

SISTEMA DE BIBLIOTECAS
Instituto de Investigación de Zonas
Desérticas, UASLP



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SAN LUIS POTOSÍ

FACULTAD DE CIENCIAS QUIMICAS

**"VALIDACIÓN PRELIMINAR DE LA ACTIVIDAD
ANTIBACTERIAL DE CINCO PLANTAS
UTILIZADAS EN LA DESINFECCIÓN DE HERIDAS"**

EX LIBRIS

POR:



KARLA LIZBETH MACÍAS SÁNCHEZ

TESIS PROFESIONAL

Para obtener el título de:

SISTEMA DE
BIBLIOTECAS
U.A.S.L.P.
Nº DE REG.

LICENCIATURA EN QUÍMICO FARMACOBIOLOGO

ASESORA: M. en C. Bertha Irene Juárez Flores

COASESORES: M. en C. Norma Cecilia Cárdenas Ortega
Dr. Juan Rogelio Aguirre Rivera
M. en C. Yolanda Jasso Pinoda





APROBACION DE TEMA DE TESIS

SRITA. KARLA LIZBETH MACIAS SANCHEZ
P R E S E N T E:

Por este conducto me permito informar a USTED que el II Consejo Técnico Consultivo de esta Facultad de Ciencias Químicas, en sesión ordinaria de fecha 29 DE MAYO DEL 2000, tuvo a bien aprobar el tema de su tesis profesional titulada "VALIDACION PRELIMINAR DE LA ACTIVIDAD ANTIBACTERIAL DE CINCO PLANTAS UTILIZADAS EN LA DESINFECCION DE HERIDAS", mismo que será asesorado por MC BERTHA IRENE JUAREZ FLORES y la coasesoría de DR JUAN ROGELIO AGUIRRE RIVERA, MC YOLANDA JASSO PINEDA y la MC NORMA CECILIA CARDENAS ORTEGA, para la presentación de su examen profesional de Químico Farmacobiólogo.

Sin mas por el momento queda de usted

Atentamente


ING. ROGELIO A. COLUNGA REYNA
SECRETARIO DE LA FACULTAD



San Luis Potosí, S.L.P. 20 de junio de 2000

DEDICATORIAS

A MIS PADRES:

Mauricio Macías Martínez y Margarita Sanchez de Macías

A MIS HERMANOS:

Adriana Macías Sánchez Mauricio Macías Sánchez

Gracias por estar siempre presentes en mi vida, por la confianza y la ayuda que siempre me han brindado y la que espero corresponderles siempre

AGRADECIMIENTOS

Gracias Dios mío, por estar siempre conmigo.

Al Instituto de Investigación de Zonas Desérticas de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí, especialmente al Dr. Juan Rogelio Aguirre Rivera por la amabilidad y el apoyo que en todo momento me brindó.

A la M.C. Bertha Irene Juárez Flores, por su amistad, sus cuidados y el apoyo continuo en la realización de este trabajo.

A la M.C. Norma Cecilia Cárdenas Ortega, por sus cuidados, consejos y por estar siempre dispuesta a ayudarme.

A la M.C. Yolanda Jasso Pineda, por su amabilidad y ayuda en la realización de este trabajo.

A la Q.F.B. Norma Torres Camacho, por sus valiosos consejos, su cariño y amistad.

A la Q.F.B. Marcela Cuevas Lara, por sus cuidados, consejos y amistad.

Con cariño a mis amigos Rosalba, Lucina, Francisco, Rosa María, Aura, Dania, Nadia, Berenice, Angel, Gerardo, Ivonne, Nohemí, Mariela, Erika y todos con los que compartí momentos importantes de mi vida, gracias por su amistad y apoyo.

A el personal académico y administrativo del Instituto de Investigación de Zonas Desérticas, en especial a la srta. Ma. Elodía Cano Gallegos.

Al taxónomo José D. Pérez García, por su disposición y valiosa ayuda para llevar a cabo este trabajo.

Al Dr. Richard Ivan Yeaton Hawkins, por su disposición y ayuda en este trabajo.

CONTENIDO

	Página
ÍNDICE DE CUADROS	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
1 INTRODUCCIÓN	1
2 ANTECEDENTES	3
2.1 Infecciones de heridas	3
2.2 Principales microorganismos patógenos	3
2.2.1 <i>Staphylococcus aureus</i>	3
2.2.1.1 Fisiología y estructura	3
2.2.1.2 Epidemiología	4
2.2.1.3 Tratamiento	4
2.2.2 <i>Escherichia coli</i>	4
2.2.2.1 Fisiología y estructura	5
2.2.2.2 Epidemiología	5
2.2.2.3 Tratamiento	5
2.2.3 <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	5
2.2.3.1 Fisiología y estructura	5
2.2.3.2 Epidemiología	5
2.2.3.3 Tratamiento	6
2.3 Plantas medicinales	6
2.3.1 Plantas utilizadas en la desinfección de heridas	6
2.3.1.1 <i>Acalypha hederacea</i> Torr	6
2.3.1.1.1 Descripción botánica	6
2.3.1.1.2 Uso	7
2.3.1.1.3 Estudios	7
2.3.1.2 <i>Cucurbita foetidissima</i> Kunth	7
2.3.1.2.1 Descripción botánica	7
2.3.1.2.2 Usos	8
2.3.1.2.3 Estudios	8
2.3.1.3 <i>Gaura coccinea</i> Nutt	8
2.3.1.3.1 Descripción botánica	8
2.3.1.3.2 Usos	9
2.3.1.3.3 Estudios	9
2.3.1.4 <i>Heterotheca chrysopsidis</i> DC	9
2.3.1.4.1 Descripción botánica	9
2.3.1.4.2 Usos	10
2.3.1.4.3 Estudios	10
2.3.1.5 <i>Sphaeralcea angustifolia</i> (Cav.) G. Don	10
2.3.1.5.1 Descripción botánica	10
2.3.1.5.2 Usos	11
2.3.1.5.3 Estudios	11
3 MATERIALES Y MÉTODOS	12
3.1 Recolección de las especies vegetales	12
3.2 Estudio fitoquímico preliminar	12

3.2.1 Preparación de los extractos vegetales	12
3.2.2 Reacciones de precipitación y coloración	13
3.2.2.1 Carbohidratos	13
3.2.2.2 Taninos	13
3.2.2.3 Saponinas	14
3.2.2.4 Heterósidos cardiotónicos	14
3.2.2.5 Flavonoides	15
3.2.2.6 Cumarinas	16
3.2.2.7 Alcaloides	16
3.2.2.8 Lactonas sesquiterpénicas	16
3.2.2.9 Heterósidos antraquinónicos (quinonas)	17
3.2.2.10 Heterósidos cianogénicos	17
3.2.3 Cromatografía en capa fina	17
3.3 Actividad antibacterial	18
3.3.1 Preparación de los extractos vegetales	18
3.3.2 Estandarización del inóculo de las bacterias en estudio	18
3.3.3 Validación de la actividad antibacterial de los extractos	18
3.3.4 Determinación de la concentración mínima bactericida de los extractos	19
3.3.5 Diseño experimental y análisis estadístico	19
4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	20
4.1 Estudio fitoquímico preliminar	20
4.2 Validación de la actividad antibacterial de los extractos	21
4.3 Concentración mínima bactericida	22
5 CONCLUSIONES	24
6 BIBLIOGRAFÍA	25
7 GLOSARIO	27
8 ANEXO I	32
9 ANEXO II	35
10 ANEXO III	36

ÍNDICE DE CUADROS

		Página
Cuadro 1	Sitios de recolección de las especies vegetales estudiadas	12
Cuadro 2	Resultados del estudio fitoquímico preliminar de las especies vegetales estudiadas	20
Cuadro 3	Actividad antibacterial de los extractos acuoso y etanólico de <i>A. hederacea</i> , <i>C. foetidissima</i> , <i>G. coccinea</i> , <i>H. chrysopsidis</i> y <i>S. angustifolia</i> sobre <i>P. aeruginosa</i>	21
Cuadro 4	Actividad antibacterial de los extractos acuoso y etanólico de <i>A. hederacea</i> , <i>C. foetidissima</i> , <i>G. coccinea</i> , <i>H. chrysopsidis</i> y <i>S. angustifolia</i> sobre <i>S. aureus</i>	22
Cuadro 5	Actividad antibacterial de los extractos acuoso y etanólico de <i>A. hederacea</i> , <i>C. foetidissima</i> , <i>G. coccinea</i> , <i>H. chrysopsidis</i> y <i>S. angustifolia</i> sobre <i>E. coli</i>	22
Cuadro 6	Concentración mínima bactericida (mg/ml) de los extractos acuoso y etanólico de cinco especies vegetales del altiplano potosino	23

RESUMEN

Las infecciones cutáneas frecuentemente son originadas por condiciones higiénicas deficientes, pero también son debidas a alguna patología que implica periodos de inmunosupresión. El uso indiscriminado de medicamentos ha originado la aparición de cepas resistentes a un gran número de antibióticos existentes en el mercado, por ello, es necesario ofrecer distintas alternativas para el alivio de este tipo de infecciones. Así, en este trabajo se evaluó la actividad antibacterial del extracto acuoso y etanólico de *Acalypha hederacea* Torr., *Cucurbita foetidissima* Kunth, *Gaura coccinea* Nutt., *Heterotheca chrysopsidis* D.C., y *Sphaeralcea angustifolia* (Cav.) Don, sobre *Escherichia coli* Buchner, *Pseudomonas aeruginosa* Gessard y *Staphylococcus aureus* Pasteur, y se determinó la concentración mínima bactericida (CMB) de los extractos activos; además se realizó un estudio fitoquímico preliminar de las especies vegetales.

Para la evaluación de la actividad antibacterial se aplicó la prueba de susceptibilidad antimicrobiana de Kirby-Bauer, modificada con la técnica de difusión en pozo en agar Mueller-Hinton. Los resultados se sometieron a un análisis de varianza ($\alpha = 0.05$) y a una comparación múltiple de medias por el método de Tukey ($\alpha = 0.05$). La CMB se determinó mediante la técnica de dilución en caldo Mueller-Hinton. El estudio fitoquímico preliminar se realizó mediante reacciones de coloración, precipitación y cromatografía en capa fina.

El mejor tratamiento para *P. aeruginosa* fue el extracto etanólico de *A. hederacea* con una CMB de 46.875 mg/ml, y para *S. aureus*, el extracto etanólico de *H. chrysopsidis* (18.75 mg/ml). El único extracto activo sobre *E. coli* fue el extracto etanólico de *A. hederacea* cuya CMB es superior a 125 mg/ml.

En el estudio fitoquímico preliminar de las mejores especies vegetales se detectó la presencia de carbohidratos, flavonoides y terpenos en *A. hederacea*, y en *H. chrysopsidis* se detectaron carbohidratos, flavonoides, terpenos y saponinas.

ABSTRACT

Cutaneous infections are due usually to poor standards of hygiene but may be exacerbated by periods of immuno-suppression. Indiscriminate use of antibiotics to treat such infections has led to the development of pathological strains that are resistant to these medicines. Thus, it is necessary to develop different alternatives to treat these infections. In this study, we evaluated the antibacterial activity of extracts of *Acalypha hederacea* Torr., *Cucurbita foetidissima* Kunth., *Gaura coccinea* Nutt., *Heterotheca chrysopsidis* DC. y *Sphaeralcea angustifolia* (Cav.) Don, on *Escherichia coli* Buchner, *Pseudomonas aeruginosa* Gessard y *Staphylococcus aureus* Pasteur. Extracts were made both in water and in ethanol and the minimum bactericide concentrations (MBC) of the these extracts were determined. In addition, a preliminary study of the phytochemistry of these plant species.

The Kirby-Bauer susceptibility antimicrobial test, modified by a diffusion technique using Mueller-Hinton agar, was used to evaluate antibacterial activity. The results were analysed by ANOVA ($\alpha = 0.05$) and differences between means determined with the Tukey multiple range test. The dilution technique in Mueller-Hinton broth was used to determined the MBC.

The best treatment for *P. aeruginosa* was the ethanol extract of *A. hederacea* with a MBC of 46.875 mg/ml, and for *S. aureus*, the ethanol extract of *H. chrysopsidis* (18.75 mg/ml). The only effects that the extracts had on *E. coli* was the ethanol extract of *A. hederacea* whose MBC is superior at 125 mg/ml.

Phytochemistry analysis of those plant species detected the presence of carbohydrates, flavonoids and terpens in *A. hederacea*, and in *H. chrysopsidis* carbohydrates, flavonoids, terpens and saponinas.

I. INTRODUCCIÓN

La piel continuamente está expuesta a microorganismos del aire o de objetos, por ende es común que al sufrir alguna herida traumática pueda desarrollarse alguna infección cuya gravedad dependerá del germen implícito y del estado inmune del paciente

Las infecciones por heridas traumáticas se complican comúnmente con microorganismos aerobios, especialmente *Staphylococcus aureus*, estreptococos grupo A, enterococos, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Proteus spp.*, flavobacterias y *Acinetobacter spp.* Las infecciones cutáneas provocadas por *S. aureus* son muy frecuentes en las regiones de clima cálido y húmedo, en situaciones higiénicas deficientes y en los pacientes inmunodeprimidos. Esta bacteria suele afectar piel sana, pero puede afectar también a lesiones eccematosas previas u otras dermatosis (Anónimo, 1999)

La contaminación microbiana de las quemaduras graves puede ser una complicación de riesgo mortal. El microorganismo más común y más difícil de eliminar es *P. aeruginosa*, a menudo junto con bacilos gramnegativos como *E. coli*, los cuales abundan en el medio hospitalario o en la piel no afectada del paciente

El empleo inadecuado de medicamentos, ha originado la resistencia de estas bacterias a una gran variedad de antibióticos existentes en el mercado. En la actualidad, dicha resistencia constituye un problema mundial particularmente grave en países en desarrollo, donde con frecuencia los antimicrobianos sintéticos no están disponibles o son muy costosos. Además, es posible que con el uso de los preparados sintéticos se desencadenen reacciones alérgicas en pacientes sensibles a éstos, provocando desde simples estornudos hasta una severa reacción generalizada, capaz de producir la muerte si no se tratan con rapidez (Bartoloni, 1999).

El difícil acceso a las comunidades rurales, impide la apropiada atención médica y el abastecimiento continuo de fármacos a los pobladores de estas áreas, por lo que tienden a recurrir al uso de plantas medicinales comunes en su entorno; sin embargo, para la mayoría de ellas, no existen estudios científicos que avalen las propiedades curativas que se les atribuyen. Dadas estas situaciones, es necesario ampliar la variedad de tratamientos que reduzcan el riesgo de infección o ayuden a su control, sobre todo en infecciones de importancia clínica como las originadas por *S. aureus*, *E. coli* y *P. aeruginosa*. Así se ha incrementado el interés en el estudio de las plantas medicinales utilizadas para este fin, pues existen investigaciones etnobotánicas, realizadas en comunidades del altiplano potosino-zacatecano, donde registran el empleo de diversas especies vegetales utilizadas para el lavado de heridas (Juárez y col., 1996); algunas de las especies reportadas son *Acalypha hederacea* Torr., *Cucurbita foetidissima* Kunth, *Gaura coccinea* Nutt., *Heterotheca inuloides* Cass y *Sphaeralcea angustifolia* (Cav.) Don.

Con base en lo anterior, en este trabajo se plantearon los siguientes objetivos:

- Realizar un análisis fitoquímico preliminar de las siguientes especies vegetales *Acalypha hederacea* Torr., *Cucurbita foetidissima* Kunth, *Gaura coccinea* Nutt., *Heterotheca chrysopsidis* D C y *Sphaeralcea angustifolia* (Cav) Don
- Evaluar la actividad antibacterial de los extractos etanólico y acuoso de las especies vegetales mencionadas sobre *Escherichia coli* Buchner cepa 25922 ATCC, *Pseudomonas aeruginosa* Gessard cepa 25619 ATCC y *Staphylococcus aureus* Pasteur cepa 25923 ATCC
- Determinar la concentración mínima bactericida de los extractos vegetales activo.

2. ANTECEDENTES

2.1 Infecciones de heridas

El cuerpo, en estado normal, se encuentra cubierto por una envoltura completa e intacta de piel. Cualquier desgarro o interrupción en la continuidad de esta superficie tegumentaria, por pequeña que sea, abre un camino para la penetración de microorganismos potencialmente peligrosos. Las dos capas inferiores de la piel y los tejidos subyacentes, cuando permanecen sanos, se enfrentan a la mayor parte de los microorganismos invasores, estos pueden multiplicarse rápidamente en presencia de tejidos muertos en la herida, de cumulos de sangre en la misma, o de cuerpos extraños irritantes, como tierra o fragmentos de ropa.

La disminución de la resistencia en el huésped puede deberse a diversos factores, como privaciones alimenticias, enfermedades, supresión intencional de la respuesta inflamatoria o inmunitaria mediante drogas específicas, además de los traumatismos físicos. Estos factores predisponen al huésped a las infecciones producidas por microorganismos generalmente considerados inofensivos para él. Las modificaciones de la microbiota del huésped implica disturbios en esta población, debidos en gran parte al uso generalizado de las drogas antimicrobianas, especialmente los antibióticos. Estos agentes provocan que la microbiota sea reemplazada por microorganismos resistentes a todos los agentes que el paciente recibe. Estos microorganismos resistentes después pueden invadir el huésped y producir infecciones secundarias, que se impongan a la infección inicial o primaria que todavía está bajo tratamiento (Jones y Pfaller, 1998).

2.2 Principales microorganismos patógenos

Algunas de las infecciones cutáneas más importantes que se presentan en hospitales y comunidades rurales son producidas con frecuencia por *S. aureus*, *P. aeruginosa* y *E. coli* (Bezie y col., 1999).

2.2.1 *Staphylococcus aureus*

Este es un patógeno humano importante perteneciente al género *Staphylococcus*, es causante de una amplia variedad de enfermedades, desde infecciones cutáneas superficiales hasta enfermedades sistémicas potencialmente letales.

2.2.1.1 Fisiología y estructura

Los estafilococos son cocos grampositivos de 0.5 a 1.5 μm de diámetro, no móviles, aerobios facultativos, catalasa positivos y capaces de crecer en un medio con el 10% de cloruro sódico y a temperaturas entre 18 y 40^o C. *S. aureus* es la única especie hallada en humanos que produce la enzima coagulasa, posee la capacidad de producir ácido a partir de

manitol y de reducir telurito a telurio libre. Las colonias de estafilococos son relativamente grandes (2 a 3 mm a las 24 h), convexas, opacas, de consistencia cremosa y con frecuencia pigmentadas (Koneman y col., 1997).

2.2.1.2 Epidemiología

Los estafilococos son ubicuos, pues se encuentran en la orofaringe, el tracto gastrointestinal y el tracto urogenital, es frecuente la colonización transitoria de los pliegues húmedos de la piel por *S. aureus*. Este microorganismo causa enfermedad mediante producción de toxinas o invasión directa y destrucción del tejido. Las manifestaciones clínicas de algunas enfermedades estafilocócicas se deben a la proliferación del microorganismo con formación de abscesos y destrucción tisular, por ejemplo, el impétigo, ectima, foliculitis y furúnculos (Murray y Kobayashi, 1997; Anonimo, 1999).

2.2.1.3 Tratamiento

En la mayor parte de los casos, las infecciones superficiales, leves y localizadas pueden tratarse eficazmente con antisépticos tópicos, como el cloruro de metilrosanilina, el verde brillante, la clorhexidina, la polividona yodada o el tomersal. La piel debe mantenerse limpia con lavados frecuentes y secado posterior. Las costras superficiales deben eliminarse con cuidado con agua y jabón, o con una solución antiséptica suave (diacetato de aluminio al 0.65% o permanganato potásico al 0.01%). La crema de mupirocina al 2% es útil, sobre todo en el tratamiento del impétigo, pero costosa. Los preparados de neomicina y bacitracina son asimismo eficaces, pero su uso prolongado o repetido puede provocar sensibilización, sobre todo en el caso de la neomicina. La pomada de cloquinol al 1-3%, aplicada tres veces al día, constituye una alternativa barata y eficaz. Debe evitarse el uso tópico de preparados que contengan antibióticos de amplio uso en medicina general, como penicilinas, sulfamidas, estreptomina o gentamicina. Estos antibióticos deben reservarse para el tratamiento sistémico de las infecciones graves, pues pueden provocar dermatitis por contacto y favorecen la aparición de cepas bacterianas resistentes. Las infecciones profundas y superficiales diseminadas que cursan con fiebre, así como las infecciones diagnosticadas en pacientes inmunodeprimidos obligan a instaurar un tratamiento antibiótico por vía sistémica, para el tratamiento de algunas infecciones estafilocócicas es preferible la cloxacilina (Anónimo, 1999).

2.2.2 *Escherichia coli*

Esta especie pertenece a la familia de las *Enterobacteriaceae*, organismos ubicuos que se encuentran en el suelo, agua y la vegetación, forman parte de la flora intestinal normal de la mayoría de los animales, incluyendo a los humanos.

2.2.2.1 Fisiología y estructura

Son bacilos gramnegativos de tamaño moderado (0.3-1.0 x 1.0-6.0 μm), usualmente móviles, y no forman esporas. Crecen en aerobiosis y anaerobiosis, y de modo habitual se observa crecimiento tras 18 a 24 h de incubación en una variedad de medios no selectivos (p. ej., agar sangre) y selectivos (p. ej., agar McConkey), formando colonias de un rojo intenso con difusión del pigmento. Fermentan la glucosa y la lactosa, reducen el nitrato, son catalasa positivas y oxidasa negativas.

2.2.2.2 Epidemiología

Estos bacilos existen en una gran proporción en el tracto gastrointestinal y se asocian frecuentemente con sepsis bacteriana, infecciones del tracto urinario y gastroenteritis en viajeros a países con higiene deficiente.

2.2.2.3 Tratamiento

La terapia antibiótica para *E. coli* abarca numerosos antibióticos, como gentamicina, netilmicina, amikacina, tobramicina y cefalosporinas de tercera generación (Murray y Kobayashi, 1997).

2.2.3 *Pseudomonas aeruginosa*

El género *Pseudomonas* es uno de los grupos de bacterias más grandes, ya que comprende más de 80 especies reconocidas; son ubicuas y se encuentran en suelo, agua y medios marinos. La propiedad característica de este grupo es su versatilidad bioquímica.

2.2.3.1 Fisiología y estructura

Son bacilos gramnegativos rectos o ligeramente curvos (0.5-1.0 x 1.5-5.0 μm) que se mueven por medio de flagelos polares. No producen fermentación y emplean relativamente pocos hidratos de carbono (glucosa, ribosa y gluconato) mediante metabolismo oxidativo. La presencia de citocromo oxidasa se emplea para diferenciar este grupo de las enterobacteriáceas. Son aerobios obligados, pero es posible su crecimiento anaerobio con empleo de nitrato como aceptor de electrones alternativo. *P. aeruginosa* produce pigmentos difusibles (piocianina, pioverdina, piomelanina y piorrubina).

2.2.3.2 Epidemiología

Son patógenos oportunistas presentes en una variedad de habitats; son los responsables de enfermedades como bacteriemia y ectima gangrenoso, debidas a infecciones cutáneas.

2.2.3.3 Tratamiento

El éxito de la terapia para las infecciones serias, requiere en general el empleo combinado de aminoglucósidos y β -lactámicos (Murray y Kobayashi, 1997)

2.3 Plantas medicinales

El descubrimiento de las propiedades medicinales de las plantas nació con el humano, quien mediante un mecanismo espontáneo de observación, ensayo y error se percató de los diferentes usos y aplicaciones de las plantas. Este conocimiento botánico medicinal fue transmitido de persona a persona, y se fue incrementando con las aportaciones de las nuevas generaciones. En un principio dicho conocimiento carecía de bases científicas, pero a lo largo de la historia, el estudio de las plantas medicinales ha sido un importante campo de investigación.

En México, desde 1552 se elaboraron diversos manuscritos sobre la herbolaria medicinal prehispánica, como El Códice Badiano, El Códice Florentino y la Historia Natural de la Nueva España, entre otros. Para el siglo XVIII se crea el Instituto Médico Nacional, fundado por el General Carlos Pacheco, organismo cuyo objetivo principal era determinar las sustancias contenidas en los productos que tenían fama de eficaces remedios populares, y evaluar las propiedades atribuidas a las plantas mexicanas (Lozoya, 1998)

En la actualidad, las plantas medicinales han tomado un auge importante desde el punto de vista científico, pues cada día crece el número de estudios que ayudan al esclarecimiento de las propiedades curativas de las plantas.

2.3.1 Plantas usadas para la desinfección de heridas

2.3.1.1 *Acalypha hederacea* Torr

Esta euforbiácea es conocida comúnmente como hierba del cáncer.

2.3.1.1.1 Descripción botánica

Hierba perenne de 10 a 40 cm de alto, más o menos erecta o algo tendida, densamente pubescente hasta velutina en las partes tiernas y con frecuencia glanduloso-pubescente. Rizoma grueso, leñoso. Tallos a menudo numerosos saliendo desde la base, ramificados. Pecíolo de 0.5 a 2.5 cm de largo, láminas orbiculares, de 0.5 a 2.5 cm de largo y ancho (en ocasiones más anchas que largas), borde finamente crenado, base truncada, obtusa, a veces cordada o subeuneada. Inflorescencias masculinas y femeninas: en la misma planta o en plantas separadas, las masculinas terminales sobre largos pedunculos, densas, de 1 a 6 cm de largo (generalmente de menos de 3 cm), las femeninas axilares o terminales.

por lo general cortas, laxas, de pocas flores, las andróginas con las flores femeninas en la parte inferior; brácteas femeninas conteniendo una o dos flores, acrecentes en el fruto (hasta de 8 mm de largo por alrededor de 1cm de ancho), con ocho a 14 lóbulos cortos y anchos. Semillas anchamente ovoides, de 1.5 a 2 mm de largo, de color castaño, finamente ornamentadas. Especie aparentemente muy escasa en el valle de México, sólo se conoce de dos recolectas hechas en la parte baja del Pedregal de San Angel, a una altura de 2250m en matorral de *Senecio praecox*. Además se cita de Texas y Nuevo México y de varios estados de la república mexicana hasta Puebla, habitando principalmente en zonas áridas (Rzedowski y Rzedowski, 1985).

2.3.1.1.2 Usos

Es utilizada en el altiplano potosino-zacatecano para el lavado de heridas (Juárez y col., 1996).

2.3.1.1.3 Estudios

No se cuenta con estudios científicos.

2.3.1.2 *Cucurbita foetidissima* Kunth

La calabacilla hedionda, calabacita o calabacilla loca pertenece a la familia Cucurbitaceae.

2.3.1.2.1 Descripción botánica

Hierba perenne, con una fuerte y profunda raíz fusiforme, rastrera, en ocasiones formando colonias. Tallos hasta de 6 m de largo, escabrosos, muricados, en ocasiones con pubescencia fina. Pecíolos de 4 a 20 cm de largo, estriados, limbo triangular-ovado, de 15 a 30 cm de largo, ápice agudo, generalmente mucronado, márgenes enteros o sinuado-denticulados a ligeramente anguloso-lobulados, base cordada o truncada, de color verde-grisáceo, escabroso, blanco-pubescente con nervaduras muy prominentes, zarcillos con pecíolos de 4 a 10 cm de largo, sulcados, ligeramente hirsutos, de cuatro a siete partidos. Flores masculinas de 8 a 12 cm de largo, tubo de cáliz pubescente y muriculado, de 15 a 20 mm de largo, lóbulos angostos, de 1 cm de largo, corola de 10 a 12 cm de largo, escabrosa, pubescente, de color amarillo con numerosas venas de color verde, lóbulos anchos y apiculados; flores femeninas similares a las masculinas, de menor tamaño, ovario pubescente. Fruto globoso, de 5 a 8 cm de diámetro, de color verde oscuro con franjas de color crema o blanco, pulpa fibrosa. Semillas ovado-oblongas, obtusas, no marginadas, de ± 12 mm de largo. Sólo encontrada en los municipios de Huehuetoca y Tecámac, a orillas de vía de ferrocarril y de carretera. Alt. 2250 m. Fuera del área, se le localiza desde el centro y el oeste de los Estados Unidos hasta el centro de la república mexicana (Rzedowski y Rzedowski, 1985).

2.3.1.2.2 Usos

En Aguascalientes el fruto machacado se aplica sobre la piel para quitar granos del cuerpo y el paño (manchas oscuras en la cara). En Durango, en caso de inflamación, se utiliza la raíz rallada y hervida, con esto se aplican fomentos, lo más caliente posible. Además, se emplea en tumores locales de las mujeres (Argueta, 1994). En el altiplano potosino-zacatecano se utiliza la infusión del fruto para el lavado de heridas (Juárez y col., 1996).

2.3.1.2.3 Estudios

Esta planta se caracteriza por la presencia de triterpenos (Argueta, 1994) y saponinas (Anónimo, 1995), y por sus semillas ricas en aceite (40%) y en proteínas (35%) (Romo, 1985). De la raíz se han aislado las cucurbitacinas C, D, E, I y L, la isocucurbitacina B, su glucósido, el glucósido de la cucurbitacina E y el foetidissimósido A, y del fruto las cucurbitacinas E, I y L. Diversos estudios se han realizado sobre esta planta, en uno de ellos se muestra que el extracto etanólico obtenido de la raíz ejerce una acción antiesquistosoma al ser aplicado directamente sobre *Schistosoma mansoni*. Un extracto de la planta aplicado en el ratón externamente, tuvo una ligera inhibición de la penetración de *S. mansoni*. Se ha demostrado que el extracto fluido de la raíz ejerció una acción estimulante (de la cual no se especifica el tipo de acción) del músculo liso de intestino de rata, ratón y útero de rata, esta última acción producida al administrar este extracto por vía intravenosa en el animal. El extracto fluido de la raíz también provocó un efecto inotrópico positivo en el corazón aislado de rata y rana (Argueta, 1994).

Además se ha encontrado que el extracto acuoso de la raíz, posee una toxicidad mediana (DL50) sobre el artrópodo *Periplaneta americana* Blattidae (Arenas, 1984).

2.3.1.3 *Gaura coccinea* Nutt

Esta especie de la familia Onagraceae, es conocida como hierba del golpe, linda tarde y aretitos.

2.3.1.3.1 Descripción botánica

Hierba perenne, de 0.1 a 1m de alto, pubescente, ramificada desde la base. Raíz pivotante a veces rizomatosa, con frecuencia engrosada y semileñosa. Tallos cilíndricos que al angostarse hacia el ápice se tornan cuadrangulares, con frecuencia exfoliantes en su base. Hojas sésiles o con un pecíolo muy corto, lineales a anchamente lanceoladas u oblanceoladas, de 1 a 6 cm de largo, por 0.1 a 1.3 cm de ancho, ápice agudo a acumulado, pubescentes. Inflorescencia generalmente de más de 10 flores, de 5 a 30 cm de largo, brácteas florales de 2 a 7 mm de largo por 0.3 a 1 mm de ancho, flores zigomorfas, pubescentes; hipantio de 4 a 10 mm de largo, cuatro sépalos, de 5 a 15 mm de largo por 1 mm de ancho, muy pubescentes; corola de cuatro pétalos, de 4 a 10 mm de largo por 2 a 4

mm de ancho, de color crema pasando a rosa y rojo; ocho estambres, subiguales, estilo de 7 a 14 mm de largo. Fruto estipitado, de 4 a 9 mm de largo por 1.5 a 4 mm de diámetro, la parte superior piramidal cuadrangulada. Es una planta ruderal y arvense ampliamente distribuida en el Valle de México, en altitudes de 2250 a 2750 m (Rzedowski y Rzedowski, 1985).

2.3.1.3.2 Usos

Es común su uso en contusiones, sobre las que se aplican fomentos con el cocimiento de toda la planta. Para sanar golpes internos, se bebe el cocimiento mezclado con guaje cirial, álamo y palo colorado. Otros usos medicinales que se le asignan a esta especie son: para lavar heridas, contra gastritis y contra mordedura de vibora (Argueta, 1994)

2.3.1.3.3 Estudios

Se evaluó la actividad citotóxica de los extractos etanólico y acuoso obtenidos de las hojas y tallos de *G. coccinea* sobre células humanas HELA 53 sin observar ningún efecto (Argueta, 1994).

El extracto acuoso de la planta completa provoca un efecto antialimentario en el artrópodo *Spodoptera frugiperda* Noctuidae (Arenas, 1984).

Además, se han realizado estudios de esta planta sobre el gorgojo mexicano del frijol (*Zabrotes subfasciatus* Boheman) a dosis del 1%, obteniendo resultados no prometedores (mortalidad corregida 9% y emergencia con respecto al testigo 58.8%) (Rodríguez, 1989). Asimismo, se encontraron resultados no prometedores cuando se realizaron pruebas contra el barrenador mayor de los granos *Prostephanus truncatus* Horn a dosis del 1% (mortalidad corregida 17.8% y emergencia con respecto al testigo 68.5%) (Rodríguez, 1987).

2.3.1.4 *Heterotheca chrysopsidis* DC

La *Heterotheca chrysopsidis* es una asterácea o compuesta conocida como árnica del país, al igual que otra especies del mismo género.

2.3.1.4.1 Descripción botánica

Planta herbácea perenne de alrededor de 1m de alto, de hojas hispidas, alternas, sésiles, lanceoladas a elípticas u obovadas, enteras, a veces ligeramente aserradas y midiendo hasta 5 cm de largo, las de la inflorescencia angostamente lanceoladas. Cabezuelas terminales generalmente solitarias, a veces agrupadas en dos o tres, pedunculadas, anchamente campanuladas, de 1 a 1.8 cm de alto, involucre de brácteas

imbricadas en varias series lanccoladas y libres desde su base. Receptáculo desnudo. Flores amarillas, las liguladas periféricas, las del disco tubulosas y hermafroditas. Aquenios de las flores del disco pilosos con vilano de cerdas numerosas de color anaranjado claro y una corona diminuta de escamas, los de las flores liguladas sin vilano o con vilano coroniforme. Esta especie ha sido encontrada en los municipios de San Luis Potosí, Soledad, Villa de Reyes en áreas perturbadas, entre 1800 y 2000 m.s.n.m. (Salas, 1987).

2.3.1.4.2 Usos

En San Luis Potosí es utilizada como polvo insecticida y para el lavado de heridas.

2.3.1.4.3 Estudios

Recientemente, Juárez (1998) evaluó la actividad insecticida de esta especie sobre el gorgojo de maíz *Sithophilus zeamais* Mostch, obteniendo porcentajes de mortalidad corregida de 87.7 % y 95 % con la hoja y la flor, respectivamente, y un porcentaje de emergencia corregida de 90 % para la hoja y la flor.

2.3.1.5 *Sphaeralcea angustifolia* (Cav.) G. Don

Esta malvácea es conocida comúnmente como hierba del negro, cordón, hierba negra, pintapán, vara de San José y negrito.

2.3.1.5.1 Descripción botánica

Planta herbácea o frutescente, diminutamente pubescente, erecta, de 0.5 a 1.5 m de alto. Hojas angostamente lanceoladas, de 5 a 12 cm de longitud, de cuatro a seis veces más largas que anchas, crenadas, a veces hastado-lobuladas. Inflorescencia en forma de panícula angosta racemiforme, con hojas reducidas hasta su superficie superior, bracteolas del cálculo filiformes, más cortas que el cáliz de 7 a 8 mm de longitud, pubescente; pétalos de 8 a 12 mm de longitud (a veces más largos), morados o rosados, andrógneo usualmente purpúreo, la columna pubescente. Frutos por lo general incluidos en el cáliz, truncado-cónicos, mericarpios 10 a 16, de ordinario connados en la madurez, la parte indehiscente más pequeña que la dehiscente que lleva reticulaciones delgadas; una a tres semillas, usualmente glabras. "Hierba del negro" Ampliamente distribuida en las partes inferiores del valle de México, entre 2250 y 2500 m. Esta especie es la más meridional del género en el Hemisferio Norte y la más abundante en México hasta los EE.UU., en elevaciones de 900 a 2500 m.s.n.m. (Rzedowski y Rzedowski, 1985).

2.3.1.5.2 Usos

En Durango esta especie se utiliza en golpes, para lo cual se aplica machacada y con unas gotas de aceite, frotando la parte afectada. En Aguascalientes se fríen las ramas con cebo o aceite, aplicándolas sobre el golpe y se cubre con un lienzo. De igual forma se aplica esta preparación en quebraduras y torceduras. No obstante, se recomienda el cocimiento de las ramas para dar baños cuando hay dolores de estómago, para lavar heridas, contra caída de pelo (en Guanajuato), o se indica también sólo para lavar el cabello. Además, se aconseja beberlo para la hipertensión, como antitusígeno, cuando hay pujo en los niños y para la vejiga. Sin embargo, en caso de diarrea crónica el cocimiento de la planta se prepara junto con manzanilla, salvia y yerbabuena. Asimismo, se sugiere el uso de la raíz contra la disentería (Argueta, 1994).

2.3.1.5.3 Estudios

La infusión de la planta completa provoca un efecto antialimentario contra *Spodoptera frugiperda* Noctuidae (Arenas, 1984).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio fitoquímico de las especies vegetales se realizó en el laboratorio de fitoquímica del Instituto de Investigación de Zonas Desérticas (IIZD) de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí (UASLP). Los ensayos bacteriológicos se realizaron en el laboratorio particular de análisis clínicos, químicos y microbiológicos Altair

3.1 Recolección de las especies vegetales

En el Cuadro 1 se muestran los sitios de recolección de las especies vegetales, realizadas en julio de 1999

Cuadro 1 Sitios de recolección de las especies vegetales estudiadas

Especie vegetal	Localidad
<i>Acalypha hederacea</i>	Carretera SLP-Zacatecas, 10 km antes de Salinas de Hidalgo
<i>Cucurbita foetidissima</i>	A la altura de El Porvenir, carretera SLP-Zacatecas
<i>Gaura coccinea</i>	Ejido de Zacatecas, a un lado de la carretera SLP-Zacatecas
<i>Heterotheca chrysopsidis</i>	Terrenos del IIZD
<i>Sphaeralcea angustifolia</i>	Carretera SLP-Zacatecas

Todas las especies se recolectaron en período de floración, de cada especie se recolectaron aproximadamente 500 g y dos ejemplares, los cuales se entregaron al herbario Isidro Palacios del IIZD de la UASLP para su identificación taxonómica y registro. El resto del material recolectado se dejó secar en bandejas de papel absorbente, en un lugar fresco, ventilado y protegido de los rayos solares directos, durante un período aproximado de tres semanas, posteriormente cada planta fue molida en licuadora casera hasta obtener 150 g de peso seco.

3.2 Estudio fitoquímico preliminar

3.2.1 Preparación de los extractos vegetales

La preparación del extracto etanólico se llevó a cabo por el método de percolación hasta agotamiento. Para ello se pesaron 50 g de cada planta seca y molida (a excepción de *C. foetidissima*, de la cual se utilizó el fruto) y se colocaron en percoladores de vidrio, dejándose macerar con etanol absoluto hasta el cubrimiento completo de la planta; el volumen obtenido se redujo en rotavapor a presión reducida, a una temperatura de 32 a 48°C, hasta obtener un volumen final de 100 ml.

El extracto acuoso se obtuvo mediante infusión, colocando 50 ml de agua destilada a fuego lento y retirando una vez iniciada la ebullición, enseguida se adicionaron 5 g del material vegetal, se cubrió con un vidrio de reloj y se dejó reposar por un período de 15 minutos; posteriormente, la solución obtenida se filtró sobre algodón y el volumen se aforó a 25 ml.

3.2.2 Reacciones de coloración y precipitación

Las reacciones de precipitación y coloración se hicieron según la metodología indicada por Bruneton, 1991, Domínguez, 1985 y Trease y Evans, 1981

3.2.2.1 Carbohidratos

a) Reacción de Molish. A 1 ml del extracto acuoso se añadieron 0.5 ml del reactivo de Molish (alfa-naftol sublimado en etanol) y 2 ml de ácido sulfúrico concentrado resbalado por las paredes del tubo. La reacción fue positiva cuando se produjo un anillo púrpura en la interfase.

b) Ensayo de Fehling. A 1 ml del extracto acuoso se añadieron 0.5 ml de cada uno de los reactivos de Fehling (solución de sulfato cúprico y solución de catalizadores), y se calentó a baño maría por 8 min. Cuando existió la formación de un precipitado rojo ladrillo el ensayo se consideró positivo.

3.2.2.2 Taninos

a) Caracterización de taninos. A 0.5 ml del extracto acuoso se añadieron dos gotas de cloruro de sodio al 1% y unas gotas de cloruro férrico al 1%. La prueba fue positiva cuando se observó coloración azul-negro, debido a la presencia de taninos gálicos.

b) Ensayo de la gelatina. A 0.5 ml del extracto acuoso se añadieron 0.5 ml de la solución de gelatina al 1% en solución de cloruro de sodio al 10%. El ensayo fue positivo cuando existió formación de precipitado color pajizo

c) Reacción de oxidación de taninos catéquicos. A 0.5 ml del extracto acuoso se añadió 1 ml de ácido clorhídrico concentrado y se calentó a ebullición por 5 minutos. La reacción fue positiva cuando se observó una coloración rojiza, debida a la formación de flobafenos o rojos catéquicos.

d) Ensayo de la catequina. Se humedeció una astilla de madera con el extracto acuoso; una vez seca, se humedeció con ácido clorhídrico concentrado y se calentó cerca de la llama. Las catequinas por calentamiento con ácidos forman floroglucinol, el cual produce una coloración rosa o roja en la madera.

e) Ensayo del ácido clorogénico. A 0.5 ml del extracto acuoso se añadió 0.5 ml de amoniaco al 10%. El ensayo fue positivo con la producción de color verde

f) Ensayo del ácido gálico. A 0.5 ml del extracto acuoso se añadió 0.5 ml de cianuro de potasio al 5%. El ensayo fue positivo cuando se presentó coloración rojiza, debida a la presencia de ácido gálico.

3.2.2.3 Saponinas

a) Prueba de la espuma. Cinco gramos del material vegetal se dejaron macerar en agua y se agitaron fuertemente de 3 a 5 min. La prueba fue positiva cuando se produjo espuma estable durante 15 min a una altura mínima de 8 mm.

b) Prueba de acción hemolítica de las saponinas. Discos de papel filtro secos, impregnados con el extracto acuoso y etanólico de cada una de las plantas, se colocaron en cajas de agar sangre y se dejaron a temperatura ambiente por 24 h. Como las saponinas tienen la propiedad de hemolizar los glóbulos rojos, con su presencia se observaron halos en la zona de hemólisis.

c) Reacción de Liebermann-Buchard. A 0.5 ml del extracto acuoso se añadió 1 ml de anhídrido acético y 1 ml de cloroformo; se dejó enfriar y luego se añadieron dos gotas de ácido sulfúrico concentrado. La reacción fue positiva cuando se observó la formación de cualquier coloración azul, verde, amarilla, roja, anaranjada o negra a los 0, 1, 5, 20 y 60 minutos.

d) Reacción de Rosenheim. A 0.5 ml del extracto acuoso se añadió 1 ml de ácido tricloroacético al 90 % en agua. La reacción fue positiva cuando se produjo coloración violeta, que después de 20 minutos pasa a azul por la presencia de dienos.

e) Reacción de Rosenthaler. A 0.5 ml del extracto acuoso se añadieron dos gotas de vainillina al 1% y dos gotas de ácido clorhídrico concentrado. La reacción fue positiva cuando existió producción de coloración violeta.

3.2.2.4 Heterósidos cardiotónicos

a) Reacción de Baljet. Se mezclaron dos gotas de la solución de ácido pícrico al 1% en etanol y dos gotas de hidróxido de sodio al 10% y luego se añadieron 0.5 ml del extracto etanólico. La reacción fue positiva cuando se produjo una coloración roja o naranja oscura.

b) Reacción de Legal. A 0.5 ml del extracto etanólico se añadieron dos gotas de una solución recién preparada de nitroprusiato de sodio al 5% en agua y dos gotas de hidróxido de sodio 2N. La reacción fue positiva con la presencia de un color rojo intenso.

c) Reacción de Raymond. A 1 ml del extracto etanólico se añadieron dos gotas de m-dinitrobenceno en etanol y dos gotas de hidróxido de sodio al 20%. La reacción fue positiva cuando se produjo coloración azul o violeta.

d) Ensayo de Keller-Killiani. A 1 ml del extracto etanólico se añadieron 0.5 ml de la mezcla A (tres gotas de sulfato férrico al 5% y 3 ml de ácido acético glacial),

posteriormente se adicionaron dos gotas de ácido sulfúrico concentrado. El ensayo fue positivo para la presencia de los desoxiazúcares característicos de este grupo, cuando al reaccionar con sales férricas en medio ácido produjeron una coloración azul

e) Ensayo de Keller-Killiani con modificación de Euw-Richstein. Para este ensayo se requieren dos soluciones.

Solución A, compuesta por 0.1ml de sulfato férrico al 5% en agua, más 9.9ml de ácido acético glacial.

Solución B, compuesta por 0.1ml de sulfato férrico al 5% en agua, más 9.9ml de ácido sulfúrico concentrado.

A 1 ml del extracto etanólico se añadieron 20 gotas de la solución A y una gota de la solución B. El ensayo fue positivo cuando se produjo un color azul o azul-verdoso al cabo de 5 a 20 minutos.

f) Ensayo de Keller-Killiani para digitoxosa. A 1 ml del extracto etanólico se añadió 1 ml de ácido acético glacial, dos gotas de cloruro férrico al 5% y 0.5 ml de ácido sulfúrico concentrado. El ensayo fue positivo al producirse una coloración amarillo-pardo rojizo en la zona de contacto y la capa superior pasó ligeramente a verde azulado oscureciéndose con el reposo.

3.2.2.5 Flavonoides

a) Prueba en extracto acuoso. A cuatro tubos con 1 ml del extracto se añadieron dos gotas de hidróxido de sodio al 10%, de hidróxido de potasio al 10%, de hidróxido de amonio al 10% y de cloruro férrico al 5%, respectivamente. Los flavonoides tienen la propiedad de disolverse en soluciones alcalinas, dando lugar a la formación de coloraciones características. La presencia de flavonas y flavonoles se reconoce porque genera coloraciones amarillas; la de flavonas e isoflavononas, tonos rojizos; las chalconas, púrpura rojizo; los flavonoles, castaño-anaranjado; y las antocianinas una coloración azul, respectivamente.

b) Reacción de Shinoda. A 0.5 ml del extracto etanólico se añadieron 0.1g de magnesio metálico y tres gotas de ácido clorhídrico concentrado. La reacción fue positiva para flavonas, flavononas, flavonoles, flavononoles o xantonas, cuando se presentó un color anaranjado, rojo, rojo-azuloso o violeta. Algunas flavanonas y flavononoles dan color verde o azul.

c) Reacción de Constantinescu. A 3 ml del extracto etanólico se añadieron cinco gotas de solución de acetato de sodio al 10% y cinco gotas de cloruro de aluminio al 2.5%. La reacción fue positiva cuando se manifestó una coloración amarilla y al observarse bajo luz ultravioleta presentó fluorescencia amarilla, lo que indica la presencia de flavonoides.

d) Reacción de Dimroth. A 0.5 ml del extracto etanólico se añadieron 0.5ml de ácido bórico al 10% en anhídrido acético. La reacción fue positiva cuando se presentó coloración naranja o rojo. En otro tubo de ensayo se colocaron 0.5 ml del extracto etanólico y 0.5ml de ácido bórico al 10%, con ácido cítrico al 10% en acetona. La reacción fue positiva cuando se observó una coloración amarilla con fuerte fluorescencia verdosa.

e) Reacción con ácido sulfúrico. A 1 ml del extracto etanólico se añadieron dos gotas de ácido sulfúrico concentrado. La reacción fue positiva para flavonas y flavonoles cuando se presentó coloración amarilla, para flavanonas si la coloración fue anaranjada a guinda, y para chalconas o auronas, si coloraciones fueron rojo guinda o rojo azulado.

f) Reacción para flavandiolo-3,4. A 1.5 ml del extracto etanólico se añadieron tres gotas de ácido clorhídrico en propanol 2N y se calentó a baño maría. La reacción fue positiva para leucoantocianidinas cuando se presentó coloración roja, y para catequinas si la coloración fue castaño-amarillento.

g) Reacción para antocianinas. A 1 ml del extracto etanólico se añadieron 2 ml de ácido clorhídrico al 20 %, se calentó a baño maría durante 5 min se dejó enfriar, y se filtró, al filtrado se añadió gota a gota una solución de ácido pícrico al 10%. La formación de un precipitado amarillo (picrato de antocianina), se tomó como indicación positiva de la prueba.

3.2.2.6 Cumarinas

A una fracción del residuo etanólico se le añadieron tres gotas de etanol y dos gotas de hidróxido de amonio. La prueba fue positiva con la presencia de una coloración amarilla.

3.2.2.7 Alcaloides

En placas excavadas, se colocaron dos gotas del extracto (acuoso o etanólico) y una gota de los reactivos de Meyer (solución de yoduro potásico-mercúrico), Wagner (solución de yodo en yoduro de potasio), Hager (solución saturada de ácido pícrico), Dragendorff (solución de yoduro potásico-bismútico) y Sonnenchein (solución de fosfomolibdato de sodio en ácido nítrico). Estas sustancias reaccionan específicamente con el grupo amino de los alcaloides, y generan precipitados, grumos o floculaciones.

3.2.2.8 Lactonas sesquiterpénicas

Reacción de hidroximato férrico. A tres gotas del extracto etanólico se añadió una gota de solución metanólica 2N de clorhidrato de hidroxilamina y una gota de una solución metanólica 2N de hidróxido de potasio; se calentó por 2 min, se dejó enfriar y se aciduló con ácido clorhídrico 0.5 N. Finalmente se le agregó una gota de cloruro férrico al 1%. La prueba fue positiva para santonina cuando se presentó un color rosa violeta, y para alantolactona si se generó un color violeta oscuro.

3.2.2.9 Heterósidos antraquinónicos (quinonas)

A 2 ml del extracto acuoso, se añadieron 10 ml de cloruro férrico al 5% y 10 ml de ácido clorhídrico al 10%; esta mezcla se puso hervir a baño maría por 10 min y se dejó enfriar; luego se filtró y extrajo con 20 ml de tetracloruro de carbono agitando durante 1 minuto en embudo de separación

a) Reacción general para quinonas. A 2 ml del extracto de tetracloruro de carbono se añadieron 2 ml de hidróxido de amonio al 10 %. En otro tubo de ensaye se colocaron 2 ml del extracto de tetracloruro de carbono y se añadió 1 ml de ácido sulfúrico concentrado. Las pruebas fueron positivas para quinonas cuando se presentó una coloración de roja a púrpura, y para antranoles y antronas si la coloración fue violeta.

b) Ensayo de Borntrager para derivados antraquinónicos libres. El material pulverizado de cada planta, se maceró en éter por un período de 30 minutos y se filtró. A cada filtrado se añadieron 2 ml de hidróxido de sodio al 10%, se agitó y se dejó reposar hasta la separación de dos fases. La prueba se consideró positiva para derivados antraquinónicos libres cuando en la fase acuosa se observó un color rosa o rojo violeta.

3.2.2.10 Heterósidos cianogénéticos

Reacción enzimática. En un tubo de ensaye, se colocaron 2 g aproximadamente de la planta en estudio y se añadieron tres gotas de agua y tres gotas de xilol, posteriormente, se colocó una tira de papel impregnado con el reactivo de Grignard (solución de picrato de sodio) en la boca del tubo, con cuidado de no tocar la planta con la tira reactiva. Después se colocó un tapón, de manera que una parte del papel quedara en el interior y otra fuera del tubo, posteriormente, el tubo se sometió a calentamiento a una temperatura constante de 50 °C para favorecer la acción enzimática. La prueba se consideró positiva cuando se observó en la tira reactiva del interior del tubo una coloración roja, debido a la formación de púrpurato de sodio.

3.2.3 Cromatografía en capa fina

Para confirmar la presencia de los grupos químicos detectados mediante las reacciones de precipitación y coloración, se aplicó el método de cromatografía en capa fina; dicho método nos permite detectar con mayor seguridad la presencia de grupos químicos contenidos en los extractos en estudio (Zweig y Sherna, 1984).

Se realizó la identificación de alcaloides, flavonoides, quinonas, cumarinas, esteroides y terpenos (Anexo I). Para ello se utilizaron diversos tipos de adsorbentes en la preparación de las cromatoplasmas, las cuales tuvieron un espesor de 250 μ (Anexo II), las muestras se depositaron por capilaridad a 1 cm de la base de la cromatoplasma y enseguida se sometieron a la acción de solventes con diferentes grados de polaridad, posteriormente las placas se revelaron con los agentes cromogénicos específicos para cada grupo (Anexo III)

3.3 Actividad antibacterial

3.3.1 Preparación de los extractos vegetales

La preparación del extracto etanólico se realizó con la metodología descrita en el apartado 3.2.1. El extracto acuoso se obtuvo mediante infusión, colocando 200 ml de agua destilada a fuego lento y retirando una vez iniciada la ebullición. Enseguida se adicionaron 20 g del material vegetal, se cubrió con un vidrio de reloj y se dejó reposar por un periodo de 15 minutos; posteriormente, la solución obtenida se filtró sobre algodón y el volumen se aforó a 100 ml. Los extractos acuosos se esterilizaron por microfiltración al vacío mediante el sistema millipore, para ello se emplearon pre-filtros AP-25, AP-15 y membrana hidrofílica de 0.45 μm , y en condiciones estériles (método de calor húmedo en autoclave 121 ° C, 15 libras, 15 minutos) se utilizó la membrana hidrofílica de 0.45 μm en campana de seguridad Tipo II. Posteriormente todos los extractos se guardaron en viales estériles a 4 ° C.

3.3.2 Estandarización del inóculo de las bacterias en estudio

Para evaluar la actividad antibacterial del extracto acuoso y etanólico de *A. hederacea*, *C. foetidissima*, *G. coccinea*, *H. chrysopsidis* y *S. angustifolia* sobre *E. coli* cepa 25922 ATCC (American Type Culture Collection), *P. aeruginosa* cepa 25619 ATCC y *S. aureus* cepa 25923 ATCC, se trabajó con una suspensión estándar de cada microorganismo, cuya turbidez coincidiera con la del estándar 0.5 de Mac Farland, equivalente a una concentración de 10^8 UFC/ml.

3.3.3 Validación de la actividad antibacterial de los extractos

Para esta validación se aplicó la prueba de susceptibilidad antimicrobiana de Kirby-Bauer, modificada con la técnica de difusión en pozo en agar Mueller- Hinton (M-11), con 4 mm de espesor. Con un hisopo de algodón estéril se inoculó la suspensión estandarizada del microorganismo en estudio en la superficie del medio de cultivo, mediante la técnica invasiva; enseguida se perforó un pozo con un asa estéril de 6 mm de diámetro, en donde se depositaron 75 μl del extracto. Para favorecer la difusión del extracto en el agar, las cajas se refrigeraron por 30 min a 4 ° C y posteriormente se incubaron a 37 ° C por 24 h.

De cada extracto y un testigo con agua y etanol se realizaron cinco repeticiones. La actividad antibacterial se determinó por el diámetro en centímetros de la zona de inhibición del crecimiento alrededor del pozo (Koneman y col., 1997).

3.3.4 Determinación de la concentración mínima bactericida

La concentración mínima bactericida (CMB) de los extractos que manifestaron actividad antibacteriana se determinó mediante la técnica de dilución en caldo Mueller-Hinton. Para ello, se preparó una serie de volúmenes crecientes del extracto activo que se colocaron en tubos de ensayo estériles. En los extractos acuosos (200 mg/ml), los volúmenes empleados fueron 250, 375, 500, 625, 750, 1300, 1600, 1900 μ l, que corresponden a 50, 75, 100, 125, 150, 260, 320 y 380 mg de planta seca. A cada tubo se adicionó caldo Mueller-Hinton para tener un volumen final de 4 ml y 20 μ l de la dilución 1:16 del inóculo estandarizado para cada bacteria, se incubó a 37 °C por 24 h. Al finalizar el período, se sembró 50 μ l de este cultivo líquido en la superficie de tubos con agar Mueller-Hinton inclinado y se incubó a 37 °C por 24 h. De cada extracto y control de desarrollo con agua estéril, se realizaron cinco repeticiones.

Para los extractos etanólicos (500 mg/ml) los volúmenes que se emplearon fueron 50, 100, 150, 200, 250, 375, 500, 625, 750, 1000 μ l, que corresponden a 25, 50, 75, 100, 125, 187.5, 250, 312.5, 375 y 500 mg de planta seca. Cada volumen se evaporó en estufa a 37 °C, hasta la obtención de un residuo seco, el cual se redisolvió en 125 μ l de etanol absoluto (previamente se estableció que la máxima cantidad de etanol permitida en el medio de cultivo es 125 μ l, la cual no interfiere en el desarrollo de la bacteria), en cada tubo se adicionó 4 ml de caldo Mueller-Hinton y 20 μ l de la dilución 1:16 del inóculo estandarizado; se incubó a 37 °C por 24 hrs. Al finalizar el período, se sembró 50 μ l de este cultivo líquido en la superficie de tubos con agar Mueller-Hinton inclinado y se incubó a 37 °C por 24 hrs (Koneman y col., 1997). De cada tratamiento se realizaron cinco repeticiones frente a un control de desarrollo con etanol.

Para ambos tipos de extractos se estableció como límite para este estudio, emplear un volumen máximo que correspondiera a 500 mg de planta seca.

La concentración mínima bactericida es la mínima cantidad de extracto necesario para matar a la bacteria *in vitro* con base en la ausencia de desarrollo de la bacteria en las resiembras de agar Mueller-Hinton inclinado; posteriormente la concentración se expresó en mg/ml.

3.3.5 Diseño experimental y análisis estadístico

La evaluación de la actividad antibacteriana de los extractos se realizó a través de un diseño experimental con 12 tratamientos asignados completamente al azar con cinco repeticiones. La determinación de la CMB se realizó con base a un experimento completamente al azar con cinco repeticiones.

A los resultados obtenidos en la evaluación de la actividad antibacteriana, se les aplicó un análisis de varianza ($\alpha = 0.05$), utilizando el programa NCSS (Hintze, 1992) y una comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$) aplicando el paquete de diseños experimentales FAUANL (Olivares, 1994).

La determinación de la CMB no se analizó estadísticamente, puesto que representa un valor puntual.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Estudio fitoquímico preliminar

Los resultados del estudio fitoquímico preliminar de los extractos acuosos y etanólicos de las especies vegetales estudiadas se resumen en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Resultados del estudio fitoquímico preliminar de las especies vegetales estudiadas.

Grupo Químico	<i>A. hederacea</i>		<i>C. foetidissima</i>		<i>G. coccinea</i>		<i>H. chrysopsidis</i>		<i>S. angustifolia</i>	
	A	E	A	E	A	E	A	E	A	E
carbohidratos	+		+		+		+		+	
alcaloides	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
flavonoides	+	+	-	-	+	+	+	+	+	+
quinonas	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
cumarinas	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
esteroles	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
terpenos	-	+	-	+	-	+	-	+	-	+
saponinas	-	-	+	+	-	-	+	+	-	-

A. extracto acuoso

E. extracto etanólico

Los terpenos y flavonoides presentes en las cinco plantas, podrían ser los responsables de la actividad antibacterial que manifiestan algunas especies vegetales, pues, diversos autores señalan que las cucurbitacinas, compuestos de naturaleza terpenica aislados del fruto de *C. foetidissima*, poseen actividad antimicrobiana (Neelima, 1985)

Asimismo, algunos flavonoides, como el prenylflavanones (1-8), prenylflavanol (9) y derivados del novel pterocarpane (10-2), aislados de *Sophora flavescens* muestran actividad antibacterial sobre *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis*, *Staphylococcus epidermidis* y *Propionibacterium acnes* (Kuroyanagi y col., 1999).

Basile y col., (1999) encontraron que los flavonoides apigenin, apigenin-7-0-triglycoside, lucenin-2, luteolin-7-0-neohesperidoside, saponarine, vitexina y biflavonoid, aislados de cinco especies de musgos, presentan efecto antibacterial contra *Enterobacter cloacae*, *Enterobacter aerogenes* y *Pseudomonas aeruginosa*

Los frutos de *Elaeocarpus sphaericus*, poseen actividad contra *Plesiomonas shigelloides*, *Shigella flexnerii*, *Salmonella typhimurim*, *Morganella morganii* y *Shigella sonnei*; esta planta posee alcaloides y flavonoides, considerados como los posibles responsables de su actividad antimicrobiana (Singh y Nath, 1999).

Otros compuestos, como las quinonas, también poseen actividad antibacterial, pues estudios realizados con los compuestos metil-2-hidroxi-5-naftoquinona, carboxi-hidroxi-naftoquinona y el rossolisido aislados de *Drosera rotundifolia*, les confieren acción

antiespasmódica, antitusígena y antibacteriana (inhibe el crecimiento de bacterias Gram +, estafilococos, estreptococos y neumococos) (Anónimo, 2000).

4.2 Validación de la actividad antibacterial de los extractos

El número de tratamientos que mostraron actividad antibacterial varió para cada microorganismo. Para *P. aeruginosa*, los cinco extractos etanólicos estudiados manifestaron actividad antibacterial; así mismo *S. aureus* mostró susceptibilidad a todos los extractos etanólicos y al extracto acuoso de *A. hederacea* y *G. coccinea*. Para *E. coli* sólo el extracto etanólico de *A. hederacea* mostró actividad. La razón por la que los extractos etanólicos muestren mayor actividad antibacterial, puede deberse a que el etanol permite extraer una mayor cantidad de compuestos polares y no polares que les confieren mayor acción antibacterial

El análisis de varianza aplicado ($\alpha = 0.05$) para cada bacteria, muestra que hay diferencias significativas entre tratamientos; por ello se procedió a determinar a cuál o cuales tratamientos se deben dichas diferencias, mediante la comparación de medias por la prueba de Tukey (Cuadro 3,4,5), de esta manera se estableció que el mejor tratamiento para *P. aeruginosa* fue el extracto etanólico de *A. hederacea*, y para *S. aureus*, el extracto etanólico de *A. hederacea* y *G. coccinea*. El único extracto activo sobre *E. coli* fue el extracto etanólico de *A. hederacea*.

Cuadro 3. Actividad antibacterial de los extractos acuoso y etanólico de *A. hederacea*, *C. foetidissima*, *G. coccinea*, *H. chrysopsidis* y *S. angustifolia* sobre *P. aeruginosa*

Tratamiento	Amplitud (cm)	Media* (cm)
<i>A. hederacea</i> etanólico	(1.0 – 1.1)	1.08 A
<i>G. coccinea</i> etanólico	(0.9 – 1.0)	0.96 B
<i>C. foetidissima</i> etanólico	(0.85 – 0.9)	0.89 C
<i>H. chrysopsidis</i> etanólico	(0.7 – 0.8)	0.72 D
<i>S. angustifolia</i> etanólico	(0.65 – 0.7)	0.68 D
<i>A. hederacea</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 E
<i>C. foetidissima</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 E
<i>G. coccinea</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 E
<i>H. chrysopsidis</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 E
<i>S. angustifolia</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 E
Agua	(0.0 – 0.0)	0.0 E
Etanol absoluto	(0.0 – 0.0)	0.0 E

* Medias con la misma letra son estadísticamente similares (Tukey = 0.0571)

Cuadro 4. Actividad antibacterial de los extractos acuoso y etanólico de *A. hederacea*, *C. foetidissima*, *G. coccinea*, *H. chrysopsidis* y *S. angustifolia* sobre *S. aureus*.

Tratamiento	Amplitud (cm)	Media* (cm)
<i>A. hederacea</i> etanólico	(1.4 – 1.5)	1.44 A
<i>G. coccinea</i> etanólico	(1.3 – 1.5)	1.40 A
<i>A. hederacea</i> acuoso	(1.2 – 1.3)	1.22 B
<i>H. chrysopsidis</i> etanólico	(1.1 – 1.2)	1.15 B
<i>C. foetidissima</i> etanólico	(1.0 – 1.1)	1.03 C
<i>G. coccinea</i> acuoso	(0.8 – 0.9)	0.86 D
<i>S. angustifolia</i> etanólico	(0.8 – 0.85)	0.81 D
<i>C. foetidissima</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 E
<i>H. chrysopsidis</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 E
<i>S. angustifolia</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 E
Agua	(0.0 – 0.0)	0.0 E
Etanol	(0.0 – 0.0)	0.0 E

* Medias con la misma letra son estadísticamente similares (Tukey = 0.0953)

Cuadro 5. Actividad antibacterial de los extractos acuoso y etanólico de *A. hederacea*, *C. foetidissima*, *G. coccinea*, *H. chrysopsidis* y *S. angustifolia* sobre *E. coli*

Tratamiento	Amplitud (cm)	Media* (cm)
<i>A. hederacea</i> etanólico	(0.75 – 0.8)	0.79 A
<i>C. foetidissima</i> etanólico	(0.0 – 0.0)	0.0 B
<i>G. coccinea</i> etanólico	(0.0 – 0.0)	0.0 B
<i>H. chrysopsidis</i> etanólico	(0.0 – 0.0)	0.0 B
<i>S. angustifolia</i> etanólico	(0.0 – 0.0)	0.0 B
<i>A. hederacea</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 B
<i>C. foetidissima</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 B
<i>G. coccinea</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 B
<i>H. chrysopsidis</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 B
<i>S. angustifolia</i> acuoso	(0.0 – 0.0)	0.0 B
Agua	(0.0 – 0.0)	0.0 B
Etanol	(0.0 – 0.0)	0.0 B

* Medias con la misma letra son estadísticamente similares (Tukey = 0.0141)

4.3 Concentración mínima bactericida

En el Cuadro 6 se muestran las CMB obtenidas de los 13 extractos con actividad antibacterial. El extracto etanólico de *A. hederacea* fue el mejor tratamiento contra *P. aeruginosa*, lo cual coincide con los resultados del análisis estadístico. Para *S. aureus*, el mejor tratamiento fue el extracto etanólico de *H. chrysopsidis*, a pesar de que en el análisis estadístico, los mejores tratamientos fueron los extractos etanólicos de *A. hederacea* y de *G.*

coccinea. Esto se debió a que los componentes de ambos extractos lograron una mayor difusión en el medio de cultivo, ocasionando un halo de inhibición mayor que el logrado por el extracto etanólico de *H. chrysopsidis*; sin embargo la CMB de este último es considerablemente menor que el de dichos extractos.

El valor de la concentración mínima bactericida es de gran utilidad para tratar a pacientes con enfermedades infecciosas cuyas defensas inmunológicas pueden estar significativamente disminuidas, sobre todo en pacientes que reciben terapia anticancerosa o inmunosupresora. Por lo tanto, estas especies vegetales resultan promisorias para la realización de estudios más avanzados que conduzcan a la elucidación de las sustancias biológicamente responsables de su actividad, las cuales se podrían utilizar para el tratamiento de las diversas infecciones que ocasionan estas bacterias a nivel cutáneo o sistémico.

Cuadro 6. Concentración mínima bactericida (mg/ml) de los extractos acuoso y etanólico de cinco especies vegetales del altiplano potosino.

TRATAMIENTO	<i>S. aureus</i>	<i>P. aeruginosa</i>	<i>E. coli</i>
<i>A. hederacea</i> acuoso	65	-	-
<i>A. hederacea</i> etanólico	93.75	46.875	>125
<i>C. foetidissima</i> etanólico	46.875	>125	-
<i>G. coccinea</i> acuoso	95	-	-
<i>G. coccinea</i> etanólico	46.875	78.125	-
<i>H. chrysopsidis</i> etanólico	18.75	>125	-
<i>S. angustifolia</i> etanólico	31.25	>125	-

5. CONCLUSIONES

Por medio del estudio fitoquímico preliminar de los extractos acuosos se detectó la presencia de carbohidratos y flavonoides en *A. hederacea*, *G. coccinea* y *S. angustifolia*. En *C. foetidissima* se encontraron carbohidratos y saponinas, y en *H. chrysopsidis*, carbohidratos, saponinas y flavonoides. Los resultados de los extractos etanólicos coinciden con los resultados anteriores; pero además se detectaron quinonas en *C. foetidissima*. En todos los extractos etanólicos se encontró la presencia de terpenos.

Con base en el estudio microbiológico se concluye que, los cinco extractos etanólicos estudiados manifiestan actividad antibacterial contra *P. aeruginosa*, así mismo *S. aureus* mostró susceptibilidad a todos los extractos etanólicos y al extracto acuoso de *A. hederacea* y *G. coccinea*. Para *E. coli* sólo el extracto etanólico de *A. hederacea* mostró actividad.

De acuerdo con el valor de la concentración mínima bactericida se concluye que el mejor tratamiento para *P. aeruginosa* fue el extracto etanólico de *A. hederacea* (46.875 mg/ml), y para *S. aureus*, el mejor tratamiento fue el extracto etanólico de *H. chrysopsidis* (18.75 mg/ml), pues sus concentraciones fueron las más bajas en este estudio. La CMB del único extracto con actividad antibacterial para *E. coli* fue mayor a 125 mg/ml.

Resulta también importante evaluar las especies vegetales estudiadas en este trabajo, en diferentes etapas fenológicas, para conocer si los resultados coinciden con los obtenidos en esta investigación. Así mismo, es importante evaluarlas sobre otros microorganismos causantes de infección cutánea, como *Streptococcus pyogenes*, *Candida albicans*, etc.

Además, es necesario ampliar el estudio de las especies vegetales empleadas en el lavado de heridas, pues aún existe un gran número de especies cuya actividad antimicrobiana no ha sido probada.

6. BIBLIOGRAFÍA

Anónimo, Wild plants of the Pueblo province, <http://www.nmmnh-abq.mus.nm.us/nmmnh/wppp/wpppmedicinez.ntml>, 1995

Anónimo, *Modelo OMS de información sobre prescripción de medicamentos. Medicamentos utilizados en las enfermedades cutáneas*, Organización Mundial de la Salud, Ginebra, 1999.

Anónimo, Fitoterapia, <http://personal.redestb.es/martin/phto.htm>, 2000

Arenas, L.C., "Extractos acuosos y polvos vegetales con propiedades insecticidas. Una alternativa por explotar", *Tesis profesional*, Facultad de Ciencias, UNAM, México, 1984.

Argueta, V.A., *Atlas de las Plantas de la Medicina Tradicional Mexicana*, Instituto Nacional Indigenista, México, 1994.

Bartoloni, A., "Uso y resistencia a antimicrobianos en niños sanos en Bolivia", *Enfermedades infecciosas y microbiológicas*, 19(2):58, 1999

Basile, A., Giordano, S., López-Saenz, J.A. y Cobiانchi, R.C., "Antibacterial activity of pure flavonoids isolated from mosses", *Phytochemistry*, 52(8):1479-82, 1999.

Bezic, N., Skocibusic, M. y Dunkic, V., "Antimicrobial effect of *Satureja cmeifolia* Ten essential oil", *Acta Bot*, 58:99-104, 1999.

Bruneton, J., *Elementos de fitoquímica y de farmacognosia*, Acriba, España, 1991

Domínguez, X. A., *Métodos de Investigación Fitoquímica*, Limusa, México, 1985

Font Quer, P., *Diccionario de Botánica*, Labor, 1953

Hintze, L.J., *NCSS 5. X series*, Kaysville, Utah, 1992.

Jones, R.N., Pfaller, M.A., "Bacterial resistance: A worldwide problem", *Diagn. Microbiol. Infect*, 31:379-388, 1998.

Juárez, F.B.I., "Especies silvestres de la familia compositae con actividad insecticida sobre el gorgojo de maíz, *Sitophilus zeamais* Mostch. (Coleoptera. Curculionidae)", *Tesis de maestría en Ciencias Agropecuarias*, Facultad de Agronomía, UASLP, San Luis Potosí, México, 1998.

Juárez, P.M.A., Reyes, A.J.A. y Andrade, A.J.A., "Flora útil de tres tipos de matorral en el altiplano potosino-zacatecano, México", *Revista de Geografía Agrícola*, (22-23):23-37, 1996.

Koneman, W.E., Allen, D.S. y Dowell, V R., *Diagnóstico microbiológico*, tercera edición, Médica Panamericana, México, 1997

Kuroyanagi, M., Arakawa, T, Hirayama, Y y Hayashi, T, "Antibacterial and antiandrogen flavonoids from *Sophora flavescens*, *Nat. Prod*, 62(12).1595-9, 1999

Lozoya, X., *La herbolaria en México*, Consejo Nacional para la Cultura y las Artes, México, 1998.

Murray, R.P y Kobayashi, S.G., *Microbiología Médica*, segunda edición, Harcourt Brace, España, 1997.

Neelima, S., "The biological activity of cucurbitacins from *Cucurbita foetidissima*", http://www.baylor.edu/~Envir_Studies/abstracts/sinha_neelima.html, 1985

Olivares, S.E., *Paquetes de diseños experimentales*, versión 2.5, Facultad de Agronomía, UANL, México, 1994

Rodríguez, L.D.A., "Evaluación de polvos vegetales, y minerales para el combate del barrenador mayor de los granos *Prostephanus truncatus* (HORN) (Coleoptera: Bostrichidae) en maíz almacenado", *Tesis profesional*, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad Veracruzana U.D.I.C.B.A.C., Córdoba, Veracruz, México, 1987.

Rodríguez, R.F.H., "Evaluación de la actividad tóxica de polvos vegetales y minerales sobre el gorgojo mexicano del frijol *Zabrotes subfasciatus* (Boheman) (Coleóptera: Bruchidae) en frijol almacenado bajo condiciones de laboratorio", *Tesis profesional*, Departamento de Parasitología Agrícola, Universidad Autónoma de Chapingo, Chapingo, México, 1989.

Romo, V A., *Productos naturales de la flora mexicana*, Limusa, México, 1985

Rzedowski, J. y Rzedowski, C.G., *Flora Fanerogámica del Valle de México*, Vol. 2, ENCB, IE, México, 1985.

Salas, de L.S., "La Familia Compositae en la zona árida del estado de San Luis Potosí, México", Primer tomo, Instituto de Investigación de Zonas Desérticas, UASLP, pp. 100-101, San Luis Potosí, México. 1987

Singh, R.K. y Nath G., "Antimicrobial activity of *Elaeocarpus sphaericus*", *Phytother*, 4(6):436-7, 1999.

Trease, G.E. y Evans, W.C., *Tratado de Farmacognosia*, doceava edición, Interamericana, México, 1981.

Zweig, G. y Sherma, J., *CRC Handbook of Chromatography: General Data and Principles*, CRC, Boca Raton, Florida, 1984

7. GLOSARIO DE TÉRMINOS BOTÁNICOS, con base en Font Quer (1953)

Acrescente: (del lat. *accrescens*, - *tis*, p.a. de *accrescere*, acrecentarse), adj. Dicese del órgano o de cualquier parte del vegetal que continua creciendo después de formado; por lo tanto, que tiene crecimiento adicional.

Androceo: (del neol. lat. *androceum*, lugar destinado a los hombres, formado como *gynaecium*, del gr. *ανηρ, ανδρως*, hombre), m. Conjunto de los órganos masculinos de la flor, los estambres.

Andrógina: (del lat. *androgynus*, y éste del gr. *ανηρ, ανδρως*, hombre, y *γυνή*, mujer, tomados aquí, respectivamente, por flores masculinas y flores femeninas), adj. Aplícase a la planta que tiene sobre un mismo pie flores masculinas y flores femeninas (todas las monoicas) como algunas ortigas.

Anguloso: (del lat. *angulosus*), adj. Que tiene ángulos, lo mismo si se trata de un órgano laminar, que si se refiere a otro macizo.

Ápice: (del lat. *apex*, - *icis*), m. Término usual empleado en bot. en el sentido corriente en cuanto nos referimos al ápice geométrico del órgano respectivo (ápice de la hoja, del fruto, etc).

Aquenio: (del neol. lat. *achaenium*, del gr. *χαίνω*, abrirse, y la part. priv *α-*), m. En general fruto indehisciente, seco y monospermo, con el pericarpo independiente de la semilla, es decir, no soldado con ella

Bráctea: (del lat. *bractea*, chapita metálica o de madera, empleada, sobre todo, en ornamentación), f. Término introducido en bot. por LINNÉ, llámase bráctea cualquier órgano foliáceo situado en la proximidad de las flores y distinto por su forma, tamaño, consistencia, color, etc., de las hojas normales y de las que, transformadas, constituyen el cáliz y la corola.

Bracteola: (bracteole, bractlet). Bráctea secundaria, generalmente sobre el pedicelo

Calículo: (del lat. *calyculus*, dim. de *calyx*, cáliz o botón floral), m. Así se llama a un conjunto de hipsofilos o de apéndices estipulares de los sépalos que, situados junto a la parte externa del cáliz, dan la impresión, en las flores que lo tienen, de un verticilo calicino suplementario, de donde los nombres de epicáliz o sobrecáliz con que también se le conoce

Cáliz: (del lat. *calyx*, - *ycis*, el capullo o botón floral), m. Verticilo externo del perianto heteroclamídeo.

Campanulado, da: (del lat. *campanulatus*), adj. De forma semejante a la de una campana, como la corola de muchas campanuláceas y singularmente de las especies del género campanula.

Connado, da: Ver *connato*

Connato, ta: (del lat. *connatus*, part. de *connascor*, nacer con), adj. Aplicase, en general, a los órganos que habiendo nacido conjuntamente aparecen más o menos unidos entre sí, es decir, en todos los casos de adherencia congénita

Cordado, da: Con dos lóbulos redondeados en forma de corazón, divididos por un seno más o menos profundo.

Corola: (del lat. *corolla*, dim. de *corona*, como *coromula*, coronita), f. En las flores de perianto heteroclamídeo, el verticilo interno del mismo, generalmente de textura más fina que el externo y de colores más brillantes, notablemente desarrollado sobre todo en las plantas entomógamas, como aparato de reclamo de los insectos.

Coroniforme: (del lat. *coroniformis*), adj. De forma de corona.

Crenado, da: (del lat. *crena*, muesca, hendidura, que ha dado *crenatus*), adj. Orlado de festones, festoneado, como la hoja de la betónica

Cuneado: (del lat. *cuneatus*), adj. Sin. de *cuneiforme*

Cuneiforme: (del lat. *cuneiformis*, der. a su vez de *cuneus*, i, la cuna, con el suf. *-formis*, forma), adj. De figura de cuña o parecido a la sección longitudinal de una cuña, cuando se trata de órganos laminares, como las hojas, que es lo más frecuente.

Dehiscente: (del lat. *dehiscens*, -en tis, p.a. de *dehiscere*, abrirse), adj. Que se abre, hablando de un fruto o esporangio, de una antera, etc.

Denticulado, da: (del lat. *denticulatus*), adj. Aplicase al órgano, generalmente foliáceo, que tiene dientecillos muy menudos.

Escabroso, sa: (del lat. *scabrosus*), adj. Lleno de asperezas, de tricomas cortos y rígidos que se aprecian bien con el tacto.

Estipitado: (del lat. *stipitatus*), adj. Provisto de *estípite*, como la palmera; o de pedículo o carpóforo.

Exfoliación. (del lat. *exfoliatio*, -onis, y éste de *exfoliare*, exfoliar), f. Fenómeno en virtud del cual la corteza u otra parte orgánica se divide en hojas o láminas que se desprenden de ella.

Filiforme: De forma prolongada y delgada.

Frutescente: Que llega a tener el aspecto de un arbusto por sus tallos leñosos.

Fusiforme: (del lat. *fusiformis*), adj. Ahusado, de forma de huso. "La raíz fusiforme presenta un eje principal de dimensiones considerables con ramificaciones pequeñas llamadas radículas o raicillas.

Glanduloso, sa: (del lat. *glandulosus*), adj. Que tiene glándulas; planta *glandulosa*

Herbáceo, a: (del lat. *herbaceus*), adj. Que tiene aspecto de hierba, y principalmente que no esta lignificada.

Hermafrodita: (del gr. Ἑρμαφροδίτης, hijo de Hemes y Afrodita, con sus atributos de ambos sexos), adj. Aplicable a las plantas y a las flores en que concurren los dos sexos. Las flores hermafroditas, poseen androceo y gineceo.

Hipantio, hipanto: La porción basal de las partes florales (sépalos, pétalos, estambres) cuando se encuentran unidas alrededor del ovario.

Hirsutas: (del lat. *hirsutus*), adj. Aplicable a cualquier órgano vegetal cubierto de pelo rígido y áspero al tacto

Híspido, da: Cubierto por pelos muy rígidos y largos (más largos y rígidos que en la condición hirsuta).

Indehiscente: (del lat. *indehiscens*, - tis, der. a su vez de *dehiscere*, con el pref. in-), adj. Que no se abre.

Inflorescencia: (del neol. lat. *inflorescentia*, der. de *flos, floris*, la flor), f. Recibe el nombre de *inflorescencia* todo sistema de ramificación que se resuelve en flores.

Lanceolado, da: (del lat. *lanceolatus*, der. de lanceola, dim. De *lancea*, lanza), adj. Aplicable a los órganos laminares, como hojas, brácteas, pétalos, etc., angostamente elípticos y apuntados en ambos extremos, como las hojas de la adelfa.

Laxo, xa: (del lat. *laxus*, suelto, flojo), adj. En bot., poco denso o poco espeso: el satirión tiene las flores "en espiga laxa". D. A. V. *laxifloro*.

Ligula: (del lat. *ligula*, como lingula, Der. de lingua, lengua), f. En los capítulos de las compuestas, cada una de las corolas gamopétalas y zigomorfas, tridentadas o quinquedentadas, que poseen flores en la periferia o de toda la inflorescencia. Dicese así porque semejan una lengüecita.

Limbo: (del lat. *limbus*, cinta, franja o ribete), m. En las corolas gamopétalas, la parte libre de los pétalos, que forma como una orla en el extremo del tubo.

Lobulado, da: (del neol. lat. *lobulatus*), adj. Dividido en lóbulos.

Lóbulo: (del neol. lat. *lobulos*), m. Lobo o gajo pequeño.

Mericarpo: m.V. mericarpo.

Mericarpo: (de *meri-* y de καρπός, fruto), m. DE CANDOLLI: llamó primeramente *hemicarpos* a los frutos de las umbelíferas, pero luego prefirió "el término más general de mericarpo, que significa parte del fruto, y que reservo, dijo, para designar todas las

porciones separables de un fruto compuestas de un carpelo entero y de una porción del cáliz”.

Mucronato, ta. (del lat. *mucronatus*), adj. En bot., dicese del órgano que remata de manera abrupta o súbita en una punta corta, en un mucrón.

Muricado, da: (del lat. *muricatus*, pinchudo, como los abrojos), adj. Lleno de pinchos, espinas o agujones.

Muriculado, da: (del lat. *muriculatus*, forma dim. de *muricatus*), adj. Con pequeñas púas.

Oblanceolada: De forma lanceolada invertida (el ápice más ancho que la base).

Obovada: (de ob- y *ovado*), adj. De forma ovada, pero con la parte ancha en el ápice, *transovado*.

Obtusa: (de lat. *obtusus*), adj. Aplicase al filoma, sea hoja, bráctea, pétalo, etc., cuyos bordes forman en el ápice del mismo un ángulo obtuso; se dice también de un órgano macizo no acabado en punta o romo.

Orbicular: (del lat. *orbicularis*, y éste de *orbiculus*, dim. de *orbis*, círculo), adj. Circular, redondo: hoja *orbicular*.

Panícula: (del lat. *panicula*, la mazorca del maíz y las inflorescencias del panizo, mijo, etc.), f. Inflorescencia compuesta, de tipo racemoso, en la que los ramitos van decreciendo de la base al ápice, por lo que toma aspecto piramidal

Pecíolo: (del lat. *petiolus*, que, como *pediolus*, es una forma dim. de *pes*, *pedis*, pie, tronco de una planta), m. Pezón o rabillo que une la lámina de la hoja a la base foliar o al tallo.

Pedunculada: (del lat. *pedunculatus*), adj. Dotado de pedúnculo, por oposición a *sésil*.

Pedúnculo: (del lat. *pedunculus* dim. de *pes*, *pedis*, pie), m. Cabillo o rabillo de una flor, en la inflorescencia simple, o de una inflorescencia.

Perenne: (del lat. *perennis*, duradero, indestructible, eterno), adj. Dicese del vegetal que vive tres o más años.

Piloso: (del lat. *pilosus*), adj. Peloso.

Pubescencia: (del lat. *pubescentia*, de *pubescere*, cubrirse de vello), f. Calidad de pubescente o velloso, tendencia a cubrirse de vello.

Rastrero: (de *arrastrar* o *arrastrarse*), adj. Aplicase al tallo que se tumba y crece apoyándose en el suelo, tanto si echa raíces de trecho en trecho como si no. Dicese también de los rizomas que se extienden horizontalmente.

Receptáculo: (del lat. *receptaculum*, lugar o cosa que recibe en sí algo), m. "Es la base que sirve de asiento" a las diversas pertenencias florales de una inflorescencia en capítulo (receptáculo común), en umbela (simple o compuesta)

Rizomatoso: Con el aspecto de un rizoma.

Sépalo: Una pieza o unidad del cáliz.

Sésil: (del lat. *sessilis*), adj. Dícese de cualquier órgano o parte orgánica que carece de pie o soporte.

Sinuado, da: (del lat. *sinuatus*), adj. Que tiene senos; si se aplica a la hojas, generalmente senos poco profundos.

Sulcado, surcado, asurcado: Con depresiones largas o canales.

Truncado: (del lat. *truncatus*), adj. Cortado de través. Aplicase a las hojas, etc., que rematan en un borde o en un plano transverso, como si hubieran sido cortadas.

Velutina: (del neol. lat. *velutinus*, tomado del b. lat. *vellutum*, terciopelo o velludo), adj. Finalmente aterciopelado; aplicase, sobre todo, a las hojas.

Vilano: (dícese que der. del lat. *villus*), m. Limbo del cáliz, en un fruto procedente de ovario ínfero, transformado en pelos simples o plumosos, en cerdas a veces muy rígidas, en escamas, o convertido en una coronita membranosa, como se ve en las familias de las valerianáceas, dipsacáceas y compuestas.

Zarcillo: (del lat. *circillus*, como *circellus*, dim. de *circulus*), m. LINNÉ empleó el término "cirrus", que es equivalente, y PALAU lo define diciendo que " es un hilo, por lo común enroscado, con el cual se agarra la planta en algún otro cuerpo; como en la vid

Zigomorfa: Flor con simetría bilateral

ANEXO I

Tipos de adsorbentes, sistemas de solventes y agentes cromogénicos utilizados en cromatografía en capa fina.

Alcaloides

- Adsorbentes: Placas de sílica gel 60 G Merck
- Sistema de disolventes: Benceno - etanol 9-1 v/v
Cloroformo - acetona - dietilamina 5-4-1 v/v
Éter de petróleo - acetato de etilo 2-1 v/v
Tolueno - formato de etilo - ácido fórmico 5-4-1 v/v
- Agentes cromogénicos: Verde de bromocresol
Dragendorff
Yodo
Reactivo de Meyer
Ácido nítrico
Ácido sulfúrico

Flavonoides

- Adsorbentes: Placas de sílica gel 60 G
- Sistema de disolventes: Éter de petróleo - acetato de etilo 2-1 v/v
Etanol - cloroformo 1-3 v/v
Acetato de etilo - ácido fórmico - agua destilada - metanol 10-2-2-1 v/v
Metanol - agua destilada 6-4 v/v
- Agentes cromogénicos: Cloruro de aluminio
Reactivo de Benedict
Sulfato de hierro amoniacal
Acetato de plomo
Vapores de ácido clorhídrico.

Quinonas

- Adsorbentes. Placas de sílica gel 60 G
- Sistema de disolventes. Éter de petróleo - acetato de etilo 2-1 v/v
Etanol - cloroformo 1-3 v/v
Acetato de etilo - ácido fórmico - agua destilada - metanol 10-2-2-1 v/v
Metanol - agua destilada 6-4 v/v
- Agentes cromogénicos. Acetato de magnesio y azul de metileno reducido.

Cumarinas

- Adsorbentes: Placas de sílica gel 60 G
- Sistema de disolventes. Éter de petróleo - acetato de etilo 2-1 v/v
Etanol - cloroformo 1-3 v/v
Acetato de etilo - ácido fórmico - agua destilada - metanol 10-2-2-1 v/v.
- Agente cromogénico Peróxido de hidrógeno - cloruro férrico e hidróxido de potasio

Esteroles

- Adsorbentes. Placas de sílica gel 60 G y placas de óxido de aluminio 60 G254 neutral (tipo E) de Merck (alúmina)
- Sistema de disolventes: Para las placas de sílica gel 60 G
Benceno
Benceno - acetato de etilo 2-1 v/v
Para las placas de alúmina:
Cloroformo - etanol 96-4 v/v
- Agentes cromogénicos: Anizaldehído
Anizaldehído - tricloruro de antimonio
Reactivo de Carr- Price
Ácido perclórico
Hidróxido de sodio al 10%.

Terpenos

- Adsorbente: Placas de sílica gel 60 G y placas de óxido de aluminio 60 G254 neutral (tipo E) de Merck (alúmina).
- Sistema de disolventes. Para las placas de sílica gel 60G
 - Éter de petróleo
 - Éter de petróleo - acetona 5-2 v/vPara las placas de alúmina
 - Benceno
 - Benceno - éter de petróleo 1-1 v/v
 - Benceno - etanol 1-1 v/v
- Agente cromogénico Vainillina - ácido sulfúrico

ANEXO II

Preparación de las placas cromatográficas.

Cromatoplasmas de sílica gel. Se prepararon pesando 30 g de sílica gel en un matraz Erlenmeyer, se agregó una mezcla de 60 ml de agua destilada y 5 ml de acetona, se agitó el matraz hasta obtener una mezcla homogénea que se depositó en el extensor de Stall, el cual se deslizó sobre placas de vidrio previamente limpiadas con acetona. Se dejaron secar y se activaron a 110 °C por cinco minutos en estufa de aire caliente antes de utilizarse.

Cromatoplasmas de alúmina. Se colocaron 30 g de alúmina con 35 ml de agua destilada en un matraz Erlenmeyer y se siguió el procedimiento descrito anteriormente. Se activaron en estufa de aire caliente a 130 °C por cinco a diez minutos antes de utilizarse.

ANEXO III

Preparación de los agentes cromogénicos para cromatografía en capa fina

Alcaloides

Ácido nítrico

Llevar 2 ml de ácido nítrico concentrado en 100 ml de etanol absoluto, rociar la cromatoplaca, calentar a 120 °C por cinco minutos en estufa de aire caliente y observar a la luz ultravioleta. La manifestación de manchas fluorescentes indican la presencia de alcaloides.

Ácido sulfúrico

Llevar 2 ml de ácido sulfúrico concentrado en 100 ml de etanol absoluto, rociar y observar a luz ultravioleta. La manifestación de manchas fluorescentes indican la presencia de alcaloides.

Dragendorff (modificado por Meunier y Macheboeuf)

Solución A: Disolver 0.85 g de subnitrito de bismuto en una mezcla de 10 ml de ácido acético glacial y 40 ml de agua destilada.

Solución B: Disolver 8 g de yoduro de potasio en 20 ml de agua destilada

Mezclar 5 ml de la solución *A* con 5 ml de la solución *B*, añadir 20 ml de ácido acético glacial y ajustar a 100 ml con agua destilada

La presencia de manchas color anaranjado que permanecen por más de 24 h demuestra la presencia de alcaloides.

Reactivo de Meyer (Cloruro mercuríco – yoduro de potasio)

Solución A: Disolver 13.55 g de cloruro mercuríco en 20 ml de agua destilada.

Solución B: Disolver 49.8 g de yoduro de potasio en 20 ml de agua destilada.

Mezclar ambas soluciones y ajustar a 1 litro con agua destilada. La manifestación de manchas color amarillo indican la presencia de alcaloides esteroidales.

Verde de bromocresol

Solución alcohólica al 0.05% de verde de bromocresol. La manifestación de manchas verdes o azules 30 minutos después de haber rociado la cromatoplaca indican la presencia de alcaloides.

Yodo

Solución al 1 % de yodo en tetracloruro de carbono, esta reacción es inespecífica y se observa a luz ultravioleta. La aparición de manchas fluorescentes, especialmente amarillas indican la presencia de alcaloides.

Cumarinas

Peróxido de hidrógeno- Cloruro férrico

Solución A: Solución de peróxido de hidrógeno al 0,5% recién preparada

Solución B: Solución acuosa de cloruro férrico al 2%.

Rociar la cromatoplaca con la solución *A* y secar a 105 °C por cinco minutos, después se rocía con la solución *B* y secar a 105 °C por cinco minutos. La aparición de manchas castañas indica la presencia de cumarinas.

Hidróxido de potasio

Solución A: Solución etanólica al 1% de KOH.

Solución B: Mezcla de dos volúmenes de solución acuosa al 5% de KOH y un volumen de acetona

Solución C: Disolver 11.2 g de KOH en 100 ml de etanol

Rociar la cromatoplaca con la solución *A* y observar a luz ultravioleta, posteriormente, rociar con las soluciones *B* o *C* y calentar en la estufa de 80 a 100 °C y observar a luz ultravioleta. La manifestación de manchas fluorescentes indica la presencia de cumarinas

Flavonoides

Acetato de plomo

Solución acuosa al 25% de acetato de plomo básico. Rociar la cromatoplaca y observar a la luz ultravioleta. La aparición de fluorescencia amarilla indica la presencia de flavonoides

Cloruro de aluminio

Solución etanólica de cloruro de aluminio al 1% (puede variar hasta 5%) rociar la cromatoplaca y observar a la luz ultravioleta y a la luz normal (luz de día), se observan manchas fluorescentes, especialmente amarillas.

Reactivo de Benedict

Solución A: disolver 173 g de citrato de sodio y 117 g de carbonato de sodio en 700 ml de agua. Calentar y filtrar

Solución B: disolver 17.3 g de sulfato cúprico en 100 ml de agua, mezcle lentamente. A la solución *A*, añádale lentamente la solución *B*. Diluir hasta 1000 ml con agua

La aparición de manchas amarillas indica la presencia de flavonoides.

Sulfato de hierro amoniacal

Solución acuosa al 0.2 % de sulfato de hierro amoniacal, rociar la cromatoplaca y observar a la luz ultravioleta. La manifestación de manchas amarillas fluorescentes indica la presencia de flavonoides.

Vapores de ácido clorhídrico

Exponer la placa a los vapores de ácido clorhídrico concentrado por 15 minutos. La aparición de manchas rojas indica la presencia de chalconas

Esteroles

Ácido Perclórico

Solución acuosa al 2% de ácido perclórico, rociar la cromatoplaque y calentar diez minutos a 150 °C. La presencia de esteroles producen manchas color castaño

Anizaldehído (reactivo modificado por Kagi- Miescher)

Mezclar 1 ml de ácido sulfúrico concentrado con 100 ml de ácido acético y adicionar 0.1 ml de anizaldehído. Preparar inmediatamente antes de usarse. Rociar el cromatograma y calentar cinco minutos a 110 °C. La formación de manchas azules, verdes, rojas, anaranjadas o amarillas indican la presencia de esteroles

Anizaldehído- Tricloruro de antimonio

Mezclar 1 ml de p- anizaldehído con 100 ml de solución clorofórmica saturada de tricloruro de antimonio y después añadir 2 ml de ácido sulfúrico concentrado; dejar la solución al abrigo de la luz por 1.5 h a temperatura ambiente, rociar la cromatoplaque y secar en un lugar obscuro; luego calentar tres minutos a 90 °C y observar a la luz normal; calentar otros tres minutos y revisar a la luz ultravioleta. La presencia de esteroles se comprueba por la manifestación de manchas fluorescentes.

Cloruro de antimonio (reactivo de Carr-Price)

Disolver 25 g de tricloruro de antimonio en 75 g de cloroformo libre en etanol. Rociar el cromatograma y calentarlo a 100 °C durante diez minutos; revisar la cromatoplaque a la luz del día y después en la luz ultravioleta. Se detectan glucósidos esteroídales por la presencia de manchas fluorescentes.

Hidróxido de sodio

Solución acuosa de hidróxido de sodio al 10%, después de rociar la cromatoplaque, secarlo por diez minutos a 80 °C y observar a la luz ultravioleta. La manifestación de manchas fluorescentes indica la presencia de esteroles

Quinonas

Acetato de magnesio

Solución metanólica al 0.5% de acetato de magnesio. Rociar el cromatograma, secar cinco minutos a 90 °C. La producción de manchas anaranjadas o violetas indica la presencia de hidroxiantraquinonas.

Azul de metileno reducido

Filtrar sobre algodón una mezcla de 20 ml de azul de metileno 0.001 M con 2ml de ácido sulfúrico concentrado y 1 g de zinc. La producción de manchas de color azul indica la presencia de quinonas.

Terpenos

Vainillina - H₂SO₄

Preparar 1% de vainillina en ácido sulfúrico concentrado, rociar la cromatoplaca, calentar y observar a la luz ultravioleta. La presencia de terpenos se comprueba al observar manchas fluorescentes a la luz ultravioleta y manchas moradas a la luz visible.