Council, 1998) (Tabla X).

7.2.5. Índice de acidez

El valor de acidez de las muestras de los tres ecotipos fue de 0.36 a 0.39 mg KOH/g (Tabla X); no se observaron diferencias significativas ($F=0.07$, $p \geq 0.05$) ($F=0.82$, $p \geq 0.05$).

7.2.6. Índice de yodo

El índice de yodo fue de 81.08 a 82.86 g/100g; no hubo diferencias significativas ($F=0.97$, $p \geq 0.05$) en los tres ecotipos y se encuentran dentro de los estándares de calidad IJEC (Tabla X).

7.2.7. Índice de peróxido

El índice del peróxido fue de 2.00 meq de peróxido/kg para los tres ecotipos; no hubo diferencias significativas ($F=1.00$, $p \geq 0.05$) y los valores obtenidos se encuentran dentro de los estándares de calidad IJEC (Tabla X).

Tabla X. Características físicas y químicas de los aceites de los tres ecotipos de jojoba del Noroeste de México.

	Sonoyta	Todos Santos	Indígena la Huerta	Rango (IJECC)
Contenido de aceite (%)	49 ± 2.80 ^a	44 ± 1.35 ^b	43 ± 1.00 ^b	
Índice de refracción (25 °C)	1.46 ± 0.00 ^a	1.46 ± 0.00 ^a	1.46 ± 0.00 ^a	1.45-1.46
Viscosidad (cSt) 40 °C	21.60 ± 0.00 ^a	21.12 ± 0.00 ^a	21.12 ± 0.00 ^a	
Densidad específica (g/cm ³)	0.86 ± 0.00 ^a	0.86 ± 0.00 ^a	0.86 ± 0.00 ^a	0.86-0.87
Índice de yodo (g/100g)	83.11 ± 0.43 ^a	81.46 ± 0.01 ^a	82.35 ± 0.00 ^a	80-85
Índice de acidez (mg KOH/g)	0.39 ± 0.00 ^a	0.35 ± 0.01 ^a	0.36 ± 0.02 ^a	1 máx.
Índice de Peróxido (meq/kg de muestra)	2 ± 0.00 ^a	2 ± 0.00 ^a	2 ± 0.00 ^a	2 máx.

El valor de la Media ± DE. Diferentes superíndices en la misma columna indican diferencia significativa entre ecotipos (prueba de Tukey, P < 0.05). Número de muestras (n = 3).

IJECC (International Jojoba Export Council).

7. 2. 8. Composición de ácidos grasos

La composición de ácidos grasos del aceite de jojoba se presenta en la Tabla XI. El promedio del contenido de ácidos grasos saturados (palmítico, mirístico, láurico, pentadecanoico) constituyen el 7.9%, y los ácidos grasos insaturados eicosanoico, docosenoico, oleico, linoleico y linolénico) constituyeron el 92% de los ácidos grasos totales en los tres ecotipos. El ecotipo de Sonoyta presentó el 7.97% de ácidos grasos saturados, mientras que Todos Santos e Indígena la Huerta fue de 7.62 y 9.98% respectivamente. En relación a los ácidos grasos insaturados, Sonoyta y Todos Santos mostraron un 92% e Indígena la Huerta un 90%. Los ácidos grasos eicosenoico C20:1 (52.36 a 64.56%), docosenoico C22:1 (6.86 a 9.95%) y palmítico C16:0 (7.38 a 9.70%) fueron significativamente diferentes ($F=29.84$, $p\leq 0.05$). Los ácidos grasos oleico C18:1 (16.31 a 27.36%) ($F=4.91$, $p\leq 0.05$), linoleico C18:2 (0.37 a 0.95%) ($F=55.48$, $p\leq 0.05$), y linolénico C18:3 (0.87 a 2.50%) ($F=37.75$, $p\leq 0.05$) mostraron diferencias en los ecotipos del Noroeste de México. Los ácidos grasos láurico C12:0, mirístico C14:0 y pentadecanoico C15:0 fueron encontrados en pequeñas proporciones (<0.1%).

La mayor composición de ácidos grasos Eicosanoico C20:1 y docosenoico C22:1 (Tabla XI) se encontró en los ecotipos de Sonora (Sonoyta) y Baja California Sur (Todos Santos). El ecotipo de Baja California (Indígena la Huerta) presentó mayor contenido de pentadecanoico C15:0, palmítico C16:0, oleico C18:1, linoleico C18:2 y linolénico C18:3.

Tabla XI. Composición de ácidos grasos de aceites de semillas de jojoba del Noroeste de México.

Composición de ácidos grasos	Sonora (Sonoyta)	B. C. S. (Todos Santos)	B. C. (Indígena la Huerta)
Laúrico (C12:0)	0.02 ± 0.00 ^a	0.04 ± 0.01 ^a	0.02 ± 0.00 ^a
Mirístico (C14:0)	0.20 ± 0.03 ^a	0.11 ± 0.03 ^a	0.15 ± 0.02 ^a
Pentadecanoico (C15:0)	0.08 ± 0.00 ^a	0.09 ± 0.02 ^a	0.11 ± 0.00 ^a
Palmítico (C16:0)	7.67 ± 1.44 ^a	7.38 ± 2.40 ^a	9.70 ± 0.74 ^b
Oleico (C18:1)	18.90 ± 5.40 ^a	16.31 ± 3.65 ^a	27.36 ± 5.90 ^b
Linoleico (C18:2)	0.37 ± 0.09 ^a	0.47 ± 0.18 ^a	0.95 ± 0.19 ^b
Linolénico (C18:3)	0.87 ± 0.20 ^a	1.09 ± 0.65 ^a	2.50 ± 0.25 ^b
Eicosenoico (C20:1)	62.43 ± 9.38 ^b	64.56 ± 9.04 ^b	52.36 ± 4.15 ^a
13-Docosanoico (C22:1)	9.45 ± 7.40 ^a	9.95 ± 2.48 ^a	6.86 ± 2.34 ^b

Media (n = 3) ± Desviación estándar. Diferentes letras en el mismo renglón indican diferencias significativas (p ≤ 0.05).

7.3. Diversidad genética de *S. chinensis*

Se emplearon 3 primer ISSR para analizar 27 accesiones de *S. chinensis*, observándose un total de 20 bandas, 11 fueron polimórficas y 9 monomórficas. El número de bandas generado por cada primer fue de 4 a 12. El mayor número de bandas polimórficas (10) fue generado usando el primer M2 mientras que con el primer M11 no se observaron bandas polimórficas. El tamaño de los productos amplificados varió de 200 a 2,000 pb. El porcentaje de polimorfismos promedio de los tres ecotipos fue de 54 %, el primer M2 generó el porcentaje más alto de polimorfismos (83%) y los primers M10 y M11 generaron los porcentajes de polimorfismo más bajos (25 y 0 %). El polimorfismo del ecotipo de Sonoyta fue de 85%, el de Indígena la Huerta 80% y el de Todos Santos 50%.

El promedio del coeficiente de similitud de Jaccard de todos los ecotipos fue de 0.85 (Tabla XII). El índice de similitud indica que la máxima distancia de similitud genética es 1; en las accesiones de Indígena la Huerta (H3) y Sonoyta (s10), Indígena la Huerta (h2) y Todos Santos (t7) se observó un índice de similitud de 1. Además, se encontró que existe un alto índice de similitud entre los individuos de cada ecotipo.

Tabla XII. Índice de similitud de Jaccard en 27 accesiones de *S. chinensis* de los ecotipos del Noroeste de México.

	h1	h2	h3	h4	h5	h6	h7	h8	h9	h10	s1	s2	s3	s4	s5	s6	s7	s8	s9	s10	t1	t2	t3	t4	t5	t6	
h1																											
h2	0.89																										
h3	0.94	0.95																									
h4	0.84	0.95	0.89																								
h5	0.84	0.95	0.89	1																							
h6	0.84	0.95	0.89	1	1																						
h7	0.84	0.95	0.89	1	1	1																					
h8	0.84	0.95	0.89	1	1	1	1																				
h9	0.84	0.95	0.89	1	1	1	1	1																			
h10	0.84	0.95	0.89	1	1	1	1	1	1																		
s1	0.89	0.89	0.94	0.84	0.84	0.84	0.84	0.84	0.84	0.84																	
s2	0.89	0.89	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.89																
s3	0.89	0.89	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.89	1															
s4	0.78	0.79	0.83	0.83	0.83	0.83	0.83	0.83	0.83	0.83	0.88	0.88	0.88														
s5	0.89	0.89	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.89	1	1	0.88													
s6	0.89	0.89	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.89	1	1	0.88	1												
s7	0.89	0.89	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.89	1	1	0.88	1	1											
s8	0.89	0.89	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.89	1	1	0.88	1	1	1										
s9	0.89	0.89	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.89	1	1	0.88	1	1	1	1									
s10	0.94	0.95	1	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.94	0.94	0.94	0.83	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94							
t1	0.68	0.7	0.74	0.65	0.65	0.65	0.65	0.65	0.65	0.65	0.68	0.68	0.68	0.58	0.68	0.68	0.68	0.68	0.68	0.68	0.74						
t2	0.68	0.7	0.74	0.65	0.65	0.65	0.65	0.65	0.65	0.65	0.68	0.68	0.68	0.58	0.68	0.68	0.68	0.68	0.68	0.68	0.74	1					
t3	0.72	0.74	0.78	0.68	0.68	0.68	0.68	0.68	0.68	0.68	0.72	0.72	0.72	0.61	0.72	0.72	0.72	0.72	0.72	0.72	0.78	0.93	0.93				
t4	0.84	0.95	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.84	0.84	0.84	0.74	0.84	0.84	0.84	0.84	0.84	0.84	0.89	0.65	0.65	0.68			
t5	0.84	0.95	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.84	0.84	0.84	0.74	0.84	0.84	0.84	0.84	0.84	0.84	0.89	0.65	0.65	0.68	1		
t6	0.84	0.95	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.84	0.84	0.84	0.83	0.84	0.84	0.84	0.84	0.84	0.84	0.89	0.65	0.65	0.68	0.89	0.89	
t7	0.89	1	0.95	0.95	0.95	0.95	0.95	0.95	0.95	0.95	0.89	0.89	0.89	0.79	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.89	0.95	0.7	0.7	0.74	0.95	0.95	0.95

En el dendrograma obtenido mediante el método UPGMA (Figura 8) se muestran 5 principales agrupaciones: el grupo I está conformado por 9 accesiones, 8 de Indígena la Huerta (h4, h5, h6, h7, h8, h9, h10 y h2) y una de Todos Santos (t7); el segundo grupo lo conforman 9 accesiones, 8 de Sonoyta (s2, s3, s5, s6, s7, s8, s9 y s10) y una de Indígena la Huerta (h3); el tercer grupo por 3 accesiones de Todos Santos (t4, t5 y t6); el cuarto grupo por 3 accesiones, 2 de Sonoyta (s1 y s4)y una de Indígena la Huerta (h1) y finalmente, el quinto grupo por 3 accesiones de Todos Santos (t1, t2 y t3).

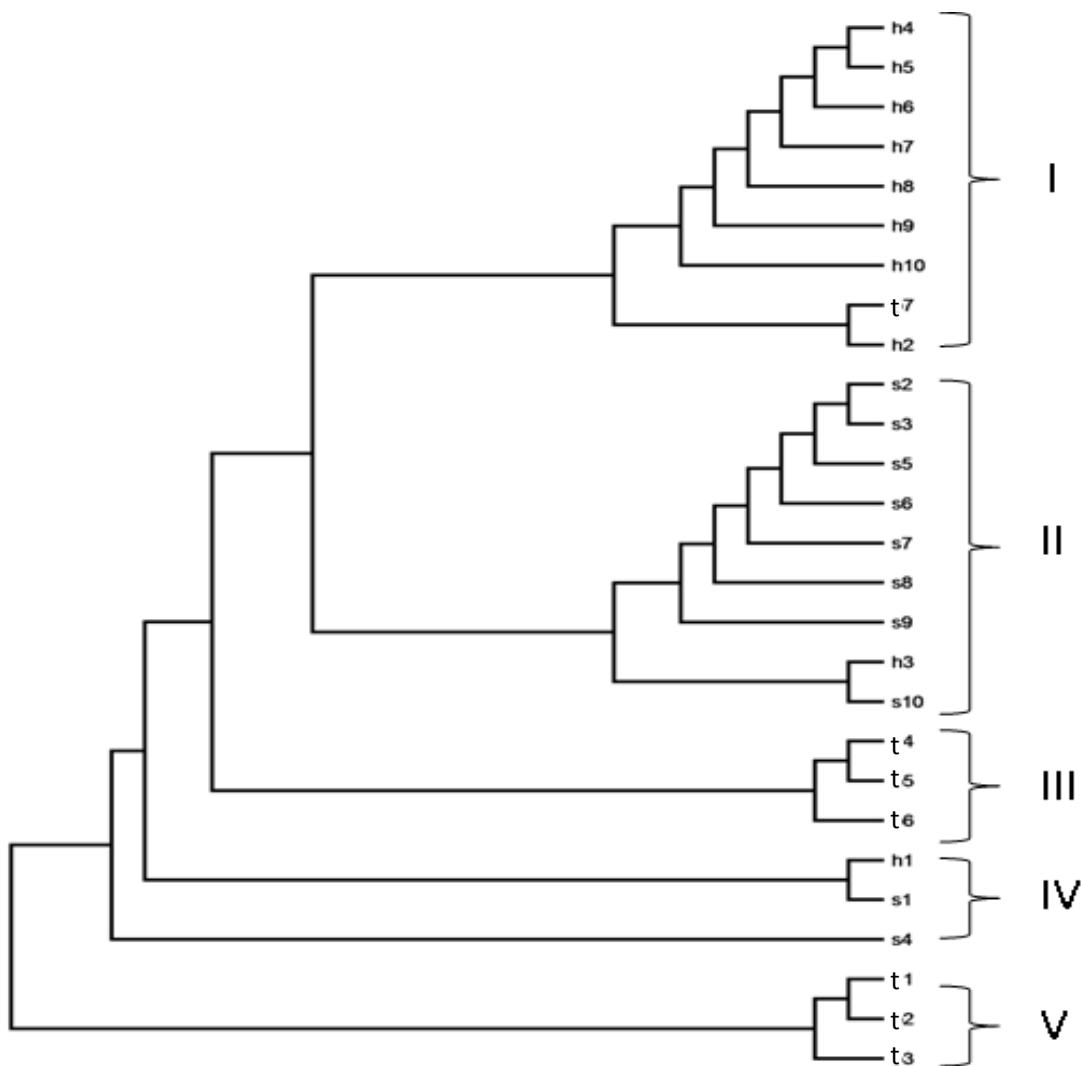


Figura 8. Dendrograma de 27 accesiones de *S. chinensis* empleando 3 primer ISSR

7.4. Caracterización morfológica de las semillas de jatropha (*J. curcas*)

La caracterización morfológica de las semillas se muestra en la Tabla XIII. No se observaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en la longitud, grosor y peso de la semilla en los tres ecotipos. La longitud fue de 15.1 a 15.9 mm. El ancho de las semillas fue de 7.41 a 7.9 mm. El peso se observó en un rango de 0.61 a 0.63 g. Estación Dimas y El Quelite mostraron un peso promedio de 0.63 g. La humedad de la semilla fue de 3.57 a 4.21%, no se observaron diferencias significativas en las 3 poblaciones ($p \leq 0.05$). El color de las semillas fue de 60.80 a 65.64 °Hue. Las semillas de Estación Dimas y El Quelite presentaron un color negro grisáceo y las semillas de La Campana fueron más claras (Tabla XIII, Figura 9). El número de semillas por kilogramo fue de 631 a 632. No se observaron diferencias significativas entre las diferentes poblaciones ($p \leq 0.05$).

Tabla XIII. Análisis comparativo de las características morfológicas de la semilla de *J. curcas* de tres poblaciones de Sinaloa, México.

Características	Estación Dimas	El Quelite	La Campana
Longitud (mm)	15.2 ± 0.03 ^a	15.9 ± 0.10 ^a	15.1 ± 0.13 ^a
Grosor (mm)	7.9 ± 0.02 ^a	7.50 ± 0.06 ^a	7.41 ± 0.08 ^a
Peso (mg)	0.63 ± 0.03 ^a	0.63 ± 0.01 ^a	0.61 ± 0.09 ^a
Humedad (%)	4.21 ± 0.02 ^a	4.21 ± 0.04 ^a	3.57 ± 0.12 ^a
Número de semillas/ Kg	631 ± 0.0 ^a	633 ± 0.0 ^a	632 ± 0.0 ^a
Color (Hue°)	60.80 ± 0.08 ^{ab}	63.23 ± 0.02 ^a	65.64 ± 0.04 ^b

El valor de la Media ± DE. Diferentes letras en la misma línea indican diferencias significativas entre poblaciones (prueba de Tukey, $P < 0.05$). Número de muestras (n = 100).

En la Tabla XIV se observa el promedio anual de las condiciones climáticas registradas en los diferentes ecotipos de *J. curcas* durante el período enero-diciembre del 2011 (INIFAP, 2011).

Tabla XIV. Condiciones climáticas de los ecotipos de *J. curcas* del Noreste de México. Temperatura máxima (T. máxima); Temperatura media (T. media); Temperatura mínima (T. Mínima); Humedad relativa (Hr); Precipitación pluvial (Prec); Velocidad del viento (Vv) y Radiación global (Rad. G) (INIFAP, 2011).

Ecotipos	Latitud (N)	Longitud (W)	Altitud (m. s. n. m)	T. Máx. (°C)	T. Min. (°C)	Hr (%)	Pp (mm)	Vv Km/h
E. Dimas	23°45'1.3"	106°46'35.6"	24	32.43	11.88	79.18	554.2	2.2
El Quelite	22°27'45.6"	105°26'8.1"	23	33.56	18.93	81.15	556.2	2.14
La Campana	24°59'29.2"	107°34'22.6"	97	36.68	10.06	59.93	342.2	5.88

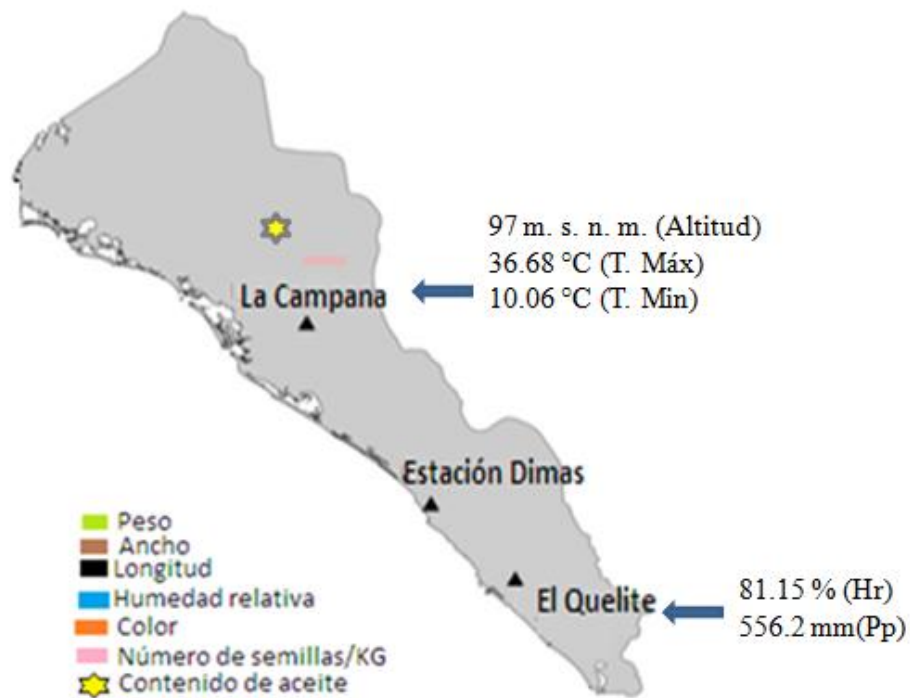


Figura 9. Características morfológicas de la semilla, contenido de aceite y parámetros climáticos con los valores promedios más altos en los diferentes ecotipos de *J. curcas* del Noroeste de México (periodo 2011).

7.5. Características fisicoquímicas de los lípidos de las semillas de *Jatropha curcas*

7.5.1. Contenido de aceite

El contenido de aceite fue de 52.05 a 56.48%. El mayor contenido de aceite se encontró en el ecotipo La Campana. Los ecotipos de Estación Dimas y El Quelite presentaron menor contenido de aceite además de diferencias significativas entre ellos (Tabla XV).

7.5.2. Índice de refracción

El índice de refracción del aceite de los 3 ecotipos fue de 1.47. No se observaron diferencias significativas en los tres ecotipos (Tabla XV).

7.5.3. Viscosidad

La viscosidad observada fue de 24.50 a 28.80. No hubo diferencia significativa en los 3 ecotipos. Estación Dimas y El Quelite mostraron mayor viscosidad (Tabla XV).

7.5.4. Densidad específica

La densidad específica fue de 0.91 a 1.03. No hubo diferencias significativas en la densidad específica de los 3 ecotipos (Tabla XV).

7.5.5. Índice de acidez

El valor de acidez fue de 0.70 a 0.79 mg KOH/g. No hubo diferencias significativas en los tres ecotipos de Sinaloa.

7.5.6. Índice de yodo

El valor de yodo fue de 98.82 a 192.61 g/100g, se presentaron diferencias significativas en los ecotipos (Tabla XV); El Quelite y La Campana presentaron mayor valor de yodo.

7.5.7. Índice de peróxido

El índice de peróxido fue de 2 a 2.7 meq/Kg de muestra. No hubo diferencias significativas en los tres ecotipos. El mayor índice de peróxido se encontró en los ecotipos de El Quelite y La Campana (Tabla XV).

La Tabla XV muestran las características químicas del aceite de semillas de *J. curcas* de los ecotipos de Sinaloa. No hubo diferencias significativas en el valor de acidez, valor de Iodo e Índice de Peróxido.

Tabla XV. Características fisicoquímicas de los aceites de *J. curcas* de tres ecotipos de Sinaloa, México.

El valor de la media \pm DE. Diferentes superíndices en la misma línea indican diferencia significativa entre regiones (prueba de Tukey, $p < 0,05$). Número de muestras ($n = 3$).

Parámetros	Estación Dimas	El Quelite	La Campana
Contenido de aceite (%)	52.8 \pm 0.3 a	52.05 \pm 0.2 a	56.48 \pm 0.4 b
Índice de refracción (40 °C)	1.47 \pm 0.0	1.47 \pm 0.0	1.47 \pm 0.0
Viscosidad (cSt) a 40 °C	28.80 \pm 0.0 a	28.80 \pm 0.0a	24.50 \pm 0.0b
Densidad Especifica (g/cm ³)	0.91 \pm 0.0	0.91 \pm 0.0	0.91 \pm 0.0
Índice de acidez (mg KOH/g)	0.79 \pm 0.0	0.70 \pm 0.05	0.79 \pm 0.02
Índice de peróxido (meq/Kg)	2.00 \pm 0.0	2.7 \pm 1.15	2.7 \pm 1.15
Índice de yodo (g/ 100g)	98.82 \pm 2.19	100.51 \pm 1.46	102.61 \pm 0.73

7.6. Composición de ácidos grasos del aceite de *J. curcas*

La composición de ácidos grasos del aceite de germen de jatropha de los ecotipos de Sinaloa se presenta en la Tabla XVI. Los ácidos grasos saturados presentes en el aceite fueron el laurico, mirístico, pentadecanoico, palmitico, esteárico y arachidico. El ácido palmítico fue el de mayor contenido. Los ácidos grasos saturados representan aproximadamente el 11.44% del contenido total. El porcentaje de los ácidos grasos insaturados en el ecotipo de Estación Dimas fueron de 88%, y el de El Quelite y La Campana 89%, respectivamente. Por otro lado, no hubo diferencias significativas en los ácidos grasos saturados del aceite de jatropha provenientes de los tres ecotipos en estudio. Los ácidos grasos insaturados presentes en el aceite de jatropha fueron el palmitoleico, oleico,

linoleico, linolénico y eicosenoico. Los ácidos oleicos y linoleico constituyen aproximadamente el 86% del contenido de ácidos grasos insaturados. El análisis de varianza no muestra diferencias significativas en el contenido de palmitoleico y eicosanoico de los tres ecotipos en estudio, pero si en el contenido oleico, linolénico, y linoleico ($p \leq 0.05$).

Tabla XVI. Composición de ácidos grasos saturados de aceites de semillas de *J. curcas* del Noroeste de México

Ácidos grasos (%)	Estación Dimas	El Quelite	La Campana
Laúrico C12:0	0.01 ± 0.00	0.01 ± 0.00	0.03 ± 0.00
Mirístico C14:0	0.38 ± 0.02 ^b	0.19 ± 0.14 ^a	0.17 ± 0.07 ^a
Pentadecanoico C15:0	0.03 ± 0.00	0.02 ± 0.01	0.01 ± 0.00
Palmítico C16:0	6.83 ± 0.00 ^b	5.38 ± 0.01 ^a	4.04 ± 0.00 ^a
Palmitoleico C16:1	1.01 ± 0.09 ^b	0.65 ± 0.48 ^a	0.63 ± 0.33 ^a
Esteárico C18:0	4.04 ± 2.80	3.69 ± 2.45	3.80 ± 2.58
Oleico C18:1	44.13 ± 0.09 ^a	46.72 ± 0.48 ^b	46.2 ± 0.33 ^b
Linoleico C18:2	42.63 ± 1.06 ^a	42.34 ± 4.50 ^a	44.54 ± 4.7 ^b
Linolénico C18:3	0.70 ± 0.06 ^b	0.69 ± 0.51 ^b	0.31 ± 0.29 ^a
Araquídico C20:0	0.15 ± 0.11	0.22 ± 0.21	0.12 ± 0.04
Eicosanoico C20:1	0.08 ± 0.0	0.08 ± 0.05	0.11 ± 0.10

El valor de la media ± DE. Diferentes superíndices en la misma línea indican diferencia significativa entre ecotipos (Test Tukey, $p < 0,05$). Número de muestras (n=3).

7.7. Diversidad genética de *J. curcas*

En las tablas XVII, XVIII, XIX, XX se observan los datos obtenidos en el análisis de SSR (empleándose 5 primers) de muestras de *J. curcas* de los diferentes ecotipos de Sinaloa. Se muestra el número de alelos (NA), número de alelos específicos (NE), alelos homocigotos (Ho) y alelos heterocigotos (He).

Tabla XVII. Características genéticas de *J. curcas* empleando 5 primers SSR en el ecotipo de Estación Dimas

	No. Alelos	Ho	He
JC7	5	0.555	0.718
JC17	6	0.444	0.718
JC20	6	0.777	0.797
JC26	4	0.444	0.738
JC292	4	0.333	0.718
Media	5	0.5106	0.7092

Tabla XVIII. Características genéticas de *J. curcas* empleando 5 primers en el ecotipo de El Quelite.

	No. Alelos	Ho	He
JC7	6	0.555	0.869
JC17	6	0.666	0.869
JC20	7	0.888	0.888
JC26	7	0.666	0.849
JC292	2	0.555	0.503
Media	5.6	0.666	0.7956

Tabla XIX. Características genéticas de *J. curcas* empleando 5 primers SSR en el ecotipo de La Campana.

	No. Alelos	Ho	He
JC7	4	0.555	0.673
JC17	8	1.000	0.888
JC20	7	0.666	0.875
JC26	4	0.666	0.758
JC292	3	0.333	0.568
Media	5.2	0.664	0.7524

Tabla XX. Promedio de las características genéticas de *J. curcas* empleando 5 primers SSR en los diferentes ecotipos

Características	Ecotipos		
	La Campana	E. Dimas	El Quelite
<i>N</i>	27	27	27
<i>NA</i>	5.2	5	5.6
<i>NE</i>	4.09	3.30	4.80
<i>Ho</i>	0.644	0.5106	0.666
<i>He</i>	0.7524	0.7092	0.7956

Se realizó un análisis de valores de F_{ST} (diferencias alélicas) con un valor de significancia $p < 0.05$ y se observó que el ecotipo de La Campana en relación al de Estación Dimas presentó un valor F_{ST} de 0.1034 ($p = 0.004$), La Campana en

relación con El Quelite presentó un F_{ST} de 0.0460 ($p= 0.04$) y la Estación Dimas con respecto a El Quelite fue de un F_{ST} de 0.0788 (0.0190).

En la Figura 10 se observan los resultados obtenidos al emplear 5 primers en el análisis SSR de los diferentes ecotipos de *J. curcas*. En el primer JCMN292 se observó la presencia de alelos de 185 a 270pb, en el primer JCPS20 se observaron de 200 a 240pb, en JCSSR26 fue de 186 a 222pb, en JCT17 de 172 a 192 y JCPS7 de 190 a 230.

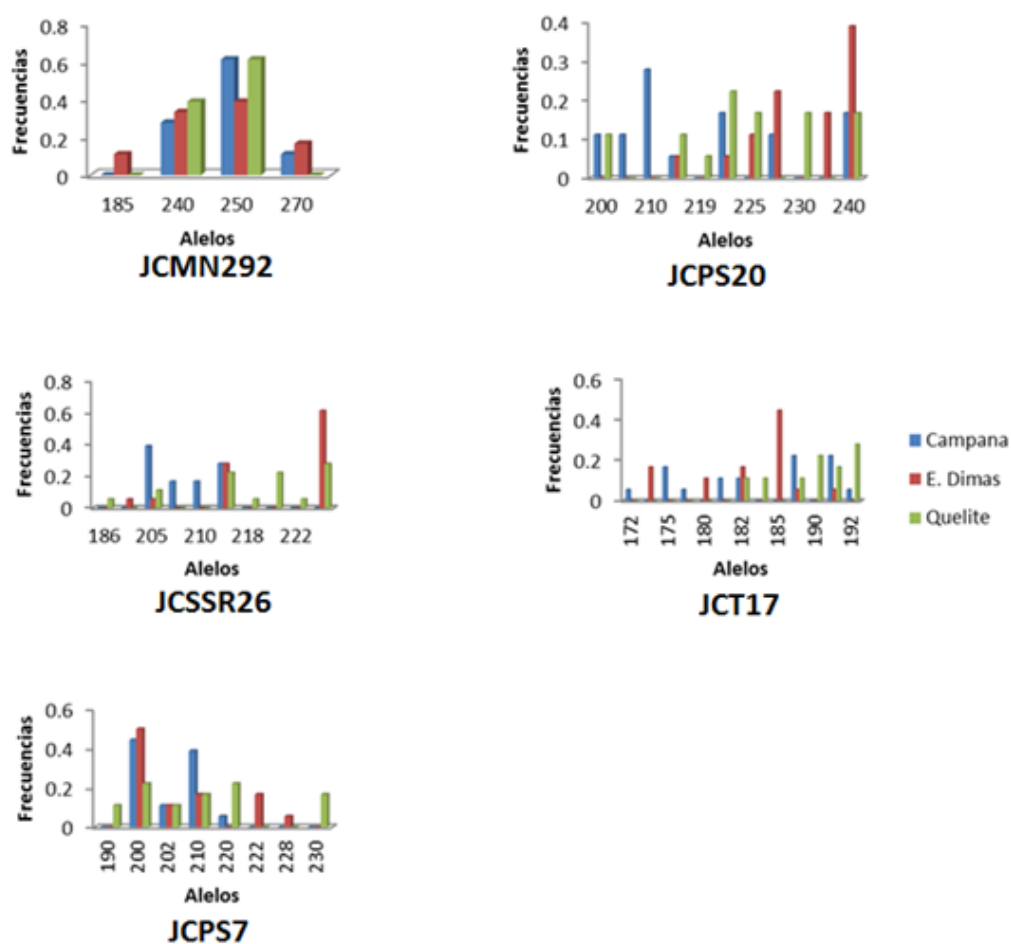


Figura 10. Alelos observados en *J. curcas* empleando 5 primers ISSR (JCMN292, JCPS20, JCSSR26, JCT17 Y JCPS7) en los ecotipos de La Campana, Estación Dimas y El Quelite.

8. DISCUSIÓN

8.1. Caracterización morfológica de las semillas de jojoba

Se observó que en los ecotipos de jojoba del presente estudio existen diferencias significativas en la longitud, grosor y peso de la semilla (Tabla VII). Un análisis de correlación entre las características físicas de la semilla de los diferentes ecotipos mostró una asociación negativa entre el ancho y la longitud ($r = -0.017$). Por otro lado, el peso de la semilla fue altamente correlacionado con el grosor y longitud de la semilla ($r = 0.832$ y 0.541). Estos resultados coinciden con los reportados por Naqvi *et al.* (1990) en donde reveló que el peso de semillas silvestres de jojoba estuvo correlacionado positivamente con el grosor y longitud de la semilla ($r = 0.878$ y 0.420). López y Bárbaro (1989), evaluaron semillas de plantas cultivadas de jojoba provenientes de Arizona y reportaron un peso promedio de 0.60 ± 0.15 g menores a los encontrados en el ecotipo de Sonoyta y Todos Santos. El porcentaje de humedad fue menor en el ecotipo de Sonoyta, el cual se encuentra dentro de los parámetros considerados para un adecuado almacenamiento. El número de semillas por kilogramo fue menor en el ecotipo de Sonoyta en donde se observaron semillas con mayor peso, longitud y ancho; Sonoyta es considerado un ecotipo prometedor para la producción de aceite.

8.1.1. Análisis de correlación entre las características de las semillas de jojoba con los factores ambientales

La producción de semillas de jojoba es muy variable y se ve influenciada por los efectos ambientales que pueden variar de un año a otro, debido a una amplia variación genotípica (Gohil *et al.*, 2010).

Se encontró una alta correlación del peso con respecto a la temperatura máxima, media, mínima y precipitación ($r = 0.920$, 0.922 , 0.951 , 0.993 respectivamente). Se observó que cuando la temperatura es más elevada el peso

de la semilla también, esto coincide con los resultados obtenidos en el ecotipo de Sonoyta en donde se observaron semillas con mayor peso (0.82 ± 0.26 g) (Tabla VII) registrándose las temperaturas y precipitaciones más elevadas (41.72 °C y 81 mm) con respecto al resto de los ecotipos. Singh y Ahmed (1969), señalaron que la precipitación tienen una relación positiva para el desarrollo de las plantas y el peso de las semillas (Tabla XVIII y IX).

La longitud de la semilla fue inversamente correlacionada con la humedad relativa ($r = -0.941$) y altamente asociada a la radiación global ($r = 0.947$); el grosor de la semilla y la precipitación presentaron una alta correlación ($r = 0.889$).

En el presente estudio el número de semillas por kilogramo fue menor en los ecotipos Sonoyta, en donde las temperaturas y precipitación fueron más elevadas que los otros ecotipos en estudio (Tabla XVII y XVIII). Ismail, (1998) clasificó las semillas de jojoba por tamaño según el número de semillas por kilogramo como medianas (1300 a 2300 semillas) y pequeñas (≥ 2300). De acuerdo a lo anterior, las semillas de Sonoyta y Todos Santos se clasificaron como medianas y las de Indígena la Huerta fueron más cercanas a la clasificación de pequeñas.

8.2. Características fisicoquímicas de los aceites de jojoba (*S. chinensis*)

8.2.1. Contenido de aceite

Las semillas de jojoba utilizadas en el presente trabajo no presentaron daños físicos (necrosis o manchas). Gayol *et al.* (2009), evaluaron la calidad de semillas de jojoba en Argentina, observaron que el contenido de aceite fue mayor en semillas no dañadas (50.82%) que en semillas dañadas (39.11%) demostrando que el contenido de aceite en semillas de jojoba varía según la calidad de la semilla y de su ambiente. Esto coincide con lo observado en las características fisicoquímicas del aceite de los diferentes ecotipos de México, los cuales se encontraron dentro de los estándares IJEC. Por otro lado, el contenido de aceite

del ecotipo de Sonoyta fue similar a los propuestos por Gayol para semillas no dañadas (49%). El peso de las semillas fue altamente correlacionado con el contenido de aceite ($r = 0.949$) de acuerdo a lo observado en Sonoyta. Naqvi *et al.* (1990), reveló que estas características deben ser consideradas como una información significativamente relevante en la selección y rendimiento de semillas para el establecimiento de nuevas poblaciones de jojoba. Además, semillas con un alto contenido de aceite pueden ser empleadas en procesos para la obtención de biodiesel y cosméticos (Vaknin *et al.*, 2011). Sonoyta, Todos Santos e Indígena la Huerta son una alternativa para el desarrollo de plantas con este propósito.

Por otro lado, se hizo un análisis de correlación entre el contenido de aceite y los factores ambientales, como se demostró en Sonoyta la temperatura y la precipitación fueron altamente relacionadas con el contenido de aceite ($r = 0.996$, 0.997 y 0.999) y ($r = 0.908$) respectivamente, como se demostró en Sonoyta. En cambio, las semillas del ecotipo Indígena la Huerta se desarrollaron en condiciones de menor temperatura (31.03 °C) y precipitación pluvial (63 mm), obteniéndose un menor contenido de aceite (43%).

Al-Sogeer *et al.* (2012) compararon la variación genética empleando microsatelites ISSR de 7 genotipos de jojoba y su relación con el contenido de aceite, ellos encontraron un coeficiente de similitud genética de 0.60 a 0.90 y una variación en el contenido de aceite de 47.17 a 54.95 ± 1.80 %, atribuyéndoselo al alto polimorfismo observado. Estos resultados son similares a los ecotipos de Sonoyta, los cuales mostraron un coeficiente de similitud de 0.80 y un polimorfismo de 54%. Con base a el estudio reportado por Al-Sogger y *et al.* (2012) en nuestro caso, la variabilidad genética podría explicar la variación del contenido de aceite entre los ecotipos de Sonoyta, Indígena la Huerta y Todos Santos.

La humedad de las semillas de los diferentes ecotipos fue menor al 10%, esto muestra que tuvieron un adecuado almacenamiento según los estándares de la FAO, (2009). Por otro lado, se observó una correlación negativa entre la humedad con respecto al contenido de aceite ($r = -0.912$), esto indica que cuando

menor humedad hay en la semilla mayor será el contenido de aceite permitiendo incrementar la producción a nivel industrial.

El ecotipo de Indígena la Huerta que fue el que presentó menor contenido de aceite se encontró a una menor altitud (146 msnm.) en relación con el de Sonoyta que presentó mayor contenido de aceite y se ubicó a mayor altitud (584msnm). Esto difiere al ecotipo de Todos Santos en donde el contenido de aceite fue similar al de Indígena la Huerta pero la altitud fue mayor (700 msnm). Salisbury y Ross (2000) observaron que a mayor altitud la radiación global es más intensa y las plantas absorben longitudes de onda luminosas transformándolas en energía (ATP y NADPH) para la producción de ácidos grasos. Estos resultados coinciden con Araiza *et al.* (2015) quienes reportaron que el contenido de aceite de los ecotipos de *J. curcas* fue mayor en los que se encontraron a mayor altitud.

8.2.2. Índice de refracción

Estudios realizados en Estados Unidos, Argentina, Egipto y la India (Bathia *et al.*, 1990; Tobares *et al.*, 2002; Ferial *et al.*, 2004; Savita *et al.*, 2009) mostraron que el aceite de semillas de jojoba presentó un índice de refracción entre 1.45 a 1.46 a pesar de las distancias geográficas y las características ambientales de los diferentes países con respecto a los ecotipos de jojoba en México, el índice de refracción fue similar (1.46), esto indica que éste índice no se ve influenciado por dichos factores. Por otra parte, el índice de refracción de los aceites vegetales oscila entre 1.463 y 1.476 a temperatura ambiente, parámetro que es considerado por la norma COVENIN-30-1997 que establece límites permisibles como adecuados para la elaboración de productos cosméticos a base de crema con base a lo anterior, el aceite de jojoba del presente estudio se encuentra en los límites permisibles lo que lo convierte en idóneo para su utilización en la industria cosmética.

8.2.3. Viscosidad

Con respecto a las propiedades químicas del aceite, la viscosidad fue de 21.60 a 21.12 cSt en los tres ecotipos localizados a una altitud entre 146 a 700 msnm. Este fue similar al reportado por Savita *et al.* (2009) en muestras de aceite de jojoba (22.40cSt) localizada a 432 msnm de Rajasthan, India. La viscosidad del aceite de jojoba permite su empleo como lubricante de excelentes características (Bathia *et al.*, 1990). Al no variar apreciablemente la viscosidad del aceite con la temperatura, se puede usar como lubricante en frenos, armas y máquinas que operan a elevada velocidad y temperatura (Martin, 1982), además debido a la ausencia de glicerol no necesita ser refinado para este fin.

8.2.4. Densidad específica

Se han reportado estudios sobre las características del aceite de semillas de jojoba con una densidad específica de 0.86 y 0.85 g/cm³ (Allawzi *et al.*, 1998; Savita *et al.*, 2009), similares a las encontradas en este trabajo.

Por otra parte no se observó una diferencia significativa en las propiedades físicas del aceite de jojoba proveniente de los tres ecotipos y no mostraron una relación significativa con los factores ambientales de acuerdo a los análisis estadísticos realizados mediante la prueba de Pearson.

Se compararon las propiedades físicas de las muestras del aceite de jojoba con estándares de la calidad del IJEC (Tabla X) y se observó que la densidad específica de todas las muestras en el presente estudio se encuentran dentro del rango de los estándares de calidad. Las normativas de calidad impuestas por la industria cosmética de Farmacopea de Argentina (Mujica *et al.*, 2010), establece que los límites de la densidad del aceite para uso cosmético es de 0.8689 a 0.9260 y la densidad del aceite de jojoba se encuentra dentro de estos límites.

8.2.5. Índice de acidez

El índice de acidez de las muestras de los tres ecotipos del Noroeste de México fue de 0.35 a 0.39 mg KOH/g, siendo menor a 1 mg KOH/g

encontrándose dentro de los estándares de calidad IJEC (Tabla X) estos resultados fueron similares a los observados por Tobares *et al.* (2002) y Savita *et al.* (2009), reportaron un índice de acidez (mg KOH/g) de 1.10 y 0.49.

El índice de acidez para cremas corporales indicado por Castro (1973) debe tener un máximo de 2 mg NaOH/g, el índice de acidez de jojoba se encuentra por debajo del valor máximo permisible, el cual puede ser empleado con estos fines.

8.2.6. Índice de yodo

El índice de yodo observado fue de 81.46 a 83.11 g/100g. No hubo diferencias significativas en los ecotipos estudiados y se encuentra dentro de los estándares de calidad IJEC. Otros estudios muestran un índice de yodo en aceite de jojoba de 82, 82.98 y 84 g/100g (Bathia *et al.*, 1990; Ferial *et al.*, 2004; Savita *et al.*, 2009). Un índice de yodo bajo indica mejor estabilidad a la oxidación y polimerización (Castro, 2007). Este parámetro influye directamente en la calidad del biodiesel obtenido, puesto que altos valores de índice de yodo en la materia prima de partida, pueden traducirse en una mayor tendencia a la oxidación (menor estabilidad oxidativa), contribuir a la formación de gomas (polimerización) en el motor y a la disminución en la lubricidad del motor (Saraf *et al.*, 2007).

El valor obtenido en el aceite de jojoba del presente estudio se encuentra por debajo del valor máximo estipulado en la NTC 5444 el cual es de 120 g/100 g (ICONTEC, 2006). El índice de yodo en el aceite de los ecotipos de jojoba permite concluir que éste presenta una buena estabilidad y que puede incidir positivamente en las propiedades del biodiesel tales como el punto de nube y la fluidez.

8.2.7. Índice de Peróxido

El índice del peróxido fue de 2 meq/kg para los tres ecotipos (Tabla X). No hubo diferencias significativas en los tres ecotipos y se encuentra dentro de los estándares de calidad IJEC. Un índice de peróxido alto (≥ 5 meq/kg) indica un proceso de oxidación en marcha (Altamirano, 2011). En base a lo anterior el aceite

de jojoba de los diferentes ecotipos del Noroeste de México no presentan oxidación. Gayol *et al.* (2009) reportaron un índice de peróxido menor (0.97 meq/kg) y Savita *et al.* (2009) mostraron índice de peróxido de 4.41 meq/kg mayores a los estándares IJEC en muestras provenientes de Ratangarh, India, atribuyéndoselo a las condiciones y tiempo de almacenamiento de las semillas hasta el momento de la extracción del aceite (luz solar, bacterias, hongos, calentamiento). Además, el valor máximo permitido del Índice de peróxido para la elaboración de cremas en la industria cosmética es de 2.0 meq/kg, esto indica que el aceite de jojoba se encuentra dentro de los valores establecidos.

8.3. Composición de ácidos grasos

Los ácidos grasos se presentan en las Figuras 8 y 9. El contenido de ácidos grasos saturados (palmitico, mirístico, láurico, pentadecanoico) constituyen aproximadamente el 7.9%, y los ácidos grasos insaturados (eicosanoico, docosenoico, oleico, linoleico y linolenico) el 92.02% de los ácidos grasos totales.

En algunas industrias, como las que fabrican biodiesel, la composición de ácidos grasos es importante porque determina directamente las propiedades de este producto. Algunos cambios en la longitud de la cadena de ácidos grasos influyen en estas propiedades. Como regla general, las semillas con alta proporción de ácido palmítico, oleico y esteárico son adecuados para producir biodiesel (Vaknin *et al.*, 2011). Por otro lado se observó mayor porcentaje de ácidos grasos insaturados principalmente el oleico y eicosanoico, los cuales son considerados por las industrias cosméticas para la elaboración de cremas, labiales, shampoo y en mezclas con aceites minerales (Martnini, 2005) debido a que le confiere al producto mejor fluidez (Mujica *et al.*, 2010). El ácido linoleico participa en la síntesis de prostaglandinas y en la generación de membrana celular (Moreno, 1990). Además los ácidos grasos linoleico, oleico y linolénico son compuestos emolientes que se emplean habitualmente en la industria cosmética y dermatofarmacia (Benaiges, 2008). Por otro lado el palmítico fue el ácido graso

saturado más abundante en los tres ecotipos el cual brinda propiedades de consistencia y acidificación en emulsiones (Martini, 2005).

Algunos autores señalaron que los factores ambientales juegan un papel muy importante en el contenido de ácidos grasos y la temperatura es uno de los factores más importantes en la composición (Baydar y Turgur, 1999). Un análisis de correlación mostró que en los diferentes ecotipos, la temperatura máxima estuvo correlacionada positivamente con el C14:0, C20:1, C22:1 ($r = 0.861, 0.419$ y 0.505) y negativa con C12:0, C15:0, C16:0, C18:1, C18:2 y C18:3 ($r = -0.435, -0.801, -0.463, -0.362, -0.69$ y -0.66), esto coincide con lo observado en Indígena la Huerta en donde se registró menor temperatura y el contenido de C16:0, C18:1, C18:2 y C15:0 fueron significativamente mayores (figuras 8 y 9). Salisbury *et al.* (2000), mencionan que la variación en la composición de ácidos grasos tiene relación con la temperatura debido a que afecta el metabolismo primario y biosíntesis. Al aumentar la temperatura la interacción entre las cadenas de ácidos grasos (insaturados) disminuye, y la membrana celular es más flexible y los lípidos más fluido repercutiendo en la acumulación de los mismos en la semilla.

La precipitación estuvo altamente correlacionada con el C14:0, C20:1 y C22:1 ($r = 0.705, 0.811$ y 0.819), poco significativa con el C12:0 (0.064) y negativa con los otros ácidos grasos. Estos resultados demuestran lo observado en Sonoyta y Todos Santos en donde se registraron las mayores precipitaciones (81 y 73 mm). Además bajas precipitaciones afectan el metabolismo primario de las semillas al disminuir la velocidad de biosíntesis de ácidos grasos (Chahed *et al.*, 2008).

Gayol *et al.* (2009) evaluaron la composición de ácidos grasos de semillas de jojoba de muestras provenientes de Bañados de los Pantanos, situadas a 865 m.s.n.m de La Rioja, Argentina y encontraron una mayor proporción de C20:1 (66.35%) y C22:1(14.24%) que los encontrados en las semillas de jojoba de los tres ecotipos estudiados. Estos resultados coinciden con el análisis de correlación en donde se mostró que la altitud fue correlacionada negativamente con el C20:1 y C22:1 ($r = -0.776$ y -0.767) y el ecotipo de Todos Santos, localizado a menor

altitud (146 m.s.n.m) que La Rioja mostró menor contenido de estos ácidos grasos C20:1 (64.56 ± 9.04) y C22:1 (9.95 ± 2.48).

8.4. Diversidad genética de los ecotipos silvestres de *S. chinensis*

El polimorfismo de *S. chinensis* en los diferentes ecotipos fue de 54%. Analizando el porcentaje polimórfico de cada uno de los ecotipos en estudio, Sonoyta presentó mayor porcentaje polimórfico (85%), mayor porcentaje de aceite (49%) y mayor porcentaje de ácidos grasos insaturados (92%) con respecto a los otros ecotipos, esto infiere que la variabilidad genética de *S. chinensis* está relacionada con las características fisicoquímicas del aceite. Además se observó que a pesar de las distancias geográficas entre los ecotipos de Sonoyta (Sonora), Indígena la Huerta (Baja California) y Todos Santos (Baja California Sur) algunas accesiones como h2 y t7 (Indígena la Huerta, Baja California y Todos Santos, Baja California Sur), h3 y s10 (Indígena la Huerta, Baja California y Sonoyta, Sonora) presentaron un índice de similitud de 1 y de acuerdo a el índice de similitud de Jaccard, este indica que la máxima distancia de similitud genética es 1 por lo que dichas accesiones son genéticamente idénticas, esto se puede deber a la evolución de la especie o bien la introducción de material genético a dichos ecotipos influenciada por el hombre.

En la actualidad no existen estudios enfocados a evaluar diversidad genética de *S. chinensis* en México. Algunos estudios han empleado marcadores moleculares de agave en accesiones de jojoba para identificar plantas femeninas y masculinas, reportando tamaños de fragmentos entre 500 y 2000 pb similares a los del presente estudio, sin embargo no reportan el porcentaje polimórfico (Sharla *et al.*, 2008). Bhardwaj *et al.* (2010) estudiaron cultivos establecidos de jojoba en Fatehpur, Rajasthan, empleando 55 marcadores ISSR y observaron el 69.3% de polimorfismo, un índice de similitud de Jaccard de 0.75 y de 100 a 3500 pb, este, este porcentaje de polimorfismo es menor al encontrado en Sonoyta (85%) probablemente debido a que el origen de la jojoba es de México. Por otro lado Al-

Sooger *et al.* (2012) evaluaron la diversidad genética de accesiones de jobo provenientes de Arabia Saudita, las cuales fueron previamente seleccionadas fenotípicamente y encontraron un número de amplificación de bandas de 2 a 11 similares al primer M2 del presente estudio y encontraron porcentaje de polimorfismo que varió de 0.25 a 100% un índice de similitud de 0.60 a 0.90 como el observado en el primer M2.

8.5. Caracterización morfológica de las semillas de *J. curcas*

En la Tabla XIII, se observó que no hubo diferencias significativas en la longitud, grosor y peso de las semillas de *J. curcas*. López (2008) investigó las características morfológicas de semillas de cultivos establecidos en el municipio de Sinaloa de Leyva del estado de Sinaloa y reportó una longitud de 18.0 mm a 18.7 mm y el ancho de 8.60 mm a 8.75 mm mayores a las encontradas en el presente estudio que fueron 15.1 mm a 15.9 mm y 7.41 mm a 7.9 mm. Estas diferencias se atribuyen a que las poblaciones del presente estudio fueron silvestres y no recibieron el aporte de riego y nutrientes como las cultivadas en Sinaloa de Leyva. Esto demuestra que el manejo agronómico incrementa el desarrollo de las semillas. Purabi *et al.* (2012) analizaron semillas de *J. curcas* de 20 regiones de Assam, India y observaron una longitud promedio de 15.71 mm, grosor de 9.11 mm. Estos resultados son similares a los del presente estudio debido a que las semillas de ambos estudios son de origen silvestre. Por otro lado en la India, Rao *et al.* (2009) reportaron un peso de 0.49 g a 0.69 g. Estos resultados fueron similares al peso promedio (0.61g a 0.63 g) de las semillas provenientes de Estación Dimas, El Quelite y La Campana debido su origen silvestre.

Las semillas de *J. curcas* del presente estudio mostraron humedad de 3.57 a 4.21%, similares a las reportadas en diferentes regiones de Tery Bugu y Bla en Mali reportando de 3.76 a 5.41% de humedad (Rathbauer *et al.*, 2012)

Por otro lado, se observó variación en el color de las semillas de las diferentes regiones de estudio. Hasta ahora no se han encontrado reportes sobre el color de las semillas por otros autores mediante esta escala de valores, este parámetro puede ser utilizado como una característica que diferencia las semillas entre las poblaciones de Estación Dimas, el Quelite y La Campana.

Machado, (2011) evaluó en Cuba, el número de semillas por kilogramo en cultivos establecidos con semillas procedentes de 6 regiones y observó que en el germoplasma estudiado, el número de semillas por kilogramo fue de 941, 1046, 1090, 1285, 1319 y 1389 mayores a las encontradas en Sinaloa (631 a 633) y por consiguiente al presentar menor número de semillas por kilogramo son consideradas de mayor peso, longitud, ancho y las vuelve atractivas para la selección de germoplasma con fines energéticos como la elaboración de biodiesel. Además factores como el suelo, el lugar de origen de la planta, el genotipo de la planta madre, la edad, vigor y factores ambientales inducen la variación en las características morfológicas de la semilla en los diferentes sitios de estudio (Ginwal *et al.*, 2005) atribuyéndose estos factores a las diferencias encontradas en las semillas de Cuba.

8.6. Características fisicoquímicas de los lípidos de las semillas de *J. curcas*

8.6.1. Contenido de aceite

El contenido de aceite proveniente de los diferentes ecotipos fue de 52 a 56% (Tabla XV). El mayor contenido de aceite se encontró en la región de La Campana. No se observaron diferencias significativas entre Estación Dimas y El Quelite ($F= 147.8$, $P \geq 0,05$).

El contenido de aceite en las plantas está relacionado con la temperatura y la velocidad del viento, Garay *et al.* (2012) mencionaron que en regiones donde la temperatura es más elevada el contenido de aceite es mayor debido a que la planta para resistir a las altas temperaturas y almacena la energía en la semilla en

forma de ácidos grasos como reserva para impulsar el inicio de la germinación y dar lugar a una nueva planta. Por otra parte la velocidad del viento baja la temperatura de las hojas, ocasionando un cambio térmico que disminuye el contenido de agua y por consecuencia aumenta el contenido del aceite (Bidwell, 1979). Esto coincide con los resultados obtenidos en La Campana donde la temperatura máxima y velocidad del viento (Tabla IX) fueron más elevadas al igual que el porcentaje de aceite, los ácidos grasos oleicos y linoleico con respecto a los otros ecotipos del presente estudio. Salisbury y Ross (2000), observaron que a mayor altitud la radiación global es más intensa y las plantas absorben longitudes de onda luminosas transformándolas en energía (ATP Y NADPH) para la producción de ácidos grasos. El ecotipo de Estación Dimas se localiza a una altitud de 14msnm, El Quelite a 35msnm y La Campana a 129 msnm, estos resultados confirman lo reportado por Salisbury y Ross ya que en La Campana se encuentra a mayor altitud y el contenido de aceite fue superior.

En estados del sur de México como Morelos y Veracruz en donde las precipitaciones pluviales fluctúan entre 1200 a 2500 mm y 902 mm a 2229 mm respectivamente, se han reportado contenidos de aceite de *J. curcas* silvestre en un rango de 55 a 57% (Martínez, 2007). Comparando estos resultados con los de Sinaloa donde la precipitación es entre 342 a 554 mm, el contenido de aceite (52 a 56%) es similar a lo reportado en el sur del país, estos resultados muestran que no existe una diferencia significativa del contenido de aceite de las plantas que crecen en precipitaciones mayores a las del presente estudio, por lo que este parámetro no influye en el contenido de aceite de *J. curcas*.

Akbar *et al.* (2009) encontró en el germen de *J. curcas* de muestras de Malasia presentan un contenido de aceite de 63.16%. En los ecotipos de Sinaloa se encontró menor contenido de aceite, esto pudiera deberse a las diferentes condiciones ambientales de Malasia y Sinaloa. Por otro lado las semillas de Malasia fueron proporcionadas por Bionas Sdn Bhd marca líder mundial en el cultivo de *J. curcas* mediante la selección de germoplasma con potencial para la producción de biodiesel, dicha empresa cuenta con la capacidad de producir

100,000 toneladas de semilla y 33, 000 toneladas de aceite crudo (Bionas Sdn Bh, 2015).

Kartika *et al.* (2012) analizó semillas de *J. curcas* colectadas en dos diferentes localizaciones de Indonesia mostrando un menor contenido de aceite (35.55 a 37.51%) que los encontrados en Sinaloa.

Debido a que las plantas de *J. curcas* aún no están domesticadas existe gran variabilidad genética, uno de los factores más importantes para el éxito de un cultivo de *J. curcas* es la selección de material de plantas elite. Las plantaciones indican que la productividad de plantas individuales muestra una alta variación. La mayor limitación es la producción de cultivo bajo condiciones de domesticación. Una visión sobre los parámetros genéticos y las características bioquímicas de las semillas de diferentes regiones del mundo será un aporte fundamental para la selección de genotipos apropiados con fines de cultivo (Basha *et al.*, 2009).

8.6.2. Índice de refracción

El índice de refracción está relacionado con el grado de saturación del aceite e indica la presencia de ácidos grasos insaturados de cadena larga. Purabi *et al.* (2012) observaron un índice de refracción de 1.46 en muestras de aceite de *J. curcas* de diferentes regiones del noroeste de la India. Estos resultados son equivalentes a los encontrados en el aceite de *J. curcas* en Sinaloa.

8.6.3. Viscosidad

El aceite de jatropha presenta un índice de viscosidad aproximadamente 10 veces más alto que el del combustible. La viscosidad alta de los aceites es debido al peso molecular de sus largas cadenas y estructura química (Wardana, 2010). Es de vital importancia reducir la viscosidad de los aceites de jatropha para la elaboración de biocombustibles. Existen varias alternativas para reducir una alta viscosidad como el precalentamiento del aceite, microemulsiones con solventes, dilución con el combustible diésel, craqueo térmico o pirolisis y transterificación (Pramanik, 2003; Tippayawong, 2002).

Los estándares de la ASTM D6751, 2011 indican que la viscosidad del biodiesel debe estar en un rango de 1.9 a 6 cSt. Aceites con viscosidad superior a este rango no pueden ser empleados directamente en los motores porque acumulan impurezas en el inyector ocasionando problemas de operación. La viscosidad del aceite de *J. curcas* de las diferentes regiones de Sinaloa es mayor a este rango pero puede ser reducida mediante un proceso de transesterificación (Tippayawong, *et al.*, 2002). Prasad *et al.* (2012) reportaron viscosidad de 34.3 cSt en muestras provenientes de Chattishgarh, India, mayor a los análisis de este estudio.

Purabi *et al.* (2012) reportaron viscosidad de 46.79 a 77.40 cSt en muestras de aceite de *J. curcas* de diferentes regiones del Noroeste de la India. Los ecotipos de Sinaloa presentaron aceites con menor índice viscosidad, propiedad que los hace más atractivo para la elaboración de biocombustibles.

8.6.4. Densidad específica

La densidad específica del aceite fue de 0.91g/cm^3 . No hubo diferencia significativa en los tres ecotipos ($F= 0,07$, $P \geq 0.05$) (Tabla XV). Los estándares de ASTM D6751, 2011 establecen que la densidad específica del biodiesel debe estar en un rango de 0.860 a 0.900 g/cm^3 . El aceite de *J. curcas* del presente estudio se encuentra dentro del rango aceptable.

Estudios muestran propiedades fisicoquímicas del aceite de *J. curcas*, tales como la densidad que varía en diferentes regiones de 0.913 a 0.918 (Aminul *et al.*, 2012). Estos resultados fueron iguales a los encontrados en los ecotipos de Estación Dimas y El Quelite, pero menores a los encontrados en La Campana. Los aceites que son más densos producen mayor energía. Los estándares de ASTM D6751, 2011 establecen que la densidad específica del biodiesel debe estar en un rango de 0.860 a 0.900 g/cm^3 . El aceite de *J. curcas* del presente estudio se encuentra dentro del rango aceptable.

8.6.5. Índice de Acidez

Los ácidos grasos libres que producen el índice de acidez son una de las propiedades más importantes de la calidad del aceite. Un alto contenido de ácidos grasos libres causa problemas en los procesos de transesterificación debido a que en aceites con acidez mayor al 4% requieren de una esterificación ácida para disminuir el porcentaje de ácidos grasos libres, seguida de una transesterificación alcalina, mientras que valores menores del 1% se consideran como óptimos y se realiza directamente la transesterificación (Canakci *et al.*, 2001). El aceite de las regiones de Sinaloa mostró ácidos grasos libres menores a 1% lo cual indica que no requieren un tratamiento previo y que los costos en producción se reducen. Se ha reportado que muestras de semillas provenientes de Indonesia presentaron un valor de acidez de 0.7 mg NaOH/g (Aminul *et al.*, 2012) y no se observaron diferencias con los valores reportados en las regiones de Sinaloa.

Berchmans y Hirata, (2008), desarrollaron una técnica para la producción de biodiesel a partir de aceite crudo de semillas de *J. curcas* con alto contenido de ácidos grasos libres (15 %), reduciéndolo al 1 %.

Muestras de semillas provenientes de la Indonesia presentaron un valor de acidez de 0.7 mg NaOH/g, mientras que en Borneo se observó 4.6 mg de NaOH/g. Estos resultados indican que se requiere menor cantidad de álcali para neutralizar los ácidos grasos libres de las muestras de Borneo (Aminul *et al.*, 2012). No existe diferencia significativa entre los valores reportados en semillas provenientes de Malasia y los ecotipos de Sinaloa.

Kartika *et al.* (2012) evaluaron la relación entre el contenido de ácidos grasos libres en semillas de *J. curcas* seca y fresca. Observaron que el contenido de ácidos grasos libres en semillas frescas aumenta (1.49 a 2.56%) cuando se incrementa la actividad del agua (44.94% de humedad) y permanece constante (1.39 a 2.08%) cuando la semilla está seca (3.65 a 4.63% de humedad). Un bajo contenido de ácidos grasos libres en el aceite permite una transesterificación alcalina (Canakci, 2001). Con base a lo anterior el contenido de humedad en las semillas

de *J. curcas* fue bajo (Tabla XIII), esto podría mantener constante el contenido de ácidos grasos libres.

Un enfoque atractivo para el control de los ácidos grasos libres a nivel de la semilla es regular la actividad del agua en la semilla con el fin de detener cualquier reacción indeseable o actividad enzimática. Por tal motivo es fundamental analizar las características de las semillas y su respuesta a los cambios ambientales, particularmente en la humedad relativa.

8.6.6. Índice de yodo

El valor de yodo representa el contenido de ácidos grasos insaturados. Los valores más bajos de yodo son mejores para la elaboración de biocombustibles. Un valor más alto de yodo indica mayor contenido de ácidos grasos insaturados en el aceite. Los ácidos grasos insaturados tienden a tener mejor flujo en frío, pero un impacto negativo en la estabilidad del aceite.

El índice de yodo es una medida de los ácidos grasos insaturados en el aceite (AOAC, 2001). Cuando el índice de yodo es bajo (26 a 48 g/100g), el aceite está saturado y tiende a solidificarse, pero cuando el índice de yodo aumenta (94 a 135 g/100g), el nivel de insaturaciones en las cadenas de carbono aumenta, el aceite permanece líquido y esto repercute en la viscosidad. El aceite de *J. curcas* de los tres ecotipos estudiados mostró mayor contenido de ácidos grasos insaturados, propiedad que le da mejor estabilidad para evitar la oxidación (Castro, 2007) y menor punto de fusión, lo que contribuiría a que el biodiesel elaborado a partir de estos aceites presentaran mejores características de flujo en ambientes fríos. Akbar *et al.*, 2009 reportaron un valor de yodo de 103.62 g/100g en muestras de aceite del germen de *J. curcas* en regiones de Malasia. Los valores de yodo encontrados en los aceites de *J. curcas* de las regiones de Sinaloa fueron similares a éstos y se encuentra dentro del rango (≤ 120 g/100g) de la ASTM D6751, 2011 que establece los límites permisibles de aceptabilidad del biodiesel.

8.6.7. Índice de peróxido

El índice de peróxido mide el grado de oxidación del aceite (Dorsa, 2004) y si éste es elevado (mayor de 5 meq/Kg) (Aminul *et al.*, 2012; Garay *et al.*, 2012) repercutirá en la formación de polímeros de alto peso molecular (gomas) en el biodiesel, y ocasionará problemas en el funcionamiento del motor. Dado lo anterior, el aceite de *J. curcas* de las diferentes regiones de Sinaloa se encontró con grados de oxidación adecuados para reacciones de transesterificación (Tabla XV).

Akvar *et al.* (2009) analizaron el aceite del germen de semilla de *J. curcas* de diferentes regiones de Malasia y encontraron un valor de 1.93 meq/Kg. Este valor fue menor a los encontrados en los ecotipos de Sinaloa (2 a 2.7 meq/Kg de muestra).

8.7. Composición de ácidos grasos

Los ácidos grasos saturados obtenidos (Figuras 12 y 13) fueron láurico (C12:0), mirístico (C14:0), pentadecanoico (C15:0), palmítico (C16:0), esteárico (C18:0), y araquídico (C28:0), estos representaron aproximadamente el 8.17% del contenido total. El ácido mirístico ($F= 4.7$, $P \leq 0.05$) y palmítico, ($F= 0.84$, $P \leq 0.05$) fueron significativamente diferentes, siendo más abundantes en Estación Dimas (0.38 ácido mirístico y 6.83 palmítico%) con respecto a los del Quelite (0.19 ácido mirístico y 5.38 palmítico%) y La Campana (0.17 ácido mirístico y 4.38 palmítico%). Por otra parte los ácidos grasos insaturados obtenidos fueron el palmitoleico (C16:1), oleico (C18:1), linoleico (C18:2), linolénico (C18:3), y eicosenoico (C20:1), de los cuales el ácido oleico y linoleico conformaron aproximadamente el 90.74%, el resto de los ácidos grasos insaturados constituyeron el 1,09%. El análisis de varianza no muestra diferencias significativas ($F= 0.24$, $P \geq 0.05$) en el contenido de ácido eicosanoico de los tres ecotipos en estudio, pero si se observó diferencia significativa en el contenido del ácido oleico ($F= 0.01$, $P \leq 0.05$), linolénico ($F= 0.02$, $P \leq 0.05$), linoleico ($F= 0.24$, P

$\leq 0,05$) y palmitoleico ($F= 1.14$, $P \leq 0.05$). En el ecotipo de Estación Dimas se observó mayor contenido de ácido palmitoleico ($1.01 \pm 0,09$) y linolénico ($0.70 \pm 0,06$) (Figura 12 y 13), mientras que el ácido oleico fue más abundante en El Quelite ($46.72 \pm 0.48\%$) y La Campana ($46.2 \pm 0.33\%$). El ácido linoleico ($44.54 \pm 4,7\%$) resultó más abundante en La Campana. Salisbury y Ross (2000), señalaron que el contenido de ácidos grasos insaturados (linoleico, linolénico y oleico) en las plantas es mayor que los saturados cuando las temperaturas son más elevadas, esto coincide con los resultados obtenidos en Sinaloa dado que el ecotipo de la Campana fue donde se registraron temperaturas más altas (Tabla XIV).

Los ecotipos de la Campana y Estación Dimas son una alternativa para el aprovechamiento adecuado de germoplasma silvestre con potencial para la producción de biodiesel (Becker y Makkar, 2007). Golape y Zunjarrao, (2012) observaron en regiones de la India que los ácidos grasos mostraron mayor contenido de ácido oleico (41 a 49%) y linoleico (26 a 31%). Martínez, (2007), reportó de 41 a 42% de ácido oleico, 42 a 44% de linolénico, 9 a 11% de palmítico, 2 a 3% de esteárico, 0.3 a 0.4% de mirístico y 0.3 a 0.4% de palmitoleico en muestras provenientes del estado de Veracruz, estos resultados son semejantes a los encontrados en el ácido oleico (44 a 46%), esteárico (3 a 4%) y mirístico (0.2 a 0.4%) del presente estudio, esto indica que la composición de ácidos grasos proveniente de semillas del noroeste de México son similares a las de la región este. Estudios realizados mostraron que existe variación en la composición de ácidos grasos de semillas de *J. curcas* de diferentes regiones y esto se atribuye principalmente a la selección de ecotipos, la variabilidad genética de las plantas y las poblaciones de origen silvestre (Ranade *et al.*, 2008; Vaknin *et al.*, 2011).

El aceite de jatropha es principalmente usado para la fabricación de jabones, pesticidas, la industria farmacéutica y alimenticia. Contienen 4 ácidos grasos muy importantes, dos de ellos son el palmítico y el ácido esteárico, ambos son ácidos grasos saturados. El ácido oleico es un mono insaturado y el linoléico es un ácido graso polinsaturado. La proporción de cada ácido graso en el aceite puede variar

de región a región debido a la información genética. Estudios basados en marcadores moleculares muestran una gran diversidad genética en *J. curcas* (Ranade *et al.*, 2008). Existe una gran diversidad en la composición de ácidos grasos de semillas de *Jatropha* basada en la selección de ecotipos y en el estudio de diversidad genética.

Muestras de aceite de semillas de *Jatropha* de 25 regiones de regiones en Tery Bugu y Bla en Mali presentaron un contenido de C16:0 de 19.05 a 20.24%, C16:1 de 1.22 a 1.48, C18:0 de 7.92 a 9.09%, C18:1 de 34.16 a 36.12%, C18:2 de 31.79 a 36.15, C18:3 de 0.27 a 0.41 y C20:0 de 0.00 a 0.37 (Rathbouer *et al.*, 2012). Comparando estos resultados con el presente estudio, el contenido de C16:0, C18:0, C20:0 es mayor en las regiones de Mali que en los ecotipos de Sinaloa pero los contenidos de C16:1, C18:1, C18:2 y C18:3 son mayores en los ecotipos de Sinaloa, por otro lado en el aceite de las semillas de *J. curcas* de los ecotipos de Sinaloa se encontraron los ácidos C12:0, C14:0 C15:0 y C20:1 en proporciones menores al 1%.

Estudios realizados en Maharashtra, India revelan que en la composición de ácidos grasos del aceite de *J. curcas*, dominó el ácido oleico (C18:1 = 41 a 49%) en todas la regiones agroclimáticas, seguido del ácido linolénico (26 a 31%), palmítico (15 a 19%). El valor más bajo fue el del ácido esteárico (6-8%). Así, el aceite de semillas de *J. curcas* se puede clasificar como oleico-linoleico (Golape y Zunjarrao, 2011). Estos resultados fueron similares a los encontrados en los ecotipos de Sinaloa, predominando el ácido oleico en los tres ecotipos en estudio, el contenido de ácido linoleico (42.34 a 44.54%) fue mayor en los tres ecotipos comparándolos con los reportados en Maharashtra, India. El ácido palmítico y esteárico fueron menores en los ecotipos de Sinaloa.

Los ecotipos de *J. curcas* que contienen ácidos grasos con alto contenido de ácido oleico y linoeico pueden ser utilizados como base para la selección y el mejoramiento genético de cultivo de estas plantas (Becker *et al.*, 2008).

La composición de ácidos grasos de aceite de semillas de *Jatropha curcas* de muestras provenientes de diferentes localizaciones de Assam, India fue de 11.

4 a 12.75% de C16:0, 7.7 a 18.08% de C18:1, 41.48 a 46.1% de C18:2, 30.1 a 35.2 de C18:2 y 0.2 a 0.3% de C18:3 (Purabi *et al.*, 2012). Estos resultados difieren en el contenido de C18:1 y C18:2 encontrados en los ecotipos de Sinaloa debido a que estos se encontraron en mayor porcentaje que los de Assam, India. Por otra parte la composición de ácidos grasos de aceite de semillas de *Jatropha curcas* de muestras provenientes de Malasia fue de 14.2% de C16:0, 7.0% de C18:0, 44.7% de C18:1, 32.8% de C18:2 y 0.2% de C18:3 (Akbar *et al.*, 2009). Los ecotipos de Sinaloa presentaron mayor contenido de C18:1 y C18:2, pero menor contenido de C18:0 y C18:3. El C16:0 fue similar a las reportadas en Malasia.

En Lampung, Indonesia se analizaron semillas frescas de *J. curcas* y mostraron contenidos de; 14.70 de C16:0, 0.86% de C16:1, 7.37% de C18:0, 39.44% de C18:1, 36.52% de C18:2 y 0.70% de C18:3, 0.25% de C:20 y 0.16% DE C20:1 (Kartika *et al.*, 2012). Estos resultados fueron muy similares al contenido de ácidos grasos en los ecotipos de Sinaloa.

8.8. Diversidad genética

El análisis SSR de accesiones de *J. curcas* mostró heterocigosidad esperada (H_e) entre los ecotipos de La Campana, Estación Dimas y El Quelite de 0.7524, 0.7092 y 0.7956. Por otro lado el análisis de FST con un nivel de significancia de $p < 0.05$ mostró que existen diversidad genética entre los ecotipos sobre todo el de Estación Dimas fue el más diferente con respecto a los otros. Esto pudiera deberse a que en este ecotipo se observó también la presencia de *Jatropha cinera* y por medio de factores ambientales como el viento y la precipitación permitieron que el polen de una especie viajara a la otra fecundándola, por tal motivo, es necesario conservar el germoplasma de dicha especie para que no se pierda la diversidad genética en la región Noroeste de México. Por otro lado se observaron también diferencias en la diversidad genética del Ecotipo de Estación Dimas y La Campana pero los valores encontrados fueron similares en La Campana y El Quelite.

Yaowalak *et al.* (2011), analizaron 9 accesiones de *J. curcas* de muestras procedentes de México con 10 marcadores SSR y observaron una He de 0.130 menor a las del presente estudio.

Navarro, 2013 analizó 27 accesiones de *J. curcas* de genotipos de Veracruz, Puebla y Morelos que fueron establecidos en cultivos en el Campo Experimental CIIDIR Sinaloa ubicado en el municipio de Guasave, empleando con los marcadores JCPS7, JCT17, JCPS20, JCSSR26 y JCMN292, observando dos genotipos heterocigotos en los marcadores JPS20 (197 y 217 pb) y JCT17 (195 y 211 pb). En el presente estudio se emplearon los mismos marcadores moleculares encontrando genotipos heterocigotos con todos los marcadores analizados, esta variabilidad genética se debe principalmente a que las muestras de *J. curcas* empleadas los ecotipos de Dimas, El Quelite y La Campana son de origen silvestres a diferencia de los realizados por Navarro (2013) que analizó plantas cultivadas. Por otro lado, Navarro reportó una heterocigosidad de 0.10 y 0.16 menor a las del presente estudio.

9. CONCLUSIONES

La caracterización morfológica de las semillas de jojoba varió en los tres ecotipos estudiados. Los parámetros fisicoquímicos de los lípidos de las semillas se encuentran dentro de los estándares de calidad requeridos y no se ven influenciados por las condiciones ambientales de los diferentes ecotipos. Sonoyta y Todos Santos presentaron mayor contenido de aceite. Por otra parte, se encontró mayor contenido de los ácidos grasos insaturados. La diversidad genética de jojoba mostró relación con el contenido de aceite, debido a que el ecotipo de Sonoyta presentó mayor contenido de aceite y mayor porcentaje de polimorfismo. Con respecto a los resultados obtenidos en *J. curcas*, la caracterización morfológica de las semillas mostró que no hay diferencias significativas en la longitud, grosor y peso en los tres ecotipos. La Campana presentó mayor contenido de aceite. Las diferentes condiciones ambientales de los ecotipos de Sinaloa influyeron en el contenido de aceite pero no en las propiedades fisicoquímicas del aceite. Por otro lado, el contenido de aceite y las propiedades fisicoquímicas son equivalentes a los reportados en el sur de México. El porcentaje de ácidos grasos insaturados fue mayor que los ácidos grasos saturados. El análisis SSR de accesiones de *J. curcas* reveló que existe diversidad genética en los diferentes ecotipos.

Actualmente, en México se ha impulsado el apoyo a investigaciones que permitan activar el campo laboral de las regiones áridas, semiáridas, serranas o con suelos pobres en nutrientes mediante el aprovechamiento racional de especies propias de la región. La jojoba y jatropha son especies endémicas de México y la presente investigación demuestra que dichas especies son una alternativa para mejorar la economía de las personas y por consiguiente la calidad de vida de las mismas, por un lado debido a que *J. curcas* por su alto contenido de ácidos grasos insaturados representa un alto potencial energético para la obtención de biodiesel y alimenticio para animales, similar a las propiedades de las especie encontradas en el Sur de México y por otro lado las características fisicoquímicas del aceite de jojoba reúnen las características fisicoquímicas

necesarias para su aplicación en la industria cosmética y como aditivos o lubricantes. El análisis molecular de *J. curcas* del Noroeste de México mostro diferencias en la diversidad genética de los ecotipos estudiados, así como en jojoba también se observó diferencias en la diversidad genética de los diferentes ecotipos esto represente un potencial sobre todo el de Sonoyta que resulta atractivo para emplearlo en programas de selección y mejoramiento genético.

10. LITERATURA CITADA

- Akbar, E., Z. Yaakob, S. Kartom, M. Ismail, J. Salimon. 2009. Characteristic and composition of *Jatropha curcas* oil seed from Malaysia and its potential as biodiesel feedstock. *Eur. J. Sci. Res.* 29:396-403.
- Alcaraz, L., S. M. Real, R. Mesa, D. Valdez, M. Rodríguez, A. Orduño. 2011. Diagnóstico de la jojoba (*Simmondsia chinensis*) (Link) C. K. Schneider, en México. Editorial Universidad Autónoma de Chapingo. Estado de México. Primera Edición. México, D. F. 21p.
- Alfonso, J. 2008. Physic nut (*Jatropha curcas*) cultivation in Honduras. Lima, Cortes, Honduras. 5-17.
- Al-Humaid, A., M. I. Motawei, M. Y. Abdalla, F. Mana. 2004. Detection of genetic variation and fusarium resistance in turfgrass genotypes using PCR-based markers (ISSR and SCAR). *Food Agric Environ* 2(34):225–229.
- Allawzi, M., Abu-Arabi, H. Al-zoubi, A. Tamimi. 1998. Physicochemical Characteristics and Thermal stability of Jordanian Jojoba Oil. *JAOCS.* 75: 57-61.
- Al-Soqeer, M., Motawei, Al-Dakhil, El-Mergawi, N. Al-Khalifah. 2012. Genetic variation and chemical traits of selected new jojoba (*Simmondsia chinensis* (Link) Schneider) genotypes. *J. Am. Oil Chem. Soc.* 89:1455-1461.
- Altamirano, A. 2011. Optimización y análisis de calidad de biodiesel elaborado con aceite de *Jatropha platyphylla* Müell. Tesis de maestría. CIAD, Culiacán, Sin. 62-80.

- Álvarez, B. 2013. Proyecto de Inversión de una Planta de Extracción y Empaque de Aceite de Aguacate para el Rancho Villa Reguero (Tesis Maestría administración de Empresas con especialidad en Proyectos de Inversión). Universidad de las Américas Puebla, Cholula, Puebla, México.
- Aminul, K., Z. Jakob, N. Anuar, P. Primandari. M. Osmand. 2012. Physicochemical properties of *Jatropha curcas* seed oil from different origins and candidate plus plants (CPPs). J. Am. Oil Chem. Soc. 89: 293-300.
- Andressen, B., H. Akcakaya, M. Araujo, D. Fordham, E. Martínez, M. Thuiller, B. Brook. 2009. Dynamics of range margins for metapopulations under climate change. Proc. Royal. Soc. London Serie.B. 276. 1415-1420.
- Araiza, N., L. Alcaraz-Meléndez, A. Escalante, T. Reynoso-Granados, P. Cruz-Hernández, M. Ortega-Nieblas. Propiedades fisicoquímicas del aceite de semillas de *Jatropha curcas* de poblaciones silvestres de México. Rev. FCA. UNCUYO. 47(1):127-137.
- Association of Official Agricultural Chemists (AOAC). 2001. Official methods of analysis of AOAC. 16th Edition. CD-ROM.
- ASTM D6751–11 a. Standar specification for biodiesel fuel blend stock (B100) for middle distillate fuels.
- Ayerza, R. 1992. La jojoba. Ecología, manejo y utilización. Orientación Gráfica Editora, Argentina. 92: 4-6.
- Azam, M., A. Waris, N. Nahor. 2005. Prospects and potential of fatty acid methyl esters of some non-traditional seed oils for use as biodiesel in India. Biomass and Bioenergy. 29: 293-302.

- Basha, S., G. Francis, H. Makkar. 2009. A comparative study of biochemical traits and molecular markers for assessment of genetic relationships between *Jatropha curcas* L, germoplasm from different countries. *Plant. Sci.* 176:812-823.
- Baydar, H., I. Turgut. 1999. Variations of fatty acid composition according to some morphological and physiological properties and ecological regions in oilseed plants. *Turk J. Agric.* 23:81-86.
- Becker, K., H. Makkar. 2008. *Jatropha curcas*. A potential source for tomorrow's oil and biodiesel. *Lipid Technol.* 20: 104-107.
- Beltiz, H. 2009. Química de los alimentos. Ciencia y tecnología de los alimentos. Editorial Acribia, S. A. España. 97p.
- Benaiges, A. 2008. Aceite de rosa mosqueta: composición y aplicaciones dermatocósméticas. *Offarm.* 27(6):94 - 97.
- Berchmans, J., S. Hirata. 2008. Biodiesel production from crude *Jatropha curcas* L. seed oil with a high content of free fatty acids. *Bioresour Technol.* 99: 1716-21.
- Bhardwaj, M., U. Sanjogta, J. Sunita, J. Pushpa, D. Ravinder, J. Rajunder. 2010. Comparative Assesment of ISSR and RAPD Marker Assays for Genética Diversity Analysis in jojoba (*Simmondsia chinensis* (Link) Schnider. *J. Plant. Biochem. Biot.* 19 (2), 255-258.
- Bhatia, V. K, C. Alka, G. Sivasankara, R. Bish, K. Meenu. 1990. Modification of jojoba oil for lubricant formulations. *JAOCS.* 67(1):1-7.
- Bidwell, R. 1979. Fisiología Vegetal. AGT Editor, S. A. 784 p.

- Bionas Sdn Bhd. 2015. Producción de biodiesel de *Jatropha curcas*.
<http://my111206872.en.forbuyers.com/about>
- Bish, R., N. Sivasanjara, V. Bhatia. 1993. Additive properties of jojoba oil for lubricating oil formulation. *Wear*. 161: 193-197.
- Bouaid, A., L. Bajo, M. Martínez, J. Aracil. 2007. Optimization of biodiesel production from jojoba oil. *Thranslchem*, part B, process safety and Enviromental Protection. 85(65):378-382.
- Canakci, M., V. J. Gerpen. 2001. Biodiesel production from oils and fats with high free fatty acids. *American Society of Agricultural Engineers*. 44(6): 1429–143.
- Castro, P. 2007. Opciones para la producción y uso del biodiésel en el Perú. *Soluciones Prácticas-ITDG*. 176 p.
- Cengel, Y., J. Cimbala, 2006. *Mecánica de fluidos. Fundamentos y aplicaciones*. México D.F: McGraw-Hill.
- Chahed,T., A. Bellila, W. Dhifi, I. Hamrouni, B. M'hamdi, M. Kchouk. B. Marzouk. 2008. Pistacho (*Pistacia vera*) seed oil composition: geographic situation and variety effects. *Grasas y aceites*. 59(1):51-56.
- CODESIN. 2013. Desarrollo sustentable de la cadena agroindustrial de *Jatropha curcas*, para el rescate de la zona serrana marginada del noroeste de México. <http://codesin.mx/news/desarrollo-sustentable-de-la-cadena-agroindustrial-de-jatropha-curcas-para-el-rescate-de-la-zona-serrana-marginada-del-noroeste-de-mexico-2/>
- CONABIO. 2012. Ficha técnica de *Jatropha curcas*.
http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies.pdf.

- CONAFOR. 2012. *Simmondsia chinensis* (Link) Schneid.
<http://www.conafor.gob.mx:8080/documentos/docs/13/1002Simmondsia%20chinensis.pdf>.
- CONAGUA. 2011. Disponibilidad media anual de agua subterránea-nogales
<http://www.conagua.gob.mx/OCNO07/Noticias/2650%20Nogales.pdf>
- COVENIN-30. 1997. Aceites vegetales comestibles. Norma general. 3ra revisión.
 1-2.
- Dajoz, R., M. Leyva. 2003. Tratado de Ecología. Segunda Edición. Editorial S. A. Mundi-Presa libros. 16p.
- Dorsa, R. 2004. Vegetable oils technology. Campinas, Brasil: Westfalia Separator to Brasil Ltda. 80 p.
- Drapcho, C. M., N. P. Nhuan, T. H. Walker. 2008. Biofuels engineering process technology. United States of America. McGraw-Hill. 385p.
- Doyle, J. J., J. L. Doyle. 1987. A rapid DNA isolation procedure for small quantities of fresh leaf tissue. *Phytochemical Bulletin* 19: 11-15.
- Fagundez J. 2008. Seed morphology of two distinct European species of *Erica* L (Ericaceae). *Act. bot. Malacitana*. 33:47-55.
- Fang, F., M. Roose. 1997. Identification of closely related citrus cultivars with inter-simple sequence repeats markers. *Theor. Appl. Genet.* 95: 408-417.
- FAO 2009. Almacenamiento de semillas de Jojoba (*Simmondsia chinensis*).
http://www.fao.org/inpho_archive/content/documents/vlibrary/AE620s/Pfrescos/JOJOBA.HTM
- Fundación produce, 2010. Memoria anual 2009-2010. Ejercicio operativo. 282p.

- Ferial, A., S. Omayma, Dalia E. 2004. Solvent extraction of jojoba oil from pre-pressed jojoba meal. *Grasas y Aceites*. 55 (2):129-134.
- Garay, R., E. Hidalgo, J. Alegría, O. Mendieta. 2012. Determinación de periodos fisiológicos en la maduración y calidad del aceite de piñón blanco (*J. curcas* L.). *Información Tecnológica*. 23(4): 53-64.
- Gayol, M., O. Labuckas, J. Aparicio, J. Orbeti, N. Grosso, C. 2009. Chemical quality evaluation of damaged jojoba seeds (*Simmondsia chinensis*). *J. Am Oil Chem. Soc.* 86:65-70.
- Ginwal, H., P. Rawati, R. Srivastava. 2004. Seed Source Variation in Growth Performance and Oil Yield of *Jatropha curcas* Linn. In Central India. *Silvae Genetica*. 53: 186-192.
- Gohil, R. H., D. R. Parmar, J. Pandya. 2010. Effect of environmental factors on seed yield in jojoba (*Simmondsia chinensis* Link). *Agricultural Science Digest*. 30: 46-49.
- Golape, K.D., R. S. Zunjarrao. 2011. Variations in biochemical content of *Jatropha curcas* seeds collected from agroclimatic zones of Maharashtra state of India. *The IUP J. of Life Sci.* 3:27-38.
- Gunstone, F. D., J. L. Hardwood, A. J. Dijkstra. 2007. *The lipids handbook*. Teylor and Groups. Tercera edition. 971p.
- INIFAP. 2011. Agroclima. Disponible en: <http://clima.inifap.gob.mx> (fecha de consulta: 10/2/2013).

- Instituto Colombiano de Normas Técnicas y certificación (ICONTEC). 2006. Biodiesel para uso en motores diesel. Especificaciones. Norma Técnica Colombiana NTC 5444. 14 p
- International Jojoba Export Council. 2008. Jojoba production worldwide. Worldwide jojoba cultivation by country. Viewed on Internet: www.ijec.net.
- Inurreta, D., E. García, J. Uresti, J. Martínez, H. Ortiz. 2013. Potencial para producir *Jatropha curcas* L. como materia prima para biodiesel en el estado de Veracruz. *Tropic. And Sub. Agr.* 16:325-339.
- Ismail, A. 1988. The ecological and agronomic role of seed polymorphism in *Simmondsia chinensis*. *Journal of Arid Environments*. 14:35–42.
- Kartika, A., S. Yuliani, S. Kailaku, L. Rigal. 2012. Moisture sorption behavior of jatropha seed (*Jatropha curcas*) as a source of vegetable oil for biodiesel production. *Biomass and Bioenergy*. 36: 226-233.
- Lewin, C., G. Wolgers, A. Herlitz. 2001. Sex differences favoring women in verbal but not in visuospatial episodic memory. *Neuropsychology*. 15:165–173.
- Liu, S., J. Córdes. 2004. DNA marker Technologies and their applications in aquaculture genetics. *Aquaculture*. 238: 1-37.
- López, M., 2008. Potencial de producción de semillas de *Jatropha curcas* en Sinaloa. Tesis para obtener el grado de: Maestro en ciencias. Universidad Autónoma de México.
- López. S., N. Barbaro. 1989. Evaluación de un cultivo de jojoba en condiciones de seco con fines de fertilización. *Ciencia del suelo*. 7:81-86.

- Machado, R. 2011. Caracterización morfológica y productiva de procedencias de *Jatropha curcas* L. Pastos y forrajes. 4:267-288.
- Ma F., M. A. Hanna. 1999. Biodiesel production: a review. Bioresource Technology. 70:1-15.
- Makkar, H. P., G. Francis, B. Becker. 2007. Bioactivity of phytochemicals in some lesser-known plants and their effects and potential applications in livestock and aquaculture production systems. Animal. 1(9):1371-1391.
- Martínez, H. 2007. El piñón mexicano: una alternativa bioenergética para México. Revista Digital Universitaria. 8:1067-6079.
- Martin, G. 1982. Reflexions sur les cultures óleagineuses energetiques. Le jojoba (*Simmondsia chinensis*): un libriflant d'avenir. Oleagineuz. (38); 6.
- Martini, M. 2005. Introducción a la dermatofarmacia y a la cosmetología. Ed. Acribia S.A., Zaragoza España. 300 p.
- Masayuki, T. 1976. "Result on safety on jojoba oil to be used for cosmetics", Proceedings of the second Mt. conference on jojoba" its uses. Ensenada. México. 49pp.
- Masayuki, T., K. Takeshi. 1980. Jojoba wax in cosmetic creams and lotions. Cosmetics Toiletries. 95:39p.
- Mitteibach, M., T. Remschmidt. 2004. Biodiesel: the comprehensive handbook. Boersedruck Ges. M.B.H. Vienna. Pp. 27-35.
- Moreno, J., J. Bueno, J. Navas, F. Camacho. 1990. Tratamiento de las úlceras cutáneas con aceite de rosa mosqueta. Med. Cut. 63 – 66 pp.
- Mott, R. 1998. Mecánica de fluido de suelos. Ed. Pearson Education. Cuarta edición. Ed. 336p.

- Mujica, V., M. Delgado, M. Ramírez, I. Velázquez, C. Pérez, M. Rodríguez-Corella. 2010. Formulación de un producto cosmético con propiedades antiarrugas a partir del aceite de merey. Rev. FCA. Ing. U.C.V.25(2):119-131.
- Naqvi, H., M. Matsumara, P. Irwin. 1990. Variability in seed characteristics of unselected and selected jojoba populations. Hort. Sci. 25(3):364.
- Navarro M. A. 2013. Caracterización genética, cruzamiento y conservación de polen de ecotipos de *Jatropha curcas* adaptados en la región. Tesis de maestría. CIIDIR, Sinaloa.
- NREL, National Renewable Energy Laboratory. 2009. Biodiesel handling and use guide. Fourth edition. 54 p.
- Ofori, B., L. Keat, L. Jitkang. 2012. Comparative energy analyses of *Jatropha curcas* oil extraction method: solvent and mechanical extraction processes. Energy Conversion and Management. 55:164-171.
- Oyuela, S. D., E. Hernández, E. Samayoa, C. Bueso. O.Ponce. 2012. Guía técnica-ambiental para el cultivo de *Jatropha curcas* (piñón). Secretaría de Recursos Naturales y Ambiente (SEMARNAT). Primera Edición. 92 p.
- Pabon, G. 2008. Estudio de las características botánicas y etnobotánicas de jatropha (*Jatropha curcas*). Cultivos energéticos alternativos. Universidad Católica del Ecuador. 8-11.
- Pinzi, S. 2009. The ideal vegetable oil-based biodiesel composition: a review of social, economical and technical implications. Energy fuel. 23: 2325-2341.
- Pramanik, K. 2003. Properties and use of *Jatropha curcas* oil and diesel fuel blends in compression ignition engine. Renewable Energy. 33:1982-8.

- Prasad, L., L. Pradhan, M. Das, S. N. Naik. 2012. Experimental assessment of toxic phorbol ester in oil biodiesel and seed cake of *Jatropha curcas* and use of biodiesel in diesel engine. *Applied Energy*. 93: 245-250.
- Purabi, M., V. Babu, L. Vaibhav S. Lingaraj. 2012. Physico-chemical characteristics of *Jatropha curcas* L. of North East India for exploration of biodiesel. *Biomass and Bioenergy* 46: 546-554.
- Quimbayo, M. 2010. El uso actual del cultivo de *Jatropha curcas* L., en sistemas agroforestales y silvopastoriles y su potencial para contribuir al desarrollo social y económico de un cultivo en expansión Mundial. CORPOICA. 8-13.
- Raeven, P., R. Evert, S. Eichorn. 1992. *Biología de plantas*. Barcelona: Reverte, S. A. 371p.
- Ranade, S. A., A. P. Srivastava, T. A. Rana. 2008. Assay assessment of diversity in *Jatropha curcas* L., plant using two single-primer amplification reaction (SPAR) methods. *Biomass and Bioenergy*.10-16.
- Rao, K., P. Chakrabarti, B. Rao, R. Prasad. 2009. Phospholipid composition of *Jatropha curcas* seed lipids. *J. Am. Oil Chem. Soc.* 86:197-200.
- Rathebauer, J., A. Sonnleitner, R. Pirot, R. Zeller, D. Bacousky. 2012. Characterisation of *Jatropha curcas* seeds and oil from Mali. 47: 201-210.
- Salisbury, F., C. Ross. 2000. *Fisiología de plantas 2*. Editorial Thomsom learning. 523 p.
- Sanchez, I., K. Huertas. 2012. Obtención y caracterización de biodiesel a partir de aceite de semillas de *Ricinus communis* (Higuerilla) modificadas

- genéticamente y cultivadas en el eje cafetalero. Tesis de licenciatura. Universidad Tecnológica de Pereira. 152 p.
- Sánchez, M. N. 1998. Diseño de sistemas zeolíticos como catalizadores de síntesis de productos de química fina. Universidad Complutense de Madrid. Facultad de Ciencias Químicas.
- Saraf, S., B. Thomas. 2007. Influence of feedstock and process chemistry on biodiesel quality. En: Process Safety and Environmental Protection. 85 (5):360-364.
- Savita, K, H. Goyal, A. Bhatnagar, A. Gupta. 2009. Effect of ageing on quality of jojoba oil from Indian Locations. Ind. Crop. and Prod. 29:102-107.
- Shailesh, N, B. Sharma, B. Morser. 2010. Preparation of biofuel using acetylation of jojoba fatty alcohols and assessment as a blend component in ultralow sulfur diesel fuel. Energy Fuels. 24:3189-3194.
- Sharla, N., S. Bobba, E. A. Siddiq. 2008. ISSR and SSR markers based on AG and GA repeats delineate geographically diverse *Oryza nivara* accessions and reveal rare alleles. Curr. Sci. 84:683–690.
- SIAP- SAGARPA. 2008. Reportes estadísticos agrícolas. <http://www.siap.gob.mx/>
- Sigma Stat 3.5. 2007. Systat Software, Inc. 501 Canal Blvd, Suite C Point Richmond, C. A. 94804–2028. USA.
- Singh, U., N. Ahmed. 1969. Influence of rainfall on yield of sugarcane at Shahjahanpur. PNAS. 39:275-280.

- Tallman, K.A., B. Rosch. N. A. Porter. 2004. Factors influencing the autoxidation of fatty acids: effect of olefin geometry of the no conjugated diene. J. Amer. Chem. Soc. 126:9240–9247.
- Tippayawong, N., T.Wongsiriamnuay, W. Jompakdee. 2002. Performance and emissions of a small agricultural diesel engine fueled with 100% vegetable oil: effects of fuel type and elevated inlet temperature. AJEE. 3: 139-58.
- Tobares, L., M. Frati, C. Guzman, D. Maestri. 2004. Agronomical and chemical traits as descriptors for discrimination and selection of jojoba (*Simmondsia chinensis*) clones. Ind. Crops. Prod. 19, 107-111.
- Vaknin, 2011. Predicting *Jatropha curcas* seed-oil content, oil composition and protein content using near-infrared spectroscopy-A quick and non-destructive method. Ind. Crops and Products. 34:1029-1034.
- Vogel, J., P. Scolnik.1979. Direct amplification from microsatellites: detection of simple sequence repeat-based polymorphisms without cloning. In: DNA markers: protocols, application, and overview's. Ed by Caetano-Anollés G., Gresshoff P. M. Ney York. 364p.
- Wardana, I. 2010. Combustion characteristics of *Jatropha* oil droplet at various oil temperatures. Fuel. 89: 659-64.

Yaowalak, Na., W. Arunee, P. Thitaporn, K. Nomgluck, K. Rungsarid, R. Tanee, P. Chalernpol. 2011. Genetic diversity of physic nut (*Jatropha curcas* L.) Teleaved by SSR Markers. J. Crop. Sci. Biotech. 14 (2): 105-110.