

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA**

**ANTONIO NARRO**

**DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL**

**Departamento de Ciencia y Tecnología de Alimentos**



**Estudio de la actividad antifúngica *in vitro* de los extractos  
acuosos de *Rhus virens* y *Rhus muelleri* contra *Fusarium  
oxysporum f. sp. Lycopersici* y  
Evaluación química de las plantas**

**Por:**

**ADELA LUNA RIOS**

**TESIS**

**Presentada como requisito parcial para obtener el título de:**

**Ingeniero en Ciencia y Tecnología de Alimentos**

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México**

**Mayo 2015**

El presente trabajo titulado “**Estudio de la actividad anti fúngica *in vitro* de los extractos acuosos de *Rhusvirensy Rhusmuelleri* contra *fusarium oxysporumf. sp. Lycopersici* y Evaluación química de las plantas**”

Se llevó a cabo en el laboratorio de Fitoquímica del Departamento de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, bajo el asesoramiento de la Doctora Diana Jasso Cantú.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISION DE CIENCIA ANIMAL

**Estudio de la actividad antifúngica *in vitro* de los extractos acuosos de  
*Rhusvirensy R. muelleri* contra *Fusarium oxysporumf. sp. Lycopersici* y  
Evaluación química de las plantas**

Por:

**ADELA LUNA RIOS**

Que se somete a consideración del H. Jurado examinador como requisito parcial  
para obtener el título de:

Ingeniero en Ciencia y Tecnología de Alimentos

Aprobada por el comité de tesis:

**Presidente del jurado**

**Dra. Ana Verónica Charles Rodríguez**

**Vocal**

**Dra. Diana Jasso Cartú**

**Vocal**

**Dr. Raúl Rodríguez García**

**Vocal**

**M.C. Fidel M. Peña Ramos**

**Dr. José Dueñez Alanís**

**Coordinador de la División de Ciencia Animal**



Buenavista, Saltillo, Coahuila, México, Mayo 2015.

## AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, le doy las gracias a Dios por haberme permitido dar este gran paso, por guiarme con sabiduría y paciencia, dándome grandes lecciones de vida las cuáles me han hecho crecer, madurar y ser mejor persona.

Un eterno agradecimiento a la **UAAAN** mi muy queridísima “**Alma Terra Mater**” por cobijarme en sus aulas, llenándome de los más valiosos conocimientos; ella siempre mi segundo hogar.

No tengo palabras para expresar la gratitud que siento por mi asesora de tesis la **Dra. Diana Jasso Cantú**, por su generosidad al recibirme en su laboratorio, por apoyarme, guiarme, aconsejarme y sobre todo por esa paciencia que tuvo a tan difícil alumna. Mil gracias, es una extraordinaria persona.

Le agradezco también al **Dr. Raúl Rodríguez** por su valiosa colaboración y su disponibilidad en la realización de este proyecto.

Al **M.C Fidel M. Peña Ramos** por su aportación en los diferentes análisis estadísticos y su disponibilidad, mucho de este trabajo no hubiera sido posible sin su ayuda.

Gracias también por su desinteresada ayuda a **T.A. María Guadalupe Moreno Esquivel**, por su gran colaboración en la determinación de los diferentes análisis de laboratorio, por esa disposición de trabajo, incluso los fines de semana, sin su gran apoyo este trabajo no hubiera sido posible.

De igual modo gracias a la **T. A. Olga Leticia Solís Hernández**, a la **T.A. Leticia Rodríguez González**, a la **T.A. Edith E. Chaires Colunga**, por el apoyo en los diferentes análisis de laboratorio.

También agradezco al **C. Juan José Valenzuela Cabrera** por todo el apoyo para la preparación de las muestras de las plantas.

Gracias al **Dr. Mario Alberto cruz Hernández, M.C. María del Carmen Julia García, Dra. Ana Verónica Charles Rodríguez, Dr. Heliodoro de la Garza, MC. Xóchil Ruelas Chacón, Dra. Dolores Gabriela** por aquellos conocimientos transmitidos a lo largo de estos años; gracias también a aquellos profesores que no mencioné ya que para ellos siempre pasé desapercibida, sin embargo algo de ellos aprendí.

Un eterno agradecimiento a mi madre **Vene Luna** mi mujer maravilla, la que ha sabido ser madre y padre al mismo tiempo. Es ella, la razón de mis alegrías, el motor de mis días, la que ahuyenta mis miedos; porque solo a su lado soy una valiente guerrera. Gracias a los consejos, los conocimientos, la fortaleza y su amor incondicional hoy estoy donde quiero estar. No me alcanza la vida para agradecer todo lo que haces por mí. Te amo demasiadomami.

Gracias al magnífico hermano **Chay Luna** que siempre ha estado conmigo, en las buenas y malas, por esas experiencias compartidas que nos unen cada día más. Sabes que siempre voy a estar ahí para ti hermanito. Te amo y siempre seré tu escudo protector.

A mi queridísima **Mamádelá**, mi abuelita encantadora y mi segunda madre, gracias por consentirme y por la confianza que deposita en cada uno de mis proyectos.

Gracias también por esas sonrisas que me regalan mis amores y que son fuente de mi inspiración; **Fer, Xime, Jo, Adán, Amy, Getze, Ana y Betzy**.

A mis primos y primas que nunca me han dejado sola y siempre me dan ánimos para continuar con mis sueños, en especial a: **Ceci, Ruth, Yuli y Ney.**

A mi **tíos y tías**, porque siempre han estado para mí, con esas cálidas palabras, con ese cariño incomparable, que me da fortaleza en cada uno de mis pasos. Son la mejor familia. La que siempre quise tener. Los amo.

A mis amigos; mi segunda familia, la que yo elegí tener. A mamá **Lulú**, por esos regañones, esos consejos que me han hecho firme ante muchas situaciones, a **Valeuna** ejemplar amiga que endereza mis riendas cuando estoy al borde del precipicio, a **Fredy** mi niño ingenuo, que ablanda mi mente cuando los conocimientos están apunto de esfumarse, a **Marce** por regalarme las mas grandiosas sonrisas cuando el estrés me domina, a **Dany** mi musa preferida, la que me inspira y hace que no deje de soñar, a **Oscar** que siempre confía en mí, en que puedo llegar mas lejos de lo que creo y siempre me anima a seguir adelante, a **Tony, Vivi, Anyeline, Yhamyleth, Ale, Naza, Juan** Nunca los voy a olvidar, porque se han robado gran parte de mi corazón. Los amo a todos.

A todos aquellos que han compartido un instante de mi vida y que han dejado huella por mínima que sea. Gracias.

Gracias a mis **compañeros** que caminaron conmigo durante cuatro años, por esas vivencias, porque la mejor generación fue la nuestra. **ICTA 2010-2014.**

Y también agradezco aquellos que nunca creyeron en mí, porque de algún modo me inspiraron a seguir adelante.

Siempre suya **Adde Luna**

## DEDICATORIA

*A Vene Luna y Adela Ríos  
Todo lo que hago, lo hago por ustedes.  
Las amo mamás.*

*A Chay y Fer Luna  
Mis grandes amores.  
Por hacer de mis días los mejores.*

## INDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS.....	IV
INDICE DE CONTENIDO.....	VIII
INDICE DE CUADROS.....	X
INDICE DE FIGURAS.....	XII
RESUMEN.....	1
INTRODUCCIÓN.....	2
OBJETIVO GENERAL.....	4
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	4
HIPÓTESIS.....	4
I. REVISION DE LITERATURA.....	6
1.1 Clasificación botánica y morfología de la familia <i>Anacardiaceae</i> .....	6
1.2 <i>Rhus</i> s. Str. (sumac).....	7
1.3. <i>Rhus virens</i> .....	13
1.4. <i>Rhus muelleri</i> .....	16
1.5. <i>Rhus coriaria</i> Linn.....	16
1.6. Extractos vegetales.....	19
1.7. Actividad antifúngica de extractos de plantas.....	22
1.8 <i>Fusarium oxysporum</i> .....	24
II. MATERIALES Y MÉTODOS.....	26
2.1. Colecta de plantas.....	26
2.2. Identificación de la planta.....	26
2.3. Preparación de los extractos.....	26
2.4. Análisis químico de las hojas de <i>R. virens</i> y <i>R. muelleri</i> .....	27
2.5 Evaluación <i>in vitro</i> .....	27
2.5.1. Preparación del medio de cultivo agar.....	27
2.5.2. Dosificación del extracto para cada tratamiento.....	27
2.5.3. Sembrado fúngico.....	27
2.5.4. Medición del diámetro del fitopatógeno.....	28
2.6. Análisis químico.....	28
2.6.1. Contenido de Humedad (%).....	28
2.6.2. Contenido de Proteína (%).....	29

2.6.3. Contenido de Extracto etéreo (%) .....	30
2.6.4. Contenido de Fibra (%) .....	31
2.6.5. Contenido de Ceniza (%) .....	32
III. RESULTADOS Y DISCUSION .....	34
3.1. Efecto de las concentraciones del extracto de <i>R. virens</i> en <i>F. oxysporum</i> .....	34
3.2. Efecto de las concentraciones del extracto de <i>R. muelleri</i> en <i>F. oxysporum</i> .....	35
3.3. Análisis global de inhibición micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de <i>Fusarium oxysporum</i> con los extractos acuosos de <i>R. virens</i> y <i>R. muelleri</i> .....	41
3.4 Análisis químico de hojas y tallos de <i>R. virens</i> .....	43
3.4.1 Hojas.....	43
3.4. 2 Tallos.....	45
3.4.3. Correlación de las variables de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza en hojas y tallos. ....	46
IV. CONCLUSIONES.....	48
V. BIBLIOGRAFÍA .....	49

## INDICE DE CUADROS

Cuadro 1 Especie, subgéneros, secciones y subsecciones.....	8
Cuadro 2 Clasificación científica de <i>Rhus</i> .....	8
Cuadro 3 Resumen de la distribución geográfica de miembros representativos del género sumac ( <i>Rhus</i> spp.) (USDA, 2007).....	9
Cuadro 4 Actividades biológicas de los compuestos y las fracciones extraídas del Sumac ( <i>Rhus</i> ) .....	11
Cuadro 5 Características físicas de la planta de <i>Rhus virens</i> .....	14
Cuadro 6 Clasificación científica <i>R. muelleri</i> .....	16
Cuadro 7 Tipos de esporas producidas por <i>Fusarium oxysporum</i> (Nelson, 1981)25	
Cuadro 8 Cuadrados medios del análisis de varianza del porcentaje de inhibición (%) de <i>F. oxysporum</i> con los extractos acuosos de <i>R. virens</i> en diferentes concentraciones (ppm), evaluado en seis tiempos (h). .....	34
Cuadro 9 Promedios de crecimiento micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de <i>Fusarium oxysporum</i> evaluado en seis tiempos de incubación (horas) con el extracto de <i>R. virens</i> .....	36
Cuadro 10 Cuadrados medios del análisis de varianza del porcentaje de inhibición (%) de <i>F. oxysporum</i> con los extractos acuosos de <i>R. muelleri</i> en diferentes concentraciones (ppm), evaluado en seis tiempos (h). .....	38
Cuadro 11 Promedios de crecimiento micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de <i>Fusarium oxysporum</i> evaluado en seis tiempos de incubación (horas) con el extracto de <i>R. muelleri</i> . .....	39
Cuadro 12 Análisis de varianza de crecimiento micelial (mm) evaluada en diferente tiempo (horas), en dos extractos acuosos de <i>R. virens</i> y <i>R. muelleri</i> , con diferentes concentraciones (ppm). .....	41
Cuadro 13 Valores promedio de crecimiento micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de <i>Fusarium oxysporum</i> con los extractos de <i>R. virens</i> y <i>R. muelleri</i> con catorce concentraciones (ppm) y evaluados en seis tiempos de incubación (horas).....	42

Cuadro 14 Análisis de varianza de rendimiento (g) y contenido (%) de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza, evaluados en hojas y tallos de <i>R. virens</i> y <i>R. muelleri</i> .....	43
Cuadro 15 Valores promedio de contenido (%) de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza, evaluados en hojas de <i>R. virens</i> y <i>R. muelleri</i> .....	44
Cuadro 16 Contenidos (%) de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza en tallos de <i>R. virens</i> y <i>R. muelleri</i> .....	45
Cuadro 17 . Correlaciones en hojas y tallos en gramos y porciento de <i>R. virens</i> y <i>R. muelleri</i> .....	46

## INDICE DE FIGURAS

Figura 1 Árbol del sumac con frutos verdes .....	7
Figura 2 <i>Rhus virens</i> var. <i>Australis</i> . -a: Rama con frutos –b: Flor masculina –c: Flor femenina.....	15
Figura 3 <i>Rhus virens</i> (flores, frutos, corteza).....	15
Figura 4 <i>Rhus muelleri</i> (Hojas secas) .....	16
Figura 5 <i>Rhus coriaria</i> frutos y especia, disponible en .....	19
Figura 6 Crecimiento micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de <i>Fusarium oxysporum</i> evaluados a 48 h (A), 72 h (B), 96 h (C), 120 h (D), 144 h (E), 168 h (F) con el extracto acuoso de <i>R. virens</i> . .....	37
Figura 7 Crecimiento micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de <i>Fusarium oxysporum</i> evaluados a 48 h (A), 72 h (B), 96 h (C), 120 h (D), 144 h (E), 168 h (F) con el extracto acuoso de <i>R. muelleri</i> . .....	40
Figura 8 Contenidos (%) de humedad (H), proteína (P), extracto etéreo (E.E), fibra (F) y ceniza (C) en hojas de <i>R. virens</i> (Rv) y <i>R. muelleri</i> (Rm).....	44
Figura 9 Contenidos (%) de humedad (H), proteína (P), extracto etéreo (E.E), fibra (F) y ceniza (C) en tallos de <i>R. virens</i> (Rv) y <i>R. muelleri</i> (Rm).....	46

Correo Electrónico; Adela Luna Ríos, [adde.luna91@gmail.com](mailto:adde.luna91@gmail.com)

## RESUMEN

*Fusarium oxysporum* f. sp. *Lycopersici* es el hongo que ocasiona la enfermedad conocida como marchitez vascular del tomate y es una de las enfermedades más destructivas de este cultivo, que ocasiona grandes pérdidas económicas. Se realizan investigaciones en la búsqueda de alternativas naturales de control de esta enfermedad. Los extractos naturales de las plantas representan una alternativa para el control de esta problemática ya que los productos que se obtienen son biodegradables y no contaminan el ambiente. Las investigaciones realizadas con extractos de *Rhus* mostraron aplicaciones como: antifibrogénico, antifúngico, antiinflamatorio, antimaláricos, antibióticos, antimutagénicos, antioxidante, antitrombina, antitumoral, antiviral, citotóxico, hipoglucemiante y leucopenia. En el noreste de México crecen de forma silvestre las especies endémicas de *Rhus virens* y *R. muelleri*, las cuales no han sido estudiadas por su composición Fitoquímica y actividad biológica, por lo anterior en la presente investigación el objetivo principal fue evaluar la actividad antifúngica *in vitro* de los extractos acuosos de *Rhus virens* y *R. muelleri* contra *Fusarium oxysporum* f. sp. *Lycopersici*, hongo que ocasiona la marchitez vascular del tomate y evaluar químicamente las plantas. Los resultados del presente estudio mostraron que los extractos acuosos de *R. virens* y *R. muelleri* presentan actividad antifúngica contra *Fusarium oxysporum*. La mejor inhibición del extracto acuoso de *R. virens* en *F. oxysporum* fue de 47.5 % a una concentración de 2500 ppm, en el tiempo de incubación de 168 h. La mayor inhibición del extracto acuoso de *R. muelleri* en *F. oxysporum* fue de 75.6 % a una concentración de 4500 ppm, en el tiempo de incubación de 168 h.

Este es el primer reporte científico de inhibición del crecimiento micelial de *F. oxysporum* por los extractos acuosos de *R. virens* y *R. muelleri*, así como sobre el análisis químico de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza de ambas especies, las cuáles son plantas endémicas de Coahuila.

**Palabras clave:** *Rhus virens*; *Rhus muelleri*; *F. oxysporum*; extractos acuosos; actividad antifúngica; análisis químico.

## INTRODUCCIÓN

La gran variedad de plantas existentes en el mundo han desempeñado un papel fundamental en la vida del hombre, desde sus inicios hasta la actualidad, con el fin de suplir sus necesidades básicas como lo es la alimentación, medicina, vivienda y vestido, así como algunos actos rituales.

Las plantas y en general los vegetales continúan siendo una importante fuente de compuestos activos y de compuestos empleados en medicina. Son potencialmente interesantes para la industria fitoquímica, debido a nuevos compuestos presentes e incluso modificaciones de compuestos.

La actividad antifúngica de extractos de plantas es usada en medicina popular contra diversos hongos, los cuales causan infecciones frecuentes en humanos. En respuesta a la necesidad de conseguir alternativas eficaces para el control de las infecciones fúngicas, se ha recurrido a la fitoquímica y fitofarmacología, logrando encontrar nuevas moléculas. Así, se acepta que a pesar del avance alcanzado por la síntesis química, las plantas son una valiosa fuente de sustancias activas con propiedades antifúngicas. Ellas producen diversos metabolitos secundarios, muchos de los cuales presentan actividad antifúngica. Entre los compuestos más conocidos se encuentra: flavonoides, fenoles, glicósidos de fenoles, saponinas, etc.

Debido a los efectos adversos de las drogas antifúngicas sintetizadas químicamente que se utilizan actualmente y que son poco efectivas e inducen frecuentemente resistencia, numerosos investigadores han encaminado sus trabajos hacia la búsqueda y aplicación de nuevos compuestos biológicamente activos que exhiban efectos secundarios mínimos, como parte de la tecnología verde a nivel mundial.

Frente a la velocidad con que los hongos logran desarrollar la resistencia a los fármacos tradicionales, la producción de nuevas moléculas es lenta y ha disminuido, notoriamente, en los últimos años, por lo que acontecen casos contra los que no existe tratamiento eficaz.

*Fusarium oxysporum* es un hongo que se presenta principalmente como saprófito en el suelo, o también como patógeno especializado, denominado de forma especial (f. sp.), según la planta hospedante. Es un hongo cosmopolita que existe en muchas formas patogénicas, parasitando más de 100 especies de plantas Gimnoespermas y Angiospermas. La marchitez vascular causada por *Fusarium oxysporum* f.sp.*lycopersici* es una de las más destructivas enfermedades del tomate. La enfermedad está ampliamente distribuida en el mundo y causa pérdidas significativas en el rendimiento de este cultivo.

Los estudios en condiciones *in vitro* e *in vivo* han determinado que el uso de fungicidas biológicos puede ser efectivo para algunas formas especiales de *F. oxysporum*.

Existe un interés significativo en la obtención de extractos de las plantas con actividad biológica, utilizando tecnologías verdes, como es el interés en el género *Rhus*, conocido comúnmente como Sumac, que contiene más de 250 especies individuales de floración pertenecientes a la familia Anacardiaceae. Estas plantas se originan en regiones templadas y tropicales de todo el mundo, y con frecuencia crecen en áreas de capacidad agrícola marginal.

Las investigaciones con extractos de sumac realizados hasta la fecha, indican un prometedor uso potencial para este género, como fuente de bioproductos renovables y productos con actividad biológica. Debido a esto existe el interés de evaluar la actividad antifúngica de extractos obtenidos de especies del género *Rhus* para controlar el ataque del hongo *Fusarium oxysporum* f.sp. *Lycopersici*.

## OBJETIVO GENERAL

Evaluar la actividad antifúngica *in vitro* de los extractos acuosos de *Rhus virens* y *R. muelleri* contra *Fusarium oxysporum* f. sp. *Lycopersici*, hongo que ocasiona la marchitez vascular del tomate y evaluar químicamente las plantas.

## OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a) Evaluar *in vitro* la inhibición del crecimiento micelial de *F. oxysporum* con 14 concentraciones de extractos acuosos de *R. virens* y *R. muelleri* en seis tiempos de incubación del patógeno.
- b) Efectuar el análisis químico de las hojas y tallos de *R. virens* y *R. muelleri*.

## HIPÓTESIS

*Rhus virens* y *Rhus muelleri* contienen compuestos naturales que tienen la capacidad de inhibir al hongo *F. oxysporum*.

## JUSTIFICACIÓN

El tomate es un cultivo de gran importancia en México, el país produce el 3 % de la producción mundial y es el segundo exportador global de esta especie hortícola, después de Holanda.

*Fusarium oxysporum* f. sp. *Lycopersici* es el hongo que ocasiona la enfermedad conocida como marchitez vascular del tomate y es una de las enfermedades más destructivas de este cultivo, que ocasiona grandes pérdidas económicas en sistemas de producción en campo e invernadero.

Los fungicidas sintéticos son usados para el control de la marchitez vascular del tomate. Estos productos no son fácilmente biodegradables y tienden a persistir por años en el medio ambiente, los patógenos han desarrollado resistencia a los fungicidas, por lo cual se ha desarrollado estudios tendientes a encontrar productos de control de *F. oxysporum*.

Por lo anterior y continuando con la línea de investigación que se ha generado y desarrollado en el laboratorio de Fitoquímica de la UAAAN, se ha planteado la presente investigación, con la finalidad de aportar información sobre nuevos compuestos naturales de especies de plantas que crecen en el Noreste de México hasta la fecha no investigadas con este fin para el control de este patógeno.

Por lo anterior se plantea el siguiente objetivo “Evaluar la actividad antifúngica *in vitro* de los extractos acuosos de *Rhus virens* y *R. muelleri* contra *Fusarium oxysporum* f. sp. *Lycopersici*, hongo que ocasiona la marchitez vascular del tomate y evaluar químicamente las plantas”.

## I. REVISION DE LITERATURA

La evolución que ha tenido la química verde a través de los años ha llevado a generar grandes inquietudes en el ámbito educativo, industrial así como en la investigación; todos con el fin de prevenir y reducir la contaminación mediante la concientización en el diseño de productos y procesos químicos. De este modo emanan los doce principios que abarcan conceptos como: el diseño de procesos que maximicen los rendimientos de la materia prima hacia los productos deseados; el uso de sustancias ambientalmente seguras, incluyendo solventes, cuando ello sea posible; el diseño de procesos energéticamente eficientes; la mejor forma de disposición de desechos, entre otras (Anastas and Warner, 1998).

### 1.1 Clasificación botánica y morfología de la familia *Anacardiaceae*

Es una familia moderadamente grande que incluye unas 600 especies que consta de 74 géneros en los que predomina el arbóreo, seguido del arbustivo, las lianas y muy pocos representantes herbáceos, se encuentran principalmente en zonas tropicales de todo el mundo. Aunque también hay algunos representantes en zonas templadas, entre ellas se encuentra el género *Rhus* conocido habitualmente como Sumac (Figura 1) y otros géneros como el *Toxicodendron* y el *Cotinus*.

El entorno donde se pueden hallar es mixto, y comprende desde las comunidades de las selvas altas perennifolias y las selvas bajas caducifolias hasta los ambientes perturbados, donde funcionan como colonizadoras tempranas, o las zonas costeras tipo manglar así como en zonas xerófilas (Martínez y Cevallos, 2005).



Figura 1 Árbol del sumac con frutos verdes

## 1.2 *Rhus* s. Str. (sumac)

Contiene más de 250 especies individuales de la floración las cuales se encuentran en regiones templadas y tropicales de todo el mundo (Sierra, 2007), y comprende aproximadamente de 35 especies que se dividen en dos subgéneros: *Rhus* subgen *Rhus* y *Rhus* subgen *Lobadium*. (Young, 1975; Young, 1978; Miller et al., 2001). Ambos subgéneros fueron reconocidos por primera vez por (Barkley 1973) y posteriormente por (Young, 1978). El subgénero *Rhus* se caracteriza por sus hojas deciduas, imparipinnado compuestas; las flores aparecen después de las hojas y están arregladas en tirsos terminales; cada flor sostenida por una bráctea también decidua y linear-lanceolada. Incluye cerca de 10 especies, cuatro en el este de Asia, cuatro en América del Norte, uno en Europa y otro en Hawái (Barkley, 1973; Young, 1975).

El subgénero *Lobadium* tiene hojas perennes o deciduas, simples, trifoliadas o imparipinnado compuestas; las flores aparecen con o antes de las hojas, regularmente son sésiles y se arreglan en espigas compuestas con una bráctea persistente, deltoide u ovada y dos bractéolas que sostienen a cada flor. Este subgénero consta de aproximadamente 25 especies agrupadas en tres secciones, *Lobadium*, *Styphonia* y *Terebinthifolia*, la sección de *Styphonia* a su vez se divide en sub secciones nombradas *Styphonia*, *Composita* e *Intermedia*, distribuidas

principalmente en el suroeste de los Estados Unidos, México y en el Norte de América Central (Young, 1978). El género *Rhus virens* pertenece al subgénero *Lobadium* a la sección *Cosmoposita* y el género *R. muelleri* pertenece también al subgénero *Lobadium* pero a la sección *Styphonia* como se muestra en el Cuadro 1 (Barkley, 1973; Young, 1978).

Cuadro 1 Especie, subgéneros, secciones y subsecciones

<i>Rhus</i>	<i>Lobadium</i>				
	<i>Lobadium</i>	<i>Terebinthifolia</i>	<i>Styphonia</i>		
<i>R. copallina</i>	<i>R. allophylloides</i>	<i>R. barclayi</i>	<i>Styphonia</i>	<i>Cosmoposita</i>	<i>Intermedia</i>
<i>R. coriaria</i>	<i>R. aromatica</i>	<i>R. costaricensis</i>	<i>R. integrifolia</i>	<i>R. andrieuxii</i>	<i>R. chondroloma</i>
<i>R. glabra</i>	<i>R. microphylla</i>	<i>R. hartmani</i>	<i>R. kearneyi</i>	<i>R. choriophylla</i>	
<i>R. lanceolata</i>	<i>R. schmidelioides</i>	<i>R. jaliscana</i>	<i>R. muelleri</i>	<i>R. lentii</i>	
<i>R. michauxii</i>	<i>R. trilobata</i>	<i>R. palmeri</i>	<i>R. ovata</i>	<i>R. nelsonii</i>	
<i>R. sandwicensis</i>		<i>R. rubifolia</i>	<i>R. standleyi</i>	<i>R. oaxacana</i>	
<i>R. typhina</i>		<i>R. terebinthifolia</i>		<i>R. pachyrrhachis</i>	
				<i>R. schiedeana</i>	
				<i>R. virens</i>	

Cuadro 2 Clasificación científica de *Rhus*

**Reino:** Plantae

**Familia:** Anacardiaceae

**División:** Magnoliophyta

**Género:** *Rhus*

**Clase:** Magnoliopsida

**Especies:** 250

**Orden:** Sapindales

**Subespecies:** *Lobadium*, *Rhus*

Cuadro 3 Resumen de la distribución geográfica de miembros representativos del género sumac (*Rhus* spp.) (USDA, 2007).

---

**Africa**

<i>Rhus acocksii</i>	<i>Rhus horrida</i>	<i>Rhus cuartiniana</i>
<i>Rhus albomarginata</i>	<i>Rhus incise</i>	<i>Rhus refracta</i>
<i>Rhus angustifolia</i>	<i>Rhus kirkii</i>	<i>Rhus rehmanniana</i>
<i>Rhus batophylla</i>	<i>Rhus keetii</i>	<i>Rhus rigida</i>
<i>Rhus baurii</i>	<i>Rhus krebsiana</i>	<i>Rhus rimosa</i>
<i>Rhus bolusii</i>	<i>Rhus laevigata</i>	<i>Rhus rogersii</i>
<i>Rhus burchellii</i>	<i>Rhus Lancea</i>	<i>Rhus rosmarinnifolia</i>
<i>Rhus carnosula</i>	<i>Rhus leptodictya</i>	<i>Rhus rudatisii</i>
<i>Rhus chirindensis</i>	<i>Rhus longispina</i>	<i>Rhus scytophylla</i>
<i>Rhus ciliata</i>	<i>Rhus lucens</i>	<i>Rhus sekhukhuniensis</i>
<i>Rhus crenata</i>	<i>Rhus lucida</i>	<i>Rhus stenophylla</i>
<i>Rhus cuneifolia</i>	<i>Rhus macowanii</i>	<i>Rhus tenuinervis</i>
<i>Rhus dentata</i>	<i>Rhus magalismontana</i>	<i>Rhus tomentosa</i>
<i>Rhus discolor</i>	<i>Rhus maricoana</i>	<i>Rhus transvaalensis</i>
<i>Rhus dissecta</i>	<i>Rhus marlothii</i>	<i>Rhus tridactyla</i>
<i>Rhus divaricata</i>	<i>Rhus microcarpa</i>	<i>Rhus tumulicola</i>
<i>Rhus dracomontana</i>	<i>Rhus montana</i>	<i>Rhus undulate</i>
<i>Rhus dregeana</i>	<i>Rhus natalensis</i>	<i>Rhus volkii</i>
<i>Rhus dura</i>	<i>Rhus nebulosa</i>	<i>Rhus wilmsii</i>
<i>Rhus engleri</i>	<i>Rhus pallens</i>	<i>Rhus zeyheri</i>
<i>Rhus erosa</i>	<i>Rhus pendulina</i>	
<i>Rhus fastigiata</i>	<i>Rhus pentheri</i>	
<i>Rhus gerrardii</i>	<i>Rhus pondoensis</i>	
<i>Rhus glauca</i>	<i>Rhus populifolia</i>	
<i>Rhus gracillima</i>	<i>Rhus problematodes</i>	
<i>Rhus grandidens</i>	<i>Rhus pterota</i>	
<i>Rhus gueinzii.</i>	<i>Rhus pygmaea</i>	
<i>Rhus harveyi</i>	<i>Rhus pyroides</i>	

---

Norteamérica	<b>Asia</b>	<b>Norteamérica</b>
<i>Rhus michauxii</i>	<i>Rhus chinese</i>	<i>Rhus aromática</i>
<i>Rhus microphylla</i>	<i>Rhus hypoleuca</i>	<i>Rhus choriophylla</i>
<i>Rhus ovata</i>	<i>Rhus javanica</i>	<i>Rhus copallina</i>
<i>Rhus trilobata</i>	<i>Rhus punjabensis</i>	<i>Rhus glabra</i>
<i>Rhus typhina</i>	<i>Rhus verniciflua</i>	<i>Rhus integrifolia</i>
<i>Rhus toxicodendron</i>		<i>Rhus lanceolata</i>
<i>Rhus vernix</i>	<b>Australia</b>	<i>Rhus laurina</i>
<i>Rhus virens</i>	<i>Rhus taitensis</i>	
<b>México y América</b>	<b>Mediterráneo</b>	
<b>Central</b>	<i>Rhus coriaria</i>	
<i>Rhus muelleri</i>	<i>Rhus pentaphylla</i>	
	<i>Rhus tripartite</i>	
<b>Océano Pacífico</b>		
<i>Rhus sandwicensis</i>		

Las especies del género *Rhus* tienen una larga historia en usos por los indígenas en medicamentos y otros beneficios (Van and Wink, 2004) como el *R. glabra* (sumac suave) es utilizado tradicionalmente por pueblos nativos de América del Norte en el tratamiento de bacterias y enfermedades como sífilis, gonorrea y gangrena (Erichsen-Brown, 1989). *R. coriaria* (Sumac Tanner) crece de forma silvestre en la región de las Islas Canarias a través de la región mediterránea hasta Irán y Afganistán. Es originaria del Mediterráneo y el sureste de Anatolia Región de Turquía. Su uso común es de condimento que se obtiene moliendo los frutos secos con sal, se utiliza en diferentes alimentos como kebabs, carne y ensaladas. Tiene un sabor amargo (pH 2,5) derivado de los ácidos cítricos y málicos que se encuentran en el jugo. También es utilizado como hierba medicinal para el tratamiento de la indigestión, anorexia, diarrea, hemorragia y la hiperglucemia (Wetherilt and Pala, 1994).

Las investigaciones realizadas con extractos de sumac muestran aplicaciones como: antifibrogénico, antifúngico, antiinflamatorio, antimaláricos, antibióticos, antimutagénicos, antioxidante, antitrombina, antitumoral, antiviral, citotóxico, hipoglucemiante y leucopenia. Sin embargo no todas las especies estudiadas se han caracterizado completamente para los posibles componentes bioactivos y bioactividades (Sierra, 2007).

En el Cuadro 4 se muestra una variedad de actividades biológicas de los extractos de sumac, que sugieren vías de investigación futuras, las cuáles justifiquen la explotación de estas plantas ya que hasta la fecha solo se han centrado en algunos miembros de esta gran familia.

Cuadro 4 Actividades biológicas de los compuestos y las fracciones extraídas del Sumac (*Rhus*)

Actividad biológica	Especie	Parte de la planta	Componente y tipo de extracto
Antifibrogénico	<i>R. verniciflua</i>	Corteza	Butein
Antifúngico	<i>R. glabra</i>	Ramas	Extracto de metanol
Antiinflamatorio	<i>R. undulate</i>	Raíces	Apigenina dimetil éter
Antipalúdico	<i>R. retinorrhoea</i>	Hojas	7-O-methylnaringenin, eriodictyol, 7,3'-O-dimethylquercetin, 7-O-methylapigenin, 7-O-methyluteolin, and (2S,2"S)-7,7"-di-O-methyltetrahydroamentoflavone

Antimicrobiano	<i>R. retinorrhoea</i>	Hojas	7-O-methylnaringenin
	<i>R. glabra</i>	Ramas	Galato de metilo, Ácido 4-metoxi-3,5-dihidroxibenzoico, ácido gálico y extracto de metanol
	<i>R. coriaria</i>	Semilla	Extractos de etanol y metanol
Frutas		Extracto acuoso	
		Etanol/agua (19:1 v/v)	
		Extracto de hidrodestilación	
			Fracción soluble en agua del extracto de metanol particionado contra cloroformo
Antimutagénico	<i>R. verniciflua</i>	Corazón de madera	Garbanzol, sulfuretin, fisetina, fustin y mollisacacidin
		Ramas	Ácido protocatéquico, fustin, fisetina, sulfuretin y butein
	Ramas	Extracto en etanol fraccionado en Sephadex G-150 (actividad atribuida alacasa, bencenodiol / oxígeno oxidorreductasa)	
		Fustin, Quercitin, butein y sulfuretin	
		Extracto de etanol en bruto se fraccionó adicionalmente usando prep-LC con acetonitrilo/ gradiente de agua	
	<i>R. succedanea</i>	Corteza	Etanol / agua (3: / v 1v) extracto
Savia		0'(Z),13'(E),15'(E) heptadecatrienylhydroquinone, 10'(Z),13'(E)-heptadecadienylhydroquinone, and 10'(Z)-heptadecenylhydroquinone	
<i>R. coriaria</i>	Frutos	Extracto acuoso	
		Fracción soluble en agua del extracto de metanol particionado contra cloroformo	
		Extracto de metanol	
	Hojas	Fracciones de acetato de etilo y metanol después dedesengrasado inicial (éter de petróleo),extracción con una solución acuosa /	

			metanol (1: 4v / v), y la partición (n-hexano / acetato de etilo)
		Toda la planta	Extracto de metanol
		Frutos	Ácido 6-pentadecilsalicílico
Antitrombina	<i>R. hirta</i>	Tallos	Extracto en etanol fraccionado en Sephadex G-150 (actividad atribuida a lacasa, bencenodiol / oxidorreductasa oxígeno).
Antitumoral	<i>R. verniciflua</i>		
	<i>R. verniciflua</i>	Ramas	Ácido protocatéquico, fustin, fisetina, sulfuretin y butein.
Antiviral	<i>R. succedanea</i>	Frutras	Robustaflavone, amentoflavona, agathisflavone, volkensiflavone, succedaneaflavone y rhusflavanone.
Citotóxico	<i>R. verniciflua</i>	Ramas	Extracto en etanol fraccionado en Sephadex G-150 (actividad atribuida a lacasa, bencenodiol / oxidorreductasa oxígeno).
Hipoglucémico	<i>R. coriaria</i>	Frutas	Extracto de metanol fraccionado adicionalmente con acetato de etilo y hexano
Leucopénicos	<i>R. vernificera</i>	Savia	Extractos de polisacáridos

### 1.3. *Rhus virens*

Este arbusto de hoja perenne de tamaño medio es originario de las laderas rocosas del sureste de Arizona, Nuevo México, Texas y México (Chihuahua, Coahuila, Durango, Hidalgo, Nuevo León, Oaxaca, San Luis Potosí, Sonora y Tamaulipas) en las elevaciones de 600-1500 msnm.

Cuadro 5 Características físicas de la planta de *Rhus virens*

<b>Hoja</b>	Imparipinnadas, con pecíolo aprox. 1.5 cm de largo; folíolos 5-9, ovados o rómbicos o lanceolado-ovados, base cuneada, ápice agudo, margen entero, algo revoluto, haz lustrosa, envés piloso y con tricomas glandulares, el terminal 2-4 cm largo, 1-1.5 cm ancho, largo-peciolado, los laterales 1.3-3.5 cm largo, 1-1.5 cm ancho con peciolulos ca. 2 mm largo.
<b>Flor</b>	Con sépalos aprox. 2 mm de largo y ancho, redondeados, superficie externa esparcidamente pilosa, interna glabra, margen ciliado con tricomas simples y glandulares; pétalos pardo-rojizo, aprox. 3 mm de largo, aprox. 2 mm de anchos, estrechamente obovados y redondeados, superficie externa glabra, interna pilosa, no ciliados; filamentos tan largos como los sépalos, anteras aprox. 0.8 mm de largo, rectangulares.
<b>Fruto</b>	Drupa ovoide de 5-6 mm de diámetro, pubescentes cubierto de brotes pequeños peludos simples y glandulares, en tonos rojos que son pegajosos, maduran a finales de otoño, pero siguen presenten en el invierno.
<b>Rama</b>	Puberulentas con la edad glabrescentes en rojo y verde con una pelusa fina en tonos gris casi ocultos por el peciolo (más tarde se vuelve gris y liso).
<b>Corteza</b>	Inicialmente gris ligero y suave; especímenes más grandes que llegan a ser bastante escamosos, con un marrón rojizo evidente bajo los parches escamosos.
<b>Forma</b>	1-3 m de alto, perennifolios.
<b>Inflorescencia</b>	Terminales aprox. 4 cm de largo y ancho; brácteas aprox 1.5 mm de largo y ancho, ápice agudo, pardas, superficie externa pilosa, interna glabra, margen ciliado con tricomas simples y glandulares, persistentes.



Figura 2 *Rhus virens* var. *Australis*. -a: Rama con frutos –b: Flor masculina –c: Flor femenina.



Figura 3 *Rhus virens* (flores, frutos, corteza)

#### 1.4. *Rhus muelleri*

Es un árbol pequeño o arbusto de hoja perenne, endémica de México, se encuentra en la “Sierra Madre Oriental” y el “Altiplano Mexicano”, crece en zonas templadas con la vegetación forestal de los bosques de pino y encino, entre 2000 y 2500 msnm.

Cuadro 6 Clasificación científica *R. muelleri*

<b>Reino</b>	Plantas
<b>División</b>	Magnoliophyta
<b>Clase</b>	Magnoliopsida
<b>Subclase</b>	Rosidae
<b>Orden</b>	Sapindales
<b>Familia</b>	Anacardiaceae
<b>Sexo</b>	<i>Rhus</i>
<b>Subgénero</b>	<i>Lobadium</i>
<b>Especie</b>	<i>R. muelleri</i>



Figura 4 *Rhus muelleri* (Hojas secas)

(Standl, F.A. Barkley 1937)

#### 1.5. *Rhus coriaria* Linn.

Es un arbusto de 1-3 m aproximadamente. Se conoce comúnmente como sumac, el nombre se originó de “sumaga” que significa rojo siríaco (Wetherilt and Pala, 1994;Kossah *et al.*, 2009). Las hojas son imparipinnadas con 9-15 folletos, la inflorescencia es una panícula compacta y erecta, las flores son pequeñas y de color blanco verdoso, el fruto es una drupa roja (Davis, 1967) Posee galotaninos, aceite volátil, flavonoides, antocianina (Güvenc and Koyuncu, 1994), ácido gálico

(EISissi *et al.*, 1972), taninos hidrolizables (Mavlyanov *et al.*, 1997), por lo tanto son fáciles de digerir, absorber y pueden aumentar el óxido nítrico reduciendo de este modo el proceso de aterosclerosis (Zarghamand Zargham, 2008).

La planta tienen cualidades nutricionales y medicinales, además es utilizado como especia por trituración y mezcla de los frutos secos con sal, en Persia (Saeed, 1972) en el Mediterráneo, en Oriente Medio y Turquía (Sezik *et al.*, 1991; Sezik *et al.*, 2001; Tuzlaci and Aymaz, 2001). En la comida turca, se frota en kebabs, pollo o pescado (Baytop, 1984), y bebidas sabor ácido en el Medio Oriente, sabor producido por el ácido cítrico y málico contenido en su jugo (Shanet *et al.*, 2005).

Tiene un papel importante en la industria del cuero, utilizando sus hojas para curtir pieles y en el procesamiento de piel de cabra con sumac se produce la más alta calidad de cuero, el fruto se utiliza como tónico, diurético, infecciones de la faringe (Mossa, 1995), enfermedades estomacales, fiebre, dermatitis, como aperitivo y es antiséptico (Altinkurt and Heper, 1970; Ozcan 2004) Las semillas son prescritas para tratar la disentería, hemoptisis y conjuntivitis (Chopra *et al.*, 1956) otros de los beneficios es que actúa como colorante en la industria textil. (Shabbir, 2012)

Los principales componentes en el aceite de las bayas son hidrocarburos de terpeno como:  $\alpha$ -pineno,  $\beta$ -cariofileno y cembrene; terpenos oxigenados como:  $\alpha$ -terpineol, carvacrol y alcohol  $\beta$ -cariofileno, así como algunos xantonas que han sido aisladas a partir de semillas se caracterizan como xantonas 2,3-dihidroxi-7-metil, ácido xantonas-1-carboxílico 2,3,6-trihidroxi-7-hidroximetileno y 2-metoxi-4-hidroxi-7-metil-3-O-beta-D-glucopiranosil xantonas-1,8-dicarboxílico ácido, beta-sitosterol-beta-D-glucósido (Singhet *et al.*, 2011).

Las bayas se han reportado ser ricas en aceites (oleico, linoléico, palmítico y estereático), ácidos grasos y minerales, lo que sugiere que podría ser valioso para el uso en los alimentos (Kizil and Turk, 2010). Se han aislado tres compuestos aromáticos de los frutos (éter coriarianaphtyl, ácido coriariaoic y coriarianthracenyl

éster (Singh, 2011). También han sido identificados n-tetracosano, n-pentacosano, alcohol de anís, alcoholp-hidroxibencilo, metil lawson, naftaquinona 2-hidroximetileno (Singh *et al.*, 2011). Las principales antocianinas en la fruta son: myrtillin, delphidin y cysanthemin (Mavlyanov *et al.*, 1997).

La mayoría de los estudios antimicrobianos realizados en esta planta se centran específicamente en los frutos utilizando etanol o extractos acuosos (Sierra Rayne, 2007). Los extractos de etanol de las frutas maduras e inmaduras han demostrado una amplia variedad de actividad microbiana de bacterias Gram positivas y Gram negativas como: *Bacillus cereus*, *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Proteus vulgaris*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Shigella dysenteriae*, *Staphylococcus aureus*, *S. epidermis*, *Streptococcus pyogenes*, *Enterococcus faecalis* y *Yersinia enterocolitica* (Nimri *et al.*, 1999). Se ha demostrado que las frutas maduras tienen una mayor actividad antimicrobiana por encima de las frutas inmaduras. Otros resultados de estudios indican que el extracto de metanol de las frutas tiene potencial en actividades hipoglucémicas (Giancarlo *et al.*, 2006). A su vez las semillas secas muestran un efecto antimicrobiano en *Pseudomonas aeruginosa* (Adwan, 2006), mientras los componentes aromáticos aislados de las semillas han sido activos contra *Candida albicans* y *Aspergillus flavus* (Singh *et al.*, 2011). Por otro lado el extracto de las hojas tiene actividad antimicótica contra bacterias Gram positivas y Gram negativas (lauket *et al.*, 1998). Estudios recientes del extracto de frutos y ácido gálico demuestran el efecto contra la toxicidad inducida por estrés oxidativo por hidroperóxido de cumeno en hepatocitos de ratas aisladas, también se ha demostrado el efecto de protección que tiene en el ADN en humanos y animales como la prevención de la formación de roturas de cadenas y bases de ADN oxidadas (Chakraborty *et al.*, 2008).

La capacidad antioxidante que tienen los frutos se ha evaluado mediante la determinación de sus efectos usando sistemas de generación de radicales libres *in vitro* (Candan and Sokmen, 2004). Ozcan (2003) reporta las propiedades

antioxidantes para estabilizar el aceite de cacahuete mediante extractos de metanol de esta planta en frutos y hojas.

Asgarpanah and Saati (2014) Sugiere que los flavonoides, componentes aromáticos y xantonas pueden ser útiles en el desarrollo de nuevos fármacos terapéuticos y proporcionar la base para futuras investigaciones sobre la aplicación de plantas medicinales, ya que se ha demostrado seguridad, calidad y eficacia en la planta.



Figura 5 Rhus coriaria frutos y especia, disponible en <http://www.gastronomiaycia.com/2008/04/23/zumaque/>.  
<http://waste.ideal.es/jardinbotanicoelcastillejo.htm>.

## 1.6. Extractos vegetales

En la naturaleza existen de 250 000 a 500 000 especies vegetales, de las cuales se estima que al menos el 10% han sido estudiados en sus aspectos químicos y propiedades biológicas. Recientemente se ha valorado la diversidad de estructuras químicas en la búsqueda de nuevos compuestos bioactivos (Piñol 2001)

Las plantas son una fuente invaluable de nuevas moléculas biológicamente activas, ellas producen diversos metabolitos secundarios, muchos de los cuáles

presentan actividad antifúngica. Entre ellos: fenoles simples, quinonas, taninos, cumarinas, flavonas y alcaloides, saponinas, los cuáles pueden ser empleadas en el control de enfermedades que afectan a cultivos de interés económico así como también en la seguridad de los alimentos, lo cual representa un reto debido a la demanda de los consumidores para la sustitución de los conservadores químicos debido a que algunos de ellos han demostrado tener efectos cancerígenos en la salud, una alternativa a esta problemática son los extractos vegetales (Falerio *et al.*, 2005; Nutchá *et al.*, 2006) los cuáles se consideran compuestos no fitotóxicos y potencialmente eficaz contra varios microorganismos incluyendo muchos hongos patógenos (Pandey *et al.*, 1982; Chuang *et al.*, 2007) lo que tienen un mínimo impacto negativo sobre la salud humana y el medio ambiente (Bravo *et al.*, 2000; Barrera and Bautista, 2008). La industria fitoquímica aprovecha los metabolitos mediante la preparación de sus tejidos en extractos vegetales o infusiones utilizando diferentes solventes como agua, alcohol, éter etílico, aceites, cetonas y benceno (Rodríguez y Lagunes, 1992; Verduzco *et al.*, 1996) Aunque existe una menor proporción de metabolitos en extractos acuosos, esta es la técnica más sencilla usada por los agricultores para obtener productos naturales que pueden ser utilizados en el manejo de plagas o enfermedades (Lagunes y Villanueva, 1994).

Los estudios de extractos acuosos de plantas son de bajo costo y mayor disponibilidad en el mercado. En base a esto, el campo de aplicación es muy grande, ya que se estima que se han aislado sólo alrededor de 12,000 compuestos procedentes de organismos vegetales, lo cual constituye aproximadamente a sólo el 10 % de los metabolitos secundarios existentes en plantas superiores (Domingo y López, 2003).

Varios extractos acuosos obtenidos por distintos métodos, ya se han utilizado recientemente para la producción de fungicidas alimentarios, incluyendo extractos de pino (*Pinus sylvestri*), abeto rojo (*Picea abies*), ajo (*Allium sativum*), albahaca, romero, laurel, entre otros (Eslaminejad *et al.*, 2010; Özcan *et al.*, 2011). Así como diversos autores han demostrado la actividad antimicrobiana de diferentes

extractos de plantas in vitro e in vivo (Rodríguez *et al.*, 2000; Bautista *et al.*, 2004; Cárdenas *et al.*, 2005; Alzate *et al.*, 2009; Garduño *et al.*, 2010)

Los estudios morfológicos y anatómicos para las especies del género *Rhus s. str.* son escasos (Metcalf and Chalk, 1950). Sin embargo estudios demuestran que de las 100 plantas medicinales de la Columbia Británica seleccionados por su actividad antibiótica, los extractos metanólicos crudos de *Rhus glabra* exhiben zonas más amplias de inhibición en un ensayo de disco y más amplio espectro de actividad (McCutcheon *et al.*, 1992). La actividad antimicrobiana del extracto metanólico y constituyentes aislados de *R. glabra* también fue evaluada por Saxena *et al.* (1994) y el extracto fue eficaz contra los 11 microorganismos ensayados. *R. glabra* también exhibió actividad antifúngica contra los 9 hongos ensayados en un estudio de la detección de actividad antifúngica de 100 extractos metanólicos de plantas (McCutcheon *et al.*, 1994).

Nasar *et al.* (2004) realizó un estudio de la actividad antimicrobiana del extracto de la fruta contra algunas bacterias transmitidas por los alimentos para ampliar su utilización como una sustancia que imparte sabor en los alimentos utilizando especies Gram negativas y Gram positivas, en su mayoría fueron seleccionados patógenos de origen alimentario. Gram positivos (*Bacillus cereus*, *Bacillus megaterium*, *Bacillus subtilis*, *Bacillus thuringiensis*, *Listeria monocytogenes* (ATTC 7644, Oxoid, UK) y *Staphylococcus aureus*) mientras que las especies Gram negativas fueron (*Citobacter freundii*, *Hafnia alvei*, *Escherichia coli* tipo I, *E. coli* O157: H7, *Proteus vulgaris* y *Salmonella enteritidis* ATTC 13076, Oxoid, UK). Se encontró que las especies Gram negativas demostraron, en general una mayor resistencia que las especies Gram positivas. Las diferencias significativas ( $P < 0,01$ ) se encontraron entre las bacterias y entre los extractos no neutralizados y neutralizados, siendo el más eficaz el no neutralizado. Los resultados indicaron que el efecto de sumac a todas las cepas bacterianas probadas no sólo fue bacteriostático, también fue bactericida ya que causó un daño irreversible (muerte) de los organismos de prueba.

Por otro lado *Rhus coriaria* y otros extractos de plantas han sido utilizados en los últimos años en el mejoramiento de las características sensoriales y para extender la vida útil de los alimentos. Muchas de ellas por contener taninos solubles en agua (Chung *et al.*, 1998), ya que *R. coriaria* es conocida por contener compuestos de origen natural con actividad antimicrobiana (Wetherilt and Pala. 1994; Cowan, 1999; Nasar - Abbas and Halkman, 2004).

Los efectos de los extractos de plantas contra bacterias patógenas in vitro se conocen, sin embargo pocos estudios han abordado el efecto de estos compuestos contra patógenos asociados a los alimentos musculares (Cutter, 2000). Los efectos bacteriostáticos y bactericidas de extractos acuosos de sumac contra bacterias transmitidas por los alimentos incluidos los agentes patógenos se han demostrado en medios líquidos y sólidos (Diagrak *et al.*, 2001; Nasar-Abbas and Halkman, 2004) pero no se han encontrado estudios en donde el sumac sea utilizado como un descontaminante en la superficie de la carne, de ahí surge el trabajo basado en la descontaminación de la superficie y vida útil de alas de engorda mediante extracto de sumac (*Rhus coriaria*) y ácido láctico en donde el primero demuestra ser una fuente potencial descontaminante de alimentos, además de ser natural, seguro y barato comparado con los antimicrobianos sintéticos y químicos (Gulmez *et al.*, 2006).

### 1.7. Actividad antifúngica de extractos de plantas

Los hongos tienden a adaptarse con facilidad utilizando sustratos como fuente de carbono, nitrógeno y energía. De ahí surge la dificultad en su control ya que estos organismos suelen causar enfermedades graves en el ser humano. (Cramer and Blazer, 2002; Quiroga *et al.*, 2001).

El tema de seguridad de alimentos con relación a la contaminación microbiana, la cual proviene, principalmente de hongos y bacterias,

representa un reto en la actualidad debido a la alta demanda de los consumidores para la sustitución de conservadores químicos debido a que algunos de ellos han demostrado tener efectos cancerígenos en la salud; una solución a esta problemática son los productos naturales (Falerio *et al.*, 2005; Nutchá *et al.*, 2006). Se ha demostrado que una gran variedad de plantas contienen compuestos naturales, los cuales presentan actividad antioxidante, anti cancerígena, así como antimicrobiana, entre otras (Shan *et al.*, 2005; Wojdylo *et al.*, 2007); Estos compuestos son llamados agentes antimicrobianos y pueden ser añadidos intencionalmente al alimento o a empaques, debido a que retardan el crecimiento o causan la muerte de los microorganismos aumentando así, la resistencia de la alteración de calidad o seguridad de un alimento; en estado natural, estos compuestos pueden desempeñar el papel de conservadores de alimentos de una manera natural y sin comprometer la salud de los consumidores, esto debido a que varios de los agentes antimicrobianos han demostrado tener actividad biológica, la cual puede provenir de sus diversos componentes fenólicos presentes (Shan *et al.*, 2005). Para extraer dichos compuestos también es necesario el desarrollo de técnicas que permitan la obtención de éstos, como es el caso de la hidro destilación proceso por el cual, se obtienen los aceites esenciales que han sido ampliamente estudiados por su actividad biológica. Los aceites esenciales contienen hasta un 3 % de moléculas activas, sin embargo, su fuerte olor y sabor, en la mayoría de los casos, impide la aceptación de los consumidores. En el proceso de extracción de los aceite esenciales, existe una segunda fase, llamada extracto acuoso o agua floral, la cual, según recientes estudios, puede presentar actividad biológica contra diferentes tipos de bacterias, incrementando las expectativas para su utilización como conservador natural en alimentos, ya que algunos de los componentes activos contenidos en el aceite esencial pueden migran hacia el extracto acuoso. Estudios de extractos acuosos de plantas, obtenidos por distintos métodos, ya se han utilizado recientemente para la producción de fungicidas alimentarios, incluyendo extractos de pino (*Pinus sylvestris*) abeto rojo (*Picea abies*), ajo (*Allium*

sativum), albahaca, romero, laurel entre otros (Eslaminejad *et al.*, 2012; Özcan *et al.*, 2011).

Las plantas y, en general, los vegetales continúan siendo una importante fuente de composiciones activas y de compuestos empleados en medicina. Son potencialmente interesantes para la industria fitoquímica, nuevas plantas, nuevos compuestos presentes en las plantas o incluso modificaciones de compuestos presentes en ellas.

### 1.8 *Fusarium oxysporum*

Es un hongo que se presenta principalmente como saprófito en el suelo, o también como patógeno especializado, denominado de forma especial (f. sp.), según la planta hospedante.

*Fusarium oxysporum* es un hongo cosmopolita que existe en muchas formas patógenas, parasitando más de 100 especies de plantas Gimnospermas y Angiospermas, gracias a los diversos mecanismos que tiene el hongo para vencer las defensas de muchas plantas (Bosland, 1988). Una característica muy peculiar es la de producir colonias de rápido crecimiento, con una tasa diaria cercana a un centímetro en medio de papa-dextrosa agar (PDA) a 25°C. La morfología que presentan las colonias es muy variable y presenta dos tipos: Una de tipo micelial caracterizada por la producción de abundante micelio aéreo, algodonoso, con una coloración variable, de blanco a rosado durazno, pero usualmente con un tinte púrpura o violeta más intenso en la superficie del agar y pocas microconidias (Booth, 1970) y otra de tipo pionotal con la formación de poco o ningún micelio aéreo y abundantes microconidias.

Cuadro 7 Tipos de esporas producidas por *Fusarium oxysporum* (Nelson, 1981)

Microconidias	Macroconidias	Clamidosporas
<p>Son esporas unicelulares, sin septas, hialinas, elipsoidales a cilíndricas, rectas o curvadas; se forma sobre fiálides laterales, cortas, simples o sobre conidióferos poco ramificados.</p> <p>Las microconidias tienen 5-12 <math>\mu\text{m}</math> de largo por 2.5-3.5 <math>\mu\text{m}</math> de ancho.</p>	<p>Esporas de paredes delgadas, fusiformes, largas, moderadamente curvas, con varias células y de 3 a 5 septas transversales, con la célula basal elongada y la célula apical atenuada; las macroconidias tienen un tamaño de 27 a 46 <math>\mu\text{m}</math> de largo por 3-4.5 <math>\mu\text{m}</math> de ancho.</p>	<p>Esporas formadas a partir de la condensación del contenido de las hifas y de las conidias, de paredes gruesas. Se forman simples o en paredes, terminales o intercalares: poseen un tamaño de 5 a 15 <math>\mu\text{m}</math> de diámetro.</p>

No obstante, con referencia a la especificidad como fitopatógeno, pruebas de patogenicidad realizadas en condiciones de invernadero con el hongo causante del marchitamiento vascular en tomate (*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*) causó infección en plantas de clavel y de rábano en 20 y 47% respectivamente.

Existen reportes de diversas plantas usadas por su poder fungicida para combatir diversos hongos entre ellos *Fusarium* y *Curvularia*, entre las cuales destacan: *Allium cepa*, *Allium sativum*, *Cestrum diurnum*, *Heliopsis longipes*, *Laurus nobilis*, *Betula lenta*, *Thymus vulgaris*, *Avena sativa*, *Curcuma amada*, *Piper nigrum* (Grainge and Ahmed, 1988).

(Maruzzella and Balter, 1959) encontraron en pruebas in vitro acción inhibitoria en los aceites esenciales de orégano (*Origanum vulgare*), clavo (*Thymus vulgaris*) y cebolla (*Allium cepa*) contra *Fusarium oxysporum* f. sp. *Conglutinans*, *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* y *Verticillium albo-atrum*.

## II. MATERIALES Y MÉTODOS

### 2.1. Colecta de plantas

Los tallos con las hojas de las dos especies de *Rhus* fueron recolectados completamente al azar de plantas localizadas en dos sitios silvestres en el estado de Coahuila: *Rhus virens* se muestreo en un sitio ubicado por la carretera federal 54, Saltillo-Zacatecas y *Rhus muelleri* en un sitio en los límites de Coahuila y Nuevo León a 2,104 msnm.

Las muestras fueron depositadas en bolsas de plástico color negra y transportados al laboratorio de Fitoquímica de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

Inmediatamente las hojas fueron separadas de los tallos y secados en una estufa MAPSA a 25°C durante 72 horas. Las hojas fueron molidas en un molino Thomas Wiley con un tamiz de 2mm. Las hojas molidas fueron mezcladas para preparar las muestras usadas en el experimento.

### 2.2. Identificación de la planta

La identificación se llevó a cabo por el Dr. José Ángel Villareal Quintanilla del departamento de Botánica de la UAAAN.

### 2.3. Preparación de los extractos

Para obtener los extractos de las plantas, catorce gramos de muestra homogenizada de las hojas molidas fueron colocadas en un cartucho Whatman el cuál se colocó en el sifón del extractor Soxhlet, el matraz contenía 200 ml de etanol absoluto, el reflujo se muestreo durante 72 horas. Los solventes de los extractos fueron removidos bajo vacío lento usando un evaporador (Buchi Laboratorius-Technik, Schweiz), el solvente remanente fue eliminado colocando el matraz en una estufa de secado por 24 horas y el rendimiento fue determinado en un lugar seco para su uso *en* los bioensayos.

#### 2.4. Análisis químico de las hojas de *R. virens* y *R. muelleri*

Las hojas de las plantas fueron analizadas para contenido de humedad, proteína cruda, extracto etéreo, fibra cruda y ceniza, usando en general los métodos reportados por AOAC (1990), los resultados fueron expresados en base a peso seco

#### 2.5 Evaluación *in vitro*

##### 2.5.1. Preparación del medio de cultivo agar

El medio de cultivo utilizado fue BD Bioxon agar dextrosa y papa del que se disolvieron 39g en un litro de agua destilada, se dejó remojar de 10 a 15 minutos a continuación se puso a calentar agitando frecuentemente y se dejó hervir por 1 minuto. Posteriormente se esterilizó junto con el material de laboratorio que también se utilizó a una temperatura de 121°C por un periodo de 15 minutos, se dejó enfriar y enseguida se vació en las cajas Petri.

##### 2.5.2. Dosificación del extracto para cada tratamiento

Considerando los objetivos de la presente tesis se realizó la aplicación de las diferentes dosis del extracto de *Rhus virens* y *R. muelleri* en las cajas Petri para el control de inhibición de *Fusarium oxysporum f. sp. Lycopersici* en concentraciones: 0 (testigo absoluto), 100, 500, 1000, 1500, 2000, 2500, 3000, 3500, 4000, 4500, 5000, 5500 y 6000 ppm de ambos extractos. Se realizaron 4 repeticiones de cada concentración y extracto para obtener datos representativos estadísticamente.

##### 2.5.3. Sembrado fúngico

Se introdujo el asa bacteriológica en la caja del cultivo del hongo de 7 días de desarrollo y se tomó el inóculo que se colocó en la caja Petri con el medio de cultivo Papa Dextrosa Agar (PDA) y el extracto, a continuación se incubó a 25°C  $\pm$  2 en la oscuridad.

#### 2.5.4. Medición del diámetro del fitopatógeno

Transcurrido el tiempo de 48 horas después de haber sido sembrado se inició con la medición diaria mediante un vernier digital midiendo el diámetro de crecimiento del hongo en 4 direcciones y finalmente se promedió obteniendo así un dato exacto para cada caja de los dos extractos estudiados. La evaluación terminó cuando el micelio del testigo absoluto alcanzó el tamaño de la caja. Para la información del estudio se consideraron las mediciones evaluadas a 48, 72, 96, 120, 144 y 168 horas.

#### 2.6. Análisis químico

##### 2.6.1. Contenido de Humedad (%)

El método gravimétrico para la determinación del contenido de humedad en muestras sólidas se basa en la medición o determinación de la cantidad de agua expresada en gramos que contiene una muestra sólida. La determinación de la masa del agua se realiza por la diferencia en peso entre la masa de la muestra sólida húmeda y la masa de la muestra sólida seca. Se considera como muestra sólida seca aquella que ha sido colocada en la estufa a 105°C hasta obtener peso constante. (NOM-021-RECNAT-2001.)

#### Metodología

- ✓ Se determina el peso constante del crisol, a continuación se agregan 2g de las muestras molidas (*Rhus virens-Rhus muelleri*) en tallos y hojas, posteriormente se colocan en una estufa a una temperatura de 95 - 100°C por espacio de 2 horas, se saca la muestra y se deja enfriar en un desecador, se toma el peso de la muestra seca hasta obtener el peso constante.

#### Cálculos

$$\% \text{ humedad} = \frac{\text{Peso del crisol+muestra húmeda}-\text{peso de crisol+muestra seca}}{\text{Peso de la muestra húmeda}} * 100$$

### 2.6.2. Contenido de Proteína (%)

Biomoléculas complejas que desempeñan un papel fundamental en la estructura y función de las células, donde pueden llegar a representar más del 50 por 100 de su peso seco.

Por su costo es este el nutriente más importante en la dieta en una operación comercial; su adecuada evaluación permite controlar la calidad de los insumos proteicos que están siendo adquiridos o del alimento que se está suministrando. Su análisis se efectúa mediante el método de Kjeldahl, mismo que evalúa el contenido de nitrógeno total en la muestra, después de ser digerida con ácido sulfúrico en presencia de un catalizador de mercurio o selenio. (FAO 2014)

El residuo se enfría, se diluye con agua y se le agrega hidróxido de sodio. El amonio presente se descompone y a la vez se destila y se recibe en una solución de ácido bórico que luego es titulada con ácido sulfúrico estandarizado.

#### Digestión

- ✓ Pesar 1g de muestra, posteriormente envolver en papel filtro con el fin de proteger, enseguida colocar en un matraz Kjeldahl y añadir 1 cuchara de mezcla catalítica (sulfato de potasio + sulfato de cobre).
- ✓ Medir 25 ml de  $H_2SO_4$  concentrado (98%), dejar escurrir por las paredes del matraz.
- ✓ Introducir perlas de vidrio para ser colocado en el aparato digestor y este ebulle, cuidar que la temperatura no sea mayor de 300 °C porque de lo contrario se perdería el nitrógeno.
- ✓ La digestión termina cuando el líquido está claro, a continuación dejar enfriar y agregar 250 ml de agua destilada.

#### Destilación

- ✓ Preparar matraces Erlenmeyer de 500 ml, agregar 50 ml de  $H_3BO_3$  al 4% y añadir colorante mixto de 3 a 5 gotas.

- ✓ Colocar los matraces bajo los condensadores, introducir los tubos dentro de los mismos para recibir el destilado y coleccionar un volumen de 250 a 300 ml.
- ✓ A los matraces kjeldahl digeridos y con agua, se le añaden 100 ml de NAOH al 45 % y unos gránulos de zinc (catalizador), conectar el destilador rápidamente. Una vez ajustado el tapón del condensador, mezclar el contenido del balón rotándolo suavemente. Prender las parrillas.
- ✓ Titular el amonio recogido con  $H_2SO_4$  estandarizado (0.1N) o HCl (0.1N), hasta hacer desaparecer el color verde.

### Cálculos

$$\% \text{ de Nitrógeno} = \frac{[(V \text{ de ácido})(N_{ac}) - (V \text{ bco})(N_{bco})] * 0.014 * 100}{g \text{ de muestra}}$$

$$\text{Proteína} = \% \underline{\underline{6.25}}$$

### 2.6.3. Contenido de Extracto etéreo (%)

Desde el punto de vista químico, las grasas son esteres de glicerina con 3 moléculas de ácido graso.

Desde el punto de vista nutricional son muy importantes, porque son vehículos de las vitaminas liposolubles A, D, E y K.

Este método consiste en la extracción de compuestos solubles por calor y el solvente adecuado, por un determinado tiempo, dependiendo de la muestra (8-16 hrs).

### Procedimiento

- ✓ Los matraces para extracción que contienen perlas de vidrio se introducen en la estufa hasta obtener peso constante a una temperatura de 100 °C.
- ✓ Pesar 4 gramos de muestra y a continuación colocar en un dedal previamente limpio e identificado, enseguida se debe tapar con algodón.
- ✓ Colocar el dedal con la muestra en el sifón y fijar bajo el condensador del aparato de extracción (Refrigerante).

- ✓ Al matraz de extracción agregar 200 ml de solvente (hexano o éter de petróleo), colocar bajo el sifón y sobre la manta de calentamiento asegurándose que quede fijo.
- ✓ Enfriar refrigerantes y encender mantas de calentamiento.
- ✓ Extracción por un tiempo de 16 horas cuidando que el goteo sea el adecuado (de 2 a 3 gotas por segundo).
- ✓ Una vez completada la extracción sacar el dedal del sifón y guardar la muestra para la determinación de fibra cruda; recuperar el solvente y antes de que se evapore a sequedad sacar los matraces y terminar de evaporar a temperatura del laboratorio.
- ✓ Situar los matraces en la estufa a 80°C por una noche, después de ello colocar en un desecador y dejar enfriar por 30 minutos.
- ✓ Pesar y volver a introducirlos en la estufa para verificar el peso.

#### Cálculos

$$\% \text{ Extracto etéreo} = \frac{\text{Peso cte. (Matraz + Extracto etéreo)} - \text{Peso cte. del matraz solo}}{\text{g de muestra}} * 100$$

#### 2.6.4. Contenido de Fibra (%)

Son sustancias en los alimentos vegetales que no son digeridas por los procesos que se llevan a cabo en el estómago o en el intestino delgado, añaden volumen a las heces. Las fibras que se encuentran en forma natural en los alimentos se denominan fibra dietética.

Mediante este método se determina el contenido de fibra cruda una vez digerida con soluciones sulfúricas e hidróxido de sodio y calcinado el residuo. De este modo la diferencia de pesos después de la calcinación indica la cantidad de fibra presente.

#### Digestión ácida

- ✓ Pesar con exactitud 2 gramos de muestra y extraída con éter de petróleo o hexano, colocarla en un matraz Erlenmeyer de 600 ml.

- ✓ Añadir 1 gramo de asbesto, 200 ml de solución sulfúrica hirviendo y unas gotas de solución antiespumante, además de perlas de vidrio.
- ✓ Hervir solución por 30 minutos (tomar el tiempo desde que empieza a ebulir).
- ✓ Filtrar el contenido del matraz a través de tela de lino y enjuagar con agua caliente (destilada) con el fin de quitar el ácido.

#### Destilación alcalina

- ✓ Transferir el residuo del filtrado anterior al matraz Erlenmeyer, añadir 200 ml de solución hirviendo de NaOH y hervir por 30 minutos.
- ✓ Filtrar el contenido del matraz en un crisol gooch y enjuagar con agua destilada hasta quitar el exceso de hidróxido.

#### Secado y calcinado

- ✓ Secar el crisol con su contenido a 120°C durante 2 horas, enfriar en desecador y pesar.
- ✓ Calcinar a 600°C por 30 minutos, enfriar en desecador y pesar nuevamente.

#### Cálculos

$$\% \text{ Fibra cruda} = \frac{(P.\text{Crisol Estufa} - P.\text{Crisol Mufla})}{\text{Peso de la muestra}} * 100$$

#### 2.6.5. Contenido de Ceniza (%)

Las cenizas de un alimento son un término analítico equivalente al residuo inorgánico que queda después de calcinar la materia orgánica.

En los vegetales predominan los derivados de potasio y en las cenizas animales los del sodio. El carbonato potásico se volatiliza apreciablemente a 700°C y se pierde casi por completo a 900°C. El carbonato sódico permanece inalterado a 700°C, pero sufre pérdidas considerables a 900°C.

#### Metodología

- ✓ Colocar los crisoles limpios e identificados en una mufla a 500°C durante una hora.
- ✓ Transportar los crisoles al desecador, dejar enfriar por una hora.
- ✓ Pesar los crisoles y volver a ponerlos en la mufla para verificar el peso.
- ✓ Pesar 2 gramos de muestra, pasar al crisol e incinerar, enseguida pasar a la mufla a una temperatura de 500°C el tiempo necesario.
- ✓ Una vez transcurrido el tiempo pasar los crisoles a un desecador, dejar enfriar por espacio de una hora, posteriormente pesar crisoles y volver a llevarlos a la mufla para verificar el peso constante.

#### Cálculos

$$\% \text{ de Cenizas} = \frac{\text{Peso del crisol} + \text{Ceniza} - \text{Peso del crisol solo}}{\text{g de muestra}} * 100$$

### III. RESULTADOS Y DISCUSION

#### 3.1. Efecto de las concentraciones del extracto de *R. virens* en *F. oxysporum*

El efecto de catorce concentraciones del extracto acuoso de *R. virens* en *F. oxysporum*, evaluado durante seis tiempos se muestran en la Figura 6 (de la A a la F). De acuerdo al análisis de varianza (Cuadro 8) en el desarrollo micelial del hongo, hubo diferencias altamente significativas ( $p < 0.01$ ) en las concentraciones utilizadas durante las 48, 72, 96, 120 y 168 horas, de tiempo de incubación. Solamente se presentó diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ), para las concentraciones utilizadas del extracto acuoso a las 144 h de incubación.

Cuadro 8 Cuadrados medios del análisis de varianza del porcentaje de inhibición (%) de *F. oxysporum* con los extractos acuosos de *R. virens* en diferentes concentraciones (ppm), evaluado en seis tiempos (h).

Fuente de variación	GL	Cuadrados medios (%)					
		48	72	96	120	144	168
Concentración	13	32.5 **	44.22 **	73.2 **	112.6 **	170.4 *	384.2 **
Error	42	1.3	2.7	9.4	21.8	70.6	117
Total	55						
CV (%)		6.5	7.3	10	12.2	17.2	19.9

C.V. Coeficiente de variación

\*\* Nivel de significancia  $p < 0.01$

\*Nivel de significancia  $p \leq 0.05$

En el Cuadro 9 se muestra que cuando se incrementa las concentraciones del extracto acuoso de *R. virens*, el crecimiento micelial de *F. oxysporum* es significativamente reducido en los seis tiempos de incubación. Podemos observar que a 48 h la concentración de 6000 ppm redujo a 13 mm el crecimiento micelial con un porcentaje de inhibición de 41.7 %; a las 72 h con una concentración de 4500 ppm la inhibición micelial fue de 18.7 mm con 33.6 % de inhibición; a las 96 h con una concentración 5500 ppm la inhibición micelial fue 22.1 mm con 40.9 % de inhibición; a las 120 h con 5000 ppm el crecimiento micelial fue de 32 mm con 25.1

% de inhibición; a las 144 h con 3000 ppm el crecimiento micelial se redujo a 40.9 mm con 31.5 % de inhibición y finalmente a las 168 h con 2500 ppm de extracto acuoso de *R. virens* la inhibición del crecimiento micelial fue de 33.4 mm logrando el mayor porcentaje de inhibición de 47.5 %. Estas concentraciones son inferiores a las usadas por López Benítez, et al. (2005) quienes usaron extractos acuosos de *Larrea tridentata* y *Cinnamomum zeylanicum* y requirieron concentraciones de 5 % (50,000 ppm) para inhibir *F. oxysporum* a 100 % y 96.2 % respectivamente.

Este es el primer reporte científico de inhibición del crecimiento micelial de *F. oxysporum* por el extracto acuoso de *R. virens*.

### 3.2. Efecto de las concentraciones del extracto de *R. muelleri* en *F. oxysporum*

El efecto de catorce concentraciones (ppm) del extracto acuoso de *R. muelleri* en el crecimiento micelial de *F. oxysporum* en seis tiempos (h) se presenta en el Cuadro 10. Los resultados de los cuadrados medios muestran que el desarrollo micelial del hongo presentó diferencias altamente significativas ( $p < 0.01$ ) en todos los tiempos evaluados durante la incubación del patógeno. Cuando se incrementa la concentración de los extractos el crecimiento micelial de *F. oxysporum* es significativamente reducido en los seis tiempos (Cuadro 11 y Figura 7). Desde las 48 h a concentración de 5000 ppm el crecimiento micelial fue de 16.1 mm con 41.2 % de inhibición, esta tendencia se mantuvo durante las 72 y 96 h cuando se requirió de 6000 ppm en ambos tiempos, para reducir el crecimiento micelial a 17 mm y 20.3 mm, respectivamente, con un porcentaje de inhibición de 42.8 % y 48.6 %, respectivamente. A partir de las 120 h, 144 h y 168 h de incubación, el efecto de la concentración del extracto acuoso de 4500 ppm redujo el crecimiento micelial de *F. oxysporum* a 20.4 mm y 19.7 mm para los dos últimos tiempos, respectivamente, con un porcentaje de inhibición de 65.2 %, 74 % y 75.6 %, respectivamente, siendo este último el mejor porcentaje de inhibición del extracto de *R. muelleri*.

Cuadro 9 Promedios de crecimiento micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de *Fusarium oxysporum* evaluado en seis tiempos de incubación (horas) con el extracto de *R. virens*

Conc.	Tiempo											
	48		72		96		120		144		168	
ppm	mm	%	mm	%	mm	%	mm	%	mm	%	mm	%
0	22.3 a	0	27.4 a	0.0	37.4 ab	0.0	42.7 a	0.0	59.7 a	0.0	63.6 ab	0.0
100	21 ab	5.8	27 ab	1.5	37.9 ab	0.0	47.7 a	0.0	61.7 a	0.0	68 ab	0.0
500	20.6 ab	7.6	25.6 abc	6.6	33.6 abcd	10.2	42.9 abc	0.0	46.2 a	22.6	50.3 abc	20.9
1000	20.1 ab	9.9	25.4 abc	7.3	35.6 abcd	4.8	43.8 abc	0.0	56.8 a	4.9	65.2 ab	0.0
1500	18.7 bcd	16.1	24.1 abcd	12.0	32 abcde	14.4	38.0 abc	11.0	47.5 a	20.4	51.4 abc	19.2
2000	18.3 bcd	17.9	22.9 bcd	16.4	31.3 abcd	16.3	37.0 abc	13.3	45.3 a	24.1	47 abc	26.1
2500	18.9 bcd	15.2	22.9 cbd	16.4	29.8 bcde	20.3	35.7 bc	16.4	41.9 a	29.8	33.4 c	47.5
3000	16.4 cde	26.5	21.7 cde	20.8	29.1 cde	22.2	33.9 bc	20.6	40.9 a	31.5	40.3 bc	36.6
3500	15.9 de	28.7	20.8 de	24.1	28.2 cde	24.6	37.8 abc	11.5	52.1 a	12.7	65.4 ab	0.0
4000	16.1 cde	27.8	20.3 de	25.9	26.5 de	29.1	33.7 bc	21.1	45.8 a	23.3	57.3 abc	9.9
4500	14.4 ef	35.4	18.2 e	33.6	25.9 e	30.7	34.3 bc	19.7	47.5 a	20.4	52.9 abc	16.8
5000	14.8 ef	33.6	18.0 e	34.3	25.5 e	31.8	32.0 c	25.1	42.9 a	28.1	52.2 abc	17.9
5500	14.7 ef	34.1	18.4 e	32.8	22.1 de	40.9	34.6 c	19.0	47.1 a	21.1	56.4 abc	11.3
6000	13 f	41.7	18.6 e	32.1	26.5 de	29.1	33.7 c	21.1	44.9 a	24.8	55.9 abc	12.1

Valores promedio seguidos de la misma letra, en las columnas, son estadísticamente iguales (Tukey,  $\alpha = 0.05$ )

Conc. = concentración

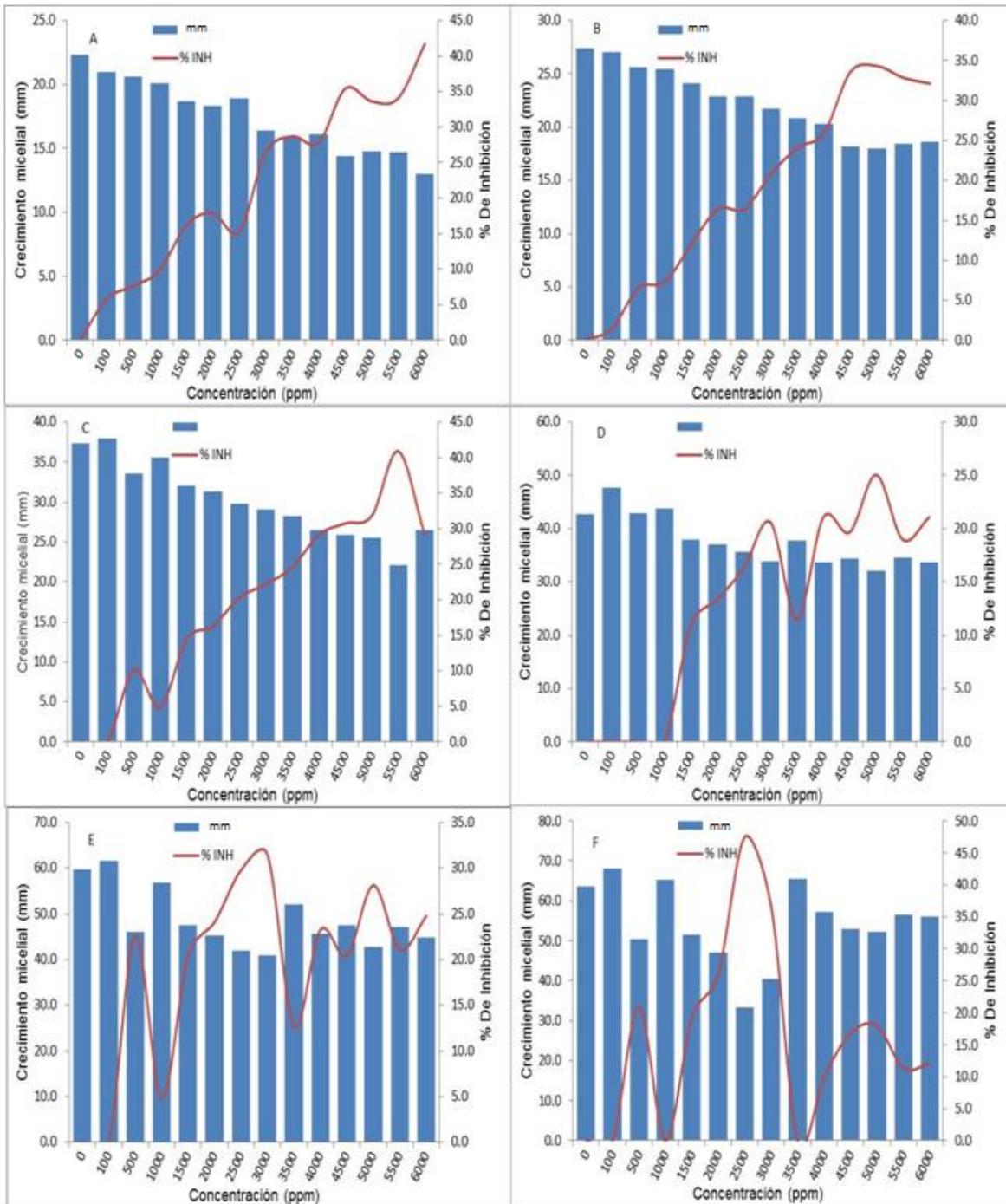


Figura 6 Crecimiento micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de *Fusarium oxysporum* evaluados a 48 h (A), 72 h (B), 96 h (C), 120 h (D), 144 h (E), 168 h (F) con el extracto acuoso de *R. virens*.

Cuadro 10 Cuadrados medios del análisis de varianza del porcentaje de inhibición (%) de *F. oxysporum* con los extractos acuosos de *R. muelleri* en diferentes concentraciones (ppm), evaluado en seis tiempos (h).

Fuente de variación	GL	Cuadrados medios (%)					
		48	72	96	120	144	168
Concentración	13	65.6**	200.6**	398.22**	815.1**	1722.1**	1979.8**
Error	42	4.4	6.1	12.89	16.15	24.3	64.46
Total	55						
CV (%)		10.0	9.6	10.9	10.7	11.2	16.6

C.V. Coeficiente de variación

\*\* Nivel de significancia  $p < 0.01$

\*Nivel de significancia  $p \leq 0.05$

El extracto presentó una actividad antifúngica más alta que los resultados obtenidos por Ramaia y Garampalli (2015), quienes usaron los extractos de *Solanum indicum*, *Azadirachta indica* y *Oxalis latifolia* a concentración de 60% (600,000 ppm) para inhibir en 78.3 %, 75% y 70.3 %, respectivamente, este mismo patógeno. Este es el primer reporte científico de la actividad antifúngica del extracto acuoso de *R. muelleri* contra *Fusarium oxysporum*

Cuadro 11 Promedios de crecimiento micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de *Fusarium oxysporum* evaluado en seis tiempos de incubación (horas) con el extracto de *R. muelleri*.

Conc. ppm	Tiempo											
	48		72		96		120		144		168	
	mm	%	mm	%	mm	%	mm	%	mm	%	mm	%
0	27.4 a	0.0	35.8 a	0.0	47.3 a	0.0	59.0 a	0.0	75.2 a	0.0	80.9 a	0.0
100	26.3 ab	3.7	37.3 a	-4.3	47.4 a	-4.4	59.7 a	-1.2	76.4 a	-1.5	80.8 a	0.0
500	27.5 a	-0.4	36.1 a	-0.9	47.6 a	-0.7	56.8 a	3.5	71.7 a	4.7	76.5 a	5.3
1000	25.1 abc	8.3	33.1 ab	7.7	43.2 ab	8.6	52.5 a	10.9	68.3 a	9.3	73.2 ab	9.5
1500	21.9 bcd	19.8	27.4 bc	23.4	35.9 bc	24.0	40.0 b	32.2	43.6 b	42.0	50.7 c	37.4
2000	20.5 cde	25.0	26.3 cd	26.6	33.5 cd	29.1	39.0 b	33.8	44.8 b	40.4	55.7 bc	31.0
2500	20.7 cde	24.4	24.4 cde	31.8	29.5 cde	37.8	32.1 bc	45.4	36.1 bc	52.0	38.6 cdef	52.2
3000	19.2 de	29.6	22.3 cdef	37.5	28.8 cdef	39.2	32.4 bc	45.0	37.7 b	49.9	43.4 cd	46.3
3500	18.6 de	32.3	21.5 cdef	39.7	26.9 cdef	43.1	30.1 bcd	48.8	35.3 bc	53.1	44.4 cd	45.1
4000	17.3 de	37.0	20.8 def	44.2	26.2 def	44.7	28.8 cd	50.9	34.5 bc	54.2	41.4 cde	48.8
4500	16.2 e	40.8	20.5 def	52.6	24.7 def	57.1	20.4 d	65.2	19.1 d	74.6	19.7 f	75.6
5000	16.1 e	41.2	20.0 ef	49.9	24.3 ef	55.2	21.6 d	63.3	21.0 d	72.0	21.3 ef	73.6
5500	18.4 de	32.8	18.0 f	31.8	21.2 ef	47.8	23.4 cd	59.9	24.2 cd	67.8	25.3 def	68.6
6000	18.2 de	33.7	17.0 f	42.8	20.3 f	48.6	24.8 cd	57.9	23.8 cd	68.3	24.3 def	69.9

Valores promedio seguidos de la misma letra, en las columnas, son estadísticamente iguales (Tukey,  $\alpha = 0.05$ )  
 Conc:= Concentración

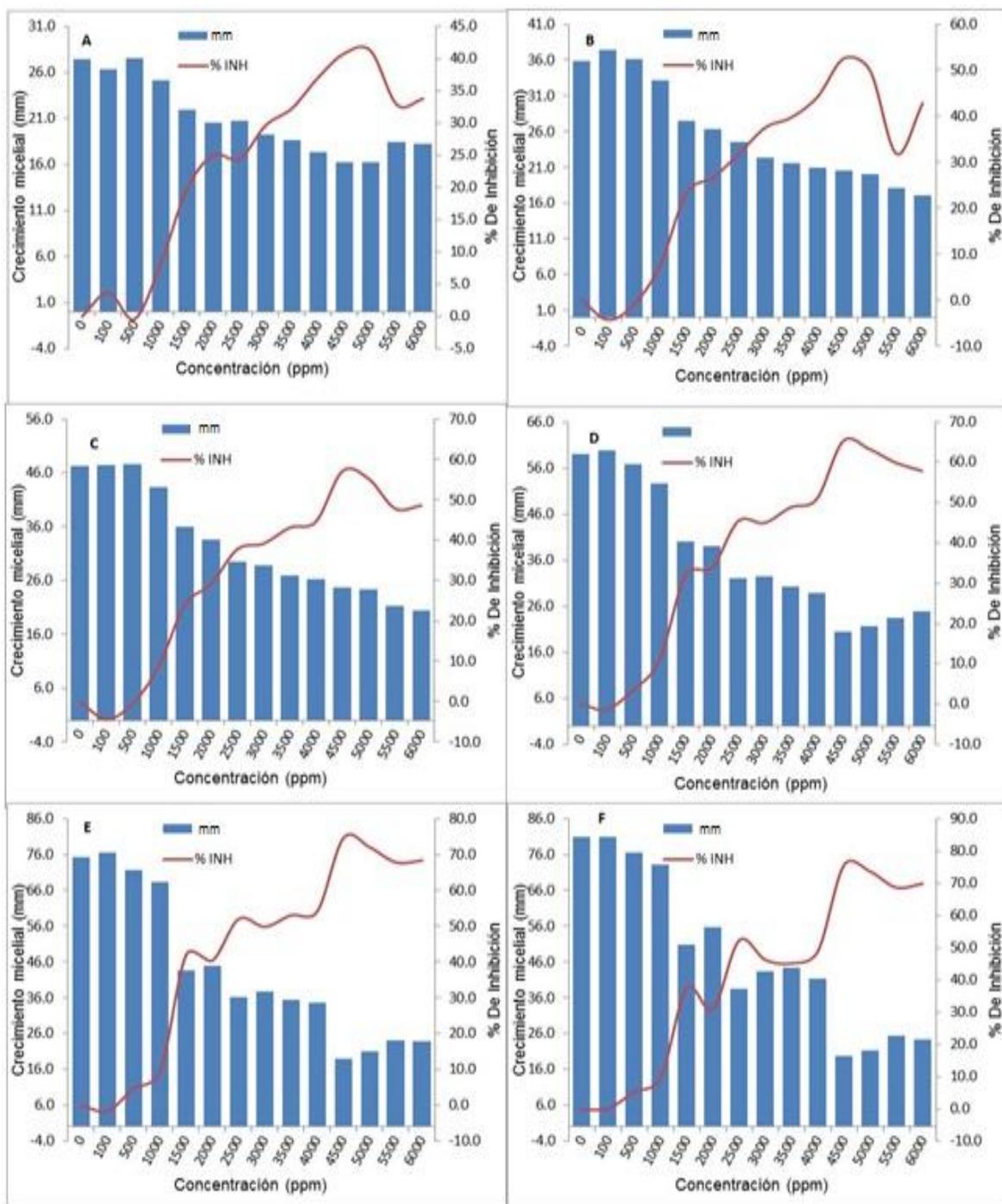


Figura 7 Crecimiento micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de *Fusarium oxysporum* evaluados a 48 h (A), 72 h (B), 96 h (C), 120 h (D), 144 h (E), 168 h (F) con el extracto acuoso de *R. muelleri*.

### 3.3. Análisis global de inhibición micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de *Fusarium oxysporum* con los extractos acuosos de *R. virens* y *R. muelleri*.

Con la finalidad de obtener una mayor información sobre el efecto antifúngico de las dos especies de *Rhus* bajo estudio: *R. virens* y *R. muelleri* se llevó a cabo un análisis estadístico global con las dos especies. Los resultados del análisis de varianza de crecimiento micelial (mm) (Cuadro 12), presentaron diferencias altamente significativas ( $p < 0.01$ ) para seis tiempos de incubación y catorce concentraciones de cada uno de los dos extractos así como en las interacciones tiempo x extracto, tiempo x concentraciones, extracto x concentraciones y tiempo x extracto x concentraciones. Sin embargo no se presentaron diferencias significativas en los extractos (NS).

El valor del coeficiente de variación fue de 15.75% lo cual nos indica que el experimento se llevó a cabo bajo condiciones analíticas estrictas: sin contaminación y apegado a las técnicas requeridas para tal fin.

Cuadro 12 Análisis de varianza de crecimiento micelial (mm) evaluada en diferente tiempo (horas), en dos extractos acuosos de *R. virens* y *R. muelleri*, con diferentes concentraciones (ppm).

	<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SC</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>Pr (&gt;F)</b>
Tiempo		5	87065	17413.0	594.27	0.001**
Extracto		1	30	30.5	1.04	0.308 NS
Concentraciones		13	45213	3477.9	118.69	0.001**
Tiempo x Extracto		5	2453	490.6	16.74	0.001**
Tiempo x Concentraciones		65	10684	164.4	5.61	0.001**
Extracto x Concentraciones		13	13861	1066.2	36.38	0.001**
Tiempo x Extracto x Concentraciones		65	8229	126.6	4.32	0.001**
Error		504	14768	29.3		
Total		671				
CV (%)	15.75					

\*\* = Nivel de significancia ( $p < 0.01$ )

NS = No significativo

Los valores promedios del crecimiento micelial y porcentaje de inhibición de *Fusarium oxysporum* con diferentes concentraciones de los dos extractos

evaluados en seis tiempos de incubación se presentan en el Cuadro 13, y muestran que a medida que se incrementan las concentraciones de los extractos disminuye el crecimiento micelial, observándose que a la concentración de 4500 y 5000 ppm son estadísticamente iguales y presentan el menor crecimiento micelial (25.52 y 25.44 mm), y por lo tanto el mayor porcentaje de inhibición (47.54 y 47.74 %, respectivamente).

Cuadro 13 Valores promedio de crecimiento micelial (mm) y porcentaje de inhibición (%) de *Fusarium oxysporum* con los extractos de *R. virens* y *R. muelleri* con catorce concentraciones (ppm) y evaluados en seis tiempos de incubación (horas).

Concentraciones (ppm)	(mm)	%
Testigo	48.6 ab	0.0
100	49.3 a	0.0
500	44.6 c	8.2
1000	45.2 bc	7.1
1500	35.9 d	26.0
2000	35.1 d	27.7
2500	30.3 ef	37.6
3000	30.5 ef	37.2
3500	33.1 de	31.9
4000	30.7 ef	36.9
4500	25.5 g	47.5
5000	25.4 g	47.7
5500	27.9 fg	42.5
6000	27.4 fg	43.6

Valores promedio seguidos de la misma letra, en las columnas, son estadísticamente iguales (Tukey,  $\alpha = 0.05$ )

### 3.4 Análisis químico de hojas y tallos de *R. virens*

Se llevaron a cabo los análisis químicos de contenido de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza de las muestras de las hojas y tallos de *R. virens* y *R. muelleri* secas y molidas.

El análisis de varianza de las variables químicas evaluadas, anteriormente mencionadas (Cuadro 14), presenta diferencias altamente significativas ( $p < 0.01$ ), en hojas y tallos en rendimientos y contenidos.

Cuadro 14 Análisis de varianza de rendimiento (g) y contenido (%) de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza, evaluados en hojas y tallos de *R. virens* y *R. muelleri*

Fuente de variación	GL	Cuadrados medios			
		H (g)	H (%)	T (g)	T (%)
Tratamiento	9	0.45099**	54.563**	0.177737**	344.01**
Error	20	0.00032	0.087	0.000264	0.34
Total	29				
CV (%)		4.9	3.8	4.9	5.8

C.V. Coeficiente de variación

\*\* Nivel de significancia  $p < 0.01$

#### 3.4.1 Hojas

Los resultados del análisis químico de las hojas de *R. virens* y *R. muelleri* para contenido de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza presenta elevados contenidos de fibra cruda en *R. virens* (16.1 %), el cual fue superior ( $p=0.05$ ) a *R. muelleri* (13.88 %) (Cuadro 15 y Figura 3). El contenido de proteína de *R. virens* con 7.67 % fue superior ( $p=0.05$ ) a *R. muelleri* que reportó 5.73 %. También en contenido de humedad *R. virens* fue superior ( $p=0.05$ ) *R. muelleri*. En cuando al contenido de extracto etéreo, las dos especies reportaron resultados similares. *R. muelleri* presenta mayor contenido ( $p=0.05$ ) de ceniza que *R. virens*. Los resultados muestran que las hojas de *R. virens* presentan contenidos superiores que *R. muelleri* de las variables evaluadas.

Cuadro 15 Valores promedio de contenido (%) de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza, evaluados en hojas de *R. virens* y *R. muelleri*

Especies / Variables	(%)	Clasificación
<i>R. virens</i> Humedad	8.37	c
<i>R. muelleri</i> Humedad	7.31	d
<i>R. virens</i> Proteína	7.67	cd
<i>R. muelleri</i> Proteína	5.73	e
<i>R. virens</i> Extracto Etéreo	3.71	f
<i>R. muelleri</i> Extracto Etéreo	3.29	f
<i>R. virens</i> Fibra	16.10	a
<i>R. muelleri</i> Fibra	13.88	b
<i>R. virens</i> Ceniza	4.12	f
<i>R. muelleri</i> Ceniza	6.19	e

Valores promedio seguidos de la misma letra, en las columnas, son estadísticamente iguales (Tukey,  $\alpha = 0.05$ )

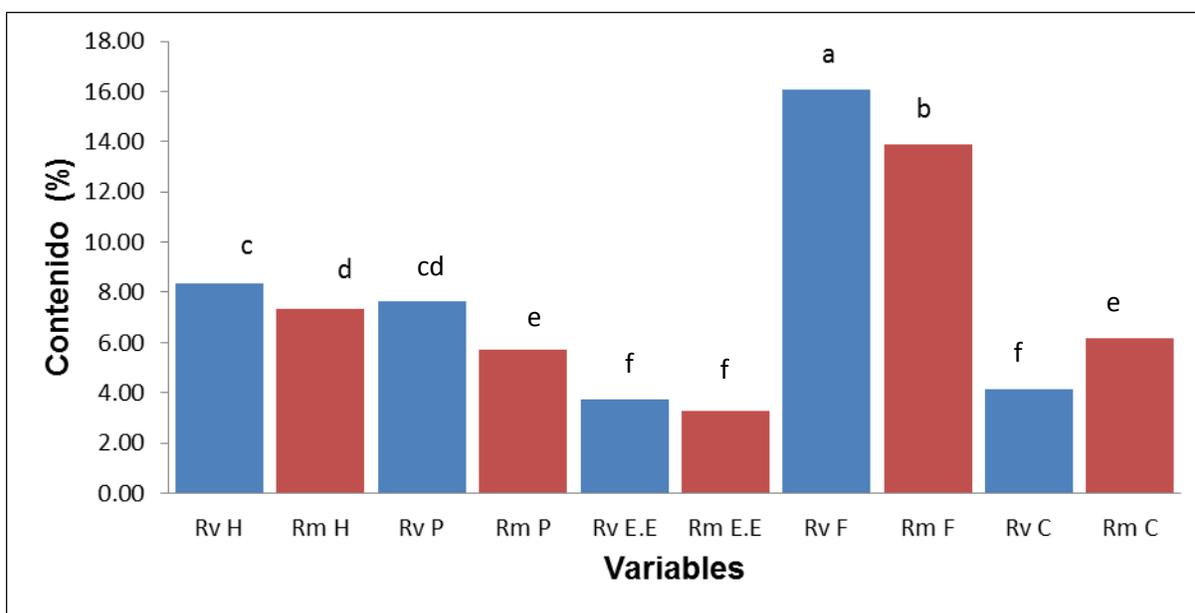


Figura 8 Contenidos (%) de humedad (H), proteína (P), extracto etéreo (E.E), fibra (F) y ceniza (C) en hojas de *R. virens* (Rv) y *R. muelleri* (Rm).

### 3.4. 2 Tallos

El análisis químico de los tallos de *R. virens* y *R. muelleri* para contenido de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y cenizas muestra (Cuadro 16 y Figura 9) que el contenido de fibra en *R. muelleri* (31.34 %) es superior ( $p=0.05$ ) respecto a *R. virens* (28.74), sin embargo *R. virens* en contenido de extracto etéreo (5.96 %) es más elevado ( $p=0.05$ ) que *R. muelleri* (2.04%). En contenido de proteína estadísticamente ambas especies son similares, *R. virens* (4.24 %) y *R. muelleri* (3.21 %). Las dos especies se mantienen aproximadamente en el mismo rango de 5 % respecto al contenido de ceniza. De los resultados de los análisis en hojas y tallos de *R. virens* y *R. muelleri* sobresale el contenido de proteína y fibra en las hojas, y en los tallos sobresale ampliamente el contenido de fibra. Es importante continuar los estudios sobre la calidad de la proteína y la fibra de las dos especies, lo cual nos daría una mayor información sobre la aplicación de estas plantas.

Cuadro 16 Contenidos (%) de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza en tallos de *R. virens* y *R. muelleri*.

Especies / Variables	(%)	Clasificación
<i>R. virens</i> Humedad	7.05	c
<i>R. muelleri</i> Humedad	6.68	cd
<i>R. virens</i> Proteína	4.24	ef
<i>R. muelleri</i> Proteína	3.21	fg
<i>R. virens</i> Extracto Etéreo	5.96	cd
<i>R. muelleri</i> Extracto Etéreo	2.04	g
<i>R. virens</i> Fibra	28.74	b
<i>R. muelleri</i> Fibra	31.34	a
<i>R. virens</i> Ceniza	5.29	de
<i>R. muelleri</i> Ceniza	5.06	de

Valores promedio seguidos de la misma letra, en las columnas, son estadísticamente iguales (Tukey,  $\alpha = 0.05$ )

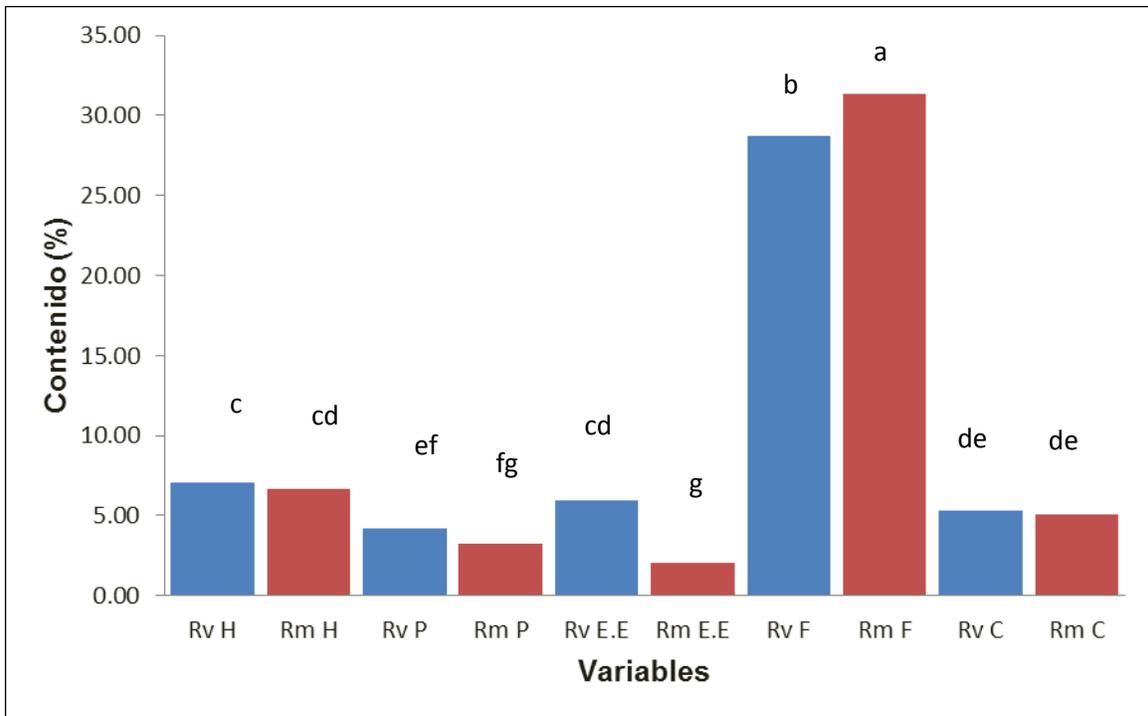


Figura 9 Contenidos (%) de humedad (H), proteína (P), extracto etéreo (E.E), fibra (F) y ceniza (C) en tallos de *R. virens* (Rv) y *R. muelleri* (Rm).

### 3.4.3. Correlación de las variables de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza en hojas y tallos.

Cuadro 17 . Correlaciones en hojas y tallos en gramos y porcentaje de *R. virens* y *R. muelleri*.

	Hojas (g)	Hojas (%)	Tallos (g)
Hojas (%)	0.06 NS		
Tallos (g)	0.72 *	0.61 *	
Tallos (%)	-0.14 NS	0.92*	0.56*

\*Nivel de significancia  $p \leq 0.05$   
 NS: No hay diferencia significativa

El estudio de correlación entre las variables de composición química: Humedad, Proteína, Extracto etéreo, Fibra y Ceniza de hojas y tallos de *R. virens* y *R. muelleri* (Cuadro 17) muestra una correlación elevada y significativa ( $p \leq 0.05$ ) con un coeficiente de 0.92\*, lo cual nos indica que a mayor contenido de las variables en los tallos tendremos más alto contenido de las mismas en las hojas.

#### IV. CONCLUSIONES

1. Los extractos acuosos de *R. virens* y *R. muelleri* inhibieron significativamente *in vitro* el crecimiento micelial de *F. oxysporum*.
2. A mayor concentración de los extractos acuosos de *R. virens* y *R. muelleri* se obtuvo mayor inhibición de *F. oxysporum*.
3. La mejor inhibición del extracto acuoso de *R. virens* en *F. oxysporum* fue de 47.5 % a una concentración de 2500 ppm, en el tiempo de incubación de 168 h.
4. La mayor inhibición del extracto acuoso de *R. muelleri* en *F. oxysporum* fue de 75.6 % a una concentración de 4500 ppm, en el tiempo de incubación de 168 h.
5. El extracto acuoso de *R. muelleri* presentó una mayor inhibición que el de *R. virens in vitro* en *F. oxysporum*.
6. El análisis estadístico global del crecimiento micelial y porcentaje de inhibición de *F. oxysporum* por los extractos acuosos de *R. virens* y *R. muelleri*, mostró una inhibición de 47 % a las concentraciones de 4500 ppm y 5000 ppm.
7. *R. virens* presentó en las hojas mayor contenido de fibra (16.1%) y proteína (7.67%) que *R. muelleri* (fibra: 13.88 % y proteína: 5.73 %).
8. Los tallos de *R. muelleri* presentaron mayor contenido de fibra (31.34%) que los de *R. virens* (28.74 %).
9. Este es el primer reporte científico de inhibición del crecimiento micelial de *F. oxysporum* por los extractos acuosos de *R. virens* y *R. muelleri*, así como sobre el análisis químico de humedad, proteína, extracto etéreo, fibra y ceniza de ambas especies, las cuáles son plantas endémicas de Coahuila.
10. Se sugiere continuar con los estudios de investigación sobre la composición química de los extractos de *R. virens* y *R. muelleri* para identificar los componentes activos biológicamente, así como en la calidad de la proteína y la fibra de ambas especies para obtener mayor información sobre su aplicación.

## V. BIBLIOGRAFÍA

ALTINKURT O, Heper T. 1970. Pharmacologic effects of sumac (*Rhus coriaria*). Turkey Hygiene Technol Biol J. 30: 41.

ALZATE N., V. López, H. Marín A. Murillo. 2009. Evaluación preliminar de la actividad fungicida de los aceites esenciales de eucalipto (*Eucalyptus tereticornis*, Myrtaceae) y cáscara de naranja (*Citrus sinensis*, Rutaceae) sobre algunos hongos Filamentoso. Revista Tumbaga. 4: 59-71.

ANASTAS P. Warner J. 1998. *Green Chemistry: Theory and Practice*. Oxford University Press. Nueva York.

ASGARPANA, J. S. Saati. 2014. An overview on phytochemical and pharmacological properties of *Rhus coriaria* L. Department of pharmacognosy, Pharmaceutical sciences branch, Islamic azad university (LAU), Tehran, Iran. Research Journal of Pharmacognosy (RJP) 1(3): 47:54.

BRAVO L. L., T. Bermúdez B. Montes. 2000. Inhibición de *Fusarium moniliforme* mediante polvos vegetales y algunos de sus componentes químicos. Manejo Integrado de Plagas. 57: 29-34.

BARRERA L. S. Bautista. 2008. Actividad antifúngica de polvos, extractos y fracciones de *Cestrum Nocturnum* L. sobre el crecimiento micelial de *Rhizopusstolonifer* (Ehrenb.:Fr) Vuill. Revista Mexicana de Fitopatología. 26(1): 21-31.

BARKLEY F.A. 1937. A monographic study of *Rhus* and its immediate allies in North and Central America, including the West Indies. Annals of the Missouri Botanical Garden 24: 256-500.

BAYTOP, T. 1984. Therapy with medicinal plants in Turkey (past and present) (first ed). Istanbul University, Istanbul (Turkey), 3255p (InTurkish).

CANDAN F, Sokmen A. 2004. Effects of *Rhus coriaria*L. (Anacardiaceae) on lipid peroxidation and free radical scavenging activity. *Phytother Res.* 18(1): 84-86.

CRAMERI R., K. Blaser. 2002. Allergy and immunity to fungal infections and colonization. *Eur Respir J.* 19:151-157.

BOSLAND, P.W. 1988. *Fusarium oxysporum* a pathogen of many plant species. *Advances in plant pathology.* 6. 281-289.

CÁRDENAS. N., M. Zavala, R. Aguirre C. Pérez S. Pérez, 2005. Chemical composition and antifungal activity of essential oil of *Chrysactinia mexicana* gray. *Journal of Agricultural and food chemistry* 53: 4347-4349.

CHAKRABORTY A., Ferk F. Simic T., Brantner A, Dusinska M, Kundi M, Hoelzl C, Nersesyan A, Knasmuller S., 2008. DNA-protective effects of sumach (*Rhus coriaria*L.), a common spice: results of human and animal studies. *Mutat Res.* 661(1-2): 10-17.

CHOPRA R. N, Nayar SL, Chopra IC, 1956. Glossary of Indian medicinal plants. New Delhi: Council of Scientific and Industrial Research.

CHUANG PH, Lee CW, Chou JY, Murugan M, Shieh B.J., Chen H.M;2007. Antifungal activity of crude extracts and essential oil of *Moringa oleifera* Lam. *Biores Tech.* 98: 232-236.

CHUNG K. T., Y. Wong, C.I. Wei, Y. W. Huang, Y. Lin., 1998. Tannins and human health: A review. *Crit. Rev. Food Sci. Nutr.* 38: 421-464.

CRAMERI R. K. Blaser, 2002. Allergy and immunity to fungal infections and colonization. *Eur Respir J.* 19:151-157.

COWAN M. M., 1999. Plant products as antimicrobial agents. *Clin. Microbiol. Rev.* 12: 564-582.

CUTTER C.N. 2000., Antimicrobial effect of herb extracts against Escherichia coli O157:H7. Listeria monocytogenes and Salmonella typhimurium associated with beef. J. Food Prot. 63:601-607.

DAVIS, P. H., 1967. Flora of Turkey and the Aegean Islands. Vol.2. Edinburgh: University Press.

DIAGRAK M., M. H. Alma, A. Ilcim. 2001. Antibacterial and antifungal activities of Turkish medicinal plants. Pharm. Biol. 39:346-350.

DOMINGO D., López M. 2003. Plantas con acción antimicrobiana. Rev Esp Quimioter. 16:385-393.

EL SISSI, H. I., M. S. Ishak, and M. S. Abd El Wahid (1972). Polyphenolic components of Rhus coriaria leaves. Planta. Med. 21:67-71.

ERICHSEN-Brow C., 1989. Medicinal and Other Uses of North American Plants: A Historical Survey with Special Reference to the Eastern Indian Tribes. New York, NY, USA: Dover Publications.

ESLAMINEJAD P, Maziah Z, Eslaminejad T., 2012. Anti-fungal activity of cold and hot water extracts of spices against fungal pathogens of Roselle (*Hibiscus sabdariffa*) *in vitro*. Microbial Pathogenesis 52:125-129.

FALERIO L, Graca M, Gomes S, Costa L, Venâncio F, Teixeira A, Figueiredo AC, Barroso JG, Pedro LG., 2005. Antibacterial and Antioxidant Activities of Essential Oils Isolated from *Thymbra capitata* L. (Cav.) and *Origanum vulgare* L. Journal of Agricultural and Food Chemistry 53:8162-8168.

GARDUNO C., L. Barrera Y. Rios. 2010. Evaluation of the fungicidal activity of leaves powders and extracts of the fifteen mexican plants against *Fusarium oxysporum* f. sp. *Gladioli* (Massey) Snyder and Hansen. Plant Pathology Journal 9: 103-111.

GIANCARIO S, Rosa LM, Nadjafi F, Francesco M. 2006. Hypoglycemic activity of two species extracts: *Rhus coriaria* L. and *Bonium persicum* Boiss. Nat Prod Res. 20: 882-886.

GÜVENÇ, A. M. Koyuncu (1994). A study on the main active compounds of leaves and fruits of *Rhus coriaria* L. Turkish J. Med Sci. 20:11-13.

- IAUK L, Caccamo F, Speciale AM, Tempera G, Ragusa S, Pante G. 1998. Antimicrobial activity of *Rhus coriaria* L. leaf extract. *Phytother Res.* 12(1): 152-153.
- KIZIL S., Turk M. 2010. Microelement contents and fatty acid compositions of *Rhus coriaria* L. and *Pistacia terebinthus* L. fruits spread commonly in the south eastern Anatolia region of Turkey. *Nat Prod Res.* 24(1): 92-98.
- KOSSAH, R., C. Nsabimana, J. Zhao, H. Chen, F. Tian, H. Zhang, W. Chen, 2009. Comparative study on the chemical composition of Syrian sumac (*Rhus coriaria* L.) and Chinese sumac (*Rhus typhina* L.) fruits. *Pakistan J. Nut.* 8(10):1570-1574.
- LAGUNES T. A., Villanueva J. 1994. Toxicología y manejo de insecticidas. Montecillo. Colegio Postgraduados. 264 p.
- MARINO M., Bersani C., Comi M., 1999. Antimicrobial activity of the essential oils *Thymus vulgaris* L. measure using a bioimpedimetric method. *J. Food Prot.* 62. 1017-1023.
- MARTINEZ, M. M., Cevallos-Ferriz S. R. S. 2005. Arquitectura foliar de Anacardiaceae. *Revista Mexicana de Biodiversidad.* Vol.76.
- MAVLYANOV, M., Islambekov Shyu, A. I. Ismailov, A. K. Karimdzhanou, and A. I. Ismalov., 1997. Anthocyanins and organic acids of the fruits of some species of sumac. *Chem. Nat. Comp.* 33:209.
- MAZURELLA, J.C., Balter, J. 1959. The action of essential oils on phytopathogenic fungi. *Pl. Dis. Reprtr* 43, 1143.
- McCutcheon A.R., Ellis S.M., Hancock R.E.W., Towers G.H.N., 1992. Antibiotic screening of medicinal plants of the British Columbian native peoples. *J. Ethnopharmacol.* 44. 157-169.
- METCALFE C.R. y Chalk L. 1950. *Anatomy of the Dicotyledons.* 1 a ed. Clarendon Press. Oxford.
- MILLER A.J., Young D.A. y Wen J., 2001. Phylogeny and biogeography of *Rhus* (Anacardiaceae) based on ITS sequence data. *International Journal of plant Science.* 162: 1401-1407.
- MOSSA JS, Rafatullah S, Galal AM, Al-Yahya MA, 1995. Pharmacological studies of *Rhus retinorrhoea*. *Int J Pharmacogn.* 33(3): 242-246.

GULMEZ, MN. Oral and L. Vatansever., 2006. The effect of water extract of sumac (*Rhus coriaria* L.) and lactic acid on decontamination and shelf life of raw broiler wings. *Processing, products and food safety. Poultry science* 85:1466-1471.

NASSAR – Abbas S. M. & A.K. Halkman., 2004. Antimicrobial effect of water extract of sumac (*Rhus coriaria* L.) on the growth of some food borne bacteria including pathogens. *Int. J. Food Microbiol.* 97: 63-69.

NIMRI LF, Meqdam MM, Alkofahi A., 1999. Antibacterial activity of Jordanian medicinal plants. *Pharm Biol.* 37: 196-201.

NUTCHA S, Anuvat J, Vanee Ch, Panuwat S., 2011. Antimicrobial activity of cinnamon, clove and galangal essential oils and their principal constituents, and possible application in active packaging. *Presentacion the Proceedings of 15<sup>th</sup> IAPRI World Conference on Packaging.* 2-5 October, Tokyo, Japan.

OZCAN M., 2003. Effect of sumach (*Rhus coriaria* L.) extracts on the oxidative stability of peanut oil. *J Med Food.* 6: 63-66.

OZCAN M., Fahad Y, AL, Juhaimi., 2011. Antioxidant and antifungal activity of some aromatic plant extracts. *Journal of Medicinal Plants Research* 5: 1361-1366.

OZCAN M., Haciseferogullari H, 2004. A condiment [*Sumac (Rhus coriaria)* fruits]; some physiochemical properties. *Bulgarian J Plant Physiology.* 30: 74-84.

PANDEY DK, Tripathi NN, Tripathi RD & Dixit SN. Fungitoxic and phytotoxic properties of the essential oil *Caesulia axillaris* Roxb. *Angew Bot.* 1982; 56: 259-267.

PINO B. N., 2006. Botánica y screening fitoquímica de doce plantas usadas en medicina tradicional en el Departamento del Chocó, Colombia. *Revista Latinoamericana de Recursos Naturales.* 2 (1): 33-34.

PIÑOL, M., 2001. Relaciones entre el metabolismo primario y secundario de las plantas, citado por Ascon-bieto, J. y Talon, M. *Fundamentos de biología vegetal. Introducción al metabolismo secundario.* S.I. McGraw Hill Interamerica. NY, USA. 261-262 P.

QUIROGA E.N., AR. Sampietro, M.A. Vattuone.,2001. Screening antifungal activities of selected medicinal plants. J Ethnopharmacol. 74(1): 89-96.

RODRIGUEZ A. T., D. Morales, M. A. Ramírez. 2000. Efecto de extractos vegetales *in vitro* sobre el crecimiento micelial de los hongos fitopatógenos. Cultivos Tropicales 21 (2): 79-82.

RODRÍGUEZ C., Lagunes A., 1992. Plantas con propiedades insecticidas. Resultados de pruebas preliminares de laboratorio, campo y granos almacenados. Agroproductividad. N° 1. Pp 27-25.

SAEED, H. M.,1972.Hamdard Pharmacographia Indica, Pakistan: Hamdard National Foundation, Karachi, 372-373.

SAXENA G., McCutcheon A.R., Farmer S., Towers G.H.N., Hancock R.E.W., 1994. Antimicrobial constituents of *Rhus galbra*. J. Ethnopharmacol. 42. 95-99.

SEZIK, E., E. Yeşilada, G. Honda, Y. Takaishi, Y. Takeda, T. Tanaka , 2001. Traditional medicine in Turkey X. folk medicine in Central Anatolia. J. Ethnopharmacol. 75:95-115.

SEZIK E, Tabata M, Yesilada E., 1991. Traditional medicine in Turkey.1.Folk medicine in northeast.Anatolia. J Ethnopharmacol 35:191-196.

SHABBIR A., 2012. *Rhus coriaria* linn, a plant of medicinal, nutritional and industrial importance: a review. The Journal of Animal & Plant Sciences, 22(2) Page: 505-512.

SHAN B, Yizhong Z, Sun M, Corke H., 2005. Antioxidant capacity of 26 spice extracts and characterization of their phenolic constituents. Journal of Agricultural and Food Chemistry 53:7749-7759.

SIERRA Ryne. G. Mazza., 2007. Biological activities of extracts from sumac (*Rhus* spp.): A review. Original Paper.Plant Foods Hum Nutr. Canada. 62:165 - 175.

SINGH O, Ali M, Akhtar N., 2011. New antifungal aromatic compounds from the seeds of *Rhus coriaria*L. Int Res J Pharm. 2(1): 188-194.

TUZLACI, E.and P. E. Aymaz., 2001.Turkish folk medicinal plants, Part IV: Gönen (Balıkesir). Fitoterap. 72:323-343.

USDA, 2007. Germplasm Resources Information Network. Beltsville, MD, USA: United States Department of Agriculture, Agricultural Research Service. <http://www.ars-grin.gov/npgs/aboutgrin.html>.

VAN Wyk BE, Wink M., 2004. Medicinal plants of the world. Timber Press. Portland. OR. USA.

VERDUZCO L., Farias J., Orozco M., & Guzmán S., 1996. Efecto de la incorporación de plantas y aplicación de nematicidas sobre el control de nematodos agalladores. Revista Mexicana de Fitopatología. 14. Pp. 168.

1.

WETHERILT M. Pala, 1994. Herbs and spices indigenous to turkey. Pp. 285-307 in Species, Herbs and Edible Fungi: Developments in Food Science. Vol. 34. G. Charalambous Elsevier, ed. Amsterdam. The Netherlands.

WOJDYLO A, Oszmianski J, Czemerzys R., 2007. Antioxidant activity and phenolic compounds in 32 selected herbs, Food Chemistry 105:940-949.

YOUNG D.A., 1975. Systematics of *Rhus* subgenus *Lobadium* section *Styphonia*. Tesis Doctorado. Claremont Graduate School. Claremont, California. 259 pp.

YOUNG D.A., 1978. Reevaluation of the sections of *Rhus* L. subgenus *Lobadium* (Raf.) T. & G. (Anacardiaceae). *Brittonia* 4: 411-415.

ZARGHAM H, Zargham R., 2008. Tannin extracted from Sumac inhibits vascular smooth muscle cell migration. McGill J Med. 2008; 11(2): 119-123.