

UACM

Universidad Autónoma
de la Ciudad de México

Nada humano me es ajeno

COLEGIO DE CIENCIAS Y HUMANIDADES

LICENCIATURA EN PROMOCIÓN DE LA SALUD

Caracterización fitoquímica y farmacológica de las plantas; trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth); tomatillo (*Nicandra physalodes* (L.) Gaertn) y espinosilla (*Loeselia mexicana* (Lam.) Brand) colectadas en el Jardín Botánico del Centro de Salud T-II, Xuan Zenteno Cuevas de Santa Catarina Yecahuizotl, Alcaldía Tláhuac, Ciudad de México.

TRABAJO RECEPCIONAL. INFORME DE INVESTIGACIÓN
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
LICENCIADA EN PROMOCIÓN DE LA SALUD

PRESENTA

Laura Zavala Cruz

Director del Trabajo recepcional. Informe de investigación

M. en B. Edgar Del Carmen Sierra Palacios

Ciudad de México agosto, 2023.

SISTEMA BIBLIOTECARIO DE INFORMACIÓN Y DOCUMENTACIÓN



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE LA CIUDAD DE MÉXICO COORDINACIÓN ACADÉMICA

RESTRICCIONES DE USO PARA LAS TESIS DIGITALES

DERECHOS RESERVADOS ©

La presente obra y cada uno de sus elementos está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor; por la Ley de la Universidad Autónoma de la Ciudad de México, así como lo dispuesto por el Estatuto General Orgánico de la Universidad Autónoma de la Ciudad de México; del mismo modo por lo establecido en el Acuerdo por el cual se aprueba la Norma mediante la que se Modifican, Adicionan y Derogan Diversas Disposiciones del Estatuto Orgánico de la Universidad de la Ciudad de México, aprobado por el Consejo de Gobierno el 29 de enero de 2002, con el objeto de definir las atribuciones de las diferentes unidades que forman la estructura de la Universidad Autónoma de la Ciudad de México como organismo público autónomo y lo establecido en el Reglamento de Titulación de la Universidad Autónoma de la Ciudad de México.

Por lo que el uso de su contenido, así como cada una de las partes que lo integran y que están bajo la tutela de la Ley Federal de Derecho de Autor, obliga a quien haga uso de la presente obra a considerar que solo lo realizará si es para fines educativos, académicos, de investigación o informativos y se compromete a citar esta fuente, así como a su autor ó autores. Por lo tanto, queda prohibida su reproducción total o parcial y cualquier uso diferente a los ya mencionados, los cuales serán reclamados por el titular de los derechos y sancionados conforme a la legislación aplicable.

AGRADECIMIENTOS

En primera instancia a mis padres y hermano por confiar, por los valores y principios que me han inculcado.

También quiero agradecer a la Universidad Autónoma de la Ciudad de México y profesores por haber compartido sus conocimientos a lo largo de mi preparación de mi profesión.

De manera especial, a mi tutor M en B. Edgar del Carmen Sierra Palacios, por haberme guiado en la elaboración de este trabajo de titulación, por brindarme su tiempo y guiado con su paciencia.

También quiero agradecer a la Biól. Bernarda García Ocón por el apoyo, consejos y palabras de aliento que me han ayudado a lograr lo que quiero. Y por brindarme el espacio en el laboratorio y su confianza para hacer uso de él.

Finalmente quiero dedicar esta tesis a todas mis amigas, por apoyarme cuando más las necesite, por extender su mano en momentos difíciles y por el amor brindado cada día, de verdad mil gracias.

A mis lectores Dr. Alberto Mendoza Espinoza, Dra. María Olivia Sánchez y Dra. Silvia Castellanos., por el tiempo que dedicaron para la revisión del presente trabajo de investigación.

Al centro de salud y al personal del jardín botánico...

DEDICATORIA

A mis padres por haberme forjado como la persona que soy en la actualidad; muchos de mis logros se los debo a ustedes entre los que se incluye este. Me formaron con reglas y con algunas libertades, pero al final de cuentas, me motivaron constantemente para alcanzar mis anhelos. A mi hermano por haber sido mi apoyo a lo largo de mi carrera universitaria y a lo largo de mi vida. A todas las personas especiales que me acompañaron en esta etapa, aportando a mi formación tanto profesional como ser humano.

ABREVIATURAS

Abs	Absorbancia
CDMX	Ciudad de México
OMS	Organización Mundial de la Salud
UNAM	Universidad Nacional Autónoma de México
TLC	Cromatografía en capa delgada
OGDF	Gaceta Oficial del Distrito Federal
UV	Ultra violeta
°C	Grados Celsius
mbar	Milibar de variación
max	Máximo
cm	Centímetros
ha	Hectárea
g	Gramo
h	Hora
s	Segundo
l	Litro
dH₂O	Agua destilada
Abs	Absorbancia
M	Molar
mg	Miligramo
µg	Microgramo
ml	Mililitro
mM	Milimolar
µl	Microlitro
mm	Milimetro
nm	Nanometros
min	Minutos
msnm	Metros sobre el nivel del mar

PBS	Buffer de fosfatos salinos
pH	Potencial de hidrógeno
PPM	Partes por millón
p/v	Peso/ volumen
rpm	Revoluciones por minuto
TLC	Cromatografía de capa fina
UV	Ultravioleta
UV/vis	Ultravioleta/visible
±	Más o menos
v/v	Volumen/volumen
<	Menor que
>	Mayor que
≥	Mayor o igual que
≤	Menor o igual que
ABTS	2,2'-azino-bis (3-etilbenzotiazolina)-6 sulfonato de amonio
DPPH	2,2-difenil-1-picrilhidracilo
ORAC	Capacidad de absorción de radicales de oxígeno
FRAP	Análisis del poder reductor férrico/antioxidante
DMPD	N, N-dimetil-p-fenilendiamina
TEC	Capacidad antioxidante equivalente a trolox
TRAP	Parámetro total de antioxidantes que atrapan radicales
PCL	Fotoquimioluminiscencia
TPTZ	Ferreico-2,4,6-tripiridil-s-triazina
ROO	Peróxido
EAA/g e.s.	Equivalentes de ácido ascórbico por gramo de extracto seco
EAG/g e.s.	Equivalentes de ácido gálico por gramo de extracto seco
EQ/g e.s.	Equivalentes de quercetina por gramo de extracto seco
E Trolox/mg e.s.	Equivalente de Trolox por miligramo de extracto seco
Trolox	(6-Hidroxi -2; 5,7,8-tetrametil) croman -2 carboxílico ácido
IC₅₀	Concentración inhibitoria 50 %

Índice General

I. INTRODUCCIÓN	01
II. MARCO TEÓRICO	02
2.1 Plantas medicinales.....	02
2.1.1 Principios activos de plantas medicinales.....	03
2.1.2 Metabolitos secundarios.....	04
2.1.3 Alcaloides.....	06
2.1.4 Antraquinonas.....	08
2.1.5 Taninos.....	08
2.1.6 Cumarinas.....	09
2.1.7 Flavonoides.....	10
2.1.8 Terpenos.....	10
2.1.9 Saponinas.....	11
2.2 Factores que influyen en la concentración de los metabolitos secundarios en plantas medicinales.....	13
2.2.1 Factores abióticos o fisicoquímicos.....	15
2.2.2 Factores biológicos.....	16
2.2.3 Fenología.....	16
2.3. Estudio de las plantas medicinales.....	16
2.3.1 Farmacognosia.....	16
2.3.2 Fitoquímica.....	18
2.3.3 Métodos analíticos para el estudio de los metabolitos secundarios en plantas medicinales.....	18
2.3.3.1 Ensayos cualitativos <i>in vitro</i>	18
2.3.3.2 Determinación de alcaloides.....	18
2.3.3.3 Determinación antraquinonas.....	19
2.3.3.4 Determinación de saponinas.....	19
2.3.3.5 Determinación de cumarinas.....	19
2.3.3.6 Determinación de fenoles totales.....	20
2.3.3.7 Determinación de flavonoides.....	20
2.4 Ensayos farmacológicos en el estudio de las plantas medicinales.....	21

2.4.1 Actividad Antioxidante.....	21
2.4.2 Toxicidad en <i>Artemia salina</i>	24
2.5 Tratamiento de las plantas para su estudio.....	24
2.5.1 Colecta.....	24
2.5.2 Extracto.....	25
2.5.3 Métodos de extracción.....	26
2.6 Características de las plantas trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth), tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> (L.) Gaertn)) y espinosilla (<i>Loeselia</i> <i>mexicana</i> (Lam.) Brand).....	27
2.6.1 Clasificación Taxonómica.....	27
2.6.2 Trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth).....	27
2.6.2.1 Taxonomía.....	27
2.6.2.2 Nombres étnicos o comunes.....	28
2.6.2.3 Descripción.....	28
2.6.2.4 Distribución geográfica.....	29
2.6.2.5 Usos.....	30
2.6.3 Tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> (L.) Gaertn).....	30
2.6.3.1 Taxonomía.....	30
2.6.3.2 Nombres étnicos o comunes.....	31
2.6.3.3 Descripción.....	31
2.6.3.4 Distribución geográfica.....	32
2.6.3.5 Usos.....	33
2.6.4 Espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> (Lam.) Brand).....	34
2.6.4.1 Taxonomía.....	34
2.6.4.2 Nombres étnicos o comunes.....	34
2.6.4.3 Descripción.....	34
2.6.4.4 Distribución geográfica.....	35
2.6.4.5 Usos.....	36
2.6.5 Estudios experimentales de la planta <i>Oxalis latifolia</i> Kunth, <i>Nicandra physalodes</i> (L.) Gaertn y <i>Loeselia mexicana</i> (Lam.) Brand.....	37

2.7 Características medioambientales de Santa Catarina Yecahuizotl, Tláhuac, Ciudad de México.....	38
2.7.1 Localización.....	38
2.7.2 Suelo.....	40
2.7.3 Clima.....	40
2.7.4 Precipitación.....	40
2.7.5 Orografía.....	41
III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	42
IV. JUSTIFICACIÓN.....	43
V. OBJETIVOS.....	45
5.1 Objetivo general.....	45
5.2 Objetivos específicos.....	45
VI. METODOLOGÍA.....	46
6.1 Diagrama de Investigación.....	46
6.2. Material biológico.....	47
6.2.1 Colecta.....	47
6.2.2 Identificación taxonómica.....	47
6.2.3 Selección de especies para el estudio.....	47
6.2.4 Obtención de los extractos.....	47
6.3 Caracterización química cualitativa.....	56
6.3.1 Antraquinonas.....	56
6.3.2 Alcaloides.....	57
6.3.3 Determinación de taninos.....	57
6.3.4. Cumarinas.....	57
6.3.5 Saponinas.....	58
6.4. Potencial antioxidante.....	58
6.4.1 2,2-difenil-1-picrilhidracilo (DPPH).....	58
6.4.2 Actividad inhibidora del radical 2,2'-azino-bis (3-etilbenzotiazolina)- 6 sulfonato de amonio (ABTS).....	59
6.4.3 Flavonoides totales.....	59
6.4.4 Fenoles totales.....	60

6.5. Evaluación farmacológica.....	60
6.5.1. Ensayo de citotoxicidad <i>in vitro</i> en <i>Artemia salina</i>	60
VII. RESULTADOS.....	62
7.1 Material biológico.....	62
7.2 Selección de especies para el estudio.....	66
7.3 Obtención de extractos.....	71
7.4 Caracterización química cualitativa.....	74
7.5 Potencial antioxidante.....	77
7.5.1 DPPH.....	77
7.5.2. ABTS.....	80
7.5.3 Fenoles totales.....	83
7.5.4 Flavonoides.....	86
7.6 Toxicidad en <i>Artemia salina</i>	88
VIII. CONCLUSIONES.....	90
XI. REFERENCIAS.....	91
X. Anexos.....	101
10.1. DPPH.....	101
10.2. ABTS.....	111
10.3. Fenoles totales.....	116
10.4. Flavonoides.....	121
10.5. Curvas patrón.....	126
10.5.1. ABTS.....	126
10.5.2. Fenoles totales.....	127
10.5.3. Flavonoides totales.....	128
10.6. Toxicidad <i>in vitro</i> en <i>Artemia salina</i>	129
10.6.1 Resultados por triplicado (A, B, C) de cada uno de los extractos en metanol.....	129
10.6.2 Resultados por triplicado (A, B, C) de cada uno de los extractos en hexano.....	131

Índice de tablas

Tabla 1	Cantidad de material vegetal y solvente en la preparación de los extractos.....	49
Tabla 2	Plantas colectadas en el Jardín botánico Yecahuizotl e identificadas de forma taxonómica.....	63
Tabla 3	Reporte de estudios farmacológicos de las especies de plantas colectadas.....	67
Tabla 4	Cantidades y volúmenes utilizados en la preparación de los extractos en metanol.....	72
Tabla 5	Cantidades y volúmenes utilizados en la preparación de los extractos en hexano.....	72
Tabla 6	Cantidad obtenida de cada extracto en metanol de las plantas estudiadas después del proceso de liofilización.....	72
Tabla 7	Cantidad obtenida de cada extracto en hexano de las plantas estudiadas después del proceso de liofilización.....	74
Tabla 8	Resultados de la caracterización química cualitativa de los extractos de plantas en metanol.....	75
Tabla 9	Caracterización química cualitativa de los extractos de plantas en hexano.....	76
Tabla 10	Resultados de citotoxicidad IC50 de los extractos de las plantas estudiadas.....	88

Índice de figuras

Figura 1	Esquema del proceso de interrelación del metabolismo primario con el metabolismo secundario.....	06
Figura 2	Estructura química de algunos alcaloides.....	07
Figura 3	Estructura química general de las antraquinonas.....	08
Figura 4	Estructura química de un tanino condensado e hidrosoluble.....	09
Figura 5	Estructura química de una cumarina.....	09
Figura 6	Estructura química base de los flavonoides.....	10
Figura 7	Estructura química del isopreno.....	11
Figura 8	Estructura química de saponina triterpenoide y esteroide.....	12
Figura 9	Estructura química general de algunas saponinas esteroidales.....	12
Figura 10	Estructura molecular de saponinas triterpénicas.....	13
Figura 11	Eventos en los cuales los metabolitos secundarios se inducen durante la respuesta de defensa de las plantas.....	14
Figura 12	Estructura del compuesto químico DPPH antes y después de la reacción con el antioxidante.....	22
Figura 13	Determinar de la presencia de antioxidantes por la reacción redox de ABTS.....	23
Figura 14	Trébol morado (<i>Oxalis Latifolia</i> Kunth).....	29
Figura 15	Distribución mundial de <i>Oxalis latifolia</i> Kunth.....	30
Figura 16	Tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> (L.) Gaertn).....	32
Figura 17	Distribución de <i>Nicandra physalodes</i> (L.) Gaertn.....	33
Figura 18	Espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> (Lam.) Brand).....	35
Figura 19	Distribución geográfica de <i>Loeselia mexicana</i> (Lam) Brand.....	36
Figura 20	Localización de la alcaldía Tláhuac.....	38
Figura 21	Santa Catarina Yecahuizotl, Tláhuac, CDMX, Imagen tomada de datos del mapa vía satélite.....	39
Figura 22	Diagrama general del estudio de las plantas estudiadas.....	46

Figura 23	Manejo del material vegetal. A) Fraccionamiento del material vegetal y pesado. B) Adición del solvente.....	48
Figura 24	Frasco con el material vegetal y solvente en maceración.....	50
Figura 25	Sonicación de las muestras.....	50
Figura 26	Filtración de las muestras.	51
Figura 27	Rotavapor y bomba de vacío. Proceso de eliminación del solvente.....	52
Figura 28	Extractos de hexano en el horno (A). Extractos metanólicos listos para liofilización (B).....	54
Figura 29	Extractos en proceso de liofilización (A). Presentación del extracto después de retirarlo de la Liofilizadora (B).....	55
Figura 30	Extractos finales metanólicos y de hexano.....	56

Índice de gráficas

Gráfica 1	Porcentaje de Inhibición IC50 DPPH (ppm) de los extractos metanólicos de tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn), espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand) y trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth).....	78
Gráfica 2	Porcentaje de Inhibición IC50 DPPH (ppm) de los extractos en hexano de tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn), espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand) y trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth).....	79
Gráfica 3	Capacidad antioxidante ABTS de los extractos metanólico del tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn), espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand) y trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth) en ppm de ácido ascórbico/miligramos de extracto seco.....	81
Gráfica 4	Capacidad antioxidante ABTS de los extractos de hexano del tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn), espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand), trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth) en ppm en ácido ascórbico/miligramos de extracto seco.....	82
Gráfica 5	Fenoles totales en los extractos metanólico del tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn), espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand) y trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth) en ppm de ácido ascórbico/miligramos de extracto seco.....	84
Gráfica 6	Fenoles totales de los extractos en hexano del tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn), espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand) y trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth) en ppm de ácido ascórbico/miligramos de extracto seco.....	85

Gráfica 7	Concentración de flavonoides presentes en los extractos metanólicos de tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn), espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand) y trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth).....	86
Gráfica 8	Concentración de flavonoides presentes en los extractos en hexano de tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn), espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand) y trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth).....	87

I. INTRODUCCIÓN

La Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (Conabio) menciona el registro del Instituto Mexicano del Seguro Social de 3,000 especies de plantas con atributos medicinales, de las 4,000 que se calcula que existen en México, y que representan el 15% del total de la flora mexicana. Precisa que sólo se ha hecho análisis farmacológico del 5% del total de esas plantas. De ese universo, 250 se comercializan de manera cotidiana, el 85% son extraídas del medio silvestre sin planes de manejo sustentable, y el 80% de la población mexicana ha hecho uso de ellas (Bye y Col. 1995). La medicina tradicional tiene una larga historia por lo cual es la suma total de los conocimientos, capacidades y prácticas basados en las teorías, creencias y experiencias propias de diferentes culturas, bien sean explicables o no, utilizadas para mantener la salud y prevenir, diagnosticar, mejorar o tratar enfermedades físicas y mentales (OMS, 2023).

Las plantas tienen importantes aplicaciones en la medicina moderna ya que son fuente directa de agentes terapéuticos, materia prima para la fabricación de medicamentos semisintéticos más complejos, la estructura química de sus principios activos puede servir de modelo para la elaboración de drogas sintéticas y se puedan utilizar como marcadores taxonómicos en la búsqueda de nuevos medicamentos (Rivas y Col. 2016).

En este trabajo se lleva a cabo la investigación de tres especies de plantas medicinales colectadas en el jardín botánico de la Centro de Salud T-II, Xuan Zenteno Cuevas, Santa Catarina Yecahuizotl, Alcaldía Tlahuac, Ciudad de México (CDMX). En el estudio de plantas medicinales es necesario documentar el conocimiento tradicional, la taxonomía de las plantas, las características ecológicas de las especies útiles, la evaluación fitoquímica, farmacológica y toxicológica de las especies medicinales identificadas; de tal manera que la etnobotánica podrá transformarse realmente en un factor de desarrollo sostenible para las comunidades portadoras del conocimiento tradicional (Bermúdez y Col. 2005).

II. MARCO TEÓRICO

2.1 PLANTAS MEDICINALES

La medicina tradicional comprende todas las alternativas de salud propias de la idiosincrasia popular, emanadas de sus costumbres y tradiciones, conservadas por transmisión oral y escrita a través de curanderos natos, enriquecidas en su globalización por otras terapias, que son tradicionales en otras naciones, y han sido aceptadas e incorporadas al comportamiento humano ante la salud, la enfermedad y la muerte (Hutterer, 2000).

La Organización Mundial de la Salud (OMS, 2014) define a la medicina tradicional como un conjunto de conocimientos, aptitudes y prácticas basadas en teorías, creencias y experiencias indígenas de las diferentes culturas, sean o no explicables, usado para el mantenimiento de la salud, así como para la prevención, el diagnóstico y la mejora o el tratamiento de enfermedades físicas y mentales. Sabemos que el hombre siempre ha buscado y encontrado en el reino vegetal los remedios contra las enfermedades de nuestra especie y las propiedades de su ambiente, al descubrir que algunas plantas son buenas como alimentos y otras tienen propiedades curativas. Este fue el primer paso en un largo proceso de selección y de separación de especies medicinales de las tóxicas (Carhuapoma y Angulo, 1998).

Las plantas medicinales son especies vegetales utilizadas como fuente directa de agentes terapéuticos, se han empleado como materia prima para la fabricación de medicamentos semisintéticos más complejos, la estructura química de sus principios activos puede servir de modelo para la elaboración de drogas sintéticas y algunos principios se pueden utilizar como marcadores taxonómicos en la búsqueda de nuevos medicamentos (OMS, 1979).

México es un país con una diversidad climática lo cual hace que tenga la mayoría de los microclimas mundiales, con abundantes especies de plantas medicinales, animales y minerales, cuyos principios activos curativos y alimenticios, son conocidos por propios y aún más por extraños; otorgando una

utilización milenarias y abundantes para el mantenimiento de la salud de las comunidades. Desde tiempos ancestrales se ha tenido una gran cultura médica y dentro de su sabiduría destaca el *Códice de la Cruz Badiano o Libellus de medicinalibus indorum herbis* (el último de los libros medievales sobre herbolaria), recién integrado por el Vaticano al patrimonio cultural de nuestra nación, encontrándose resguardado como corresponde, al primer libro americano de Medicina Tradicional, en el Museo de Antropología e Historia (Hutterer, 2000).

Actualmente, en México, la importancia de las plantas medicinales no sólo radica en su riqueza como parte de la cultura, sino también en el conocimiento científico que se genera a partir de su estudio y del análisis que enriquece a diversas ciencias como lo son la farmacología, química, antropología, genética, entre otras y se estima que existen alrededor de 4,000 especies de plantas con flores (15% de la flora total) con atributos medicinales, es decir que más o menos una de cada siete especies posee alguna propiedad curativa (Ocegueda y Col. 2005). Se sabe que la industria farmacéutica explota este recurso, dado que la producción de medicamentos sigue dependiendo en buena parte del uso de plantas como materia prima.

2.1.1 Principios activos de las plantas medicinales

Junto a la gran variedad de condiciones ambientales que existen en nuestro territorio, en las plantas se encuentra también una amplia gama de sustancias químicas conocidas como principios activos repartidas en diferentes partes de las plantas medicinales, normalmente estos compuestos son aislados y pueden ser útiles como medicamento. Una sola planta medicinal puede contener de ocho a 10 principios activos, lo que indica la complejidad y riqueza bioquímica que existe en la naturaleza, algunos compuestos presentan cierta sinergia que hace que las plantas puedan tener efecto medicinal para ciertos padecimientos médicos. Estos compuestos químicos son extraídos por diferentes procedimientos, debiendo tener en cuenta que una planta debe conservar sus propiedades medicinales al respetar

ciertas reglas de recolección, desecación, almacenamiento. Los principales principios activos que se pueden extraer de las plantas son alcaloides, terpenos, cumarinas, fenoles, flavonoides, carbohidratos, ácidos orgánicos, lípidos, vitaminas, minerales, fibras, aminoácidos y antibióticos. La forma como se utilizan estos principios activos son en infusiones, extractos o cápsulas, entre otras presentaciones (Ocegueda y Col. 2005).

2.1.2 Metabolitos secundarios

El metabolismo es el conjunto de reacciones químicas que realizan las células de los seres vivos para sintetizar sustancias complejas a partir de otras más simples, o para degradar las complejas y obtener las simples. Por otro lado, las plantas son organismos autótrofos, que además del metabolismo primario presente en todos los seres vivos, poseen un metabolismo secundario que les permite producir y acumular compuestos de naturaleza química diversa. Estos compuestos derivados del metabolismo secundario se conocen como metabolitos secundarios, se distribuyen diferencialmente entre grupos taxonómicos, que presentan propiedades biológicas, muchos desempeñan funciones ecológicas y se caracterizan por sus diferentes usos y aplicaciones como medicamentos, insecticidas, herbicidas, perfumes o colorantes, entre otros. Asimismo, reciben también la denominación de productos naturales (Ávalos y Col. 2009).

Los metabolitos primarios presentes en las plantas son; carbohidratos, aminoácidos, ácidos grasos, ácidos nucleicos, aminos, clorofilas e intermediarios metabólicos de las vías anabólicas y catabólicas, los que a su vez producen metabolitos secundarios, que son sustancias que no son necesarias para que un organismo pueda existir como tal, sino que aportan al individuo que las produce una ventaja para responder a estímulos del entorno ya sea como mecanismo de defensa (Rivas y Col. 2006). Además, las rutas del metabolismo primario son similares en todos los organismos vivos, las plantas tienen otras vías metabólicas que llevan a la formación de compuestos característicos de un grupo taxonómico y

cuya función no guarda relación con los procesos vitales de la célula que los biosintetiza, pero puede tener significado para el organismo productor como un todo. Estas rutas constituyen el metabolismo secundario (Figura 1), donde las enzimas involucradas tendrán el carácter de metabolitos primarios o secundarios, dependiendo de su función metabólica (Ávalos y Col. 2009).

Las rutas metabólicas básicas constituyen los orígenes del metabolismo secundario de las plantas, dando lugar a una serie de compuestos, algunos de estos son responsables de olores, colores de los vegetales, otros son responsables de virtudes culinarias, medicinales o venenosas. Los metabolitos secundarios se acumulan en grandes cantidades en las células vegetales o pueden ser expulsados fuera de ellas. Algunos de estos metabolitos secundarios tienen propiedades benéficas para la salud, así como actividad farmacológica, destacando los alcaloides, compuestos fenólicos; antraquinonas, taninos, cumarinas, flavonoides terpenos y saponinas (Ávalos y Col. 2009).

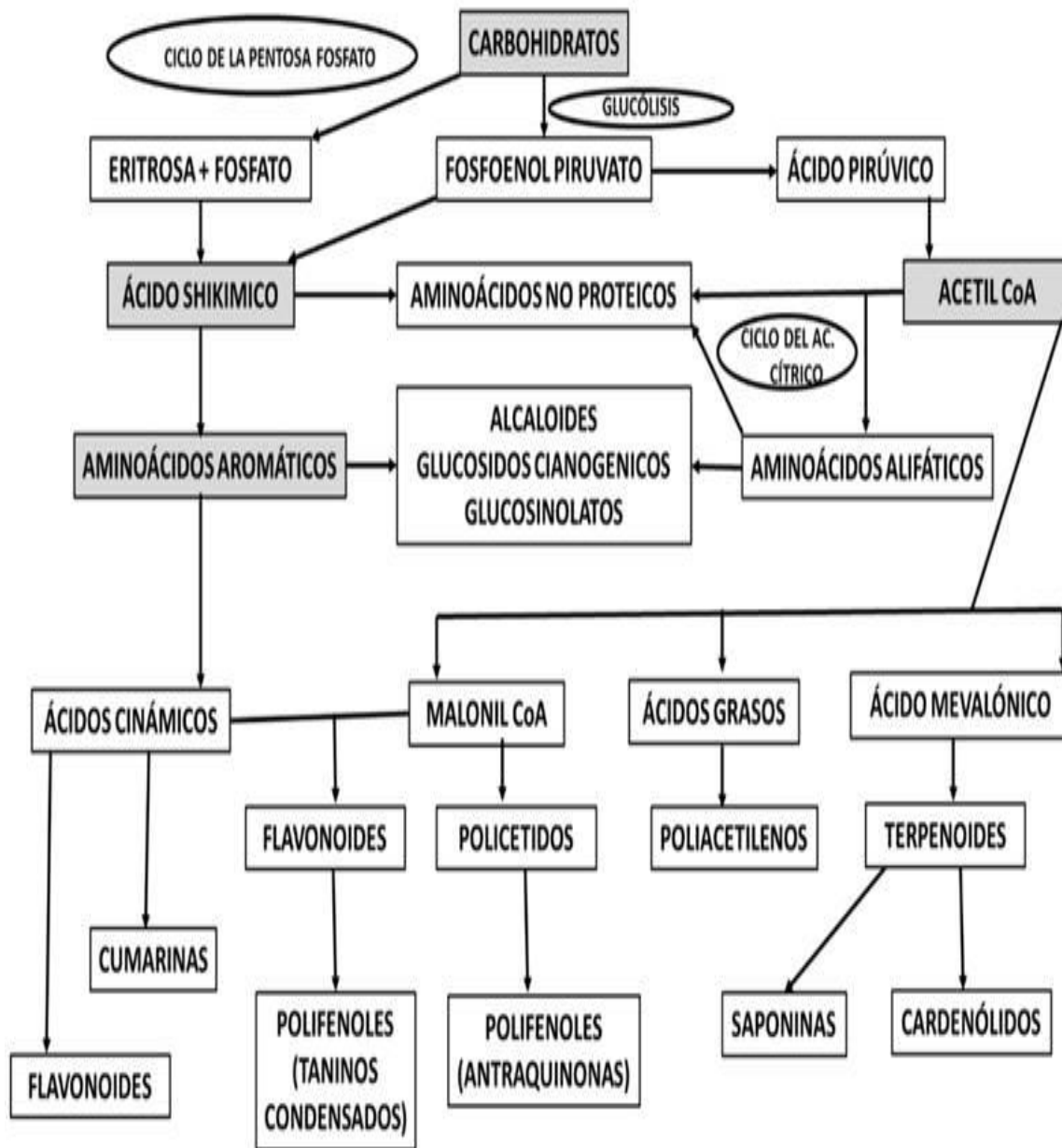


Figura 1. Esquema del proceso de interrelación del metabolismo primario con el metabolismo secundario (Camacho-Escobar y Col. 2020; Ávalos y Col. 2009).

2.1.3 Alcaloides

El término alcaloide es complicado debido a que no existe una clara distinción entre alcaloides y aminas complejas de origen natural. Los alcaloides típicos son de origen vegetal, contienen uno o más átomos de nitrógeno (generalmente en el

anillo heterocíclico) y suelen poseer una marcada acción fisiológica en el ser humano y otros animales. El nombre de “proto-alcaloide” o “amino alcaloide” se aplica a veces a compuestos como hordeína, efedrina y colchicina, que carecen de una o más de las propiedades de los alcaloides típicos. Otros alcaloides que no coinciden con la definición general son los sintéticos, no presentes en las plantas, pero muy estrechamente relacionados con los alcaloides naturales, se caracterizan por su estructura molecular compleja a base de átomos de carbón, hidrógeno, nitrógeno y oxígeno. Existen cerca de 5,000 alcaloides diferentes, todos son de naturaleza alcalina de ahí su nombre (Pacheco, 2013).

La mayoría de plantas medicinales, tóxicas y alucinógenas deben sus efectos a la actividad biológica diversa de los alcaloides, destacando la acción euforizante que presentan algunos fármacos como la cafeína o la cocaína (Figura 2), si bien también existen alcaloides con efectos depresores como la morfina por mencionar algunos ejemplos (Pacheco, 2013).

De acuerdo con la dosis y duración del tratamiento, sus usos pueden ser desde analgésicos, anestésicos, curativos o psicotrópicos, hasta producir la muerte (empleados como pesticidas, insecticidas), o producir adicciones.

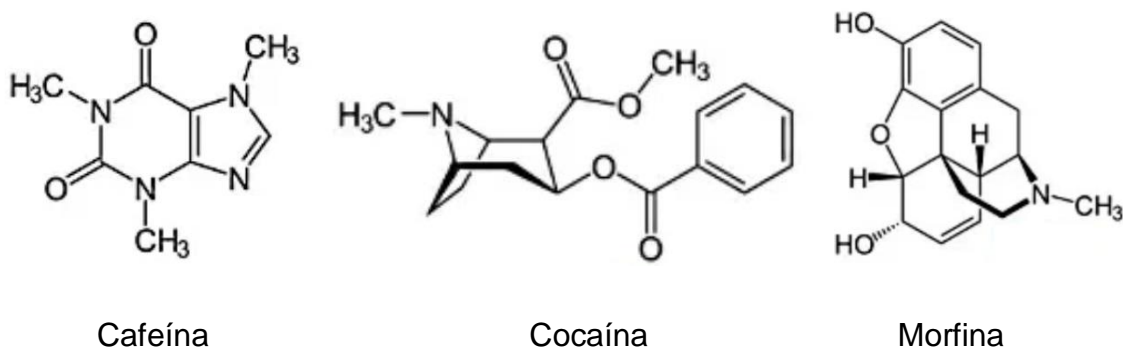


Figura 2. Estructura química de algunos alcaloides.

2.1.4 Antraquinonas

Las antraquinonas tienen dos grupos cetona, su mayoría en posición 9,10 (Figura 3). La antraquinona basal (9,10 dioxoantraceno), puede ser sustituida de varias formas, resultando en una gran diversidad de estructuras.

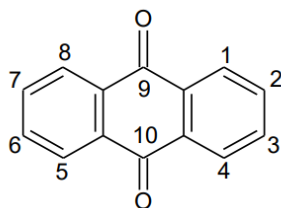


Figura 3. Estructura química general de las antraquinonas.

Las antraquinonas ejercen actividades biológicas incluyendo antifúngico, antimicrobiano, anticancerígeno y antioxidante. Funcionan como analgésicos y poseen potentes propiedades antibióticas y antiviral. Están ampliamente distribuidas en microorganismos, plantas, equinodermos e insectos. Las familias vegetales más ricas en compuestos antracénicos son las rubiáceas, las 33 ramnáceas y las poligonáceas; y en una menor proporción las liliáceas, leguminosas, bignoniáceas, melastomataceae, droseráceas, vismiáceas (Vélez y Villa, 2012).

2.1.5 Taninos

Los taninos son componentes que se encuentran abundantemente en las hojas, confieren el sabor astringente y amargo y se clasifican de acuerdo a su estructura química en dos grupos: hidrolizables y condensados. Los taninos hidrolizables son ésteres de ácido gálico y ácido elágico glicosilados y los taninos condensados o proantocianidinas son polímeros de flavan-3-ol y/o flavan-3,4-diol (Figura 4). Los taninos según su estructura química presentan diferentes efectos farmacológicos tales como antioxidante y antimicrobiano, efecto cicatrizante (Olivas-Aguirre y Col. 2015).

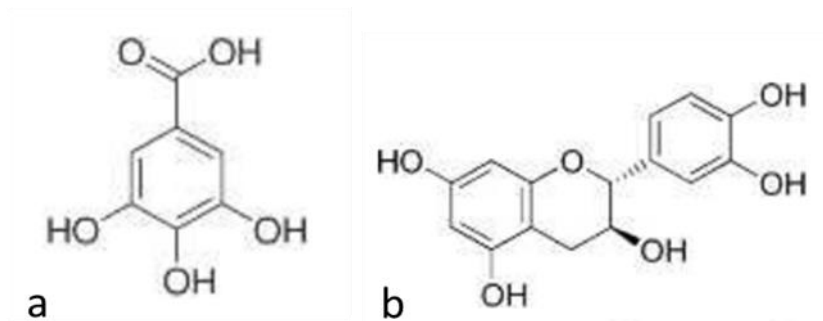


Figura 4. Estructura química de un tanino hidrosoluble (a) y condensado (b).

2.1.6 Cumarinas

Las cumarinas son derivados de la benzo- α -pirona, muchas de ellas son fenólicas, por lo que se incluyen dentro de los derivados fenólicos (Figura 5), dado que en su estructura presentan un gran número de insaturaciones, estos compuestos exhiben una fuerte fluorescencia azul o verde al ser irradiados con luz ultravioleta, propiedad que se aprovecha para su detección (Carvajal y Col. 2009).

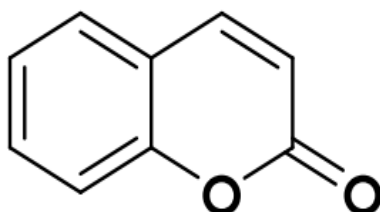


Figura 5. Estructura química de una cumarina.

Se encuentran en algunas familias de plantas medicinales, principalmente en las familias Umbeliferae y Rataceae (abundante en frutos), apareciendo como mezclas, en forma libre o como glucósidos. También pueden encontrarse en plantas como lavanda, trébol dulce, fresas y canela. Las cumarinas tienen propiedades vitamínicas, anticoagulantes y antitrombóticas (disminuyen la permeabilidad capilar y aumentan la resistencia de las paredes de capilares, protegen la fragilidad capilar y actúan como tónico venoso); además presenta actividad anticancerígena, antioxidante, insecticida (Vidal, 2012).

2.1.7 Flavonoides

Los flavonoides son metabolitos que tienen una estructura química de quince carbonos con dos anillos de benceno unidos a través de un anillo pirano heterocíclico, se clasifican de acuerdo a su estado de oxidación y patrón de sustitución del anillo pirano en flavonoles, flavonas, isoflavonas, flavononas, flavononoles y flavan-3-oles, mientras que los compuestos individuales dentro de una clase difieren en el patrón de sustitución de los anillos benceno (Figura 6). Los flavonoides son de especial interés en la investigación de productos naturales por presentar actividad biológica como antioxidante, antiinflamatorio, hepatoprotector, antibacteriano y antiviral (Valencia, 1995).

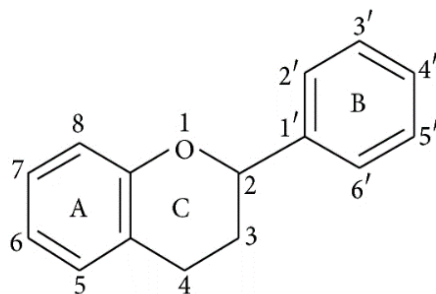


Figura 6. Estructura química base de los flavonoides.

2.1.8 Terpenos

Los terpenos son una familia diversa de compuestos cuyos esqueletos de carbono están compuestos de unidades de isopentilo o isopreno (Figura 7). Muchos terpenos se aíslan de aceites esenciales de las plantas: los aceites fragantes que pueden concentrarse a partir de tejidos vegetales, por destilación a vapor. Con frecuencia los aceites esenciales tienen sabores o aromas agradables y se emplean como aromatizantes, desodorantes y medicinas (Wade, 1993). Los terpenos o también llamados isoprenoides son compuestos que tienen un origen

biosintético común y, aunque con estructuras químicas muy distintas, todos ellos proceden de la condensación del isopreno (2-metil-1,3-butadieno), un hidrocarburo de 5 átomos de carbono (López y Col. 2012). Los terpenos se encuentran principalmente en los alimentos de color verde, en productos derivados de las leguminosas y en los cereales. Se derivan de los aceites esenciales que se encuentran en vegetales superiores, son sustancias volátiles de naturaleza compleja debido a que existe una gran diversidad. Los aceites esenciales son de origen terpenoide, solo un pequeño número contienen derivados aromáticos (bencénicos) mezclados con terpenos (Carrión y García, 2010).

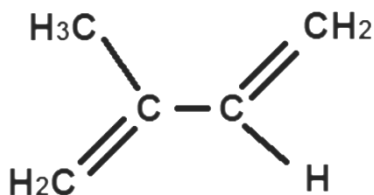


Figura 7. Estructura química del isopreno (Carrión y García, 2010).

2.1.9 Saponinas

Las saponinas son un grupo de glicósidos esteroidales ubicados en las plantas y que al disolverse en agua disminuyen la tensión superficial de esta, por lo tanto, al agitar sus soluciones, se forma una espuma abundante y relativamente estable, de allí que proviene del latín “sapo” que significa jabón, actúa repeliendo insectos e inhibiendo el crecimiento de bacterias y hongos como un mecanismo de defensa de las plantas. Químicamente son triterpenoides hidrofóbicos (Figura 8) o cuasi esteroides asociados a una o más moléculas de hidratos de carbono hidrofílicas (Giraud y Col. 2010).

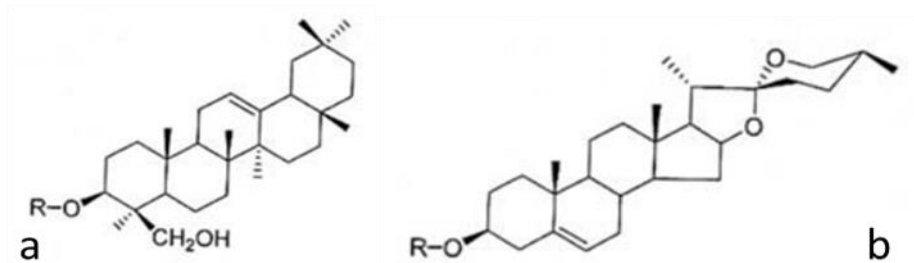


Figura 8. Estructura química de saponina triterpenoide (a) y esteroide (b)

Las saponinas esteroidales predominan en las plantas y son compuestos que tienen 27 átomos de carbono que conforman la estructura central, por; espirostanol y furostanol (Figura 9).

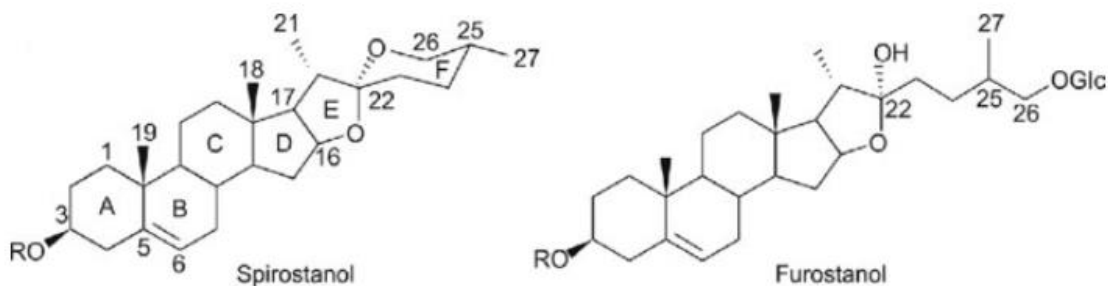


Figura 9. Estructura química general de algunas saponinas esteroidales.

Las saponinas triterpénicas están compuestas principalmente por agliconas con 30 átomos de carbono (Figura 10), desde una perspectiva biológica, se asume que los esqueletos del oleanano, ursano y lupano son las más importantes dentro de los triterpenos. Estos presentan una gran diversidad estructural, por otro lado, este tipo de compuestos son muy diversos y pueden ser resumidos como: antitumorales, antiinflamatorios, anti-VIH, antimicrobianos, cardioprotectores, analgésicos, antimicóticos, anti-quimiopreventivos, entre otros (Cano, 2013).

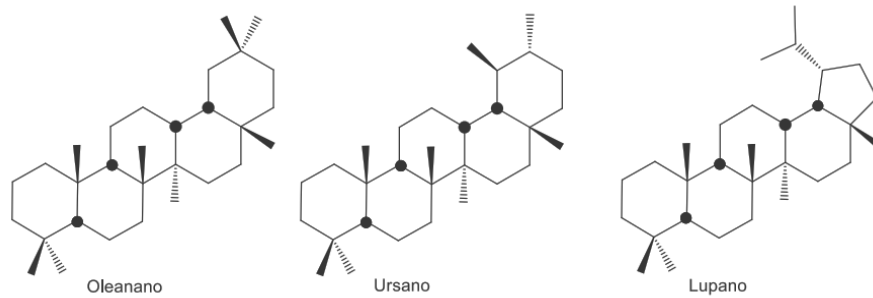


Figura 10. Estructura molecular de saponinas triterpénicas.

Las saponinas más encontradas son las triterpenoides especialmente en leguminosas, sin embargo, se puede encontrar una gran variedad de estos compuestos con diferentes propiedades biológicas dependiendo de la modificación en la estructura de su anillo y el número de azúcares adheridos (Vélez y Col. 2014).

2.2 Factores que influyen en la concentración de los metabolitos secundarios en plantas medicinales.

Los metabolitos secundarios son el producto final del metabolismo básico de las plantas, se almacenan en altas concentraciones en tejidos de reserva, pues le permiten a la planta reproducirse y sobrevivir al desarrollar dos tipos de respuestas coordinadas: la química y física/estructural (Suárez y Ericsson, 2016).

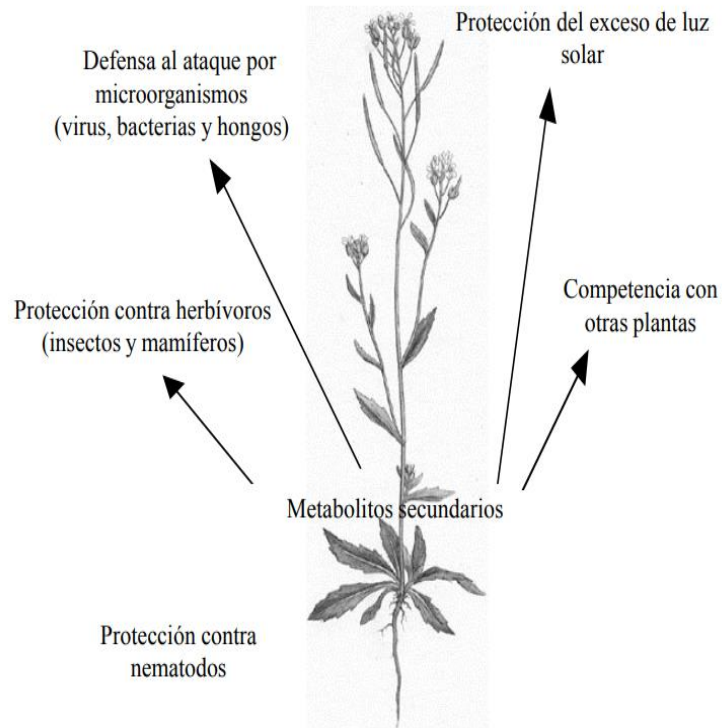


Figura 11. Eventos en los cuales los metabolitos secundarios se inducen durante la respuesta de defensa de las plantas.

En la química intervienen los metabolitos secundarios ya que, a partir de un estímulo externo, ya sea por patógenos como hongos, virus, bacterias, por plagas e incluso por el contacto con otra planta, se desencadenan señales químicas en el organismo vegetal que resultan en la síntesis/expresión/liberación de metabolitos secundarios como protección del organismo (Figura 11). Otro tipo de mecanismo de defensa es la física/estructural de la planta de tal manera que bloquea el ataque directo de los depredadores. Estos mecanismos de defensa coordinados ayudan a que la planta pueda sobrevivir y desarrollarse en su medio ambiente (Suárez y Ericsson, 2016).

2.2.1 Factores abióticos o fisicoquímicos

Los factores abióticos incluyen todos aquellos efectos físicos que gobiernan un hábitat como la temperatura, lluvia, luminosidad, edad del organismo, composición del suelo. La temperatura es el elemento del clima de mayor importancia para el control y desarrollo del metabolismo de las plantas. Cada especie medicinal se adapta a su propio hábitat; sin embargo, las plantas tienen la capacidad de desarrollarse en una amplia variedad de temperaturas. En las plantas medicinales hay que tener en cuenta no solo la temperatura máxima sino el intervalo de variación durante el día, la noche y a lo largo del año, esta variación influye en el crecimiento de las plantas y la concentración de metabolitos. Mientras tanto las lluvias ejercen efectos importantes sobre la vegetación como su influencia sobre la humedad y sus efectos relacionados con las propiedades de retención de agua por el suelo. Una lluvia continua puede llevar a una pérdida de sustancias tanto en hojas como en raíces, esto se relaciona con los bajos rendimientos de algunos principios activos de las plantas en estaciones húmedas. Así también puede darse la disolución del principio activo debido al aumento de agua en la planta (Bravo y Jiménez, 2011).

En las plantas varía mucho su necesidad de luz, tanto en cantidad como intensidad, ya que existe una relación positiva entre la intensidad de la radiación solar y la producción de compuestos fenólicos como flavonoides, taninos, y antocianinas. Esto se explica, en el caso de los flavonoides relacionados con la protección contra la fotodestrucción, ya que estos absorben y disipan la energía solar, evitando así daños en los tejidos internos. La edad de la planta es de gran importancia y se considera un factor intrínseco ya que influye en la cantidad total de principios activos producidos, como también en las proporciones relativas de los componentes de la mezcla activa, es decir, que la planta va perdiendo funcionalidad al paso del tiempo, ejemplo aquellas que son de temporalidad estacional (Bravo y Jiménez, 2011).

2.2.2 Factores biológicos

Cuando las plantas son expuestas a condiciones adversas, los metabolitos secundarios se activan para combatir el consumo por herbívoros (artrópodos y vertebrados), el ataque por microorganismos: virus, bacterias y hongos, así como de algunas plantas que puedan dañarla según el caso (Sepúlveda, 2003). Otros factores que influyen son la cantidad y diversidad de nutrimentos en el suelo, la edad del cultivo y la variedad.

2.2.3 Fenología

La fenología de la planta hace referencia a la manera en que la fisiología de la planta opera a través del tiempo, más específicamente se entiende como la distribución de las fenofases de la planta a lo largo de las estaciones climáticas lo cual puede explicar la variabilidad del metabolismo de las plantas durante las estaciones. En otras palabras, la fenología describe cómo las variables meteorológicas afectan a las manifestaciones periódicas o estacionales de las plantas, por ejemplo, todos los cambios que se producen durante los ciclos ultradianos, circadianos y estacionales de un organismo vivo, como el florecimiento en las angiospermas (llamadas plantas con flores) o la senescencia de las gimnospermas en climas templados (Suárez y Ericsson, 2016).

2.3 ESTUDIO DE LAS PLANTAS MEDICINALES

2.3.1 Farmacognosia

El nombre farmacognosia se deriva del griego *Pharmakon*, que significa fármaco y *Gignosco*, adquirir el conocimiento de algo. Por lo tanto, la farmacognosia es la ciencia farmacéutica que se ocupa del estudio de las drogas y sustancias medicamentosas de origen natural; de origen vegetal, microbiano (hongos, bacterias) y animal. Es la ciencia encargada del estudio de las fuentes naturales de materia prima de interés farmacéutico, estudiando sustancias con propiedades

terapéuticas, así como sustancias tóxicas, excipientes u otras sustancias de interés farmacéutico, aunque su uso sea básicamente tecnológico y no terapéutico (por ejemplo, el algodón y el almidón). En general, trata sobre los aspectos botánicos, químicos, biológicos y económicos de los fármacos, destinados a la preparación de medicamentos, de aquí que muchos autores designan a la farmacognosia como “Materia médica” o “Materia Farmacéutica”. Siendo la más antigua de las ciencias médicas, ya que el hombre primitivo tuvo que aprender a distinguir los productos que le servían de alimento y los curativos de los tóxicos (Cortez y Col. 2004).

La farmacognosia tiene como meta determinar el origen sistemático de la especie (vegetal o animal) de la cual procede el fármaco. Establece las características morfo anatómicas, tanto microscópicas y macroscópicas, como organolépticas, que permitan su caracterización. Asimismo, investigar los métodos óptimos de su producción tanto a pequeña como a gran escala: cultivo, mejora, recolección, conservación, extracción de los principios activos, entre otros. Determinar su composición química desde el punto de vista cualitativo y cuantitativo de principios activos, así como la obtención de extractos que contengan. También controla la calidad del fármaco buscando métodos para comprobar los contenidos requeridos de principios activos, asegurando la ausencia de productos tóxicos y evitando adulteraciones y falsificaciones (Cortez y Col. 2004).

Establece las propiedades farmacológicas de los fármacos, es decir, su actividad e investiga nuevos principios activos para el diseño de nuevos fármacos en el futuro. Aquí colaboran: La etnofarmacognosia (conocimiento popular de la farmacognosia), la química hemisintética (síntesis de sustancias a partir de otras conocidas) y la quimiotaxonomía (relación entre los tipos de sustancias químicas encontrados en un ser vivo y su clasificación taxonómica). Abarca el estudio de la historia, el cultivo, la recolección, preparación, preservación, comercialización, distribución, identificación y evaluación de los componentes químicos de origen natural, la farmacología y el uso tradicional de esos compuestos o sus derivados para mejorar la salud y el bienestar del ser humano (Cortez y Col. 2004).

2.3.2 Fitoquímica

La fitoquímica es una disciplina que deriva de la farmacognosia y se encarga de investigar, extraer e identificar y estudiar los principios activos de las plantas curativas y nutritivas, para la dosificación en sus usos, así como sus efectos secundarios, para integrarlos después de ser avalados por la farmacología para su inserción al mercado de libre comercio (Hutterer, 2000).

2.3.3 Métodos analíticos para el estudio de los metabolitos secundarios en plantas medicinales

2.3.3.1 Ensayos cualitativos *in vitro*

Un ensayo *in vitro* es una técnica que se realiza en material propio de laboratorio, generalmente en un ambiente controlado fuera del organismo vivo y tiende a enfocarse en evaluar actividades bioquímicas en órganos, tejidos, células, componentes celulares, proteínas y biomoléculas (ECHA, 2018).

2.3.3.2 Determinación de alcaloides

Existen diferentes técnicas para determinar alcaloides, algunas pruebas son cualitativas y otras cuantitativas. En las primeras tenemos, pruebas colorimétricas, entre ellas la prueba de Meyer, Scheibler, Marquis y Dragendorff. En cuanto a las segundas, encontramos cromatografía líquida de alta resolución (HPLC), Espectroscopía de masas (MS), espectrometría de infrarrojo entre otras (Rivas-Morales y Col. 2016).

Las pruebas colorimétricas tienen la ventaja de ser rápidas, sencillas y de bajo costo. El ensayo Dragendorff utiliza la cromatografía de capa fina en la detección de los alcaloides, la muestra es colocada en una placa de silica gel y corrida con

un solvente o mezcla de solventes que tienen la función de la fase móvil, posteriormente la placa se expone al reactivo dragendorff, la detección de los alcaloides se basa en la combinación de estos con los metales constituyentes del reactivo cromogénico, formándose de esta manera un complejo de color marrón que indica que una muestra es positiva (Ríos, 2013; Martínez, 2016).

2.3.3.3 Determinación antraquinonas

Para determinar la presencia de antraquinonas se puede realizar con una extracción acuosa y la adición de unas gotas de hidróxido de sodio al 5%, la aparición de una coloración roja o carmesí es indicativo de la presencia de derivados de las antraquinonas (Salama, 2005). En la prueba de Bornträger, las naftoquinonas y antraquinonasa, al ser tratadas con una solución de hidróxido de amónico forman complejos de color rojo cereza. Otra forma de poder detectar las antraquinonas es utilizando la cromatografía de capa fina y exponiendo el extracto a la luz UV, donde la aparición de una coloración violeta o rojo marrón es indicativa de la presencia de estos compuestos (Villicaña, 2015; Silvay Col. 2020).

2.3.3.4 Determinación de saponinas

La determinación de saponinas se realiza en solución acuosa (1-2 mg de muestra en 1 ml de agua), se sacude el tubo y si se forma una espuma estable durante 1 hora, la prueba es positiva (Rivas-Morales y Col. 2016; Peralta y Col. 2013).

2.3.3.5 Determinación de cumarinas

Las cumarinas son lactonas, se pueden disolver en soluciones alcalinas acuosas o alcohólicas con la aparición de una coloración amarilla que desaparece al acidular. La presencia del grupo furano, este es un compuesto orgánico heterocíclico aromático de cinco miembros, que incluye un átomo de oxígeno. Es un líquido claro, incoloro, altamente inflamable y muy volátil, con un punto de ebullición

cercano al de la temperatura ambiente y es tóxico por lo cual puede ser carcinógeno. Este componente químico se puede determinar por la prueba de Ehrlich (Reveladores). La mayoría de las cumarinas en TLC presentan fluorescencia azul al observarse mediante luz UV y cuando se revela con cloruro de cobalto después de calentar la placa, se muestran de color amarillo (Rivas-Morales y Col. 2016; Peralta y Col. 2013).

2.3.3.6 Determinación de fenoles totales

A nivel metabólico, son componentes importantes asociados a una cantidad importante de actividades bioquímicas que permiten la sobrevivencia de los organismos que los sintetizan. Los métodos de detección se realizan mediante la técnica que utiliza Folin-Ciocalteu o la vainillina. El método de Folin-Ciocalteu se basa en la capacidad de los fenoles para reaccionar con agentes oxidantes. El reactivo de Folin-Ciocalteu contiene molibdato y tungstato sódico, que reaccionan con cualquier tipo de fenol, formando complejos fosfomolibdico-fosfotúngstico. La transferencia de electrones a pH básico reduce los complejos fosfomolibdico-fosfotúngstico en óxidos, que son cromógenos de color azul intenso, de tungsteno (W_8O_{23}) y molibdeno (Mo_8O_{23}), siendo proporcional este color al número de grupos hidroxilo de la molécula (Gutiérrez y Col. 2008; Singleton y Rossi 1965). La determinación de fenoles por este método se realiza en un espectrofotómetro a 765 nm o 280 nm (Madaan y Col. 2011)

2.3.3.7 Determinación de flavonoides

La identificación de estos compuestos se realizó a través de reacciones químicas o analíticas, mediante la incubación de la mezcla de extracto con Cloruro de Aluminio y Acetato de Potasio para determinar flavonoides a 415 nm (Madaan y Col. 2011). Otro método de análisis es la prueba de Shinoda, a la muestra en etanol se le agregan unas gotas de ácido clorhídrico concentrado y una o dos

limaduras de magnesio, si la solución toma un color rojo intenso, la prueba es positiva. También el pentacloruro de antimonio en tetracloruro de carbono, produce coloraciones rojas, violetas, amarillas o naranja en presencia de flavonoides (prueba de Marini-Bettolo) (Rivas- Morales y Col. 2016).

2.4. Ensayos farmacológicos en el estudio de las plantas medicinales

2.4.1 Actividad Antioxidante

Los antioxidantes son compuestos que pueden inhibir o retardar la oxidación de otras moléculas inhabilitando la iniciación o propagación de las reacciones en cadena de los radicales libres. La capacidad antioxidante es una medida que proporciona una referencia de la concentración de compuestos que tienen la capacidad para donar un átomo de hidrógeno a un compuesto reactivo o radical libre. Existen diferentes métodos destacando ORAC (oxygen radical absorbance capacity), FRAP (ferric-reducing antioxidant power), ABTS (2,2'-azino-bis 3-ethylbenzothiazoline-6-sulphonic acid), DMPD (N, N-dimethyl-p-phenylendiamine), TEC (trolox equivalent antioxidant capacity), TRAP (total radical-trapping antioxidant parameter), PCL (photochemiluminescence) y DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) (Martinez, 2016).

El método ORAC consiste en medir la disminución en la fluorescencia de una proteína como resultado de la pérdida de su conformación cuando sufre daño oxidativo causado por una fuente de radicales libres como es el peróxido (ROO). El método evalúa la capacidad de los antioxidantes en la muestra para proteger a la proteína del daño oxidativo (Rivas y Col. 2016).

El método FRAP se basa en el poder del antioxidante para reducir el Fe_{3+} a Fe_{2+} que es menos antioxidante. El complejo férrico-2,4,6,-tripiridil-strianzina (TPTZ) es incoloro y reducido al complejo ferroso coloreado (Rivas y Col. 2016).

El método del DPPH (2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo) fue propuesto por Blois (1958), y consiste en un método de captación de radicales libres para determinar la actividad

antioxidante de plantas, frutas, entre otros. Su fundamento se basa en la aceptación de un electrón o átomo de hidrógeno por la molécula 1,1-difenil-2-picrilhidrazina, que en solución en metanol es de color violeta intenso. El estudio requiere un espectrofotómetro a una longitud de onda de 517 nm, que mide la absorbancia a medida que el electrón es aceptado, donde la solución DPPH al reaccionar con un sustrato antioxidante puede donar un átomo de hidrógeno y el color violeta presente (Figura 12) en la solución inicial vira a un color amarillo (reducción del radical libre por antioxidantes), indicando las propiedades antioxidantes de la muestra (Ruiz, 2020).

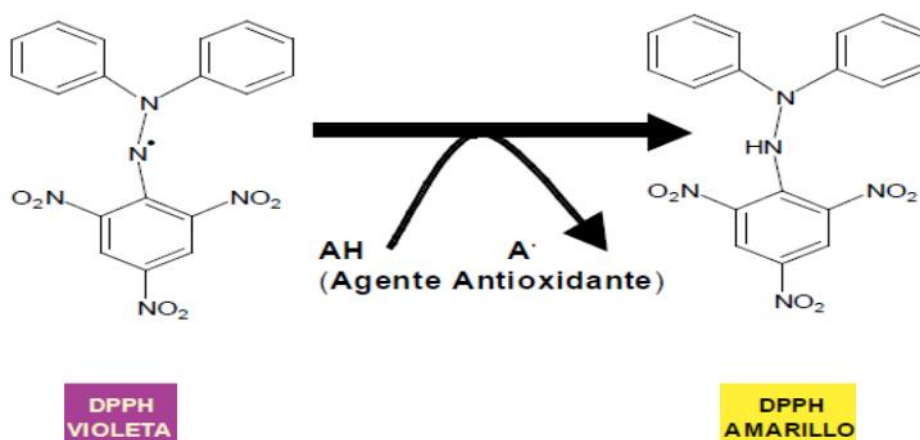


Figura 12. Estructura del compuesto químico DPPH antes y después de la reacción con el antioxidante (Muñoz y Pulido, 2012).

La determinación de la capacidad antioxidante por el método ABTS es una reacción de transferencia de electrones basada en la capacidad de los antioxidantes para capturar el radical catiónico $ABTS^{\bullet+}$, produciendo un descenso en la absorbancia, donde el radical se puede generar enzimáticamente, químicamente o electroquímicamente. En el método original (Millar y Col.1993) generaba el radical directamente en presencia del antioxidante, con metamioglobina y peróxido de hidrógeno; éste oxidaba la metamioglobina, que a su

vez oxida el ABTS. Sin embargo, se observó que algunos polifenoles, como la quercetina, podían interactuar con los reactivos, impidiendo la formación del radical y dando un valor de capacidad antioxidante sobreestimado, por lo que se pasó a generar el radical previamente a la adición del antioxidante (Re y Col. 1999; Ruiz, 2020).

El método ABTS (radical ácido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) presenta un intenso color verde-azul, radical generado químicamente por la interacción con persulfato potásico antes de la reacción con antioxidantes (Figura 13).

En la medición de los compuestos de interés con capacidad antioxidante, éstos reaccionan directamente con el catión radical disminuyendo la intensidad del color. El radical por este método posee solubilidad en medios polares y apolares, no es afectado por la fuerza iónica y debido a esto es capaz de evaluar antioxidantes hidrofílicos y lipofílicos de extractos de plantas y fluidos biológicos. ABTS es el más indicado para ensayos de compuestos coloreados, como los antocianos, reduciendo las posibilidades de interferencias de compuestos coloreados (Ruiz, 2020).

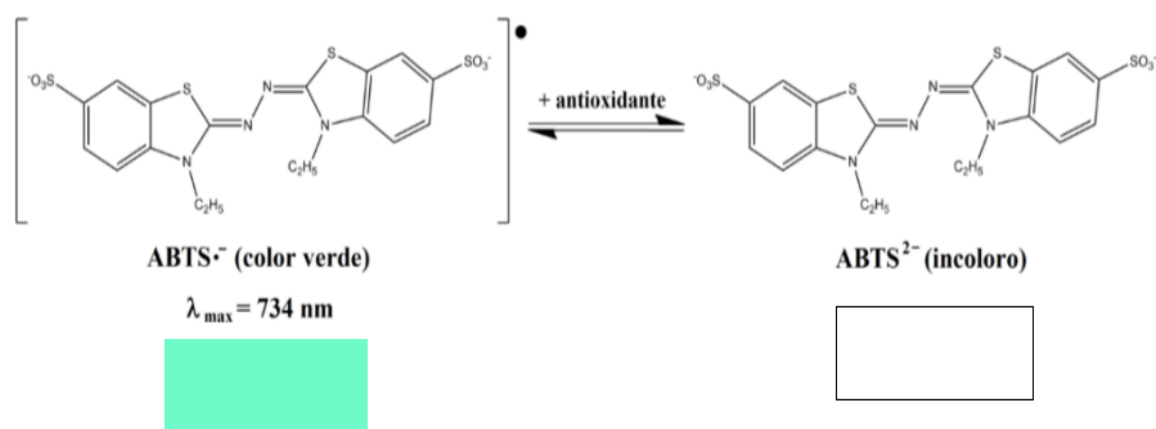


Figura 13. Determinación de la presencia de antioxidantes por la reacción redox de ABTS.

5.4.2 Toxicidad en *Artemia salina*

Las plantas producen gran cantidad de compuestos bioactivos que se utilizan para combatir enfermedades, desde un simple resfriado hasta cáncer, en décadas pasadas la industria farmacéutica ha realizado búsquedas en compuestos sintetizados químicamente, pero algunos compuestos presentaron efectos secundarios que han sido más nocivos que la enfermedad que combaten en órganos como hígado, riñones y páncreas, entre otros. Por tal motivo es relevante conocer si los compuestos bioactivos extraídos de las plantas presentan toxicidad (Rivas y Col. 2016).

El fundamento de este ensayo se basa en la habilidad de un extracto o compuesto de ser tóxico para las *Artemias salinas* cultivadas en el laboratorio, para evaluar la toxicidad, detección de toxinas fúngicas, toxicidad de extractos de plantas, metales pesados, toxinas de cianobacterias y pesticidas (Rivas y Col. 2016).

Para medir la toxicidad de los extractos vegetales se utilizan organismos vivos de fácil manejo y respuesta rápida como la *Artemia salina* (crustáceo diminuto de cuerpo blando), siendo uno de los métodos más empleados por ser un bioensayo rápido, barato y de fácil manipulación. Los huevos de *Artemia salina* son comerciales y permanecen viables por años en estado seco, forman quiste que les permite sobrevivir hasta que las condiciones ambientales sean favorables. Para su eclosión se colocaron en solución salina entre 48 y 72 horas para obtener larvas llamadas comúnmente *nauplios* o *nauplii* (Morales y García, 2000).

2.5 Tratamiento de las plantas medicinales para su estudio

2.5.1 Colecta

Para realizar una colecta de plantas con fines de investigación se deben considerar algunas características, es decir, el espécimen debe contar con flor, hojas, tallo, raíz y en ocasiones fruto, ya que en esas estructuras de la planta se pueden encontrar algunos principios activos de interés y son fundamentales para

el proceso de identificación taxonómica. También es importante tener en cuenta la estación del año y sitio de recolección ya que son factores que pueden determinar la producción de los principios activos (Bravo y Jiménez, 2011).

2.5.2 Extracto

Los extractos son preparados concentrados de consistencia sólida, líquida o intermedia, derivados del material vegetal, se obtienen al evaporar parcial o totalmente el disolvente del extracto de origen vegetal según su consistencia y concentración de principios activos, se clasifican en extractos: fluidos, secos, blandos y crió-extractos (Carrión y García, 2010).

1.- Extractos fluidos: El solvente se evapora en el rotavapor hasta conseguir una concentración de principio activo similar a la concentración de principio activo en el fármaco original, tiene consistencia líquida y se obtiene por maceración o percolación. El solvente suele ser agua o mezclas hidroalcohólicas que también pueden obtenerse por disolución de extractos secos; los extractos fluidos se alteran fácilmente en contacto con la luz y el aire.

2.- Extractos secos: Son sólidos, polvos o granulados. Se obtienen eliminando el disolvente, pudiendo ser designados como:

- Concretos: cuando proceden de la extracción de material vegetal fresco.
- Resinoides: Cuando proceden de la extracción de vegetales secos, bálsamos u oleorresinas.
- Purificados absolutos: Cuando proceden de los extractos secos por disolución, enfriamiento y filtración en frío, con la eliminación posterior del etanol.

3.- Extractos blandos: La concentración de principio activo es superior a la del fármaco original, tiene consistencia semisólida. El solvente es agua o mezclas hidroalcohólicas. Los extractos blandos son poco estables y resultan difíciles de manipular, por lo que se utilizan poco.

4.- Los crióextractos se obtienen del material vegetal fresco congelado, donde se extraen los principios activos con nitrógeno líquido y se adiciona etanol. Este tipo de extractos son caros pero necesarios para la extracción de proteínas y enzimas de ciertas especies.

2.5.3 Métodos de extracción

Existen diversos métodos de extracción, los más utilizados para realizar cuantificación de principios activos son; lixiviación, soxhlet, arrastre por vapor de agua y extracción por maceración.

A.- La extracción por lixiviación o percolación produce el desplazamiento de sustancias solubles por medio de un disolvente líquido, el proceso se utiliza industrialmente para preparar elixires; el material vegetal fresco se coloca en un recipiente a temperatura ambiente, durante tres días, con acetona o algún otro solvente o mezcla de solventes, sin ser necesario cortar trozos de dicho material, se decanta y se evapora el solvente en un rotavapor (Rivas y Col. 2016).

B.- Extracción por Soxhlet, proceso continuo de material sólido que contiene algunos compuestos deseados, se coloca en un dedal de papel filtro grueso, se carga en cámara principal del extractor soxhlet donde se hace pasar el solvente, este ciclo puede repetirse muchas veces por horas o días. Para la extracción vegetal se puede dividir en partes (flores, frutos, tallo, hojas o raíz), el estudio fitoquímico puede ser de la planta completa o una de sus partes para un análisis específico (Rivas y Col. 2016).

C.- La extracción por arrastre de vapor son utilizadas principalmente para aceites esenciales, estos contienen compuestos orgánicos volátiles o aromáticas que pueden ser alcoholes, cetonas, éteres, aldehídos, se producen y almacenan en los canales secretores de las plantas y se extraen mediante el uso de vapor saturado a presión atmosférica.

D.- El método de maceración en extracción sólido-líquido donde el material vegetal que se pretende extraer contiene compuestos solubles en líquido de extracción.

Para realizar este proceso el material vegetal se corta en pequeños trozos o molido, fresco o seco, se coloca en un recipiente y se adiciona el solvente seleccionado por polaridad: hexano, cloroformo y finalmente metanol o etanol en reposo o en un equipo con agitación continua, a temperatura ambiente durante 5 días para cada extracción (Rivas y Col. 2016).

2.6 Características de las plantas trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth), tomatillo (*Nicandra physalodes* (L.) Gaertn)) y espinosilla (*Loeselia mexicana* (Lam.) Brand).

2.6.1 Clasificación Taxonómica

La identificación y determinación taxonómica permite caracterizar la especie vegetal, la identificación no puede ser relacionada a través de nombres étnicos o comunes porque la misma especie puede tener diferentes nombres y algunas especies pueden ser designadas por el mismo nombre étnico/común. La determinación taxonómica es dada por su nombre científico, siendo este un binomio en latín, el primer término identifica el género y el segundo la especie, seguido del nombre del autor de la descripción botánica, generalmente abreviado. Finalmente, la identificación se completa con el nombre de la familia botánica de la planta (Alvarado, 1996).

2.6.2 Trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth)

2.6.2.1 Taxonomía

El Trébol morado es una hierba común identificada dentro de las siguientes categorías taxonómicas:

Reino: Plantae

Subreino: Traqueobionta (plantas vasculares)

Superdivisión: Spermatophyta (plantas con semillas);

División: Magnoliophyta (plantas con flor);

Clase: Magnoliopsida (dicotiledóneas);

Subclase: Rosidae;

Orden: Geraniales.

Familia Oxalidaceae

Nombre científico: *Oxalis latifolia* Kunth,

(Rzedowski y Rzedowski, 2001; CONABIO (1-03-2023).

[http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/oxalidaceae/oxalis-](http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/oxalidaceae/oxalis-latifolia/fichas/ficha.htm#:~:text=Categor%C3%ADas%20taxon%C3%B3micas%20superiores,%3A%20Rosidae%3B%20Orden%3A%20Geraniales).)

[latifolia/fichas/ficha.htm#:~:text=Categor%C3%ADas%20taxon%C3%B3micas%20superiores,%3A%20Rosidae%3B%20Orden%3A%20Geraniales\).](http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/oxalidaceae/oxalis-latifolia/fichas/ficha.htm#:~:text=Categor%C3%ADas%20taxon%C3%B3micas%20superiores,%3A%20Rosidae%3B%20Orden%3A%20Geraniales)

2.6.2.2 Nombres étnicos o comunes

El trébol morado también es conocido con nombres comunes y étnicos como: Agritos, acedera rosada, acederada de hojas anchas, acederilla, trébol de huerta, trebolillo, agro, coco, coyol, coyoles blancos, chismillo, xocoyol (UNAM, 2009).

2.6.2.3 Descripción

Oxalis latifolia Kunth es una hierba perenne sin tallo, de hasta 17 cm de alto, crece a partir de pequeños bulbos y se propaga a través de estolones. No hay vástago. Las hojas surgen en largos tallos desde el nivel del suelo, cada uno sosteniendo tres hojuelas con forma de corazón de aproximadamente 4 a 5 cm de ancho, ordinariamente sin depósitos de oxalatos; estos rara vez presentes sobre los márgenes superiores de los lóbulos. La inflorescencia es un conjunto de 6 a 15 flores sobre tallos de hasta 36 mm de largo, cada una con cinco pétalos rosados; corola de 4 ó 7 a 14 mm de largo, los lóbulos morados, azules, de color lila o blancos, los tubos verde-amarillentos o blancos; tres tipos de flores que difieren entre sí en la longitud de sus estilos. El fruto es una cápsula de 3 a 9 mm de largo (figura 14) (Rzedowski y Rzedowski, 2001).

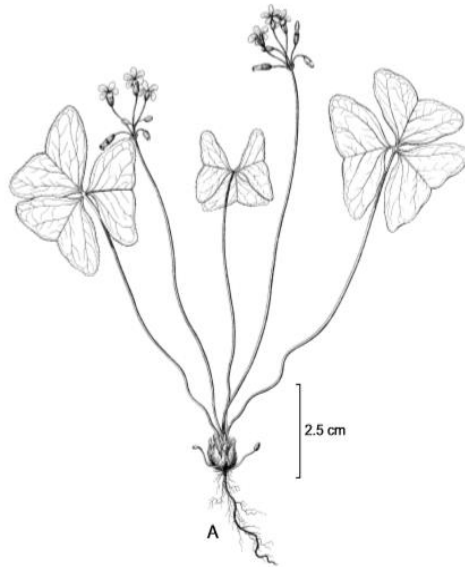


Figura 14. Trébol morado (*Oxalis Latifolia* Kunth) (Rzedowski y Rzedowski, 2001).

2.6.2.4 Distribución geográfica

La *Oxalis latifolia* Kunth se encuentra distribuida desde el sur-oeste de Estados Unidos hasta Perú, común en lugares cultivados, orilla de caminos y áreas con disturbios, maleza moderadamente agresiva en diferentes cultivos; también se le encuentra en la vegetación secundaria derivada del bosque de encino, del bosque de pino-encino, del bosque mesófilo de montaña y de algunos matorrales xerofilos; particularmente en claros y lugares abiertos por la intervención del hombre en toda el área de estudio, A una altura de 1,100-2,900 msnm. Florece y fructifica de junio a septiembre (figura 15).

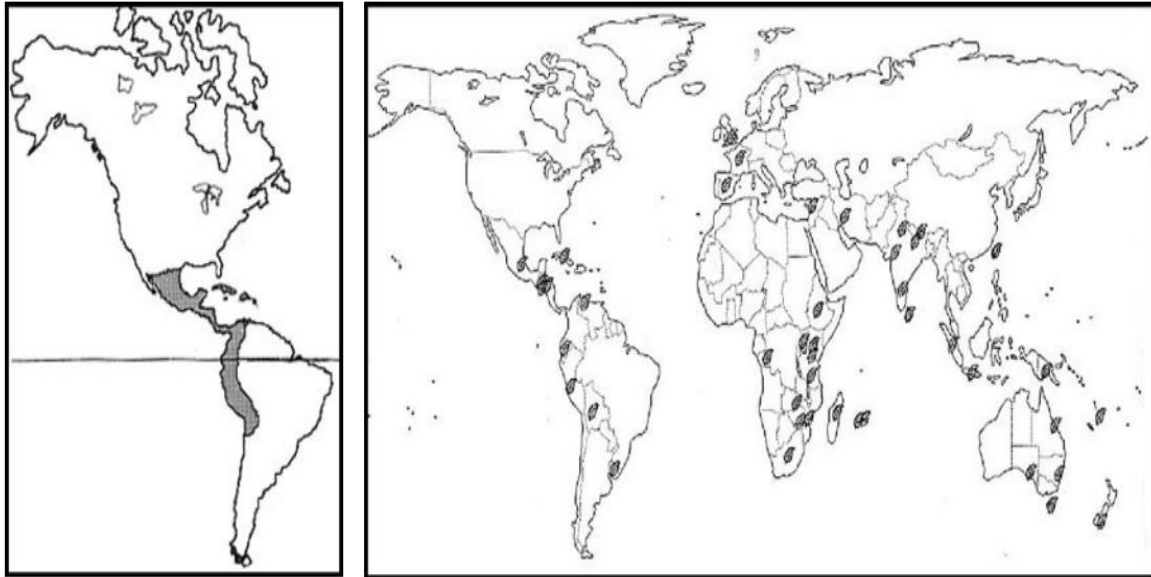


Figura 15. Distribución mundial de la *Oxalis latifolia* Kunth (Ariz y López, 2008).

2.6.2.5 Usos

El Trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) tiene uso medicinal y alimenticio. Se ha utilizado tradicionalmente fresco, como un remedio contra la acidez del estómago y las indisposiciones del hígado y de la digestión. También es útil en infusión en casos de enfermedades febriles gracias a sus propiedades como febrífuga (reduce la fiebre) y refrescante (calma la sed y baja la temperatura corporal), y las erupciones de la piel. En cuanto a lo alimenticio se consume en pequeñas proporciones en ensaladas y bebidas (UNAM, 2009).

2.6.3 Tomatillo (*Nicandra physalodes* (L.) Gaertn)

2.6.3.1 Taxonomía

Hierba identificada taxonómicamente en las siguientes categorías:

Reino: Plantae;

Subreino: Traqueobionta (plantas vasculares);

Superdivisión: Spermatophyta (plantas con semillas);

División: Magnoliophyta (plantas con flor);

Clase: Magnoliopsida (dicotiledóneas);

Subclase: Asteridae;

Orden: Solanales.

Familia Solanaceae

Nombre científico de *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn.

(Rzedowski y Rzedowski, 2001; CONABIO (2-03-2023)

<http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/solanaceae/nicandra-physalodes/fichas/ficha.htm#:~:text=Categor%C3%ADas%20taxon%C3%B3micas%20superiores,%3A%20Asteridae%3B%20Orden%3A%20Solanales.>).

2.6.3.2 Nombres étnicos o comunes

Algunos nombres que recibe el tomatillo son belladona del país, margarita, toloache, huevo de tortuga, tomatillo de monte, tomate de burro, tomate de culebra, capulín cimarrón, espanta mosca, manzana del Perú, planta shoomosca, manzana de sodoma y campanillas azules del Perú (UNAM, 2009).

2.6.3.3 Descripción

Nicandra physalodes (L.) Gaertn es una hierba erecta, anual, de hasta 1 m alto o más, sin o con escasos pelos, tallo estriado y hueco, hojas ovadas de hasta 25 cm de longitud incluyendo el tallito de sostén que puede ser alado, margen dentada o ligeramente lobada, cuneadas en la base; Flores con cáliz verdoso que al secarse puede adquirir un tono amarillento o color paja, de 2 a 3 cm de largo; corola de 2 a 3 cm de largo y de 3 a 5 cm de ancho, de color azul-pálido o morado con blanco; anteras de 2.5 a 3.5 mm de largo, de color verde o azul-verde. El fruto es una baya globosa de \pm 3 cm de diámetro; semillas aplanadas, de \pm 1.5 mm de longitud (Figura 16).



Figura 16. Tomatillo (*Nicandra physalodes* (L.) Gaertn) (Kops,1865).

2.6.3.4 Distribución geográfica

La *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn es nativa de Perú, naturalizada y cultivada en regiones cálidas del mundo. En México, se encuentra en el Pacífico, desde Sonora hasta Chiapas, Golfo de México y zona centro del país. Se encuentra a 560–2,075 m de altitud. Ruderal, poco frecuente. Asociada al bosque caducifolio (Cueva, 2018) (figura 17).

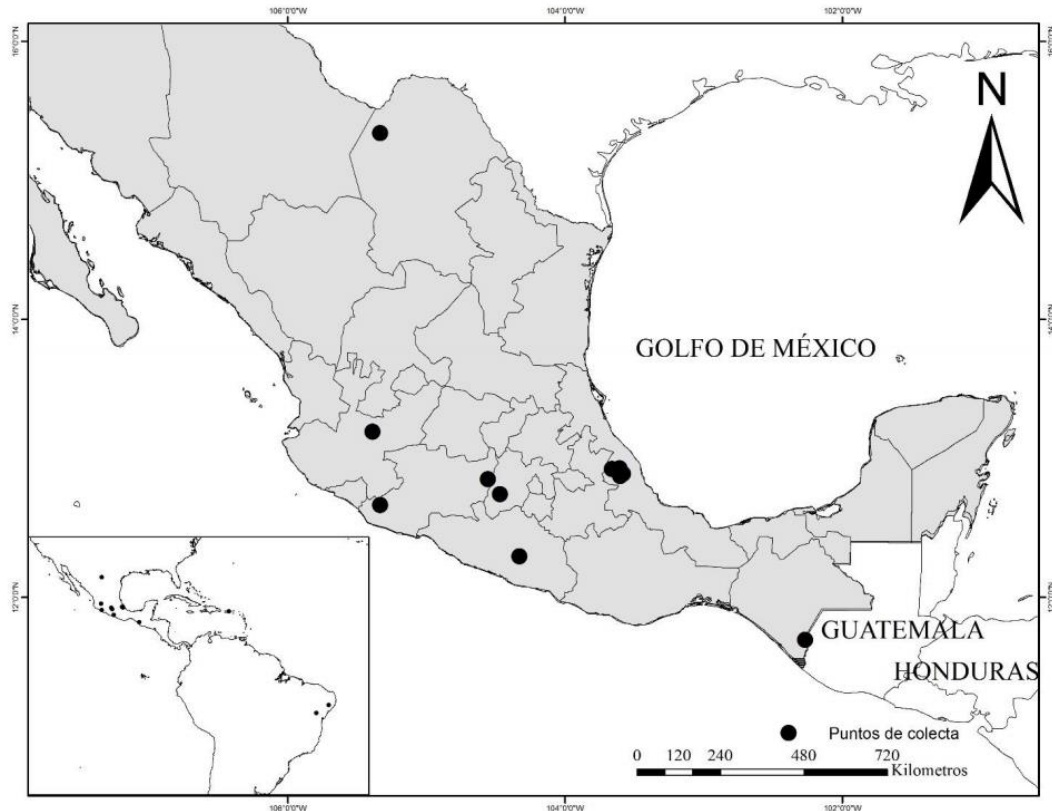


Figura 17. Distribución de *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn (Cueva, 2018).

2.6.3.5 Usos

El Tomatillo (*Nicandra physalodes* (L.) Gaertn) en la medicina alternativa es utilizado como diurético y para emplastos, como antitusígeno, antiinflamatorio; aplicado como emplasto (de hojas) favorece la supuración de heridas. El fruto es comestible al igual que las hojas, pero en poca cantidad. En la localidad lo utilizan como regulador de la glucosa. La infusión de sus hojas es utilizada como insecticida contra pulgas, mosquitos blancos y otros (UNAM, 2009).

2.6.4 Espinosilla (*Loeselia mexicana* (Lam.) Brand)

2.6.4.1 Taxonomía

Es una hierba clasificada taxonómicamente en las siguientes categorías:

Reino: Plantae;

Subreino: Traqueobionta (plantas vasculares);

Superdivisión: Spermatophyta (plantas con semillas);

División: Magnoliophyta (plantas con flor);

Clase: Magnoliopsida (dicotiledóneas);

Subclase: Asteridae;

Orden: Solanales.

Familia Polemoniaceae

Nombre científico de *Loeselia mexicana* (Lam.) Brand

(Rzedowski y Rzedowski, 2001; CONABIO (2-03-2023)

<http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/polemoniaceae/loeselia-mexicana/fichas/ficha.htm>).

2.6.4.2 Nombres étnicos o comunes

La espinosilla se conoce como hierba de la virgen, chuparroza, gallina ciega, hierba de San Antonio, almaraduz, espinosa, maraduz, mirto, mirto rojo, mirto silvestre, cuachile, huicicillo, huasicil, huisisila, guachichile, huichichila. Binyené (mazahua), huihuisyocen; checamicua tsitsiqui, tarepi, chakamiti jukarati (purhépecha); basil (tepehuano); huitzitzixochitl (nahua), necaxanil (totonaco); huitzitziquitl (náhuatl) (UNAM, 2009).

2.6.4.3 Descripción

Loeselia mexicana (Lam.) Brand es una planta que mide de 50 a 80 cm de altura, áspera al tacto con abundantes pelos. Sus hojas son rígidas, más anchas en la

parte de abajo y puntiagudas al final, en sus bordes tiene diente-cillos con pequeñas espinas. Las flores son tubulosas y rojas, crecen en las axilas de las hojas. Los frutos son cápsulas globosas con 2 a 5 semillas aladas (Rzedowski y Col. 2005) (Figura 18).



Figura 18. Espinosilla (*Loeselia mexicana* (Lam.) Brand) (Rzedowski y Col. 2005).

2.6.4.4 Distribución

La *Loeselia mexicana* (Lam.) Brand se encuentra en lugares abiertos, con frecuencia perturbados, campos de cultivo abandonados. En vegetación secundaria derivada de encinares, pinares y bosques tropicales caducifolios, matorrales y zacatales, también en bosques de *Juniperus* o en bosques abiertos de encinos. Habita en climas cálido, semicálido, semiseco y templado.

Parece ser una planta mayormente ligada con suelos derivados de rocas ígneas. Altura de 1,500-2,800 m. Se encuentra en flor en casi todos los meses del año,

pero su época preferencial es de octubre a febrero. Ampliamente distribuida desde el extremo suroeste de Texas hasta Chiapas. Texas; Sonora., Sinaloa., Chihuahua., Durango., Zacatecas., Aguascalientes., San Luis Potosí., Guanajuato. (tipo de H. coccinea: L. Née s.n. (MA), Querétaro., Hidalgo., Nayarit., Jalisco., Michoacán., México., Distrito Federal., Morelos., Puebla., Tlaxcala., Veracruz., Guerrero., Oaxaca., Chiapas. (Tipo de una localidad indefinida de México: J. A. de Alzate s.n. (P-JUSS)). (Rzedowski y Calderón, 1995) (Figura 19).

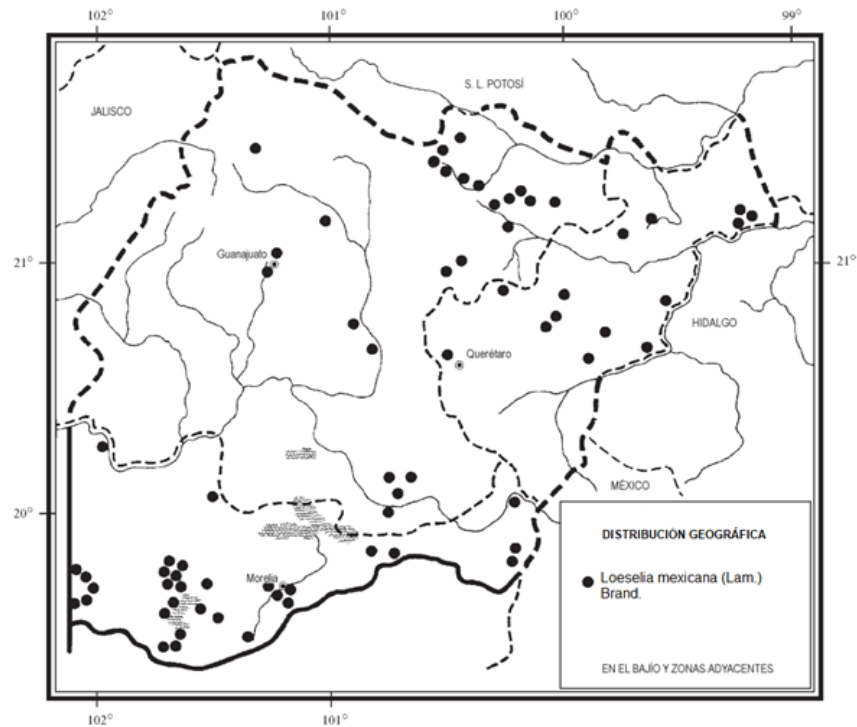


Figura 19. Distribución geográfica de *Loeselia mexicana* (Lam) Brand. (Rzedowski y Calderón, 1995).

2.6.4.5 Usos

La Espinosilla (*Loeselia mexicana* (Lam.) Brand) su uso medicinal se emplea en las fiebres puerperales y otras fiebres, contra disentería, bilis, dolor e inflamación del estómago, tifoidea, bronquitis, gripe, ronquera y tos. Localmente se aplica contra la caspa y caída del pelo, rubéola, sarampión y varicela. El cocimiento de las ramas y flor se utiliza en afecciones renales, como diurético y purgante. Sirve para evitar la caída del cabello y como una especie de jabón para la limpieza.

Posee propiedades diaforéticas, eméticas, diuréticas, expectorantes, febrífugas, purgantes, sudoríficas, ansiolíticas. Se utiliza para hacer limpias. La comunidad la utiliza toda la planta en fresco y seco para la elaboración de shampoos para caída de cabello, resequedad y piojos (UNAM, 2009).

2.6.5 Estudios experimentales de la planta *Oxalis latifolia* Kunth, *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn y *Loeselia mexicana* (Lam.) Brand

No existen estudios experimentales del Trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth), lo que se encontró durante la búsqueda de información fueron algunos artículos que informan sobre su biología y ecología en relación a la agricultura donde la catalogan como una mala hierba debido a que nace entre los cultivos de maizales, huertas y jardines.

Para el caso del tomatillo (*Nicandra physalodes* (L.) Gaertn), existen algunos artículos sobre esta especie, estos artículos abarcan estudios etnobotánicos, propiedades o características del fruto, el cual es una fuente importante de suplemento nutricional debido a su alto contenido de fibra, proteína, grasa, carbohidratos, vitamina C, minerales, calcio, fósforo, sodio, hierro y potasio. En la parte medicinal existen descripciones sobre distintas actividades farmacológicas como antiinflamatoria, antidiabética, diurética, antimicrobiana y presenta actividad citotóxica. Tradicionalmente está plante se utiliza como analgésico, antihelmíntico, antibacteriano, antiinflamatorio y antipirético (Gupta y Col. 2014)

En cuanto a la planta espinosilla (*Loeselia mexicana* (Lam.) Brand) los artículos encontrados versan sobre las generalidades botánicas de la planta, también se encontró algunas descripciones realizadas por herbarios de los usos para ciertos padecimientos a través del saber tradicional.

2.7 Características medioambientales de Santa Catarina Yecahuizotl, Tláhuac, Ciudad de México.

2.7.1 Localización

Santa Catarina Yecahuizotl, se encuentra situada dentro de la Alcaldía Tláhuac, Ciudad de México. La Alcaldía Tláhuac se localiza al sureste de las CDMX, tiene una superficie aproximada de 89,900 ha. Sus coordenadas geográficas son: 19°20' y 19°11' de latitud Norte, 98°56' y 99°04' longitud Oeste. Colinda al norte con la Delegación Iztapalapa, al sur con la Delegación Milpa Alta, al oeste con la Delegación Xochimilco y al este con el municipio de Valle de Chalco Solidaridad y una pequeña porción del municipio de Chalco (Mora, 2014) (Figura 20).

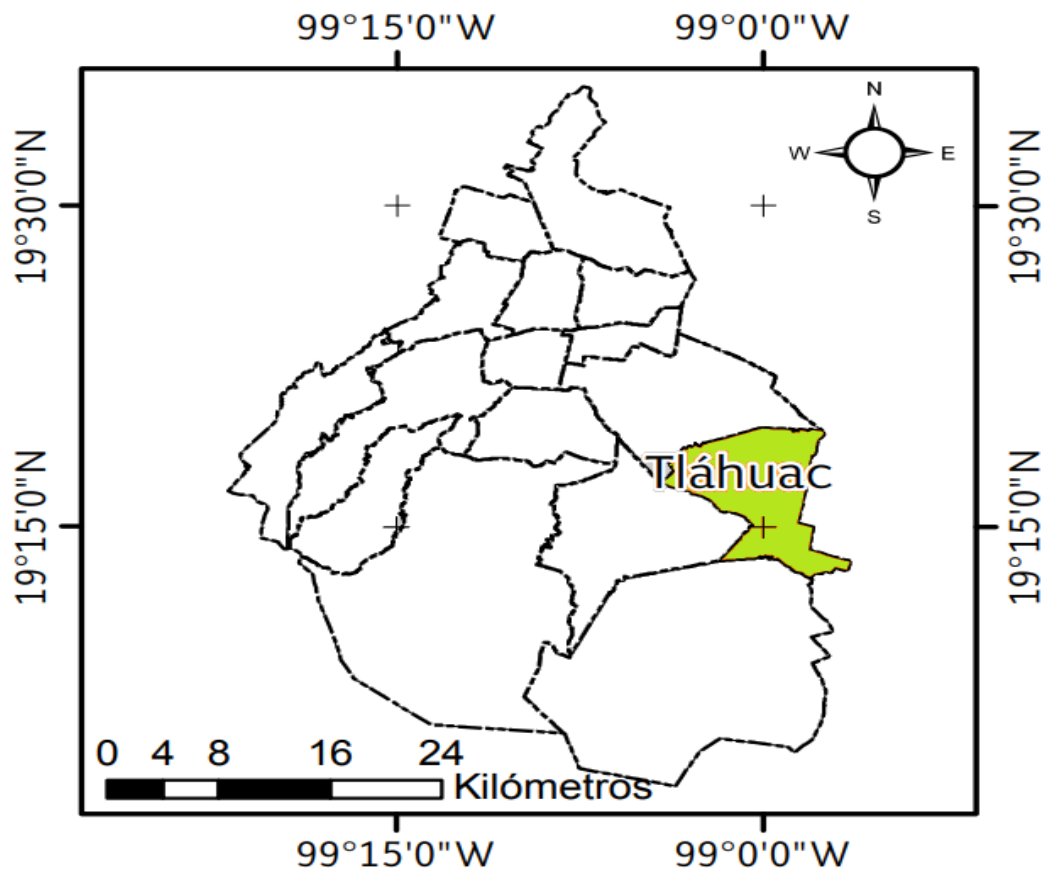


Figura 20. Localización de la alcaldía Tláhuac (Mora, 2014).

2.7.2 Suelo

Los suelos de Santa Catarina están en ladera por lo cual muestran pendiente, hacia el norte la pendiente es del 10%, elevándose hacia el noroeste hasta 25%, específicamente hacia el Parque El Zapote a las faldas del volcán. Al oeste del poblado la pendiente oscila entre 15 y 25%, llegando en algunos puntos a 30%. Descendiendo hacia el oriente y al sur los suelos disminuyen drásticamente la pendiente hasta las tierras más bajas que son planas (OGDF, 2008).

2.7.3 Clima

La climatología de la región se caracteriza en forma general por presentar un subtipo que corresponde a una altitud de entre los 2,400 y 2,800 msnm. Este subtipo climático corresponde a una zona templada subhúmeda con lluvias en verano (OGDF, 2008).

2.7.4 Precipitación

La precipitación en la región de las partes bajas es de aproximadamente 600 mm, y en las partes altas 1100 mm, presentando la época de lluvias en el verano, siendo el mes de julio el más lluvioso. La cantidad de lluvia en mayo y octubre varían entre 80 y 90 % de la precipitación total anual. Las variaciones de temperatura son de poca intensidad con un valor medio anual de 15°C y temperaturas extremas de 7° y 37°C, siendo el mes de enero el más frío y el mes de mayo el más caliente. Existen heladas que se presentan desde el mes de octubre hasta el mes de marzo (OGDF, 2008).

2.7.5 Orografía

El pueblo de Santa Catarina Yecahuízotl se encuentra al sureste del volcán Guadalupe — También conocido como El Borrego o Santa Catarina—, sobre lo que fue la ribera norte del lago de Chalco. Se encuentra a una altitud promedio de 2,258 msnm, con una altitud mínima de 2,228 m y altitud máxima de 2,496 m. En general, el pueblo se encuentra en un terreno más o menos plano, con una elevación diferencial hacia el noroeste, por donde asciende la falda del Guadalupe (OGDF, 2008) (<https://es-mx.topographic-map.com/map-35lv18/Santa-Catarina-Yecahu%C3%ADzotl/> -8-03-2023)

III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

En México, el uso de plantas con propiedades curativas es muy antiguo y hasta nuestros días se ha convertido en una práctica común. Generalmente se utilizan las hojas o flores y esporádicamente, el tallo y la raíz, consumiéndose de forma directa, en infusiones o en presentación homeopática con la finalidad de curar o tratar los padecimientos que aquejan a la población.

La importancia de los estudios químicos farmacológicos de las plantas es de gran importancia para tener un mejor control y manejo de ellas. ya que contienen propiedades que pueden ser relevantes para la creación de nuevos fármacos para el tratamiento o cura de enfermedades crónicas degenerativas que van en aumento en la población.

La problemática que se presenta actualmente en la salud, según la Secretaría de Salud y el INEGI publicada en el mes de octubre de 2021, refiere a las tres principales causas de muerte a nivel nacional las cuales son: enfermedades del corazón (20.8%), COVID-19 (15.9%) y diabetes mellitus (14.6%), seguida por tumores malignos, enfermedades transmisibles como la influenza y neumonía (S.S. e INEGI, 2021). Las prevalencias de dichas enfermedades han provocado un colapso en el sector salud y una población vulnerable.

Por lo anterior, en el este trabajo se busca mostrar la importancia de las plantas *Oxalis latifolia* Kunth, *Loeselia mexican* (Lam) Brand, *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn para el tratamiento de enfermedades crónicas degenerativas e infecciosas.

IV. JUSTIFICACIÓN

Debido a la incidencia de diversas enfermedades, se buscan alternativas para el tratamiento y/o mejora de enfermedades crónicas degenerativas, así como enfermedades infecciosas transmisibles. El estudio de las plantas *Oxalis latifolia* Kunth, *Loeselia mexicana* (Lam) Brand, *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn tiene como finalidad el aporte sobre sus componentes para otro tipo de estudios más específicos, para mejorar algunos padecimientos o enfermedades que aquejan a la población. Ya que, en la actualidad, se cuenta con el estudio del análisis farmacológico únicamente del 5% de las 3,000 plantas que existen en México con atributos medicinales.

Cabe mencionar que es de importancia dar el sustento científico al saber empírico sobre el uso de plantas medicinales ya que es una atención primaria que realizan las personas y aún más aquellas que son parte de comunidades con saberes tradicionales. Esta práctica ha dado pie a realizar investigaciones para sumar conocimientos que permitan un mejor manejo de la medicina tradicional. Esto se ha construido a través del tiempo con el trabajo en conjunto y el intercambio de conocimientos y saberes empíricos entre comunidades e instituciones. Es importante señalar que el conocimiento es parte fundamental para poder tener control y manejo de los recursos en beneficio a la salud.

El concepto actual de promoción de la salud surge de la 1ra Conferencia Internacional celebrada en Ottawa, que la define como el proceso de capacitar a las personas para que tengan el poder sobre su propia salud y mejorarla. La Carta de Ottawa considera que la promoción de la salud se debe conseguir por medio de las siguientes acciones; establecer políticas saludables, desarrollar aptitudes y recursos individuales, reforzar la acción comunitaria, crear un entorno que favorezca la salud y reorientar los servicios de salud (Sarria y Villar, 2014).

Otras de las conferencias de la promoción de la salud que retoman líneas de acción de Ottawa es Alma-Ata (1978) la cual hace hincapié en la participación comunitaria para la mejora de la salud en las comunidades, así como la

participación de las diversas instituciones gubernamentales de distintos sectores para cubrir las necesidades de la población. Aunado a lo anterior, en la delación de Nairobi (2009), las comunidades deberán compartir el poder, los recursos y la toma de decisiones para asegurar y sostener las condiciones para la equidad en salud. La existencia del empoderamiento comunitario es esencial para la mejora y calidad de vida. El desarrollo de la comunidad se basa en los recursos humanos y materiales con que cuenta la comunidad misma, para estimular la independencia y el apoyo social, así como para desarrollar sistemas flexibles que refuercen la participación pública y el control de las cuestiones sanitarias.

Una de las funciones como promotora de la salud es ser mediadora entre instituciones y comunidades, para guiarlas y dotarlas de las herramientas necesarias para una mejor calidad de vida y control en su salud, a fin de prevenir enfermedades. Asimismo, promover la participación comunitaria y fortalecer los conocimientos adquiridos de las comunidades con la finalidad de que tengan un nivel de salud próspero. También, como promotora de la salud, se trabaja con comunidades para orientarles a que aprovechen los recursos que tienen a su alcance como una principal base de cuidado en su salud. Es bien sabido que, la prevención es la mejor manera de combatir enfermedades que interrumpen la armonía en cuanto a la salud, de ahí que las personas hagan uso de las plantas medicinales para aliviar padecimientos.

V. OBJETIVOS

5.1 Objetivo general

Caracterizar de forma fitoquímica y farmacológica las siguientes especies de plantas; trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth); tomatillo (*Nicandra physalodes* (L.) Gaertn) y espinosilla (*Loeselia mexicana* (Lam.) Brand) colectadas en el Jardín Botánico de la Centro de Salud T-II, Xuan Zenteno Cuevas, Santa Catarina Yecahuizotl, Alcaldía Tláhuac, Ciudad de México.

5.2 Objetivos específicos

1. Realizar una colecta vegetal en el Jardín Botánico del Centro de Salud T-II, Xuan Zenteno Cuevas, Santa Catarina Yecahuizotl, Alcaldía Tláhuac, Ciudad de México.
2. Elaborar los extractos de metanol y hexano de cada una de las plantas seleccionadas.
3. Determinar de manera cualitativa la presencia de saponinas, taninos, cumarinas, alcaloides y antraquinonas en cada uno de los extractos.
4. Realizar la cuantificación de la capacidad antioxidante *in vitro* DPPH, ABTS, flavonoides y fenoles totales de cada uno de los extractos.
5. Evaluar *in vitro* la toxicidad de los diferentes extractos en el modelo de *Artemia Salina*.

VI. METODOLOGÍA

6.1 Diagrama general de investigación

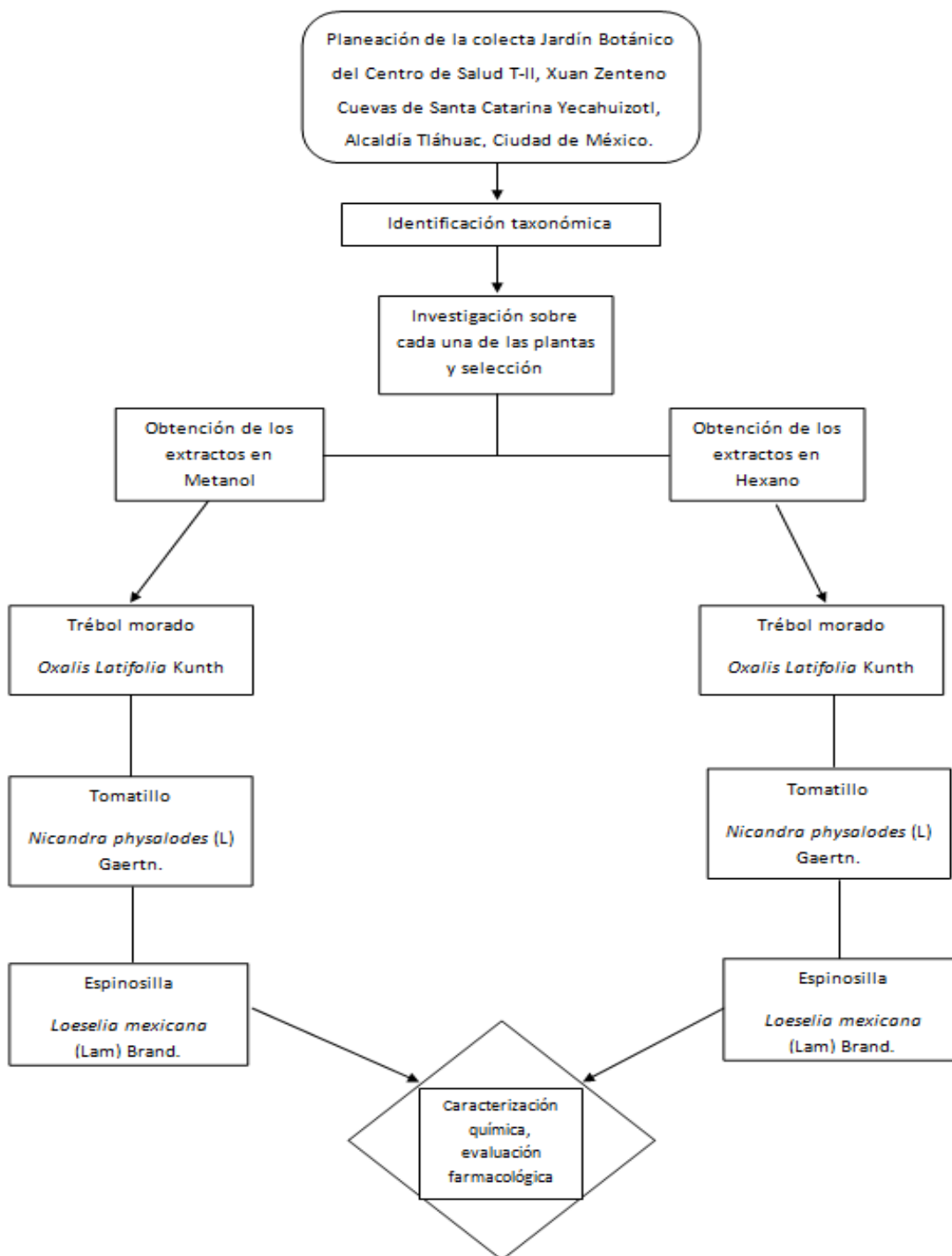


Figura 22. Diagrama general del estudio de las plantas estudiadas.

6.2. Material biológico

Las especies de plantas trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth), tomatillo (*Nicandra physalodes* (L.) Gaertn) y espinosilla (*Loeselia mexicana* (Lam.) Brand) fueron colectadas el 29 de noviembre del 2017, en el Jardín Botánico del Centro de Salud T-II, Xuan Zenteno Cuevas, Santa Catarina Yecahuizotl, Alcaldía Tláhuac, Ciudad de México.

6.2.1 Colecta

Para la realización de la colecta se tomó en cuenta las siguientes características de la planta, es decir que contará con tallo, flor, fruto, hojas, raíz. A las plantas colectadas se les quitó el exceso de humedad en un deshidratador a una temperatura de 45-50°C durante 1 semana.

6.2.2 Identificación taxonómica

La identificación taxonómica fue realizada por la bióloga Susana Peralta y el biólogo Saúl Borja Molina, para la identificación se utilizaron claves dicotómicas de Rzedowski (de Rzedowski y Rzedowski, 2001)

6.2.3 Selección de especies para el estudio

De las 70 especies de la colecta solo se eligieron tres debido a que eran las menos divulgadas en cuanto a estudios científicos u otro tipo de investigación.

6.2.4 Obtención de los extractos

En un primer momento se pesó todo el material vegetal. De trébol morado se obtuvo 36.084 gramos, espinosilla 150 gramos y tomatillo 503 gramos. Posteriormente cada una de las plantas se fraccionó para colocarlas dentro de frascos de vidrio (Figura 23).



Figura 23. Manejo del material vegetal. (a) Fraccionamiento del material vegetal.
(b) pesado. (c) adición del solvente.

El material de cada planta se dividió a la mitad, cada una fue colada con distinto solvente (metanol o hexano), la excepción fue el trébol morado debido que la

cantidad de material colectado no alcanzo para realizar el extracto de hexano por lo cual solo se realizó el extracto de mentol después de un tiempo se volvió a colectar la planta para realizar el extracto de hexano (Tabla 1).

Tabla 1. Cantidad de material vegetal y solvente en la preparación de los extractos.

Material vegetal	Peso en fresco total	Solvente metanol	Solvente hexano
Trébol morado	36.084 g	18.042g en ½ L	18.042g en ½ L
Espinosilla	150 g	75 g en 1 L	75 g en 1 L
Tomatillo	503 g	251.50 en 2 L	251.50 en 2 L

Se manejaron en dos tipos de solventes: metanol y hexano, cada uno de ellos tienen una distinta polaridad que facilita la extracción de componentes químicos de interés de la planta bajo estudio.

Para poder realizar la extracción se utilizó el proceso de maceración, el cual consiste en colocar el material vegetal en trozos pequeños e introducirlos en un frasco de vidrio con solvente durante 1 semana (figura 24).



Figura 24. Frasco con el material vegetal y solvente en maceración.

Posteriormente cada una de las diferentes muestras fueron sonicadas en un tiempo de 30 minutos con una temperatura de 50° C con la finalidad de acelerar el proceso de maceración (Sonicador Jeiotech de Lab. Companion), ya que la alta vibración que genera el sonicador ayuda a romper las células, lo que ayuda para que los metabolitos se disuelvan en el solvente (figura 25).



Figura 25. Sonicación de las muestras.

Después de ahí se realizaron dos tipos de filtrado para el primero se tomó una tela multiusos con la que se retiró el material vegetal (tallo, hojas, raíz, flor, fruto) de cada una de las muestras. En el segundo filtrado se realizó con un papel filtro con la finalidad de retirar del solvente las partículas más pequeñas que pudieran pasar por la tela (figura 26).



Figura 26. Filtración de las muestras.

Posteriormente de haber obtenido los componentes químicos de cada una de las plantas en el solvente, se colocaron en el rotavapor con la finalidad de evaporar el exceso de solvente (figura 27).

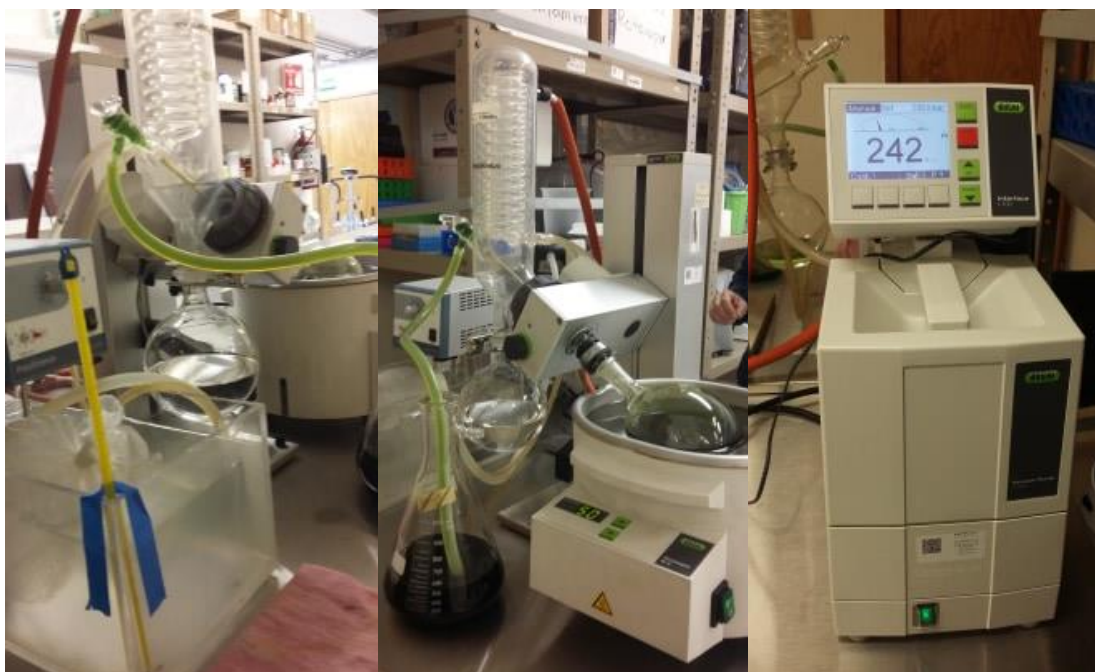


Figura 27. Rotavapor y bomba de vacío. Proceso de eliminación del solvente.

Para llevar a cabo este proceso se usó el baño María a una temperatura de 50 °C, para el baño frío máximo de 15°C, y mantener la bomba de vacío a cierta presión (mbar) para cada uno de los extractos. Con excepción del trébol morado en metanol debido a que la cantidad de la solución era poca, para este solo se dejó el recipiente en el horno para retirar el exceso del solvente mediante la evaporación a una temperatura de 36° C.

Mientras tanto el resto de los extractos fueron destilados de la siguiente manera:

Extracto tomatillo Metanol	Extracto tomatillo Hexano
235 mbar	350 mbar
50° C max. baño María	45° C max. baño María
15° max. el baño frío	5-10° C max baño frío
2 horas tiempo de destilación	50 minutos tiempo de destilación
velocidad de rotación: 3	velocidad de rotación: 2

Extracto espinosilla metanol	Extracto espinosilla hexano
243 mbar 49° C max. baño María 10 - 15 ° C baño frío 2 horas tiempo de destilación velocidad de rotación: 3	350 mbar 45° C max. baño María 10 - 15 ° C baño frío 50 minutos tiempo de destilación velocidad de rotación: 2

Al finalizar el proceso de destilación, lo que se obtuvo fue cierta cantidad de los extractos en un volumen pequeño conservando los componentes de la planta, los extractos de metanol se colocaron en el congelador para verificar que estos no tuvieran solvente y poder liofilizarlos, mientras que los de hexano se colocaron en el horno a 35° C para evaporar los residuos del solvente (figura 28).



Figura 28. (a) Extractos de hexano en el horno. (b) Extractos metanólicos listos para la liofilización.

Posteriormente, los extractos obtenidos con metanol y hexano, se pasaron a la liofilizadora la cual se encarga de absorber la humedad de los extractos en estado gaseoso para congelarlos de esta forma se deshidratan hasta volverse en polvo o pasta. Se colocaron de la siguiente manera (figura 29 a). Duraron alrededor de tres días con el objetivo de que estos quedaran totalmente secos. Producto final (figura 30)

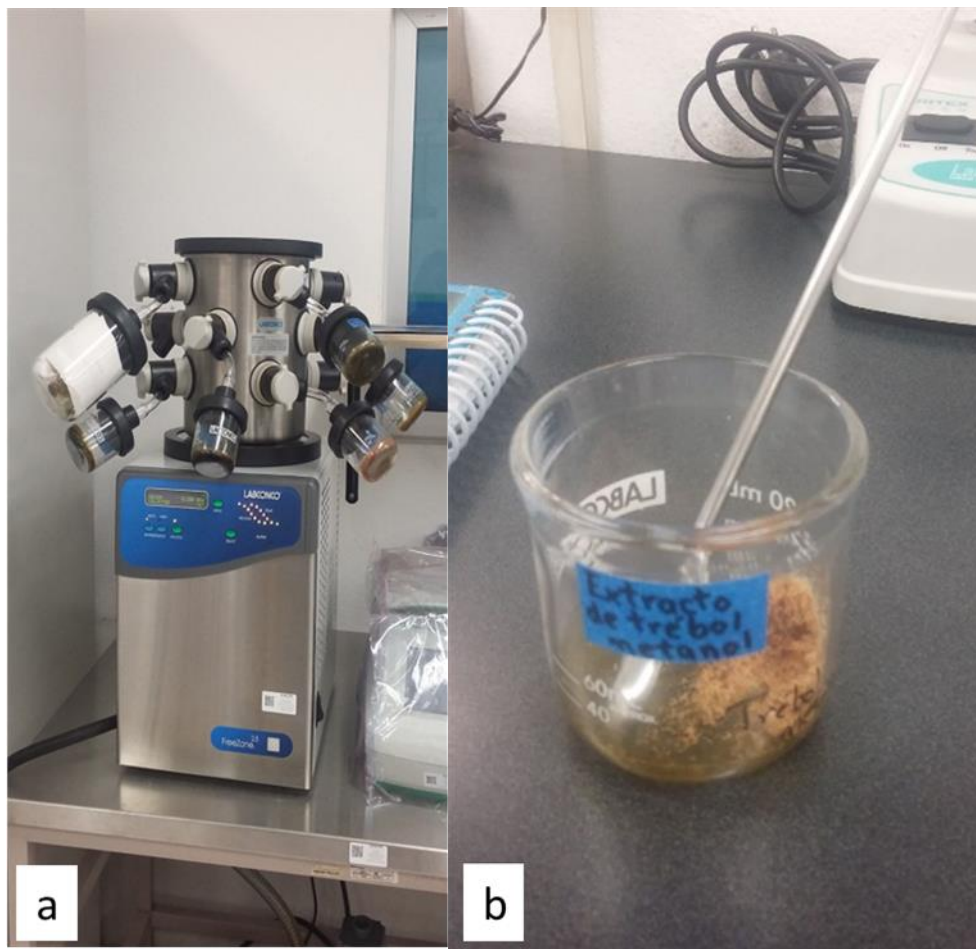


Figura 29. (a) Extractos en proceso de liofilización. (b) Presentación del extracto después de retirarlo de la liofilizadora.



Figura 30. Extractos finales metanólicos y de hexano.

6.3 Caracterización química cualitativa

Cada una de las pruebas se realizó por triplicado con el objetivo de obtener resultados más confiables.

6.3.1 Antraquinonas

Se empleó la cromatografía en capa fina (sílica gel 60 F254), con ayuda de un aplicador se colocó una porción de los diferentes extractos de hexano y metanol obtenidos de las plantas. Se utilizaron placas de 5X1 cm, las cuales se corrieron en una mezcla de 95:5 de diclorometano (2,375 μ l) y metanol (125 μ l). Terminada la corrida, se dejó secar las placas por 1 minuto. Posteriormente se observaron las placas en la cámara de luz ultravioleta, identificando a las antraquinonas con marcas de fluorescencia violeta o rojo marrón (Villicaña, 2015).

6.3.2 Alcaloides

Para alcaloides se empleó la cromatografía en capa fina, con ayuda de un aplicador se colocó una porción de los diferentes extractos de las plantas. La aplicación se realizó en placas de sílica gel 60 F254 de 5X1 cm, las cuales se corrieron en una mezcla de 95:5 de diclorometano (2,375 μ l) y metanol (125 μ l). Terminada la corrida, se dejaron secar las placas por 1 minuto. Posteriormente, se revelaron con el reactivo de Dragendorff. La aparición de una coloración roja marrón indicó la presencia de alcaloides (Martínez, 2016).

6.3.3 Determinación de taninos

Para la determinación de taninos se utilizaron tres tubos de ensayo por extracto, disolviendo 0.020 g del extracto en 10 ml de agua destilada. A los tres tubos se les adicionó lo siguiente:

- a) Tubo de ensayo 1: grenetina en polvo 0.01 g.
- b) Tubo de ensayo 2: grenetina en polvo 0.01 g y NaCl 0.01 g.
- c) Tubo de ensayo 3: NaCl 0.01 g.

A continuación, los tubos fueron vigorosamente mezclados en el vortex. La aparición de un precipitado blanco en los tubos de ensayo 1 y 2 indicó la presencia de taninos en el extracto, ya que la grenetina al ser una proteína permite que los taninos se adineran y estos puedan ser más visibles (Peralta y Col. 2013).

6.3.4 Cumarinas

Para llevar a cabo esta prueba se utilizó un tubo de ensayo por cada extracto de las plantas, disolviendo 0.020 g del extracto en 10 ml de agua destilada, se les agregó 0.1 g de NaCl, luego se colocó en la boca del tubo de ensayo un pedazo de papel filtro previamente humedecido en una solución de 1 g de hidróxido de sodio (NaOH) en 15 ml de agua destilada, posteriormente el tubo se puso en baño María hasta punto de ebullición (400 °C). Después de 3 minutos se retiró el papel filtro, se dejó reposar hasta que se evaporó toda la humedad, a continuación, se

reveló bajo la acción de luz ultravioleta y la presencia de una coloración amarillo fluorescente indicó la existencia de cumarinas (Peralta y Col. 2013).

6.3.5 Saponinas

Para esta prueba se pesó 0.1 g de NaCl, 0.020 g de extracto de cada planta en un tubo de ensayo y se le añadió 10 ml de agua destilada; se agitó fuertemente, la aparición de espuma en la parte superior con una duración de 60 a 120 segundos, indicó la presencia de saponinas (Peralta y Col. 2013).

6.4. Potencial antioxidante

6.4.1 2,2-difenil-1-picrilhidracilo (DPPH)

La capacidad antioxidante se determinó mediante un método colorimétrico, (Williams *et al.* 1995) usando el radical comercial DPPH.

Se tomó una alícuota de 100 μ L de solución en metanol de la muestra a tres concentraciones distintas (150, 100 y 50 mg/L). A continuación, se adicionaron 900 μ L de una solución DPPH (60 mg/L) y se mezcló. En seguida se incubaron los tubos de reacción por 30 min en oscuridad, para después medir a una densidad óptica de 517 nm en un espectrofotómetro UV-VIS. Se utilizó como control positivo, el ácido ascórbico en solución metanólica 100, 50 y 10 mg/L.

Finalmente se determinó el porcentaje de inhibición del radical DPPH con la siguiente ecuación:

% Inhibición del DPPH: $[A_{\text{blanco}} - A_{\text{muestra}} / 100] \times 100\%$; dónde A es la absorbancia (Rivas-Morales y Col. 2016).

6.4.2. Actividad inhibidora del radical 2,2'-azino-bis (3-etilbenzotiazolina)-6 sulfonato de amonio (ABTS)

Se usó una pastilla de ABTS de 35 mg diluida en 9 ml de PBS 1x, se preparó el persulfato de potasio pesando 12.16 mg y se diluyó en 9 ml de PBS, ambos se mezclaron para preparar la solución stock. Para la solución diaria de trabajo, 3,200 µl de la solución stock se disolvieron en 30 ml de PBS con pH de 7.4. El blanco fue el PBS para calibrar el espectrofotómetro en una longitud de onda de 734 nm, hasta tener una absorbancia de 0.7.

Para las muestras se pesaron 10 mg de cada uno de los extractos de plantas y se diluyeron en 1 ml de agua destilada (10,000 ppm).

Para las mediciones se agregó 1ml de la solución diaria de ABTS y de 1 a 2 µl de los diferentes extractos (Martínez, 2016).

6.4.3. Flavonoides totales

Para flavonoides se colocó de manera directa en un tubo de ensayo de 1 a 10 mg de extractos de plantas, la muestra se diluyó en 0.5 ml de agua destilada, se agregó 1.5 ml de metanol, y de esta solución se tomaron 0.5 ml, se adicionó 1.5 ml de metanol, 100 µl de cloruro de aluminio (AlCl_3) al 10% (p/v), 100 µl de acetato de potasio ($\text{CH}_3\text{CO}_2\text{K}$) 1 M y 2,800 µl de agua destilada. Se dejó reposar por 30 minutos, transcurrido el tiempo se midió la absorbancia a 415 nm en el espectrofotómetro (Jenway®), los datos de absorbancia se tomaron en un rango de 0.3 a 0.7, reportando los resultados en mg equivalentes de quercetina/g de extracto seco (Martínez, 2016).

6.4.4. Fenoles totales

Para esta medición se utilizó el reactivo de Folin-Ciocalteu mediante la técnica descrita por Singleton & Rossi (1965). Se colocaron en un tubo de ensayo de 1 a 2 mg de los extractos de plantas, esto se diluyó en 1 a 0.2 ml de metanol, se mezclaron durante 1 minuto. Posteriormente se tomaron 200 µl de la mezcla y se colocó en un segundo tubo con 1,000 µl de reactivo de Folin-Ciocalteu (diluido 1:10 (v/v) en agua destilada) y se dejó reposar por 1 minuto. Pasado el tiempo se agregaron 800 µl de carbonato anhidro 7.5 % (p/v), se mezcló y se dejó reposar por 1 hora a temperatura ambiente. Posteriormente se tomó lectura en un espectrofotómetro Jenway® a una longitud de onda de 765 nm y en un rango de densidad óptica de 0.3 a 0.7. El contenido de compuestos fenólicos totales se reportó como mg equivalentes de ácido gálico/g de extracto seco (Singleton & Rossi, 1965).

6.5. Evaluación farmacológica

6.5.1. Ensayo de citotoxicidad *in vitro* en *Artemia salina*

Para la evaluación de la toxicidad *in vitro* en *Artemia salina* se colocaron en un cristizador 185 mg de quistes de *Artemia salina*, posteriormente fueron hidratados con agua destilada por 1 hora con aireación. Transcurrido el tiempo se retiró la aireación y se dejaron reposar unos minutos. Los quistes que flotaron se retiraron de la superficie con la ayuda de un papel filtro. Los quistes que permanecieron en el fondo del cristizador pasaron a la solución descapsulante (1.3 ml salmuera (10 g de sal de mar en 500 ml de dH₂O) con 0.0277 g de hidróxido de sodio (NaOH) y 1.26 ml de cloro comercial al 6 %) donde permanecieron durante 7-10 minutos.

Enseguida se lavaron los quistes con agua destilada. Después los quistes fueron depositados en un contenedor de 20x20x30 cm con 500 ml de salmuera pH 8 (10 g de sal de mar en 500 ml de agua destilada) a 28° C, luz y oxígeno durante 24 horas (Martínez, 2016).

Se utilizaron tres repeticiones por cada concentración de cada extracto de plantas y un blanco, fueron colocados en tubos de ensayo concentraciones de 1000, 500, 250, 125, 62.5, 31.5, 15.62, 7.81, 3.90 y 1.95 ppm de extracto vegetal a los cuales se aforó a 10 ml de salmuera y se agregaron 10 nauplios de *Artemia salina*, estos se incubaron por 24 horas a temperatura ambiente, pasadas las 24 horas se contaron el número de nauplios *Artemia salina* muertos, calculando así el porcentaje de concentración letal (CI_{50}) en el programa excel, es decir la dosis mínima de extracto que mata al 50% de las *Artemia salina* (Martínez, 2016).

VII. RESULTADOS

Los resultados obtenidos son de importancia ya que se hizo búsqueda de información en diversas fuentes para realizar comparaciones con las plantas estudiadas de este trabajo, no se encontraron datos específicos de estudios previos de dichas plantas. Además, en otras investigaciones algunos resultados fueron semejantes, pero diferían en el tipo de extracto o en el método de evaluación empleado; por lo tanto, los resultados obtenidos de las plantas trébol morado (*Oxalis Latifolia* Kunth), espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) y tomatillo (*Nicandra physaloides* L. Gaertn) brindan información como un primer acercamiento para identificar cuáles de estas plantas son aptas para continuar estudiándolas más a fondo, con la finalidad de mejorar la salud de las comunidades.

7.1 Material biológico.

Se colectaron 70 especies de plantas diferentes en el Jardín de plantas medicinales del Centro de Salud Yecahuizotl, las cuales fueron identificadas taxonómicamente utilizando claves dicotómicas Rzedowski, el trabajo fue realizado por la Bióloga Susana Peralta y Saúl Borja Molina, dicha colecta se encuentra resguardada en el Herbario de Casa Liberta de la UACM con el número estimado de ser la colecta 33 del herbario (tabla 2).

Tabla 2. Plantas colectadas en el Jardín botánico Yecahuizotl e identificadas de forma taxonómica.

Núm. Progresivo	Nombre Común	Nombre Científico	Familia	Identificación
1	Milenrama, Planta de la mujer	<i>Achillea millefolium L.</i>	Asteraceae	Biól. Susana Peralta
2	Cebolla	<i>Allium cepa L.</i>	Amaryllidaceae	Biól. Susana Peralta
3	Cedrón	<i>Aloysia triphylla (L' Hér.) Britton</i>	Verbenaceae	Biól. Susana Peralta
4	Apio	<i>Apium graveolens L.</i>	Apiaceae	Biól. Saúl Borja
5	Chicalote	<i>Argemone ochroleuca Sweet</i>	Papaveraceae	Biól. Saúl Borja Molina
6	Acelga	<i>Beta vulgaris L.</i>	Chenopodiaceae	Biól. Susana Peralta
7	Borraja	<i>Borago officinalis L.</i>	Boragináceae	Biól. Susana Peralta
8	Bugambilia	<i>Bougainvillea glabra Choisy.</i>	Nyctaginaceae	Biól. Susana Peralta
9	Tepozán	<i>Buddleja cordata Kunth</i>	Scrophulariaceae	Biól. Saúl Borja
10	Mercadela	<i>Calendula officinalis L.</i>	Asteraceae	Biól. Saúl Borja
11	Chile bola	<i>Capsicum annuum L./C. frutesces L.</i>	Solanaceae	Biól. Susana Peralta
12	Chile Miracielo	<i>Capsicum annuum L./C. frutesces L.</i>	Solanaceae	Biól. Susana Peralta
13	Chile Manzano	<i>Capsicum pubescens Ruiz & Payson</i>	Solanaceae	Biól. Saúl Borja Molina
14	Epazote	<i>Chenopodium ambrosioides L.</i>	Amaranthaceae	Biól. Susana Peralta
15	Quelite morado	<i>Chenopodium giganteum D. Don</i>	Amaranthaceae	Biól. Susana Peralta
16	Quelite	<i>Chenopodium murale L.</i>	Amaranthaceae	Biól. Susana Peralta
17	Limón	<i>Citrus aurantiifolia (Christm.) Swingle</i>	Rutaceae	Biól. Saúl Borja Molina
18	Chaya	<i>Cnidoscolus chayamansa McVaugh</i>	Euphorbiaceae	Biól. Susana Peralta
19	Cilantro	<i>Coriandrum sativum L.</i>	Apiaceae	Biól. Susana Peralta

Núm. Progresivo	Nombre Común	Nombre Científico	Familia	Identificación
20	Planta de jade	<i>Crassula ovata (Mill.) Druce</i>	Crassulaceae	Biól. Susana Peralta
21	Calabaza	<i>Cucurbita pepo L.</i>	Cucurbitaceae	Biól. Saúl Borja Molina
22	Floripondio	<i>Datura candida (Pers.) Saff.</i>	Solanaceae	Biól. Susana Peralta
23	Cola de Caballo	<i>Equisetum hyemale L.</i>	Equisetaceae	Biól. Saúl Borja Molina
24	Níspero	<i>Eriobotrya japonica (Thunb.)</i>	Rosaceae	Biól. Susana Peralta
25	Higo	<i>Ficus carica L.</i>	Moraceae	Biól. Saúl Borja Molina
26	Hinojo	<i>Foeniculum vulgare Mill.</i>	Apiaceae	Biól. Saúl Borja Molina
27	Árnica	<i>Heterotheca inuloides Cass.</i>	Arteraceae	Biól. Susana Peralta
28	Muicle	<i>Justicia spicigera Schlttdl.</i>	Acanthaceae	Biól. Saúl Borja Molina
29	Lechuga romana	<i>Lactuca sativa L.</i>	Asteraceae	Biól. Saúl Borja Molina
30	Lechuga orejona	<i>Lactuca sativa L.</i>	Asteraceae	Biól. Susana Peralta
31	Lavanda	<i>Lavandula officinalis Chaix</i>	Lamiaceae	Biól. Susana Peralta
32	Espinosilla	<i>Loeselia mexicana (Lam.) Brand</i>	Polemoniaceae	Biól. Susana Peralta
33	Jitomate	<i>Lycopersicon esculentum Mill.</i>	Solanaceae	Biól. Susana Peralta
34	Malva	<i>Malva parviflora L.</i>	Malvaceae	Biól. Saúl Borja
35	Manrubio	<i>Marrubium vulgare L.</i>	Lamiaceae	Biól. Susana Peralta
36	Manzanilla	<i>Matricaria chamomilla L.</i>	Asteraceae	Biól. Saúl Borja
37	Mora	<i>Morus nigra L.</i>	Moraceae	Biól. Saúl Borja Molina
38	Tomatillo	<i>Nicandra physalodes (L.) Gaertn.</i>	Solanaceae	Biól. Susana Peralta
39	Albahaca	<i>Ocimum basilicum L.</i>	Lamiaceae	Biól. Saúl Borja
40	Hierba del golpe	<i>Oenothera rosea L'Hér. ex Aiton</i>	Onagraceae	Biól. Susana Peralta
41	Olivo	<i>Olea europaea L.</i>	Oleaceae	Biól. Susana Peralta

Núm. Progresivo	Nombre Común	Nombre Científico	Familia	Identificación
42	Orégano	<i>Origanum vulgare L.</i>	Lamiaceae	Biól. Susana Peralta
43	Trébol	<i>Oxalis latifolia H.B.K.</i>	Oxalidaceae	Biól. Susana Peralta
44	Trébol	<i>Oxalis corniculata L.</i>	Oxalidaceae	Biól. Saúl Borja
45	Trébol morado	<i>Oxalis latifolia Kunth</i>	Oxalidaceae	Biól. Susana Peralta
46	Frijol	<i>Phaseolus vulgaris L.</i>	Fabaceae	Biól. Susana Peralta
47	Llantén	<i>Plantago major L.</i>	Plantaginaceae	Biól. Susana Peralta
48	Vaporub	<i>Plectranthus amboinicus (Lour.) Spreng.</i>	Lamiaceae	Biól. Susana Peralta
49	Guayaba	<i>Psidium guajava L.</i>	Myrtaceae	Biól. Susana Peralta
50	Granada	<i>Punica granatum L.</i>	Punicaceae	Biól. Saúl Borja
51	Manzana	<i>Pyrus malus L.</i>	Rosaceae	Biól. Susana Peralta
52	Rábano	<i>Raphanus raphanistrum</i>	Brassicaceae	Biól. Saúl Borja
53	Ruda	<i>Ruta chalepensis L.</i>	Rutaceae	Biól. Susana Peralta
54	Salvia	<i>Salvia leucantha Cav.</i>	Lamiaceae	Biól. Susana Peralta
55	Mirto	<i>Salvia microphylla Kunth</i>	Lamiaceae	Biól. Susana Peralta
56	Sauco	<i>Sambucus nigra L.</i>	Adoxaceae	Biól. Susana Peralta
57	Pirúl	<i>Schinus molle L.</i>	Anacardiaceae	Biól. Saúl Borja
58	Chayote	<i>Sechium edule (Jacq.) Sw.</i>	Cucurbitaceae	Biól. Susana Peralta
59	Flor de muerto o Cempasúchi	<i>Tagetes erecta L.</i>	Asteraceae	Biól. Susana Peralta
60	Flor de muerto o Cempasúchi l doble o cabezona	<i>Tagetes erecta L.</i>	Asteraceae	Biól. Susana Peralta
61	Acetilla	<i>Tagetes lunulata Ortega</i>	Asteraceae	Biól. Saúl Borja Molina
62	Santa María	<i>Tanacetum parthenium (L.) Sch. Bip.</i>	Asteraceae	Biól. Susana Peralta
63	Santa María	<i>Tanacetum parthenium (L.) Sch. Bip.</i>	Asteraceae	Biól. Susana Peralta

Núm. Progresivo	Nombre Común	Nombre Científico	Familia	Identificación
64	Diente de león	<i>Taraxacum officinale L.</i>	Asteraceae	Biól. Susana Peralta
65	Gigantón	<i>Tithonia tubiformis (Jacq.) Cass.</i>	Asteraceae	Biól. Saúl Borja Molina
66	Chamiso	<i>Viguiera dentata (Cav.) Spreng.</i>	Asteraceae	Biól. Susana Peralta
67	Toloache	<i>Datura stramonium L.</i>	Solanaceae	Biól. Susana Peralta
68	Algodón	<i>Gossypium barbadense L.</i>	Malvaceae	Biól. Susana Peralta
69	Tomate	<i>Physalis philadelphica Lam.</i>	Solanaceae	Biól. Susana Peralta
70	Plátano	<i>Musa x paradisiaca L.</i>	Musaceae	Biól. Susana Peralta

7.2 Selección de especies para el estudio.

Las plantas usadas en el presente estudio fueron seleccionadas de acuerdo a una investigación realizada en google académico el cual es un buscador que permite localizar documentos académicos como artículos, tesis, libros y resúmenes de fuentes diversas como editoriales universitarias, asociaciones profesionales, universidades y otras organizaciones académicas. También se realizó la búsqueda en Pubmed una base de datos en línea de búsqueda de literatura de investigación en ciencias biomédicas y biológicas

para revisar la información sobre estudios fitoquímicos y farmacológicos para cada una de los especímenes colectadas (tabla 3). Se seleccionaron aquellas plantas con el menor número de reportes científicos de ese pequeño grupo de los cuales se eligieron tres, el trébol morado (*Oxalis Latifolia* Kunth) en el cual no se encontró ningún documento de investigación; espinosilla (*Loeselia mexicana* (Lam.) Brand) debido a que esta especie solo se encontró un resumen de origen botánico mientras que el tomatillo (*Nicandra physalodes* (L.) Gaertn) arrojó documentos de origen botánico.

Tabla 3. Reporte de estudios farmacológicos de las especies de plantas colectadas.

Jardín de Plantas Medicinales del Centro de Salud de Sta. Catarina Yecahuizotl, Tláhuac, CDMX.				
Núm. Progre sivo	Nombre Científico	Familia	Nombre común	Cantidad de información según PUBMED
1	<i>Ficus carica L.</i>	Moraceae	Higo	128 artículos
2	<i>Tanacetum parthenium (L.) Sch. Bip.</i>	Asteraceae	Santa maría	4 artículos
3	<i>Salvia microphylla Kunth</i>	Lamiaceae	Mirto	10 artículos
4	<i>Sedum praealtum A. DC.</i>	Crassulaceae	Siempre viva	417 artículos
5	<i>Borago officinalis L.</i>	Boragináceae	Borraja	38 artículos
6	<i>Foeniculum vulgare Mill.</i>	Apiaceae	Hinojo	106 artículos
7	<i>Sambucus nigra L.</i>	Adoxaceae	Sauco	179 artículos
8	<i>Bougainvillea glabra Choisy.</i>	Nyctaginaceae	Bugambilia	2 artículo
9	<i>Loeselia mexicana (Lam.) Brand</i>	Polemoniaceae	Espinosilla	1 resumen
10	<i>Punica granatum L.</i>	Lythraceae	Granada	480 artículos
11	<i>Lavandula officinalis Chaix</i>	Lamiaceae	Lavanda	7 artículos
12	<i>Heterotheca inuloides Cass.</i>	Arteraceae	Árnica	10 artículos
13	<i>Marrubium vulgare L.</i>	Lamiaceae	Manrubio	45 artículos
14	<i>Tagetes erecta L.</i>	Asteraceae	Cempasuchil	61 artículos

Núm. Progresivo	Nombre Científico	Familia	Nombre común	Cantidad de información según PUBMED
15	<i>Lycopersicon esculentum</i> Mill.	Solanaceae	Jitomate cherry	945 artículos
16	<i>Coriandrum sativum</i> L.	Apiaceae	Cilantro	171 artículos
17	<i>Salvia leucantha</i> Cav.	Lamiáceae	Salvia	4 artículos
18	<i>Aloysia triphylla</i> (L' Hér.) Britton	Verbenaceae	Cedrón	33 artículos
19	<i>Achillea millefolium</i> L.	Asteraceae	Milenrama/planta de la mujer	187 artículos
20	<i>Eriobotrya japonica</i> (Thunb.) Lindl.	Rosaceae	Níspero	26 artículos
21	<i>Cucurbita pepo</i> L.	Cucurbitaceae	Calabaza	368 artículos
22	<i>Capsicum pubescens</i> Ruiz & Pav.	Solanaceae	Chile manzano	22 artículos
23	<i>Ocimum basilicum</i> L.	Lamiaceae	Albaca	255 artículos
24	<i>Argemone ochroleuca</i> Sweet	Papaveraceae	chicalote	9 artículos
25	<i>Matricaria chamomilla</i> L.	Asteraceae	Manzanilla	229 artículos
26	<i>Equisetum hyemale</i> L.	Equisetaceae	Cola de caballo	12 artículos
27	<i>Schinus molle</i> L.	Anacardiaceae	Pirúl	32 artículos
28	<i>Calendula officinalis</i> L.	Asteraceae	Mercadela	125 artículos
29	<i>Citrus aurantiifolia</i> (Christm.) Swingle	Rutaceae	Limón	2 artículos
30	<i>Tithonia tubiformis</i> (Jacq.) Cass.	Asteraceae	No aplica	Ningún documento coincide con su búsqueda

Núm. Progresivo	Nombre Científico	Familia	Nombre común	Cantidad de información según PUBMED
31	<i>Viguiera dentata</i> (Cav.) Spreng.	Asteraceae	No aplica	30 artículos
32	<i>Tagetes lunulata</i> Ortega	Asteraceae	No aplica	Ningún documento coincide con sus términos de búsqueda
33	<i>Raphanus raphanistrum</i> subsp. <i>sativus</i> (L.) Domin	Brassicaceae	Rábano	1581 artículos
34	<i>Buddleja cordata</i> Kunth	Scrophulariaceae	Tepozán	7 artículos
35	<i>Malva parviflora</i> L.	Malvaceae	Malva	11 artículos
36	<i>Justicia spicigera</i> Schltld.	Acanthaceae	Muicle	5 artículos
37	<i>Morus nigra</i> L.	Moraceae	Mora	49 artículos
38	<i>Oxalis corniculata</i> L.	Oxalidaceae	Trébol amarillo	49 artículos
39	<i>Apium graveolens</i> L.	Apiaceae	Apio	152 artículos
40	<i>Lactuca sativa</i> L.	Asteraceae	Lechuga	1, 406 artículos
41	<i>Ruta chalepensis</i> L.	Rutaceae	Ruda	281 artículos
42	<i>Oenothera rosea</i> L'Hér. ex Aiton	Onograceae	Hierba del golpe	7 artículos
43	<i>Olea europaea</i> L.	Oleaceae	Olivo	958 artículos
44	<i>Datura candida</i> (Pers.) Saff	Solanaceae	Floripondio	17 artículos

Núm. Progre sivo	Nombre Científico	Familia	Nombre común	Cantidad de información según PUBMED
45	<i>Sechium edule</i> (Jacq.) SW.	Cucurbitaceae	Chayote	7 artículos
46	<i>Capsicum annum</i> L.	Solanaceae	Chile bola/ mira cielo	965 artículos
47	<i>Allium cepa</i> L.	Amaryllidaceae	Cebolla	950 artículos
48	<i>Oxalis latifolia</i> Kunth	Oxalidaceae	Trébol morado	Ningún documento coincide con sus términos de búsqueda
49	<i>Lactuca sativa</i> L.	Asteraceae	Lechuga orejona	1, 406 artículos
50	<i>Plectranthus amboinicus</i> (Lour.) Spreng.	Lamiaceae	Vaporub	20 artículos
51	<i>Pyrus malus</i> L.	Rosaceae	Manzana	740 artículos
52	<i>Chenopodium murale</i> L.	Amaranthaceae	Quelite	12 artículos
53	<i>Chenopodium ambrosioides</i> L.	Amaranthaceae	Epazote	63 artículos
54	<i>Nicandra physalodes</i> (L.) Gaertn.	Solanaceae	Tomatillo	8 artículos
55	<i>Plantago major</i> L.	Plantaginaceae	Llantén	116 artículos
56	<i>Origanum vulgare</i> L.	Lamiaceae	Orégano	397 artículos
57	<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	Fabaceae	Frijol	3, 052 artículos

Núm. Progresivo	Nombre Científico	Familia	Nombre común	Cantidad de información según PUBMED
58	<i>Taraxacum officinale L.</i>	Asteraceae	Diente de león	97 artículos
59	<i>Chenopodium giganteum D. Don</i>	Amaranthaceae	Quelite morado	Ningún documento coincide con sus términos de búsqueda
60	<i>Cnidoscolus chayamansa McVaugh</i>	Euphorbiaceae	Chaya	9 artículos
61	<i>Psidium guajava L.</i>	Myrtaceae	Guayaba	289 artículos
70	<i>Musa x paradisiaca L.</i>	Musaceae	Plátano	50 artículos

7.3 Obtención de los extractos

Con cada una de las plantas seleccionadas en el presente estudio, se elaboró un extracto de metanol y uno de hexano, se partió de material fresco recién colectado, colocando las cantidades descritas en las siguientes tablas. Cabe resaltar que para el trébol morado se realizaron dos colectas es por eso que se tienen dos datos diferentes de la cantidad de material vegetal para cada solvente (tabla 4 y 5).

Tabla 4. Cantidades y volúmenes utilizados en la preparación de los extractos en metanol.

Nombre científico	Nombre común	Peso (g)	Solvente metanol (ml)
<i>Nicandra physalodes</i> (L.) Gaertn.	Tomatillo	251.5	2,000
<i>Loeselia mexicana</i> (Lam.) Brand	Espinosilla	75	1,000
<i>Oxalis latifolia</i> Kunth	Trébol morado	36	500

Tabla 5. Cantidades y volúmenes utilizados en la preparación de los extractos en hexano.

Nombre científico	Nombre común	Peso (g)	Solvente hexano (ml)
<i>Nicandra physalodes</i> (L.) Gaertn.	Tomatillo	251.5	2,000
<i>Loeselia mexicana</i> (Lam.) Brand	Espinosilla	75	1,000
<i>Oxalis latifolia</i> Kunth	Trébol morado	84	650

Después de una semana de maceración, cada uno del extracto fue filtrado para posteriormente someterlos a un proceso de eliminación del solvente en un rotavapor bajo el efecto de vacío. Los extractos después de salir del rotavapor fueron colocados en un equipo de liofilización para retirar la mayor cantidad de agua. Las cantidades obtenidas de cada extracto liofilizado, se muestran en la siguiente (tabla 6 y 7).

Tabla 6. Cantidad obtenida de cada extracto metanólico de las plantas estudiadas después del proceso de liofilización.

Nombre científico	Nombre común	Peso fresco (g)	Peso seco del extracto en metanol obtenido (g)	Rendimiento (%)
<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn	Tomatillo	251.5	2.1702	8.41
<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand	Espinosilla	75	2.4534	3.27
<i>Oxalis latifolia</i> Kunth	Trébol morado	18.042	0.6213	3.451

Los rendimientos obtenidos de los extractos en metanol fueron los siguientes, para el tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) se pesó 251.5 g de material vegetal fresco, del cual se obtuvo un peso seco del extracto de 2.1702 g con un rendimiento de 8.41 %. El extracto de espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) se pesó 75 g de material vegetal fresco, se obtuvo un peso de extracto seco de 2.4534 g dando un rendimiento de 3.27 %. Mientras que el trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) se pesó en fresco de 18 g y se produjo un peso seco de extracto de 0.6213 g con un rendimiento de 3.451 %.

Tabla 7. Cantidad obtenida de cada extracto en hexano de las plantas estudiadas después del proceso de liofilización.

Nombre científico	Nombre común	Peso fresco (g)	Peso seco del extracto en hexano obtenido (g)	Rendimiento (%)
<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn	Tomatillo	251.5	0.7973	0.317
<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand	Espinosilla	75	1.373	1.83
<i>Oxalis latifolia</i> Kunth	Trébol morado	18.042	1.5105	8.391

Los rendimientos obtenidos de los extractos en hexano fueron los siguientes, para el tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) se pesó 251.5 g de material vegetal fresco, se obtuvo un peso seco del extracto de 0.7973 g con un rendimiento de 0.317 %. El extracto de espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) se pesó 75 g de material vegetal fresco, se recogió un peso de extracto seco de 1.3773 g dando un rendimiento de 1.83 %. Mientras que el trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) se pesó en fresco 18 g, se produjo un peso seco de 1.5105 g con un rendimiento de 8.391 %.

7.4 Caracterización química cualitativa

Cada uno de los extractos fue empleado para realizar la caracterización química cualitativa de los componentes cumarinas, saponinas, taninos, antraquinonas y alcaloides. Los resultados se muestran en las siguientes (tablas 8 y 9).

Tabla 8. Resultados de la caracterización química cualitativa de los extractos de plantas en metanol.

Componentes	Extractos en metanol		
	Tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn)	Espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand)	Trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth)
Cumarinas	-	-	-
Saponinas	+	+	+
Taninos	+	+	+
Antraquinonas	+	+	+
Alcaloides	-	-	-
Parámetros cualitativos: No detectado (-); Poco presente (+); Moderadamente presente (++); Presente de manera abundante (+++)			

Los resultados en los extractos en metanol fueron los siguientes, en el tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), se detectó la presencia de taninos y antraquinonas de forma abundante, mientras las saponinas se registraron de forma moderada, no hubo registro de alcaloides y cumarinas. Aunque Pinto, (2019); Gupta y Col. 2014, reportan la presencia de alcaloides en esta planta, entre ellos whitanólidos, conaperuvina E, nicandrina B y ácido hidroquinurénico. En el extracto de espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) se obtuvo resultado abundante para saponinas y antraquinonas, mientras que para taninos fue moderada, teniendo ausencia de alcaloides y cumarinas (Tabla 8). No obstante Herrera-Ruiz y Col. 2011; reporta la presencia de la cumarinas dafnoretina en *Loeselia mexicana* Lam. Brand. Para trébol morado no tuvo presencia de cumarinas y alcaloides por otro lado tuvo una presencia moderada de taninos y antraquinonas.

Tabla 9. Caracterización química cualitativa de los extractos de plantas en hexano.

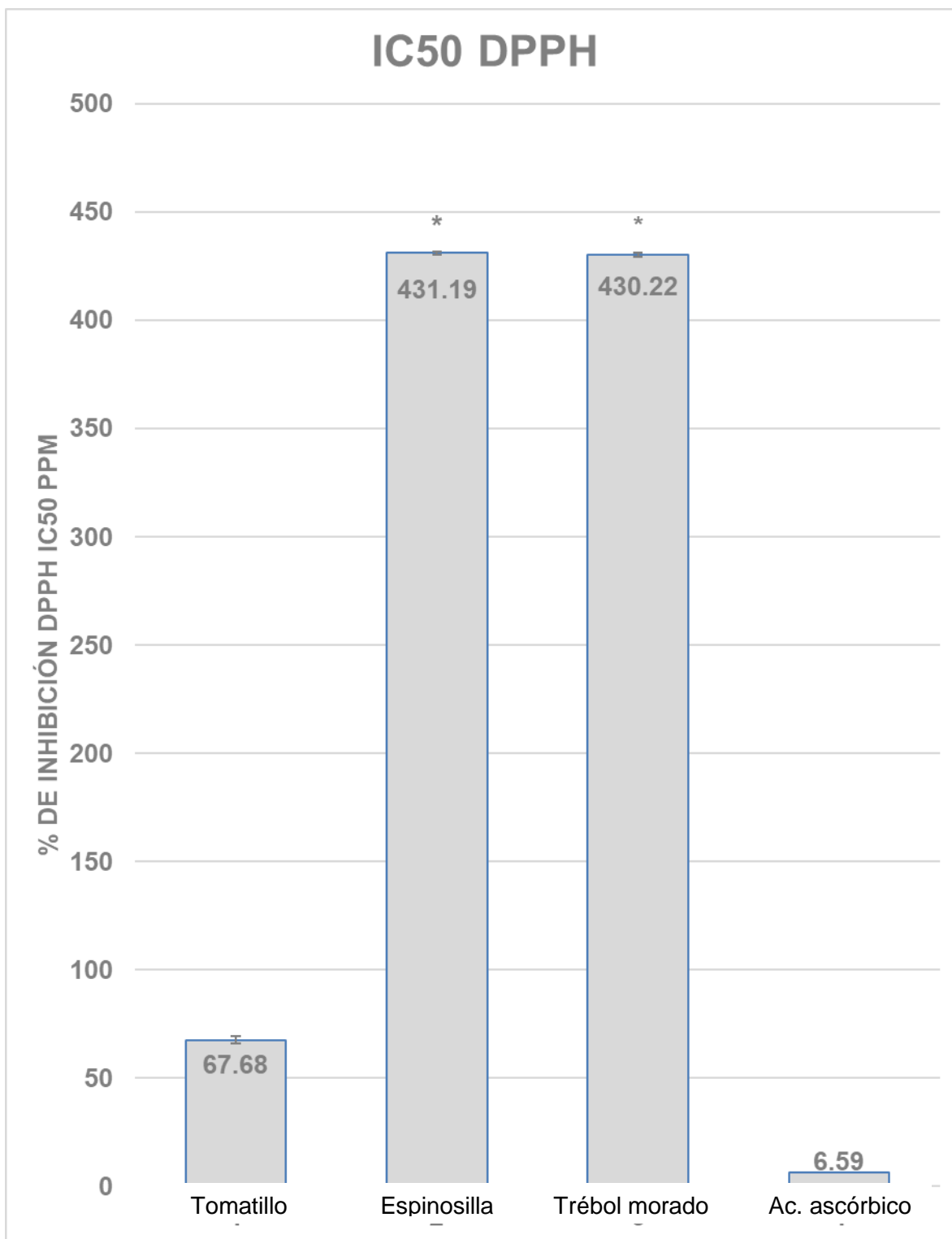
Componentes	Extractos en Hexano		
	Tomatillo (<i>Nicandra physalodes</i> L. Gaertn)	Espinosilla (<i>Loeselia mexicana</i> Lam. Brand)	Trébol morado (<i>Oxalis latifolia</i> Kunth)
Cumarinas	-	-	-
Saponinas	-	-	-
Taninos	+++	++	++
Antraquinonas	+++	+++	++
Alcaloides	-	-	-
Parámetros cualitativos: No detectado (-); Poco presente (+); Moderadamente presente (++); Presente de manera abundante (+++)			

El caso de los extractos de hexano, el tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) proporcionó una presencia abundante de taninos y antraquinonas, no presentó saponinas, cumarinas y alcaloides. En el extracto de espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) se detectaron de forma abundante antraquinonas y moderadamente taninos, sin la presencia de saponinas, cumarinas y alcaloides. En trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) no se presentaron cumarinas, saponinas y alcaloides, con presencia moderada de taninos y antraquinonas (Tabla 9).

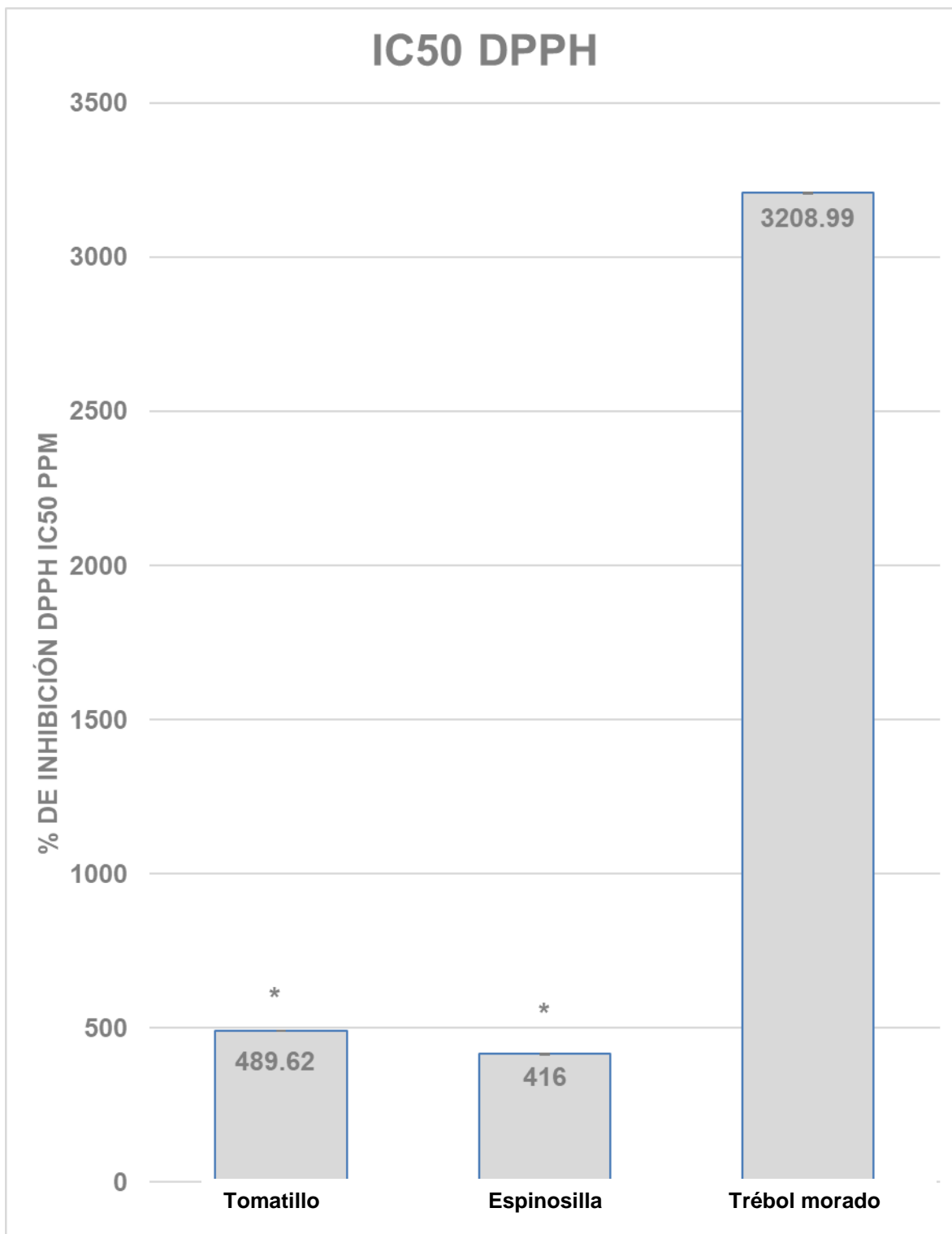
7.5 Potencial antioxidante

7.5.1 DPPH.

Para los extractos metanólicos, el potencial antioxidante DPPH, fue mejor para el tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) con 67.68 ± 1.48 ppm para inhibir el 50% del radical DPPH (IC50), en segundo lugar, fue similar estadísticamente para el trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) 430.22 ± 1.03 ppm y la espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) con 431.19 ± 0.80 ppm. El compuesto antioxidante de referencia, el ácido ascórbico presentó un valor pequeño de IC50 en comparación con los extractos estudiados, 6.58 ± 0.2 ppm (gráfica 1). Aunque no se encontraron registros de la actividad antioxidante DPPH para todas las plantas; Subramanian, (2019); reporta que concentraciones de 20 ppm de un extracto alcohólico de trébol morado inhibió el 64.74 % del radical DPPH. En el caso de los extractos de hexano los valores de IC50 para el radical DPPH fueron en general muy altos, lo que indica una baja actividad antioxidante DPPH, la espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) presentó un valor de 416.00 ± 2.00 ppm, estadísticamente similar al extracto de tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) con 489.62 ± 0.28 ppm. El extracto de trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) presentó un valor de $3,208.99 \pm 1.38$ ppm (gráfica 2). De todos los extractos, el único que presenta resultados favorables para continuar con su estudio es el extracto metanólico del tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), ya que tienen un valor IC50 DPPH por debajo de las 100 ppm, límite para designar aquellos extractos con buenas características antioxidantes (Jadid y Col. 2017).



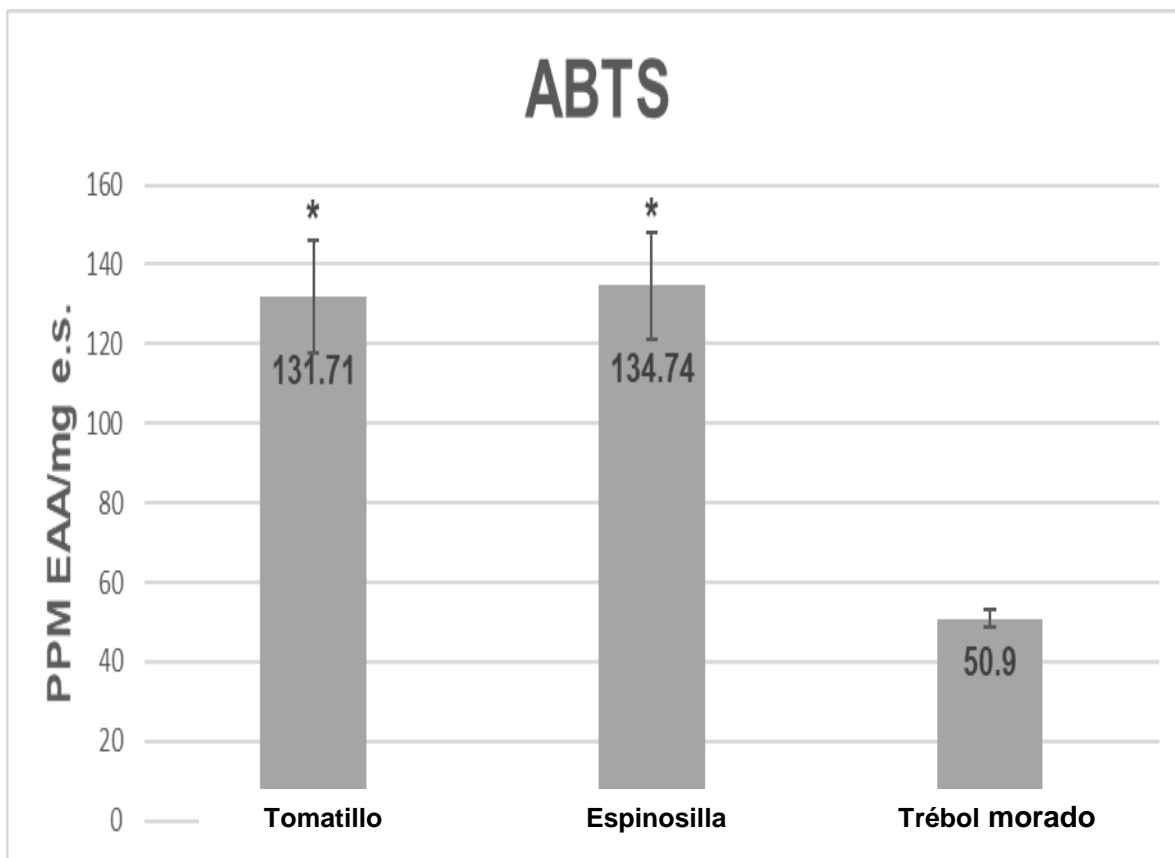
Grafica 1. Porcentaje de Inhibición IC50 DPPH (ppm) de los extractos metanólicos de tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) y trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth). * No existe diferencia estadística.



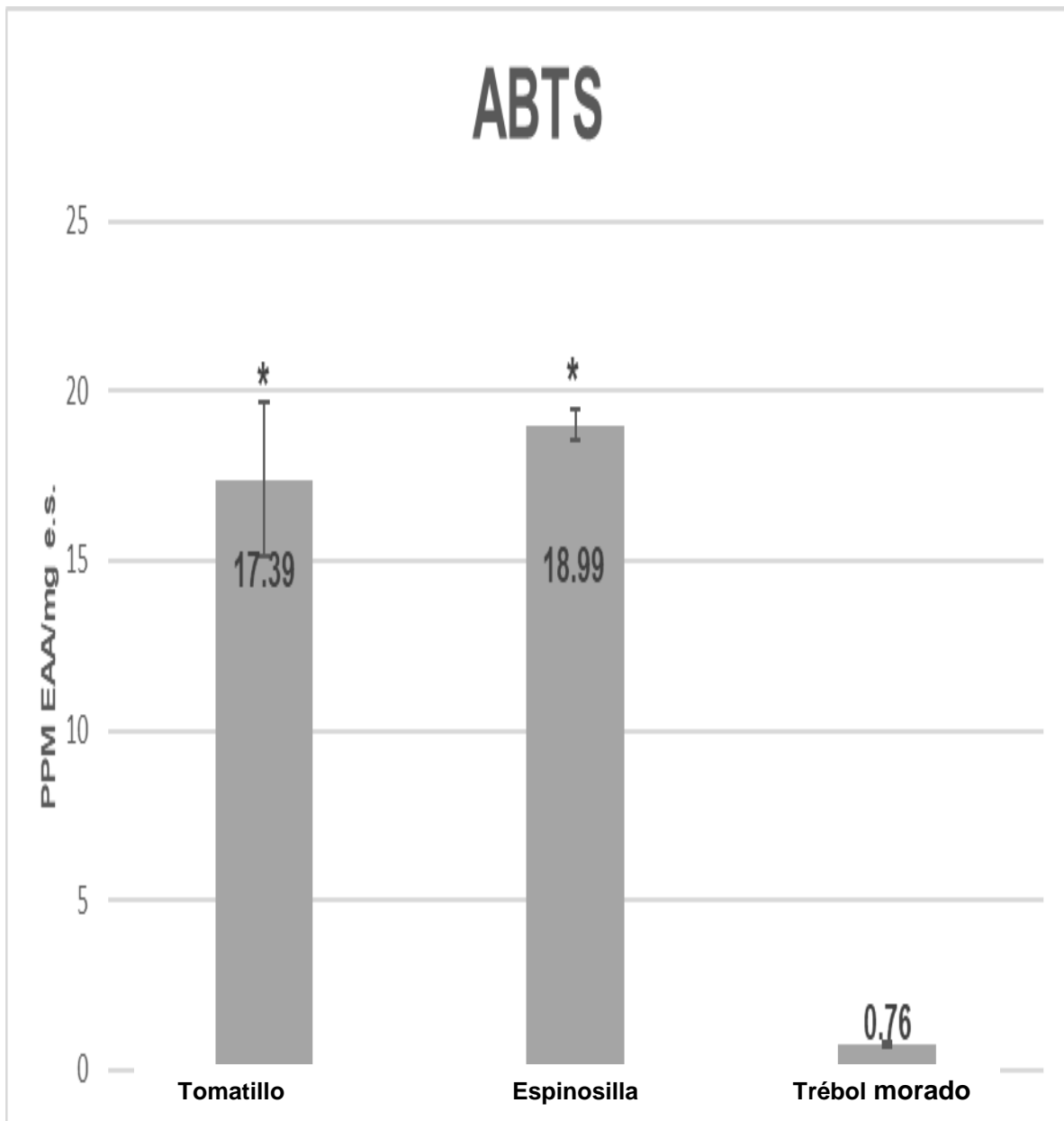
Grafica 2. Porcentaje de Inhibición IC50 DPPH (ppm) de los extractos en hexano de tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) y trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth). * No existe diferencia estadística.

7.5.2. ABTS

El potencial antioxidante ABTS de los extractos de metanol presentaron los siguientes valores, para el caso del tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) y la espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) se encontraron valores estadísticamente similares, 131.71 ± 14.15 y 134.74 ± 13.40 ppmEAA/mg e.s., respectivamente; seguidos por el extracto de trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) con 50.9 ± 2.40 ppm EAA/mg e. s (gráfica 3). En referencia a los extractos de hexano, los valores más elevados también resultaron similares estadísticamente para los extractos obtenidos de tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) 17.39 ± 2.27 y espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) con 18.99 ± 0.44 ppmEAA/mg e. s., por último, el extracto de trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) con 0.76 ± 0.05 ppmEAA/mg e.s. (gráfica 4). No se encontraron datos de reportes previos sobre valores de ABTS en ppmEAA/mg para las plantas estudiadas.



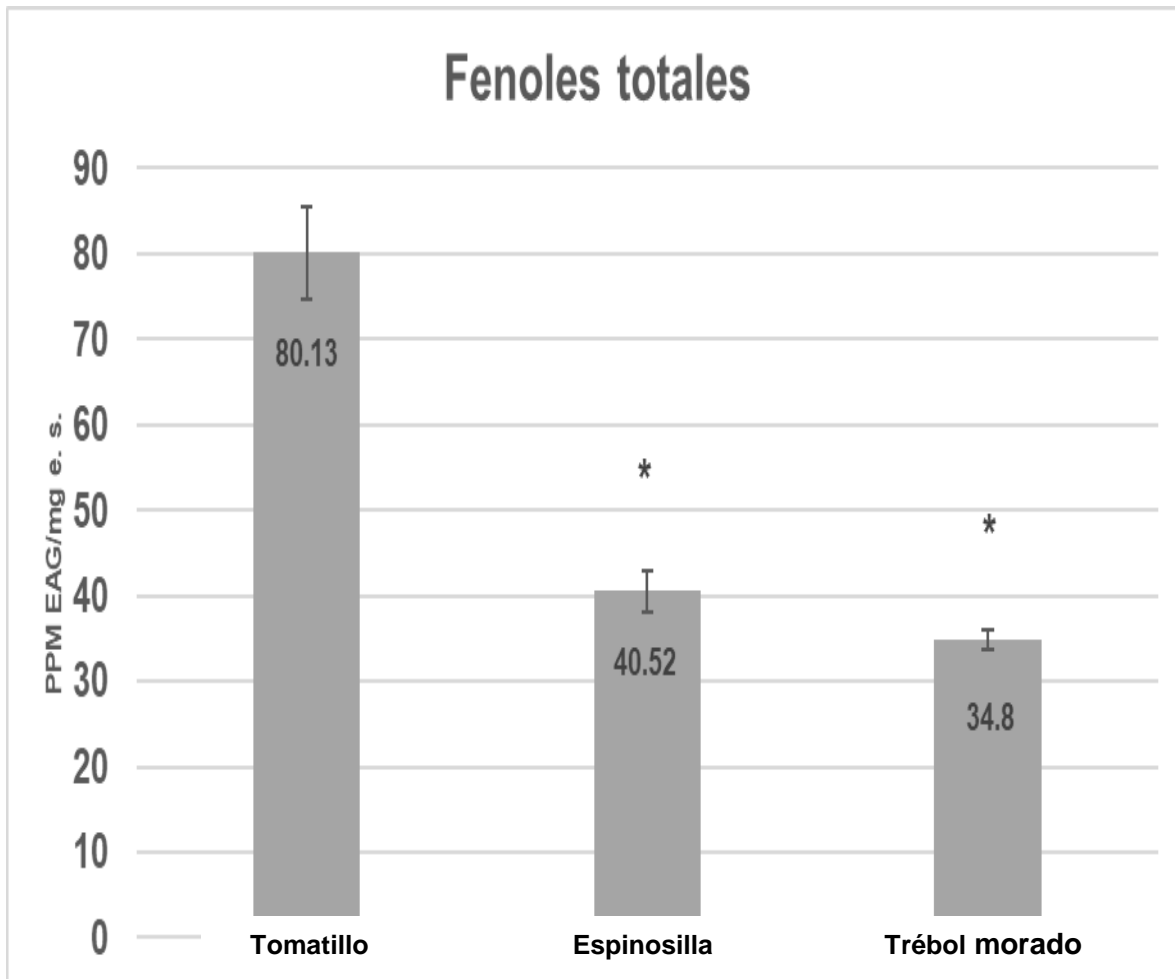
Grafica 3. Capacidad antioxidante ABTS de los extractos metanólico del tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) y trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) en ppm de ácido ascórbico/miligramos de extracto seco. * No existe diferencia estadística.



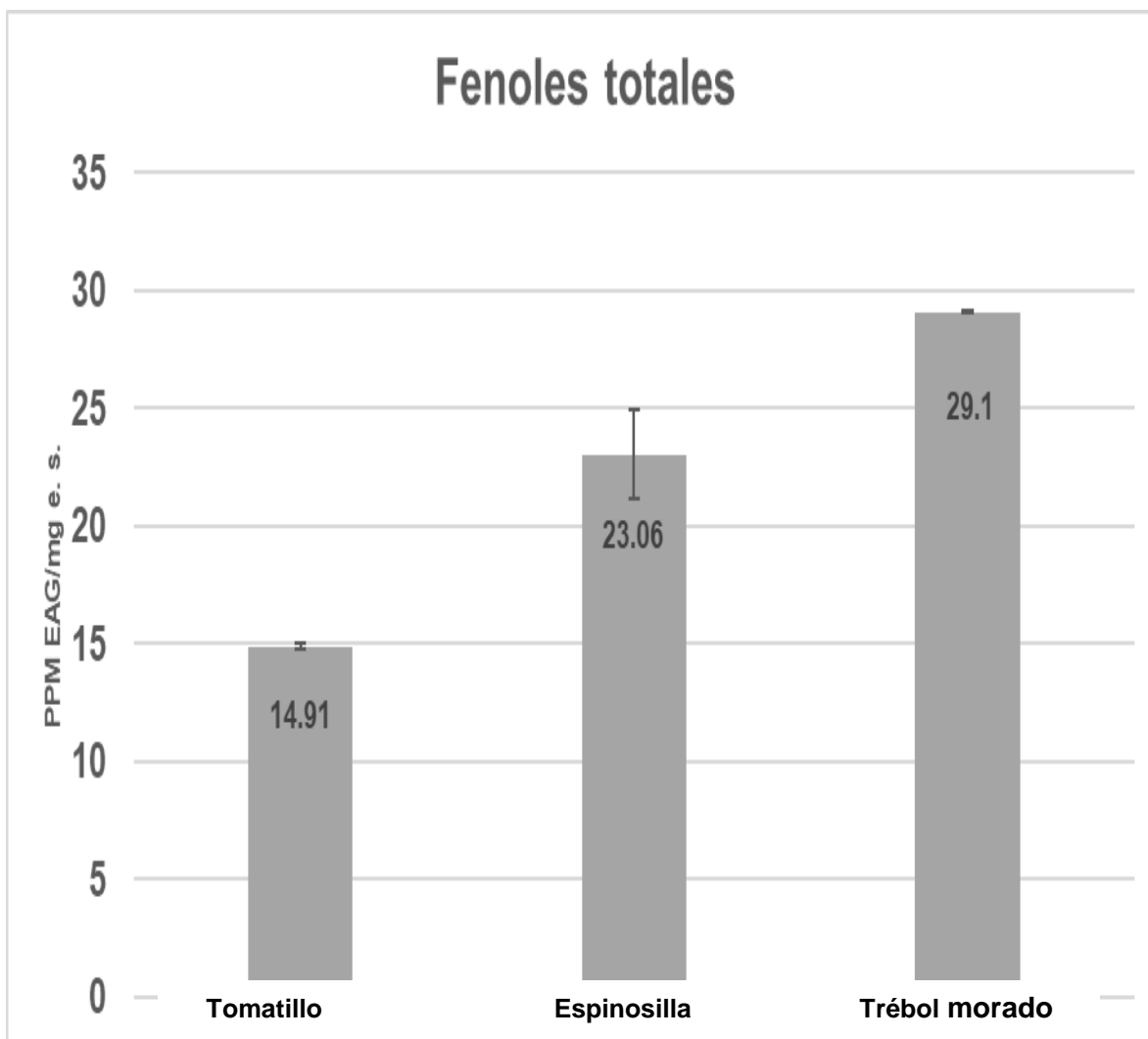
Grafica 4. Capacidad antioxidante ABTS de los extractos de hexano del tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand), trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) en ppm en ácido ascórbico/miligramos de extracto seco. * No existe diferencia estadística.

7.5.3 Fenoles totales

En el caso de los extractos metanólicos los fenoles totales fueron encontrados en la mayor concentración en el tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), en segundo lugar, la espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand), quien presentó un resultado similar estadísticamente con el trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth), 80.13 ± 5.43 ; 40.52 ± 2.48 y 34.8 ± 1.14 ppm EAG/mg e. s., respectivamente (gráfica 5). No existen reportes de la concentración de fenoles totales para tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) y espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) en EAG/mg; Kshirsagar y Bhogaonkar (2015); reportaron fenoles de 0.0019 ± 0.06 mg/100 g en material fresco para el tomatillo, mientras Villa Ruano y Col. 2013; encontraron 468.4 ± 23.8 μ g/ml de IC50 para fenoles en la espinosilla. Kumar y Col.2019; reportan una concentración mayor de fenoles totales (114.61 ± 1.54 ppm EAG/mg) en el trébol morado a lo encontrado en la presente investigación (34.8 ± 1.14 ppm EAG/mg) (gráfica 5). En el caso de los extractos de hexano en general los valores de fenoles totales fueron inferiores que en los extractos metanólicos, el valor más pequeño de fenoles totales para estos extractos fue el del tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) 14.91 ± 0.13 ppm EAG/mg e. s., seguido de la espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) con 23.06 ± 1.86 y finalmente el trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) con 29.1 ± 0.04 ppm EAG/mg e. s. No se encontraron reportes previos sobre el contenido de fenoles totales para estas plantas en extractos preparados con hexano (gráfica 6).



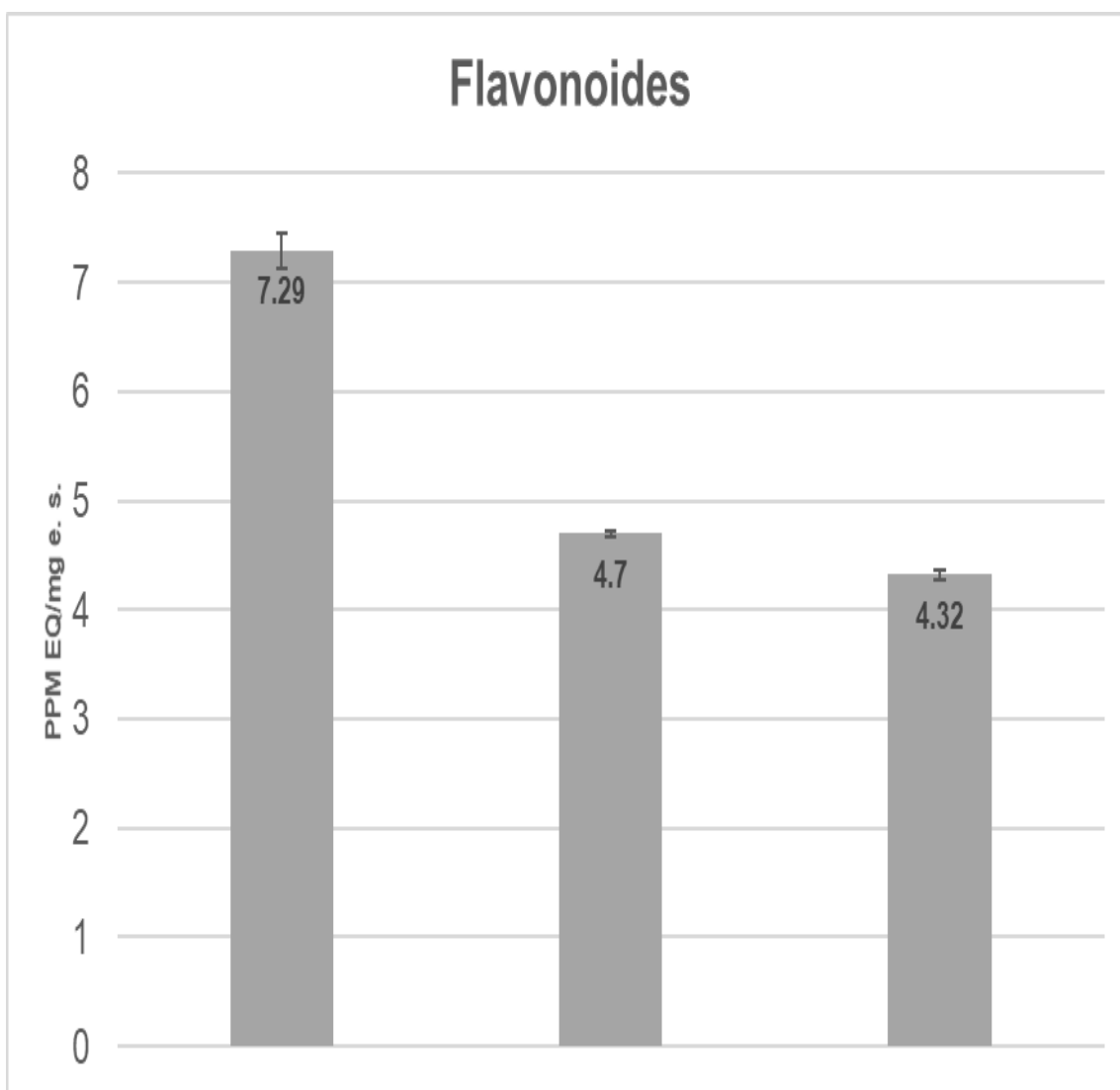
Grafica 5. Fenoles totales en los extractos metanólico del tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) y trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) en ppm de ácido ascórbico/miligramos de extracto seco. * No existe diferencia estadística.



Grafica 6. Fenoles totales de los extractos en hexano del tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) y trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) en ppm de ácido ascórbico/miligramos de extracto seco.

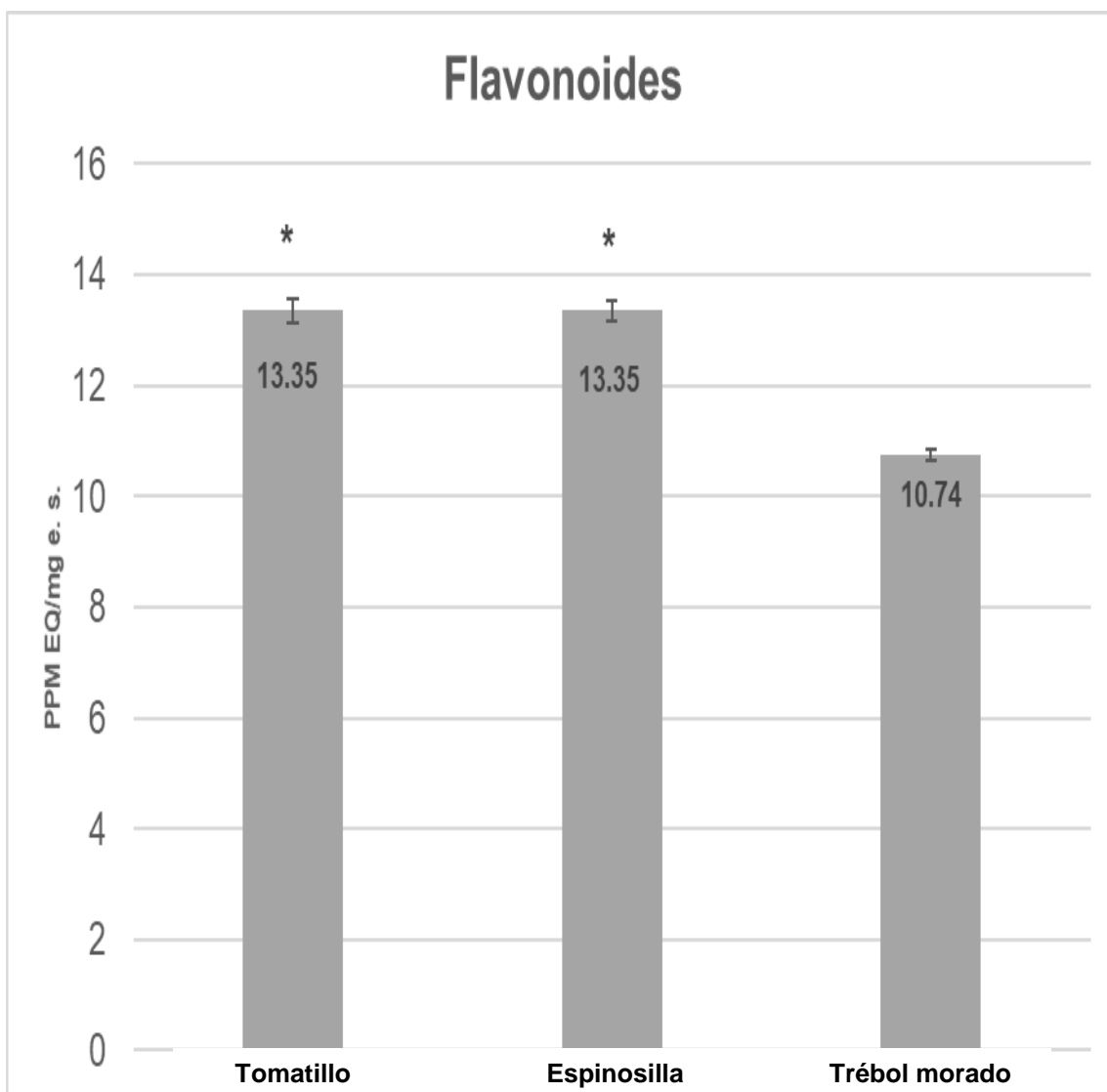
7.5.4 Flavonoides

Para el caso de los flavonoides en los extractos metanólicos, la mayor concentración encontrada fue en el extracto del tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) 7.29 ± 0.17 ppm EQ/mg e. s., seguido del extracto de espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) 4.7 ± 0.03 ppm EQ/mg e. s y por último el del trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) con 4.32 ± 0.04 ppm EQ/mg e. s. (gráfica 7).



Gráfica 7. Concentración de flavonoides presentes en los extractos metanólicos de tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), espinosa (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) y trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth).

En lo relacionado con los extractos de hexano, el tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) y la espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) presentaron valores estadísticamente similares 13.35 ± 0.21 y 13.35 ± 0.17 ppm EQ/mg e. s., respectivamente. Les siguió el trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) con 10.74 ± 0.10 ppm EQ/mg e. s. (gráfica 8). No encontramos reportes previos sobre flavonoides en las plantas estudiadas.



Gráfica 8. Concentración de flavonoides presentes en los extractos en hexano de tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) y trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth). * No existe diferencia estadística.

7.6 Toxicidad en *Artemia salina*

En cuanto a la citotoxicidad *in vitro* en *Artemia salina* ninguno de los extractos mostró datos interesantes de IC50, el valor más bajo lo presentó el extracto de metanol del trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) (1,257.0 ppm), segundo el extracto de hexano del tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) (6,333 ppm), los demás extractos no tuvieron ningún efecto citotóxico sobre *Artemia salina* (tabla 10).

Tabla 10. Resultados de citotoxicidad IC50 de los extractos de las plantas estudiadas	
Extracto	IC50 ppm
Tomatillo-metanol	6.38699E+53
Tomatillo-hexano	6332.989963
Espinosilla-metanol	9.43302E+83
Espinosilla-hexano	1.44237E+54
Trébol morado-metanol	1257.012171
Trébol morado-hexano	876697665.6

El estudio realizado por González en la investigación de efectos tóxicos *in niño* e *in vitro* de los extractos polares de nuevas plantas en medicina tradicional, en el cual obtuvo como resultado un valor de 678.2 DL50 (microgramos/ml) en la especie *Loeselia mexicana* (Lam) Brand, indicando con sus parámetros una leve toxicidad en extracto acuoso.

Para el trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) la revisión sobre la búsqueda en cuanto a estudios de toxicidad fue nula ya que no se encontró datos DL50, por otro lado, existen investigaciones en las cuales la catalogan tóxica para el consumo animal sobre todo en vacas y borregos, esto debido a su alto contenido de oxalato. En cuanto al consumo humano solo es dañina para aquellas personas que están enfermas de los riñones.

Datos previamente sobre citotoxicidad en *Artemia salina* para extractos de tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) no fueron encontrados, por lo que el presente estudio tiene una mayor relevancia.

VIII. CONCLUSIONES

1. Las plantas de tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), trébol morado (*Oxalis latifolia* Kunth) y espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) presentaron cantidades considerables de taninos y antraquinonas en ambos extractos, metanol y hexano.
2. En cuanto a la capacidad antioxidante DPPH el extracto de hexano del tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn), presentó el mejor valor de % de inhibición IC50 con 67.68 ppm. Los extractos de hexano presentaron valores poco interesantes.
3. Para la actividad ABTS, los extractos metanólicos presentaron los mejores resultados, correspondientes a las plantas tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) y espinosilla (*Loeselia mexicana* Lam. Brand) con valores de 131.71 ± 14.5 y 134.74 ± 13.40 ppmEAA/mg e.s, respectivamente.
4. El extracto metanólico de tomatillo (*Nicandra physalodes* L. Gaertn) alcanzó el valor más alto de fenoles totales y flavonoides, con 80.13 ± 5.43 ppm EAG/mg e. s. y 7.29 ± 0.17 ppm EQ/mg e. s., respectivamente.
5. Ninguno de los extractos de las plantas bajo análisis presentó toxicidad *in vitro* en el modelo de *Artemia salina*.
6. La Promoción de la Salud nos permite realizar estudios interdisciplinarios de los conocimientos tradicionales de las comunidades, para poder aportar datos que respalden el potencial del uso de las plantas medicinales en la mejora de la salud de la población.

IX. REFERENCIAS

1. Alvarado R. 1966. *SISTEMATICA, TAXONOMIA, CLASIFICACIÓN Y NOMENCLATURA*. Ed. Depto. Zoología. Vol. 3. Facultad de ciencias. Univ. Madrid. Página 1-8. file:///C:/Users/Cub103Verde/Downloads/ecob,+ COPA6666220003A.PDF.pdf.
2. Aritz R. E; López F. M. L. 2008. *Biología de Oxalis latifolia: revisión acerca de su origen, ciclo anual, características biológicas más notables y formas taxonómicas*. Revista Agronomía Mesoamericana. N.2. vol. 19. Doi: <https://doi.org/10.15517/am.v19i2.5013> Página 292-293. (recuperado 6 de marzo 2020).
3. Ávalos G. A; Pérez E; Carril U. 2009. *Metabolismo secundario de plantas*. Departamento de Biología Vegetal I (Fisiología Vegetal). Facultad de Biología. Universidad Complutense de Madrid. Madrid. España. https://eprints.ucm.es/9603/1/Metabolismo_secundario_de_plantas.pdf. (recuperado el 29 de enero 2020).
4. Bermúdez A; Olivera-Miranda M. A; Velázquez, D. 2005. *La Investigación etnobotánica sobre plantas medicinales: Una revisión de sus objetivos y enfoques actuales*. INCI. 2005. N. 8. vol.30. pp.453-459. ISSN 0378-1844.
5. Bravo R. M. L; Jiménez H. G. N. 2011. *ESTIMACIÓN DEL PERIODO DE CONSERVACIÓN DE PLANTAS MEDICINALES EN FUNDAS DE PAPEL A TRAVÉS DE LA CUANTIFICACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS*. Universidad de Cuenca: Facultad de Ciencias Químicas Escuela de Bioquímica y Farmacia. Ecuador. Página: 18-20. <https://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/2458/1/tq1101.pdf> (recuperado el 26 de febrero 2020).

6. Bye R; Linares E; Estrada E. 1995. *Biological Diversity of Medicinal Plants in México*. In: Arnason J.T; Mata R; Romeo J.T. (eds) *Phytochemistry of Medicinal Plants. Recent Advances in Phytochemistry (Proceedings of the Phytochemical Society of North America)*, vol 29. Boston, MA. USA.
7. Camacho-Escobar M. A; Ramos-Ramos D. A; Ávila-Serrano N. Y; Sánchez-Bernal E. I; López-Garrido S. J. 2020. *Las defensas físico-químicas de las plantas y su efecto en la alimentación de los rumiantes*. Terra Latinoamericana. n. 2. Vol. 38. pp. 443-453, 2020. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo A.C.
8. Cano F. A. 2013. *Biotransformación de triterpenos con diferentes microorganismos* Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas. Universidad Nacional Autónoma de México. Página: 8. <http://www.scielo.org.mx/pdf/rmcf/v44n2/v44n2a2.pdf> (recuperado 13 de febrero 2020).
9. Carhuapoma M; Angulo P. 1998. *Plantas Medicinales en Atención Primaria de Salud, Agroindustria, Fitoquímica y Ecoturismo: Perspectivas de Desarrollo en la Región los Libertadores Wari*. Ed. IICA. Lima. Perú. Página: 15. <https://books.google.com.mx/books?id=PaAd-OepKm0C&printsec=frontcover&hl=es#v=onepage&q&f=false> (recuperado el 25 de febrero 2020).
10. Carrión J. A. V; García G. C. R. 2010. *PREPARACIÓN DE EXTRACTOS VEGETALES: DETERMINACIÓN DE EFICIENCIA DE METÓDICA*. Tesis previa a la obtención del título de Bioquímica y Farmacéutica Universidad de cuenca facultad de ciencias químicas escuela de bioquímica y farmacia. Ecuador. Página: 12-15. <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/2483/1/tq1005.pdf> (recuperado el 10 de febrero 2020).

11. Carvajal R. L; Hata U. Y; Sierra M. N; Rueda N. D. 2009. *ANÁLISIS FITOQUÍMICO PRELIMINAR DE HOJAS, TALLOS Y SEMILLAS DE CUPATÁ (STRYCHNOS SCHULTESIANA KRUKOFF)*. Revista Colombiana Forestal. Vol. 12. Página: 167. <https://www.redalyc.org/pdf/4239/423939612011.pdf> (recuperado 10 de febrero 2020).
12. Cortez G. V; et al. 2004. *Farmacognosia: breve historia de sus orígenes y su relación con las ciencias médicas*. Revista biomédica.. No 2. Vol. 15. <http://revistabiomedica.mx/index.php/revbiomed/article/view/381/393> (recuperado el 28 de enero 2020).
13. Cuevas R. L. 2018. *Taxonomía de la familia Solanaceae en el municipio de Coacoatzintla, Veracruz, México*. Facultad de Biología de la Universidad Veracruzana; Xalapa, Ver. Página: 63-64. https://www.uv.mx/iib/files/2018/05/LCR_Tesis_Solanaceae.pdf (recuperado el 6 de marzo de 2020)
14. Gupta A; Singh P; Trivedi, N; Jha K.K; Kumar S; Singh B. 2014. *A review on pharmacognostical and pharmacological activities of plant nicandra physalodes*. Pharma Research. N. 2. Vol. 11. Página: 42-47. <https://www.researchgate.net/publication/287324309>.
15. Gutiérrez A. D. M; Ortiz G. C. A; Mendoza C. A. 2008. *Medición de Fenoles y Actividad Antioxidante en Malezas Usadas para Alimentación Animal*. Simposio de Metrología. Santiago de Querétaro, México, 22 al 24 de octubre. https://cenam.mx/simposio2008/sm_2008/memorias/M2/SM2008-M220-1108.pdf.
16. Herrera R. M; González C. A; Zamilpa A; Jiménez F. E; Huerta R. M; Navarro G. V. M. 2011. *The standardized extract of Loeselia Mexicana possesses anxiolytic activity through the γ -amino butyric acid mechanism*. Journal of Ethnopharmacology. Issue 2 Vol. 138. Doi: 10.1016/j.jep.2011.09.010. Página 261-267.

17. Huang D; Ou B; Prior RL. 2005. *The chemistry behind antioxidant capacity assays*. Ed. J Agric Food Chem. 53 (6). Página 1841-56. (Tesis de Yesseni Martínez Ortiz)
18. Hutterer A. O. 2000. *La medicina Tradicional Cuestionada: Antecedentes, Perspectivas y Prospectivas, en México y Latinoamérica*. Editorial; academia mexicana de medicina tradicional. México. Página: 10-13.
19. Kobs J. 1865. *Flora Batava o Imágenes y descripción de cultivos holandeses, XII*. Este libro es parte de www.biolib.de la biblioteca biológica virtual. 2007. http://www.biolib.de/batava/band12/high/IMG_7999.html.
20. L. G. Wade, Jr. 1993. *QUÍMICA ORGÁNICA*. Vol. 1. Editorial; Pearson Educación. Impreso en México. Página: 1232-1235.
21. Leos R. C; Rivas M. C; García H. D. G. 2016. *ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE Y TOXICIDAD*. Laboratorio Química Analítica, Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León, México. Páginas 41-76.
22. López C. N; Miguel M; Aleixandre A. 2012. *Propiedades beneficiosas de los terpenos iridoides sobre la salud*. Instituto de Investigación en Ciencias de Alimentación. (CIAL, CSIC-UAM). N. 3. Vol. 32 Madrid, España. Página: 8. <https://revista.nutricion.org/PDF/PROPIEDADES.pdf> (recuperado el 14 de febrero 2020).
23. Madaan R; Bansal G; Kumar S; Sharma A. 2011. *Estimation of total phenols and flavonoids in extracts of actaea spicata roots and antioxidant activity studies*. Ed. Panjab University. Chandigarh. N. 6. Vol. 73 India. Pagina. 666-669.
24. Martínez L; Gerardo M. G; Martínez A. M. I; Quiñones R. G. 2020. *Análisis fitoquímico y evaluación de la actividad antioxidante y antifúngica de Asphodellus Fistulosus*. N. 2. Vol. 14. Jornadas de Investigación Universidad Autónoma de Zacatecas, México.

24. Martínez O. Y. 2016. *Evaluación del potencial farmacológico del hongo Fusarium oxysporum*. Pág. 24. Tesis. UACM. Cdmx. México.
25. Morales S. L; García P. C. M. 2000. *METODOLOGÍA PARA LA EVALUACIÓN DEL POTENCIAL INSECTICIDA DE ESPECIES FORESTALES*. Revista. Fac. Nal. Agr. Medellín. N.1 Vol. 53. Página. 787-800.
26. Muñoz V. C. E; Pulido P. D. E. 2012. *CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL ZUMO DE OPUNTIA ficus Indica var. Amarillo (tuna) FRENTE AL 2, 2-DEFENIL-1-PICRILHIDRAL. in vitro*. Universidad Nacional de Trujillo- Tesis. Peru. Página. 16. <http://dspace.unitru.edu.pe/handle/UNITRU/1782>.
27. Ocegueda S; Moreno E; Koleff P. 2005. *Plantas utilizadas en la medicina tradicional y su identificación científica*. CONABIO. Biodiversidad Página:12-15. <https://www.biodiversidad.gob.mx/Biodiversitas/Articulos/biodiv62art3.pdf> (recuperado el 28 de enero 2020).
28. Olivas A. F. J; et al. 2015. *Taninos hidrolizables; bioquímica, aspectos nutricionales y analíticos y efectos en la salud*. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. México. Página: 57. <http://scielo.isciii.es/pdf/nh/v31n1/05revision05.pdf> (recuperado el 17 de febrero 2020)
29. Organización Mundial de la Salud. 2023. *Estrategia sobre medicina tradicional*. Página175. https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/95008/9789243506098_spa.pdf?sequence=1&isAllowed=y). (recuperado el 6 de Diciembre 2022).
30. Órgano del Gobierno del Distrito Federal (OGDF). 2008. *GACETA OFICIAL DEL DISTRITO FEDERAL*. Programa Delegacional de Desarrollo Urbano de Tlàhuac. No- 428. Páginas 1-194.

31. Pacheco R. 2013. *Alcaloides*. Universidad Católica de la Cuenca; Unidad académica de Ingeniería Química, Biofarmacia, Industrias y Producción. Página 7-9. https://www.academia.edu/35650821/MONOGRAF%C3%8DA_PREVIO_OBTENCI%C3%93N_DEL_T%C3%8DTULO_DE_QU%C3%8DMICO_FARMAC%C3%89UTICA_TEMA_LOS_ALCALOIDES (recuperado el 20 de febrero 2020).
32. Peralta S. G; Clarenc R. A; Campos M. L; Jiménez M. L; Espinoza A. M. 2013. *Toxicity analysis, phytochemical and pharmacological study of the plant known as mora herb, collected at the environmental education center of Yautlica (CEA Yautlica)*. Asian Journal of Plant Sciences. N. 4. Vol. 12. Página. 159-164. <https://scialert.net/fulltext/?doi=ajps.2013.159.164>. (recuperado el 11 de diciembre 2017).
33. Prachi P. K; Prabha Y. B. 2015. *NICANDRA PHYSALOIDES (L.) GAERTN–A LESS KNOWN WILD EDIBLE FRUIT*. International Journal of Current Pharmaceutical. N. 2. Vol. 7. <file:///C:/Users/Usuario/Downloads/admin,+Journal+manager,+IJCPR-885.pdf>.
34. Ríos J. M. 2013. *Detección de alcaloides en semillas de plantas herbáceas nativas*. Multequina. N. 2. Vol. 22.
35. Rivas M. C; Oranday C. M. A; Verde S. M. J. 2006. *Investigación en plantas de importancia médica*. Barcelona, España: OmniaScience. Página: 6.
36. Ruiz B. M. L. 2020. *Programa académico: Química y Farmacia*. Universidad Simón Bolívar. <https://bonga.unisimon.edu.co/bitstream/handle/20.500.12442/7986/Gu%C3%ADa%20de%20Determinaci%C3%B3n%20de%20la%20actividad%20antioxidante.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.

37. Rzedowsk J; Calderón R. G. 1995. *FLORA DEL BAJÍO Y DE REGIONES ADYACENTES: POLEMONIACEAE*. Instituto de Ecología, A.C. Centro Regional del Bajío Pátzcuaro, Michoacán. Página 28-30 <http://www1.inecol.edu.mx/publicaciones/resumeness/FLOBA/Flora%2033.pdf> (recuperado el 6 de marzo de 2020).
38. Rzedowski G. C. de, J. Rzedowski y colaboradores, 2005. *Flora fanerogámica del Valle de México*. 2da. Ed., 1ª reimp., Instituto de Ecología, A.C. y Com. Nal. Para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Pátzcuaro, Michoacán. Pg. 594
39. Salama M. A. 2005. *Manual de farmacognosia: Análisis microscópico y fitoquímico, y usos de plantas medicinales*. Universidad Nacional de Colombia. Colombia.
40. Sarria S. A.; Villar A. F. 2014. *Promoción de la Salud en la comunidad*. Editorial: UNED ciencias de la salud. Página 7. <https://books.google.com.mx/books?id=xvGIBAAQBAJ&printsec=frontcover&dq=ic,+en+promocion+de+la+salud&hl=es-419&sa=X&ved=2ahUKEwiOvZGrvcf6AhU6EUQIHU5eAwwQ6AF6BAgLEAI#v=onepage&q=lic%2C.%20en%20promocion%20de%20la%20salud&f=false>. (recuperado el 6 de Diciembre 2022).
41. Secretaría de Salud; INEGI. 2021. *CARACTERÍSTICAS DE LAS DEFUNCIONES REGISTRADAS EN MÉXICO DURANTE ENERO A AGOSTO DE 2020*. Comunicado de prensa 61. Página 4-45. https://www.inegi.org.mx/contenidos/saladeprensa/boletines/2021/EstSociodemo/DefuncionesRegistradas2020_Pnles.pdf. (recuperado el 6 de Diciembre 2022).
42. Sepúlveda J. G; Porta D. H; Rocha S. M. 2003. *La Participación de los Metabolitos Secundarios en la Defensa de las Plantas*. Revista Mexicana de Fitopatología. N. 3. Vol. 21. México. Página: 355-363. <https://www.redalyc.org/pdf/612/61221317.pdf> (recuperado el 30 de enero 2020).

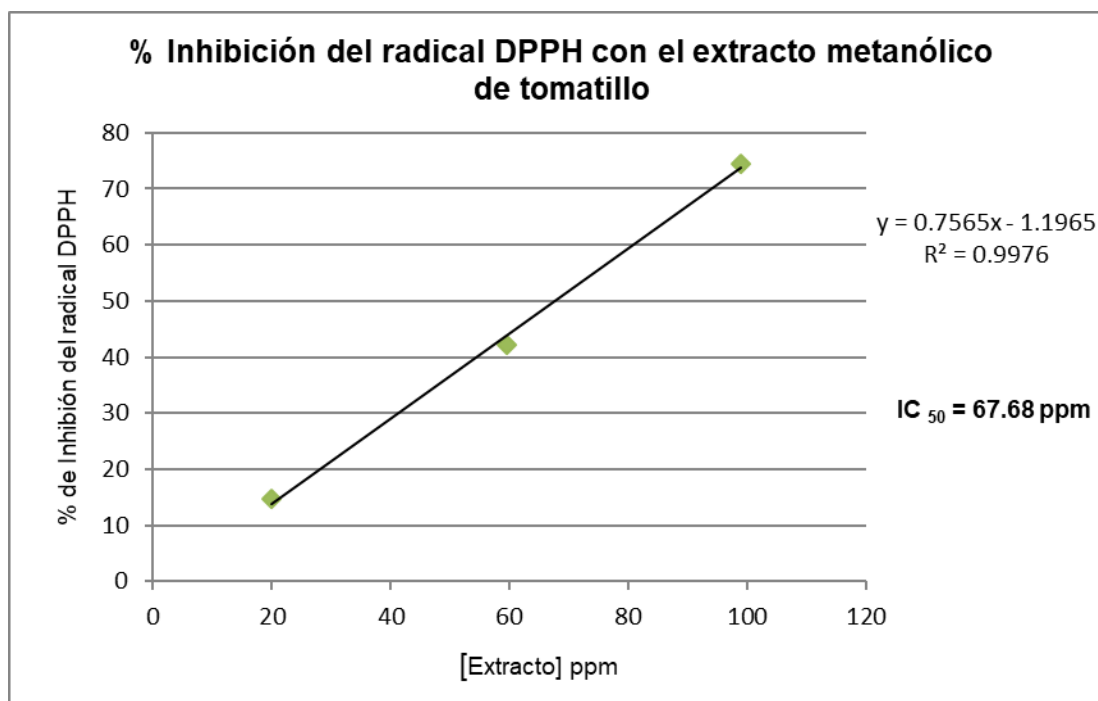
43. Suárez M. K; Coy B. E. 2016. *DIVERSIDAD DE LOS COMPUESTOS ORGÁNICOS BIOACTIVOS DE ORIGEN NATURAL; UNA SINGULARIDAD MANIFESTADA POR LA PLASTICIDAD EN EL METABOLISMO SECUNDARIO*. Revista de la Facultad de Ciencias Básicas. N. 2. Vol. 12. Página: 259 (recuperado el 7 de Febrero 2020).
44. UNAM. 2009. *Biblioteca Digital de la Medicina Tradicional Mexicana*. México. <http://www.medicinatradicionalmexicana.unam.mx/presentacion.html>. (Consultado en Octubre de 2022).
45. Valencia Ortiz Ciria. 1995. *Fundamentos de fitoquímica*. Ed. Trillas, CDMX. México
46. Vélez S. M. F; Villa P. N. 2012. *IDENTIFICACIÓN Y CUANTIFICACIÓN DE ANTRAQUINONAS Y CROMONAS EN PLANTAS DE Aloe vera CULTIVADAS EN MUNICIPIOS DE RISARALDA POR CROMATOGRAFÍA LÍQUIDA DE ALTA EFICIENCIA. UNIVERSIDAD TECNOLÓGICA DE PEREIRA FACULTAD DE TECNOLOGÍA QUÍMICA INDUSTRIAL PEREIRA*. Página: 32. <http://recursosbiblioteca.utp.edu.co/tesisd/textoyanexos/5430894V436.pdf> (recuperado 10 de febrero 2020).
47. Verde-Star, M.J; Garcia-Gonzalez S; Rivas-Morales C. 2016. *Metodología científica para el estudio de plantas medicinales*. OmniaScience. Página: 1-40.
48. Vidal C. J. D. 2012. *ORGANOCATALIZADORES BIFUNCIONALES BASADOS EN LÍQUIDOS IÓNICOS PARA LA SÍNTESIS DE HETEROCÍCLOS EN REACCIONES COMPATIBLES CON LA QUÍMICA VERDE*. Departamento de Química Instituto de Tecnología Química. Universitat Politècnica de Valencia. Página.13-19. <https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/30012/TRABAJO%20FIN%20DE%20MASTER%20QUIMICA%20SOSTENIBLE%20-%20JUAN%20D.%20VIDAL%20CASTRO.pdf?sequence=1> (recuperado 10 de febrero 2020).

49. Villa-Ruano N; Zurita-Vásquez G. G; Pacheco-Hernández Y; Betancourt-Jiménez M. G; Cruz-Durán R; Duque-Bautista H. 2013. *Anti-lipase and antioxidant properties of 30 medicinal plants used in Oaxaca, México*. Biol. N. 2. Vol. 46. Página. 153-160. DOI: 10.4067/S0716-97602013000200006.
50. Villicaña, I. S. 2015. *Estudio químico y evaluación farmacológica del hongo Sclerotium rolfsii Sacc cultivado en dos distintos medios de cultivo*. Tesis Licenciatura. Universidad Autónoma de la Ciudad de México. Pp 30, 38. México D.F.
51. Vishnu K; Divya B; Pugalenti. 2019. *In vitro Studies on antioxidant and anti-inflammatory activity of Oxalis latifolia Kunth and Oxalis tetraphylla Cav. Petiole*. INFOKARA RESEARCH. N. 9. Vol 8. 783 ISSN NO: 1021-9056

X. Anexos

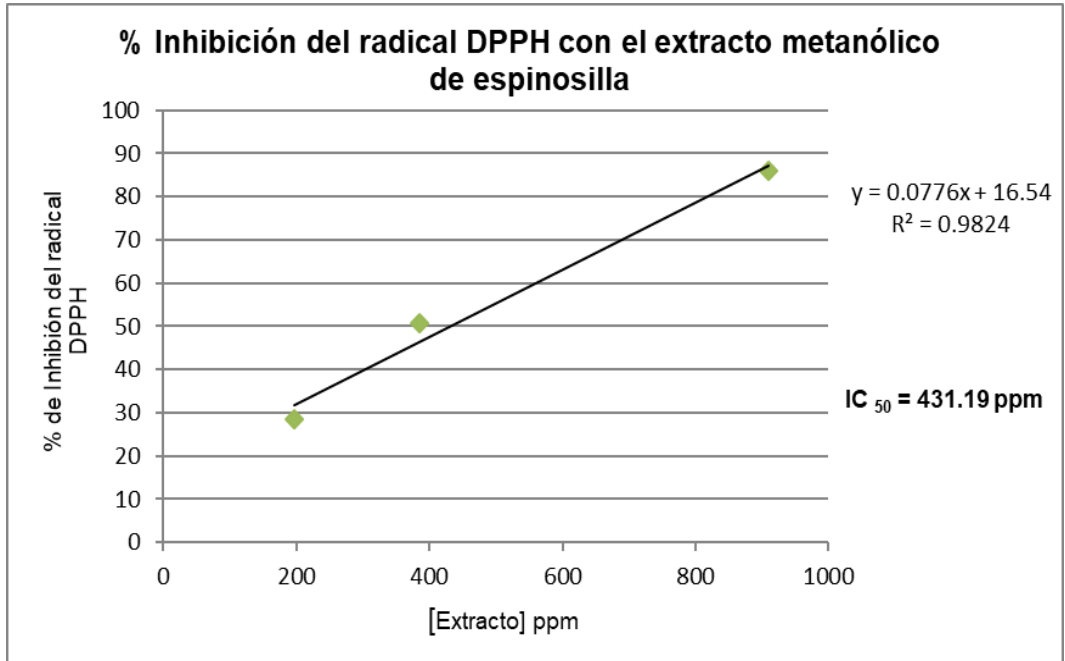
10.1. DPPH

[Extracto] Tomatillo Metanol (ppm)	% Inhibición del DPPH
19.96	14.75
59.64	42.22
99.00	74.55



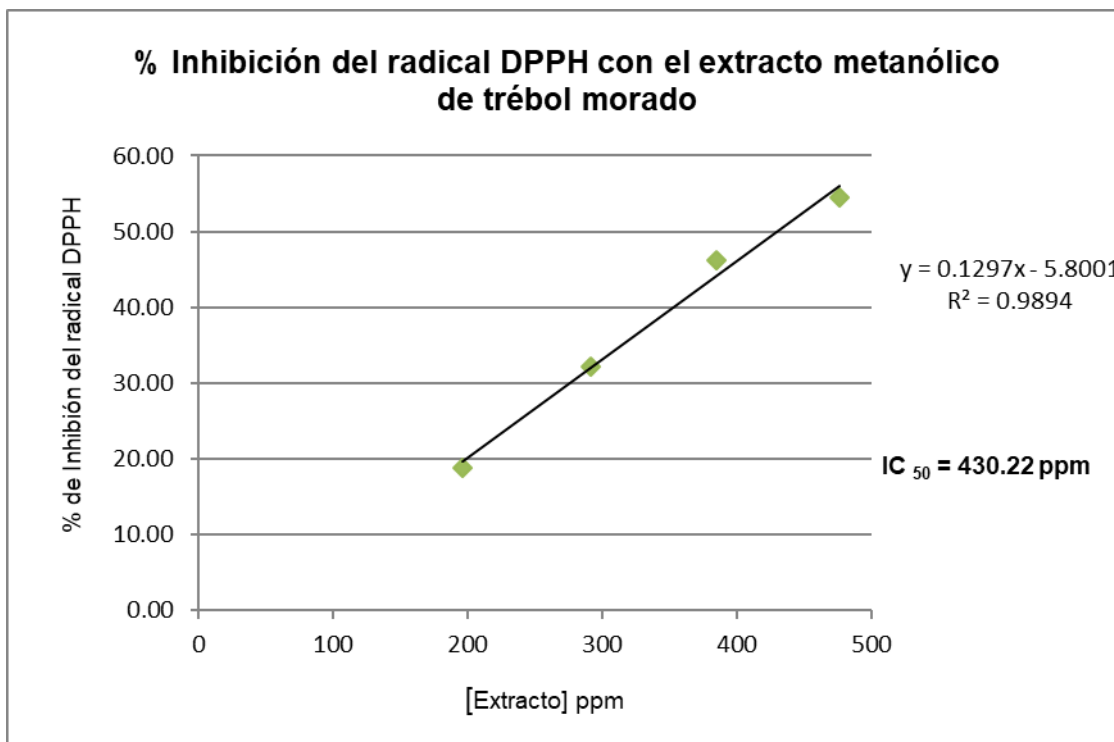
ppm	% de Inhibición					Promedio de Inhibición	X=(50+b)/a	Desv. Est.
19.96	13.15	13.65	14.92	15.00	17.03	14.75	67.68	1.35
59.64	38.95	42.07	43.17	44.26	42.66	42.22		1.79
99.00	76.22	75.96	73.6	73.01	73.94	74.55		1.30
							IC 50 (ppm)	1.48

[Extracto] Espinosilla Metanol (ppm)	% Inhibición del DPPH
196.07	28.62
384.61	50.68
909.09	86.00



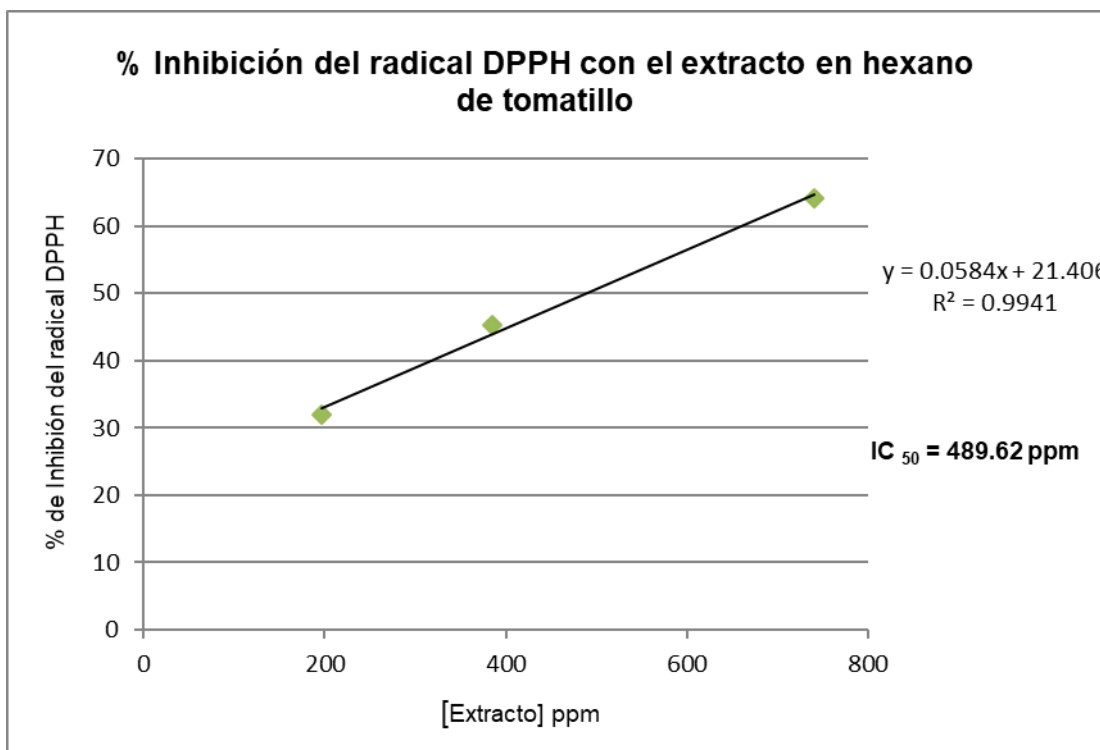
ppm	% de Inhibición					Promedio de Inhibición	X=(50+b)/a	Desv. Est.
196.07	29.73	28.72	27.14	28.14	29.37	28.62	431.19	0.92
384.61	51.18	48.45	50.89	51.61	51.25	50.68		1.14
99.00	85.52	85.81	85.88	86.32	86.46	86.00		0.34
							IC 50 (ppm)	0.80

[Extracto] Trébol morado Metanol (ppm)	% Inhibición del DPPH
196.07	18.80
291.26	32.15
384.61	46.27
476.19	54.43



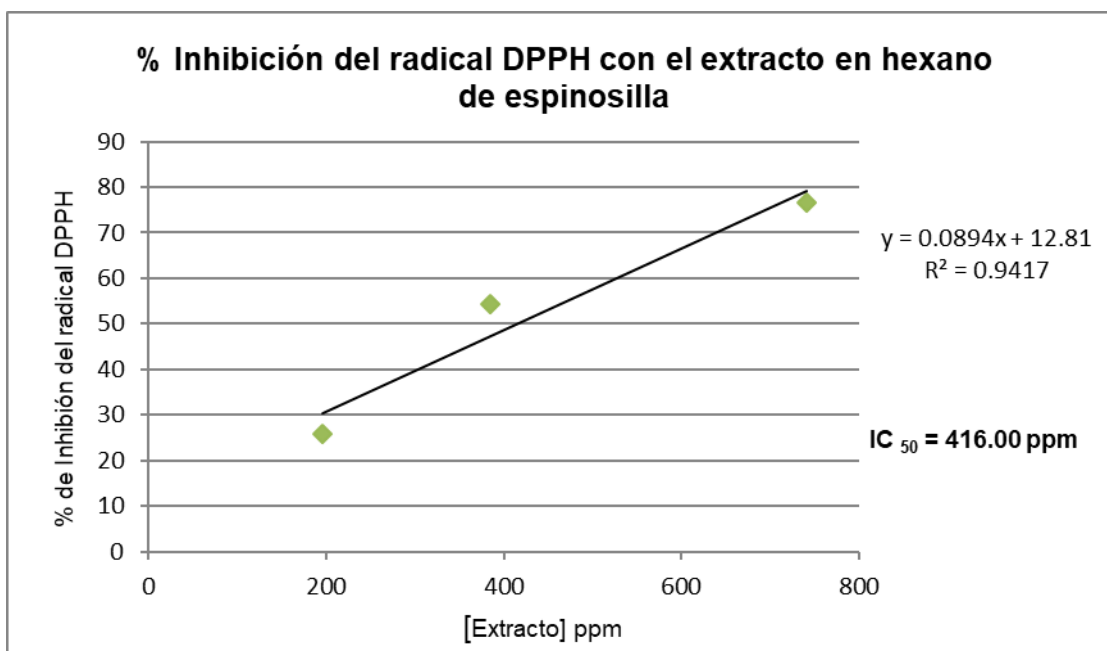
ppm	% de Inhibición				Promedio de Inhibición	X=(50-b)/a	Desv. Est.
196.07	18.90	17.57	18.17	20.57	18.80	430.22	1.12
291.26	33.22	32.42	31.75	31.22	32.15		0.75
384.61	46.33	45.6	46.87	46.27	46.27		0.45
476.19	53.84	57.42	53.84	52.63	54.43		1.79
						IC 50 (ppm)	1.03

[Extracto] Tomatillo Hexano (ppm)	% Inhibición del DPPH
196.07	31.93
384.61	45.28
740.74	64.17



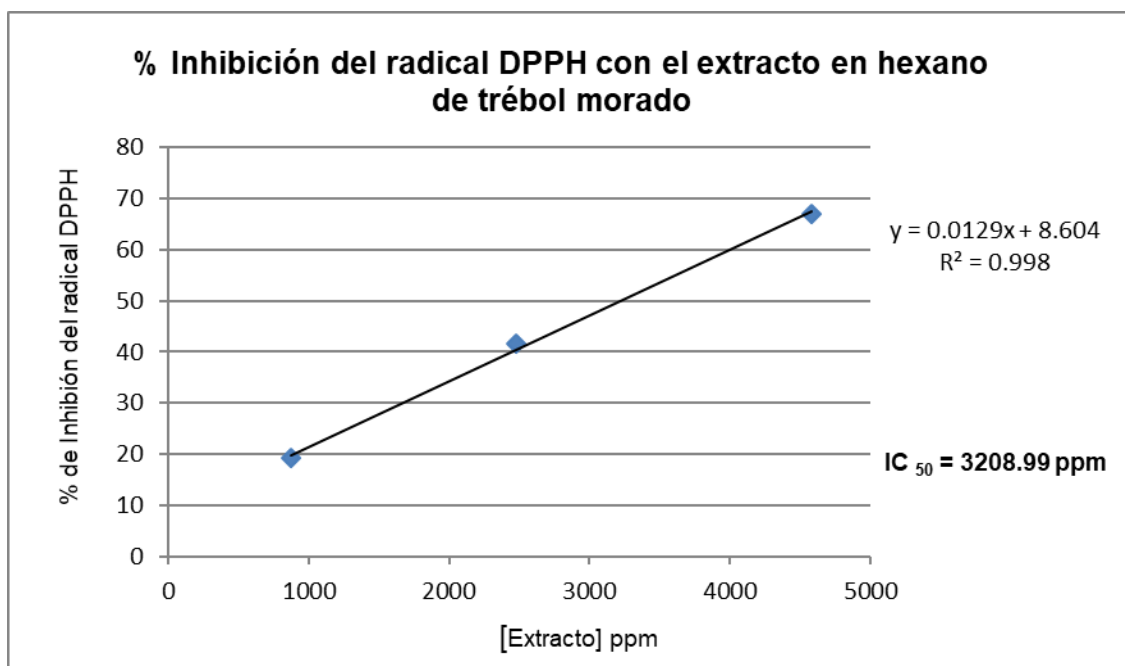
ppm	% de Inhibición			Promedio de Inhibición	$X=(50-b)/a$	Desv. Est.
196.07	31.93	31.93	31.93	31.93	489.62	0.00
384.61	45.66	44.45	45.73	45.28		0.59
740.74	63.93	64.41	63.93	64.17		0.24
					IC 50 (ppm)	0.28

[Extracto] Espinosilla Hexano	% Inhibición del DPPH
196.07	25.77
384.61	54.21
740.74	76.64



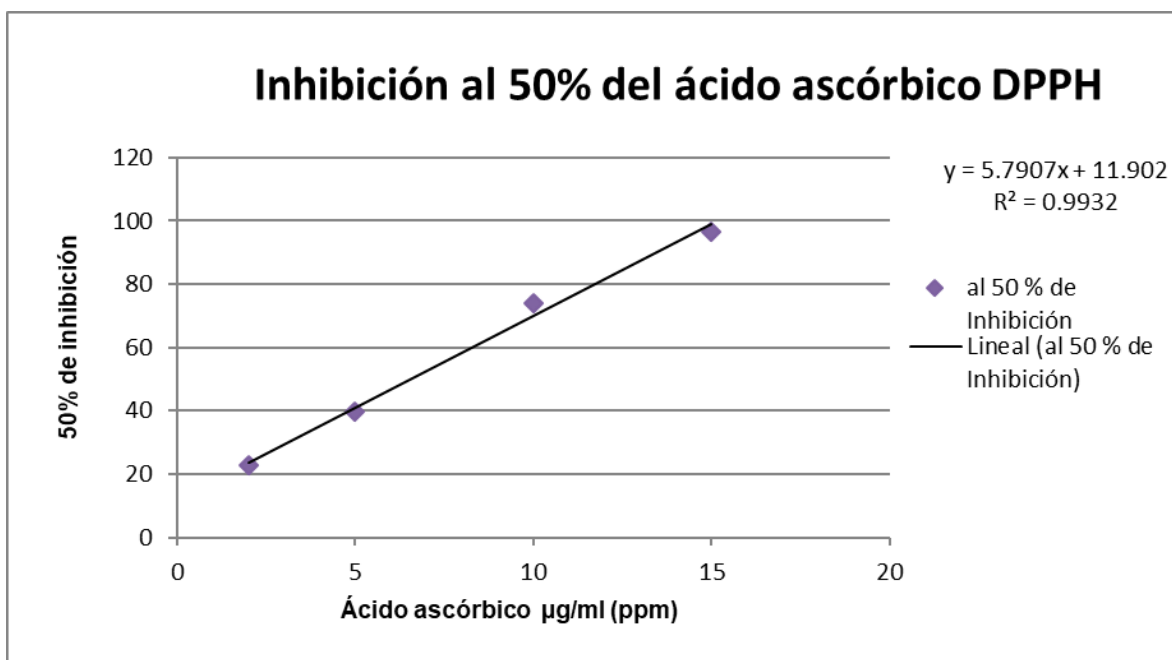
ppm	% de Inhibición			Promedio de Inhibición	X=(50-b)/a	Desv. Est.
196.07	25.72	27.22	24.37	25.77	416.00	1.16
384.61	40.34	41.56	42.17	41.36		0.76
740.74	66.66	68.97	76.23	70.62		4.08
					IC 50 (ppm)	2.00

[Extracto] Trébol morado Hexano	% Inhibición del DPPH
873.78	19.13
2,477.06	41.69
4,576.27	66.89



ppm	% de Inhibición				Promedio de Inhibición	X=(50-b)/a	Desv. Est.
873.78	20.81	18.63	17.95		19.13	3208.99	1.22
2,477.06	40.34	41.56	42.17	42.72	41.70		0.88
4,576.27	66.66	68.97	63.67	68.29	66.90		2.04
						IC 50 (ppm)	1.38

Ácido ascórbico	% Inhibición del DPPH
2	22.71
5	39.86
10	73.81
15	96.53



Prueba de medias por Tukey

ANOVA Extractos de metanol			
	Tomatillo IC 50%	Espinosilla IC 50%	Trébol Morado IC 50%
	68.59	421.97	431.49
	67.28	438.88	419.66
	67.75	436.56	431.39
	67.59	426.18	440.47
	67.11	420.93	430.75
Media	67.664	428.904	430.752
VC_T	10.86		

Análisis de varianza						
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Columna 1	5	338.32	67.664	0.33118		
Columna 2	5	2144.52	428.904	69.30503		
Columna 3	5	2154.5	430.9	54.7147		
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	437397.9	2	218698.9	5276.172	2.14799E-18	3.885294
Dentro de los grupos	497.4036	12	41.4503			
Total	437895.3	14				

Comparación de grupos	Diferencia
A-B	361.24
A-C	363.24
B-C	1.996

Factor	Media	Agrupación	
Trébol	430.9	A	
Espinosilla	428.904	A	
Tomatillo	67.664		B

ANOVA extractos de hexano			
	Tomatillo IC50%	Espinosilla IC50%	Trébol Morado IC50%
	489.24	517.28	3237.03
	492.08	493.66	3147.15
	489.22	465.62	3367.68
	490.18	492.19	3209.01
	489.62	416	3240.22
Media	490.068	476.95	3240.218
VC_T	86.97		

Análisis de varianza						
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Columna 1	5	2450.34	490.068	1.41652		
Columna 2	5	2384.75	476.95	1495.316		
Columna 3	5	16201.09	3240.218	6473.079		
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	25331912	2	12665956	4767.725	3.94242E-18	3.885294
Dentro de los grupos	31879.24	12	2656.604			
Total	25363791	14				

Comparación de grupos	Diferencia
A-B	13.118
A-C	2749.9
B-C	2763.3

Factor	Media	Agrupación	
Trébol	3240.2	A	
Tomatillo	490.07		B
Espinosilla	476.95		B

10.2. ABTS

Tomatillo metanólico ABTS						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/-a$	ppmEAA/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.38	1 µl	9.99	1.23	122.79	14.15
	0.38	1 µl	9.99	1.21	120.65	
	0.32	1 µl	9.99	1.52	151.69	
	0.36				131.71	

*Densidad óptica o absorbancia

Espinosa metanólico ABTS						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/-a$	ppmEAA/mg e. s	Desv. Est
promedio	0.39	1 µl	9.99 ppm	1.16	116.37	13.40
	0.33	1 µl	9.99 ppm	1.48	147.94	
	0.35	1 µl	9.99 ppm	1.40	139.91	
	0.36				134.74	

*Densidad óptica o absorbancia

Trébol morado metanólico ABTS						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/-a$	ppmEAA/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.43	2 µl	19.98 ppm	0.97	48.56	2.40
	0.42	2 µl	19.98 ppm	1.00	49.89	
	0.41	2 µl	19.98 ppm	1.08	54.17	
	0.42				50.9	

*Densidad óptica o absorbancia

Tomatillo hexano ABTS						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/-a$	ppmEAA/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.57	1µl	9.99 ppm	0.21	20.60	2.27
	0.58	1µl	9.99 ppm	0.16	15.78	
	0.58	1µl	9.99 ppm	0.16	15.78	
	0.58				17.39	

*Densidad óptica o absorbancia

Espinosa hexano ABTS						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/-a$	ppmEAA/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.57	1µl	9.99 ppm	0.18	18.46	0.44
	0.57	1µl	9.99 ppm	0.20	19.53	
	0.57	1µl	9.99 ppm	0.19	18.99	
	0.57				18.99	

*Densidad óptica o absorbancia

Trébol morado hexano ABTS						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/-a$	ppmEAA/mg e. s	Desv Est
Promedio	0.54	25 µl	487.80 ppm	0.35	0.70	0.05
	0.53	25 µl	487.80 ppm	0.41	0.82	
	0.54	25 µl	487.80 ppm	0.38	0.77	
	0.54				0.76	

*Densidad óptica o absorbancia

Prueba de medias por Tukey

ANOVA Extractos de metanol			
	Tomatillo	Espinosilla	Trébol Morado
	122.79	116.37	48.56
	120.65	147.94	49.89
	151.69	139.91	54.17
Media	131.71	134.74	50.873
VC _T	34.8		

Análisis de varianza						
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Columna 1	3	395.13	131.71	300.55		
Columna 2	3	404.22	134.74	269.21		
Columna 3	3	152.62	50.873	8.5932		
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	13577	2	6788.7	35.214	0.0005	5.1433
Dentro de los grupos	1156.7	6	192.78			
Total	14734	8				
Comparación de grupos			Diferencias			
A-B			3.03			
A-C			80.81			
B-C			83.84			

Factor	Media	Agrupación	
Espinosilla	134.74	A	
Tomatillo	131.71	A	
Trébol	50.87		B

ANOVA Extractos de hexano			
	Tomatillo	Espinosilla	Trébol Morado
	122.79	116.37	48.56
	120.65	147.94	49.89
	151.69	139.91	54.17
Media	131.71	134.74	50.873
VC_T	4.1		

ANOVA				
RESUMEN				
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Varianza</i>		
Columna 1	3	300.55		
Columna 2	3	269.21		
Columna 3	3	8.5932		
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	13577	35.214	0.0005	5.1433
Dentro de los grupos	1156.7			
Total	14734			

Comparación de grupos	Diferencias
A-B	3.03
A-C	80.81
B-C	83.84

Factor	Media	Agrupación	
Espinosilla	134.74	A	
Tomatillo	131.71	A	
Trébol	50.87		B

10.3. FENOLES TOTALES

Tomatillo metanólico fenoles totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/a$	ppmEAG/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.50	200 µl	50 ppm	8.54	85.41	5.43
	0.48	200 µl	50 ppm	8.23	82.31	
	0.42	200 µl	50 ppm	7.27	72.66	
	0.47				80.13	

*Densidad óptica o absorbancia

Espinosa metanólico fenoles totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/a$	ppmEAG/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.43	200 µl	100 ppm	7.40	37.02	2.48
	0.49	200 µl	100 ppm	8.46	42.28	
	0.49	200 µl	100 ppm	8.46	42.28	
	0.47				40.52	

*Densidad óptica o absorbancia

Trébol morado metanólico fenoles totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/a$	ppmEAG/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.51	200 µl	133.33 ppm	8.68	33.38	1.14
	0.53	200 µl	133.33 ppm	9.06	34.84	
	0.55	200 µl	133.33 ppm	9.40	36.17	
	0.53				34.80	

*Densidad óptica o absorbancia

Tomatillo hexano fenoles totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/a$	ppmEAG/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.69	200 μ l	400 ppm	11.78	14.73	0.13
	0.70	200 μ l	400 ppm	12.02	15.03	
	0.70	200 μ l	400 ppm	11.97	14.97	
	0.69				14.91	

*Densidad óptica o absorbancia

Espinosa hexano fenoles totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/a$	ppmEAG/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.33	200 μ l	133.33 ppm	5.64	21.71	1.86
	0.39	200 μ l	133.33 ppm	6.68	25.69	
	0.33	200 μ l	133.33 ppm	5.66	21.78	
	0.35				23.06	

*Densidad óptica o absorbancia

Trébol morado hexano fenoles totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y-b)/a$	ppmEAG/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.61	150 μ l	549.45 ppm	10.42	9.74	0.04
	0.61	150 μ l	549.45 ppm	10.40	9.72	
	0.60	150 μ l	549.45 ppm	10.32	9.64	
	1.81				29.10	

*Densidad óptica o absorbancia

Prueba de medias por Tukey

ANOVA extractos de metanol			
	Tomatillo	Espinosilla	Trébol Morado
	85.41	37.02	33.38
	82.31	42.28	34.84
	72.66	42.28	36.17
Media	80.13	40.53	34.80
VC_T	10.8		

Análisis de varianza						
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Columna 1	3	240.38	80.12667	44.21583		
Columna 2	3	121.58	40.52667	9.222533		
Columna 3	3	104.39	34.79667	1.947433		
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	3655.802	2	1827.901	99.00918	2.5436E-05	5.143253
Dentro de los grupos	110.7716	6	18.46193			
Total	3766.573	8				

Comparación de grupos	Diferencias
A-B	39.6
A-C	45.33
B-C	5.73

Factor	Media	Agrupación	
Tomatillo	80.13	A	
Espinosilla	40.53		B
Trébol	34.8		B

ANOVA extractos de hexano			
	Tomatillo	Espinosilla	Trébol Morado
	14.73	21.71	9.74
	15.03	25.69	9.72
	14.97	21.78	9.64
Media	14.91	23.06	9.70
VC_T	3.3		

Análisis de varianza						
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Columna 1	3	44.73	14.91	0.0252		
Columna 2	3	69.18	23.06	5.1889		
Columna 3	3	29.1	9.7	0.0028		
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	272.0562	2	136.0281	78.22352	5.0387E-05	5.143253
Dentro de los grupos	10.4338	6	1.738967			
Total	282.49	8				

Comparación de grupos	Diferencias
A-B	8.15
A-C	5.21
B-C	13.36

Factor	Media	Agrupación		
Espinosilla	23.06	A		
Tomatillo	14.91		B	
Trébol	9.7			C

10.4. FLAVONOIDES

Tomatillo metanólico flavonoides totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y+b)/a$	ppmEQ/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.46	60 µl	240 ppm	8.49	7.07	0.17
	0.49	60 µl	240 ppm	8.98	7.48	
	0.48	60 µl	240 ppm	8.80	7.33	
	0.48				7.29	

*Densidad óptica o absorbancia

Espinosa metanólico flavonoides totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y+b)/a$	ppmEQ/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.46	300 µl	360 ppm	8.45	4.70	0.03
	0.46	300 µl	360 ppm	8.44	4.69	
	0.47	300 µl	360 ppm	8.55	4.75	
	0.46				4.7	

*Densidad óptica o absorbancia

Trébol morado metanólico flavonoides totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y+b)/a$	ppmEQ/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.47	100 µl	400 ppm	8.65	4.33	0.04
	0.47	100 µl	400 ppm	8.52	4.26	
	0.48	100 µl	400 ppm	8.73	4.37	
	0.47				4.32	

*Densidad óptica o absorbancia

Tomatillo hexano flavonoides totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y+b)/a$	ppmEQ/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.42	100 μ l	120 ppm	7.83	13.06	0.21
	0.44	100 μ l	120 ppm	8.06	13.44	
	0.44	100 μ l	120 ppm	8.13	13.55	
	0.43				13.35	

*Densidad óptica o absorbancia

Espinosa hexano flavonoides totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y+b)/a$	ppmEQ/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.68	150 μ l	180 ppm	12.07	13.41	0.17
	0.69	150 μ l	180 ppm	12.18	13.53	
	0.67	150 μ l	180 ppm	11.80	13.12	
	0.68				13.35	

*Densidad óptica o absorbancia

Trébol morado hexano flavonoides totales						
	D. O.*	Muestra	Muestra (ppm)	$X=(Y+b)/a$	ppmEQ/mg e. s	Desv. Est
Promedio	0.54	150 μ l	180 ppm	9.76	10.85	0.10
	0.54	150 μ l	180 ppm	9.68	10.76	
	0.53	150 μ l	180 ppm	9.55	10.61	
	0.54				10.74	

*Densidad óptica o absorbancia

Prueba de medias por Tukey

ANOVA extractos de metanol			
	Tomatillo	Espinosilla	Trébol Morado
	7.07	4.7	4.33
	7.48	4.69	4.26
	7.33	4.75	4.37
Media	7.29	4.71	4.32
VC_T	0.31		

Análisis de varianza						
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Columna 1	3	21.88	7.293333	0.043033		
Columna 2	3	14.14	4.713333	0.001033		
Columna 3	3	12.96	4.32	0.0031		
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	15.65182	2	7.8259	497.7611	2.15017E-07	5.143253
Dentro de los grupos	0.094333	6	0.0157			
Total	15.74616	8				

Comparación de grupos	Diferencia
A-B	2.58
A-C	2.97
B-C	0.39

Factor	Media	Agrupación		
Tomatillo	7.29	A		
Espinosilla	4.71		B	
Trébol	4.32			C

ANOVA extractos de hexano			
	Tomatillo	Espinosilla	Trébol Morado
	13.06	13.41	10.85
	13.44	13.53	10.76
	13.55	13.12	10.61
Media	13.35	13.35	10.74
VC _T	0.51		

Análisis de varianza						
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Columna 1	3	40.05	13.35	0.0661		
Columna 2	3	40.06	13.35333	0.044433333		
Columna 3	3	32.22	10.74	0.0147		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	13.64162	2	6.8208	163.3944637	5.86067E-06	5.143253
Dentro de los grupos	0.250467	6	0.0417			
Total	13.89209	8				

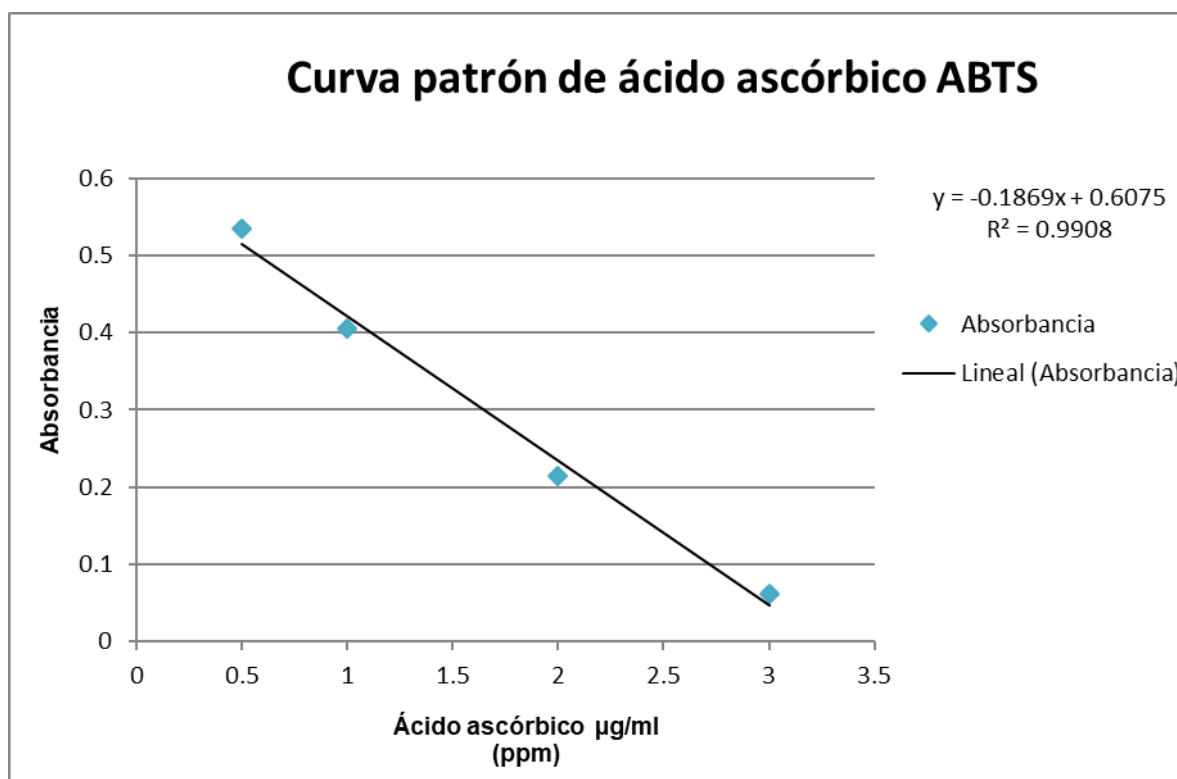
Comparación de grupos	Diferencias
A-B	0
A-C	2.61
B-C	2.61

Factor	Media	Agrupación	
Tomatillo	13.35	A	
Espinosilla	13.35	A	
Trébol	10.74		B

10.5. CURVAS PATRÓN

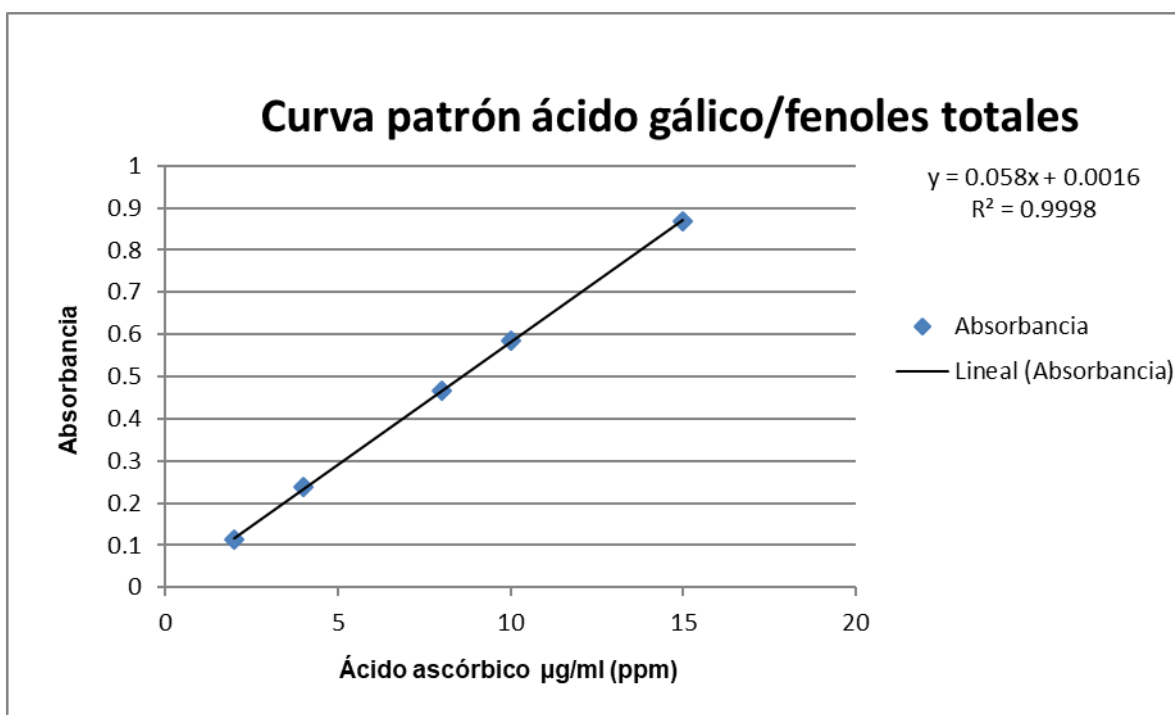
10.5.1. ABTS

Ácido ascórbico		
μl	ppm	Absorbancia
1	0.5	0.534
2	1	0.405
4	2	0.215
6	3	0.061



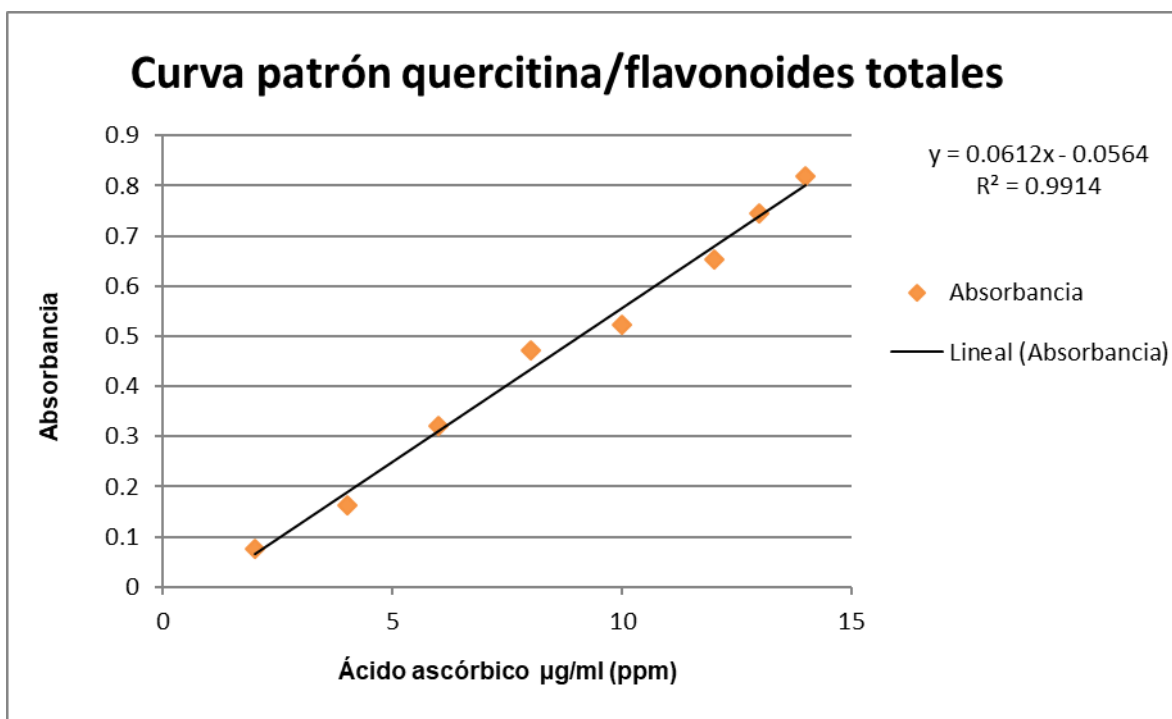
10.5.2. Fenoles totales

Ácido gálico		
μl	ppm	Absorbancia
4 μl	2	0.113
8 μl	4	0.237
16 μl	8	0.465
20 μl	10	0.585
30 μl	15	0.868



10.5.3. Flavonoides totales

Quercetina		
μl	ppm	Absorbancia
10 μl	2	0.075
20 μl	4	0.164
30 μl	6	0.321
40 μl	8	0.471
50 μl	10	0.522
60 μl	12	0.653
65 μl	13	0.745
70 μl	14	0.819



10.6. Toxicidad *in vitro* en *Artemia salina*

10.6.1 Resultados por triplicado (A, B, C) de cada uno de los extractos en metanol.

Extracto de Tomatillo en Metanol				
ppm	A	B	C	Blancos
1000	0	1	3	0
500	0	1	0	0
250	0	1	0	0
125	0	0	0	0
62.5	0	0	0	0
31.5	0	0	1	0
15.62	0	1	0	1
7.81	0	0	0	0
3.9	0	0	0	2
1.95	0	0	0	1

Extracto de Espinosilla Metanol				
ppm	A	B	C	Blancos
1000	0	0	1	0
500	0	0	0	0
250	0	1	0	0
125	0	0	0	0
62.5	0	0	0	0
31.5	1	0	0	0
15.62	0	0	0	0
7.81	0	0	0	0
3.9	1	0	0	0
1.95	0	0	1	1

Extracto de Trébol morado en Metanol				
ppm	A	B	C	Blancos
1000	10	10	10	0
500	1	6	4	0
250	0	1	2	0
125	0	0	0	0
62.5	0	0	1	0
31.5	0	0	0	0
15.62	0	0	0	0
7.81	1	0	0	0
3.9	0	0	0	0
1.95	0	1	2	0

Control positivo Colchicina		
ppm	A	Blancos
100	1	0
50	1	0
25	1	0
12.5	1	0
6.25	0	0

10.6.2 Resultados por triplicado (A, B, C) de cada uno de los extractos en hexano.

Extracto de Tomatillo en Hexano				
ppm	A	B	C	Blancos
1000	4	4	8	2
500	3	5	5	0
250	1	2	2	1
125	2	1	3	0
62.5	2	1	1	0
31.5	0	1	0	1
15.62	1	1	1	1
7.81	1	0	0	1
3.9	1	1	1	2
1.95	1	1	1	3

Extracto de Espinosilla en Hexano				
Ppm	A	B	C	Blancos
1000	0	0	0	0
500	0	1	1	0
250	0	0	0	0
125	0	0	0	0
62.5	0	0	1	0
31.5	0	1	0	0
15.62	0	0	0	0
7.81	0	0	0	0
3.9	0	1	0	0
1.95	0	1	0	0

Extracto de Trébol morado en Hexano				
ppm	A	B	C	Blancos
1000	4	1	3	0
500	1	0	1	0
250	0	1	0	1
125	1	0	0	0
62.5	0	0	0	0
31.5	0	1	0	0
15.62	0	0	0	1
7.81	0	0	0	0
3.9	0	1	0	0
1.95	0	0	0	0