

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
SUBDIRECCIÓN DE POSGRADO



EFFECTIVIDAD BIOLÓGICA DE EXTRACTOS VEGETALES SOBRE LOS
PRINCIPALES ARTRÓPODOS PLAGA DE LA VID *Vitis vinifera*

Tesis

Que presenta JOSÉ GUADALUPE ONTIVEROS GUERRA
Como requisito parcial para obtener el Grado de
MAESTRO EN CIENCIAS EN PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

Saltillo, Coahuila.

Septiembre 2019

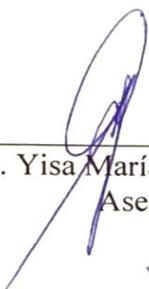
EFFECTIVIDAD BIOLÓGICA DE EXTRACTOS VEGETALES SOBRE LOS
PRINCIPALES ARTRÓPODOS PLAGA DE LA VID *Vitis vinifera*

Tesis

Elaborada por JOSE GUDALUPE ONTIVEROS GUERRA como requisito
parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias Parasitología Agrícola con
la supervisión y aprobación del Comité de Asesoría



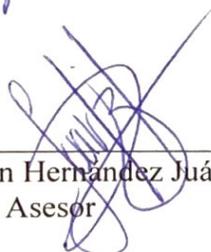
Dr. Ernesto Cerna Chávez
Asesor principal



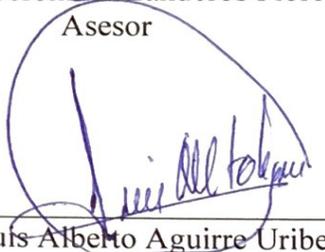
Dra. Yisa María Ochoa Fuentes
Asesor



Dr. Jerónimo Landeros Flores
Asesor



Dr. Agustín Hernández Juárez
Asesor



Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe
Asesor



Dr. Marcelino Cabrera De la Fuente
Subdirector de Postgrado
UAAAN

Saltillo, Coahuila.

Septiembre 2019

AGRADECIMIENTOS

A mi Alma Mater (UAAAN) por permitirme desarrollarme en muchos aspectos, no solo en el académico sino también en el personal y profesional.

Al DPA (Departamento de Parasitología Agrícola) por la calidad y excelencia del programa, siempre con el objetivo de formar gente con conocimientos sólidos en la sanidad vegetal.

A mi comité, al Dr. Ernesto Cerna Chávez por permitirme desarrollar mi proyecto de grado bajo su dirección, gracias por su apoyo, observaciones y recomendaciones. A la Dra. Yisa María Ochoa Fuentes por la disposición mostrada en él proyectos y sus buenos consejos. Asimismo, al Dr. Jerónimo Landeros Flores por sus consejos y la disposición durante el proyecto. De la misma manera agradezco al Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe y al Dr. Agustín Hernández Juárez por formar parte de mi formación profesional y comité de asesores. Muchas gracias a todos.

Al Ing. Gerardo Aguirre Flores, por permitirme establecer mis ensayos en el viñedo San Juan de la Vaquería, muchas gracias por la disponibilidad.

Al Dr. Robert Winkler y a su equipo de auxiliares (Dra. Dra. María Teresa Carrillo y Ma. Isabel Cristina Elizarraraz), gracias por la atención y apoyo, asimismo a su equipo de investigación en especial a la M.C. Tzitziki González por la disposición mostrada durante mi estancia en el LABI, a todos ellos gracias por permitirme introducirme en el área de metabolómica.

A mis amigos con los que tuve la oportunidad de convivir durante el grado; Enrique, Marcos Emanuel, Karla y Fernando, gracias por todo el apoyo y las buenas convivencias. Gracias Cámara 5.

DEDICATORIA

A mis padres

A mi madre Micaela Guerra y Pedro Ontiveros.

Gracias por todo su apoyo incondicional, todos necesitamos razones para realizar una meta y ustedes son la mía, desde que recuerdo siempre me han alentado, siempre con sus consejos y su dedicación. Gracias por todo.

A mis hermanos

Angelica, Gerardo, Jesús, Pedro y Mónica.

Muchas gracias por el apoyo incondicional, con ustedes aprendí y sigo aprendiendo lo que es una familia de verdad, muchas gracias y los quiero mucho.

ÍNDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS	ii
DEDICATORIA	iv
ÍNDICE GENERAL.....	v
ÍNDICE DE TABLAS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xii
RESUMEN.....	xiv
ABSTRACT	xv
INTRODUCCIÓN	1
OBJETIVO GENERAL	2
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	2
HIPÓTESIS.....	3
REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
Importancia de la uva.....	3
Principales plagas asociadas a la vid.....	4
Trips	4
Cochinillas	5
Escamas.....	5
Áfidos.....	5
Moscas blancas.....	6
Barrenadores	6
Chicharras	6
Ácaros	7
Lepidópteros.....	7

<i>Harrisina brillians</i>	7
<i>Platynota stultana</i>	7
<i>Argyrotaenia franciscana</i>	7
<i>Lobesia botrana</i>	8
<i>Epiphyas postvittana</i>	8
Phylloxera	8
Insecticidas botánicos.....	8
Antecedentes	8
Situación actual	10
Tendencias y perspectivas	11
Modo de acción de los MS.....	12
Sistema colinérgico	14
Sistema mitocondrial.....	14
Sistema octopalinérgico	14
Sistema GABA.....	15
MATERIALES Y MÉTODOS	15
Preparación del extracto.....	15
Establecimiento de los ensayos en laboratorio.....	17
Araña roja <i>Tetranychus urticae</i> (Koch, 1836)	17
Chicharrita <i>Cuerna costalis</i> (Fabricius, 1803)	17
Mosca blanca <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (Westwood, 1856)	18
Evaluación de los ensayos en laboratorio	18
Análisis de datos	19
Establecimiento de los ensayos de campo.....	19
Método de muestreo y evaluación.....	21
Parámetros de medición de la efectividad biológica y fitotoxicidad.....	21
Trasformación de los datos y análisis estadístico.....	22

Efecto sobre el cultivo.....	22
Altura de la planta	22
Grados Brix	23
Número de brotes	23
Longitud de sarmientos.....	23
Análisis estadístico.....	23
Efecto sobre los enemigos naturales	23
<i>Chrysoperla carnea</i> sensu lato (Neuroptera: Chrysopidae).....	24
<i>Encarsia formosa</i> (Hymenoptera: Aphelinidae)	24
<i>Gonatocerus</i> (Hymenoptera: Mymaridae)	24
<i>Stethorus picipes</i> (Coleoptera: Coccinellidae)	24
<i>Scolothrips sexmaculatus</i> (Thysanoptera: Thripidae).....	25
Análisis estadísticos	25
Monitoreo de la fluctuación poblacional.....	25
Araña roja <i>Tetranychus urticae</i> (Koch, 1836)	25
Chicharrita <i>Cuerna costalis</i> (Fabricius, 1803)	25
Mosca blanca <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (Westwood, 1856).....	26
Chicharra occidental de la uva <i>Erythroneura elegantula</i> Osborn, 1928	26
<i>Graphocephala</i> Van Duzee (1916)	26
Análisis estadístico.....	26
Determinación de metabolitos secundarios.....	26
Espectrofotómetro infrarrojo.....	26
Espectrofotómetro de masas	27
Análisis de datos	27
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	28
Araña roja <i>T. urticae</i>	28
Ensayo de laboratorio.....	28

Ensayo de campo.....	29
Chicharrita <i>C. costalis</i>	34
Ensayo de laboratorio.....	34
Ensayo de campo.....	36
Mosca blanca <i>T. vaporariorum</i>	38
Ensayo de laboratorio.....	38
Ensayo de campo.....	39
Efecto de los extractos sobre las plantas de vid	42
Altura	42
Grados Brix	43
Brotos	45
Sarmientos.....	46
Enemigos naturales	50
<i>Chrysoperla carnea</i> sensu lato.....	50
<i>Encarsia formosa</i>	51
<i>Gonatocerus</i>	51
<i>Stethorus picipes</i>	52
<i>Scolothrips sexmaculatus</i>	53
Fluctuación poblacional de los artrópodos plaga asociados a vid.....	56
Metabolómica.....	60
Higuerilla (<i>R. communis</i>)	60
Naranja (<i>C. sinensis</i>)	61
Tabaco silvestre (<i>N. glauca</i>)	62
Lila (<i>M. azedarach</i>).....	63
Jícama (<i>P. erosus</i>)	64
Eucalipto (<i>E. globulus</i>).....	65
Cempasúchil (<i>T. erecta</i>).....	66

Huizache (<i>A. farnesiana</i>)	67
Mezquite (<i>P. laevigata</i>).....	68
Pimienta negra (<i>P. nigrum</i>).....	69
Uña de gato (<i>M. zygophylla</i>)	70
Yuca (<i>Y. schidigera</i>).....	70
Lechuguilla (<i>A. lechuguilla</i>).....	71
Ajo (<i>A. sativum</i>)	72
Calabacilla loca (<i>C. foetidissima</i>).....	73
Sangre de drago (<i>J. dioica</i>)	74
Tomillo (<i>T. vulgaris</i>).....	75
Comino (<i>C. cyminum</i>)	76
Canela (<i>C. verum</i>)	77
La gualda (<i>R. luteola</i>).....	78
Llantén (<i>P. lanceolata</i>).....	79
CONCLUSIONES	84
REFERENCIAS	85

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Especies de plantas y solventes empleados para la obtención de los extractos evaluados.....	16
Tabla 2. Tratamientos evaluados en el ensayo de campo, dosis e intervalo de aplicación.	20
Tabla 3. Escala logarítmica y la transformación porcentual de la EWRS.....	22

Tabla 4. Concentraciones letales, limites fiduciales y parámetros de confianza de los extractos vegetales sobre araña roja <i>T. urticae</i>	28
Tabla 5. Promedio de instares móviles de <i>T. urticae</i> durante el estudio de efectividad biológica.....	29
Tabla 6. Análisis de varianza del estudio de efectividad sobre de <i>T. urticae</i> en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	30
Tabla 7. Concentraciones letales, limites fiduciales y parámetros de confianza de los extractos vegetales sobre la chicharrita <i>C. costalis</i>	35
Tabla 8. Promedio de individuos de <i>C. costalis</i> en el estudio de efectividad biológica.....	36
Tabla 9. Análisis de varianza del estudio de efectividad biológica de <i>C. costalis</i> en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	37
Tabla 10. Concentraciones letales, limites fiduciales y parámetros de confianza de los extractos vegetales sobre mosca blanca <i>T. vaporariorum</i>	38
Tabla 11. Promedio de adultos de <i>T. vaporariorum</i> durante el estudio de efectividad biológica.....	39
Tabla 12. Análisis de varianza del estudio de efectividad biológica sobre <i>T. vaporariorum</i> en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.....	40
Tabla 13. Promedio de la altura de las plantas de vid tratadas con los extractos vegetales.	42
Tabla 14. Análisis de varianza del efecto en la altura de las plantas de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	43
Tabla 15. Promedio en los grados Brix de frutos de vid tratados con los extractos vegetales...44	
Tabla 16. Análisis de varianza del efecto sobre los grados Brix de la vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	44
Tabla 17. Promedio de nuevos brotes de vid var. Merlot bajo el efecto de los extractos vegetales.....	45
Tabla 18. Análisis de varianza del efecto de extractos vegetales sobre los nuevos brotes en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	45
Tabla 19. Longitud de los sarmientos de vid bajo el efecto de los extractos vegetales.	46

Tabla 20. Análisis de varianza del efecto de extractos vegetales sobre la longitud de los sarmientos en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	46
Tabla 21. Promedio individuos de <i>C. carnea</i> durante el estudio de efectividad biológica.	50
Tabla 22. Análisis de varianza del efecto de los extractos sobre <i>C. Carnea</i> en vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.....	50
Tabla 23. Promedio de individuos de <i>E. formosa</i> durante el estudio de efectividad biológica..	51
Tabla 24. Análisis de varianza del efecto de extractos vegetales sobre <i>E. formosa</i> en vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	51
Tabla 25. Promedio de individuos del género <i>Gonatocerus</i> durante el estudio de efectividad biológica.....	52
Tabla 26. Análisis de varianza del efecto de los extractos vegetales sobre el género <i>Gonatocerus</i> en vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.....	52
Tabla 27. Promedio de individuos <i>S. picipes</i> durante el estudio de efectividad biológica.....	52
Tabla 28. Análisis de varianza del efecto de <i>S. picipes</i> en vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.....	53
Tabla 29. Promedio de individuos de <i>S. sexmaculatus</i> en el estudio de efectividad biológica..	53
Tabla 30. Análisis de varianza del efecto de extractos vegetales sobre <i>S. sexmaculatus</i> en vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	54
Tabla 31. Valores de probabilidad crítica de las variables evaluadas.	56
Tabla 32. Coeficientes de correlación Spearman y Pearson entre las especies de importancia agrícola asociadas a la vid y las variables abióticas. Ciclo de producción 2018. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	57
Tabla 33. Principales metabolitos secundarios en el extracto de higuierilla (<i>R. communis</i>).	60
Tabla 34. Principales metabolitos secundarios en el extracto de naranja (<i>C. sinensis</i>).....	61
Tabla 35. Principales metabolitos secundarios en el extracto de tabaco silvestre (<i>N. glauca</i>)..	62
Tabla 36. Principales metabolitos secundarios en el extracto de lila (<i>M. azedarach</i>).....	63
Tabla 37. Principales metabolitos secundarios en el extracto de jícama (<i>P. erosus</i>).	64
Tabla 38. Principales metabolitos secundarios en el extracto de eucalipto (<i>E. globulus</i>).....	65
Tabla 39. Principales metabolitos secundarios en el extracto de cempasúchil (<i>T. erecta</i>).....	66

Tabla 40. Principales metabolitos secundarios en el extracto de Huizache (<i>A. farnesiana</i>).	67
Tabla 41. Principales metabolitos secundarios en el extracto de mezquite (<i>P. laevigata</i>).....	68
Tabla 42. Principales metabolitos secundarios en el extracto de pimienta negra (<i>P. nigrum</i>)...	69
Tabla 43. Principales metabolitos secundarios en el extracto de uña de gato (<i>M. zygophylla</i>)..	70
Tabla 44. Principales metabolitos secundarios en el extracto de yuca (<i>Y. schidigera</i>).	70
Tabla 45. Principales metabolitos secundarios en el extracto de lechuguilla (<i>A. lechuguilla</i>)...	71
Tabla 46. Principales metabolitos secundarios en el extracto de ajo (<i>A. sativum</i>).	72
Tabla 47. Principales metabolitos secundarios en el extracto de calabacilla loca (<i>C. foetidissima</i>).	73
Tabla 48. Principales metabolitos secundarios en el extracto sangre de drago (<i>J. dioica</i>).....	74
Tabla 49. Principales metabolitos secundarios en el extracto tomillo (<i>T. vulgaris</i>).....	75
Tabla 50. Principales metabolitos secundarios en el extracto comino (<i>C. cyminum</i>).	76
Tabla 51. Principales metabolitos secundarios en el extracto canela (<i>C. verum</i>).....	77
Tabla 52. Principales metabolitos secundarios en el extracto la gualda (<i>R. luteola</i>).	78
Tabla 53. Principales metabolitos secundarios en el extracto llantén (<i>P. lanceolata</i>).	79

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Distribución de los tratamientos en el estudio de campo en la UDP SJV, Saltillo.	20
Figura 2. Efectividad biológica de extractos vegetales sobre <i>T. urticae</i> en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	30
Figura 3. Efectividad biológica de extractos vegetales sobre <i>C. costalis</i> en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	37
Figura 4. Efectividad biológica de extractos vegetales sobre <i>T. vaporariorum</i> en el cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.	41
Figura 5. Efecto de extractos vegetales en la altura de las plantas de vid var. Merlot. San Juan de la Vaquería. Saltillo. Coahuila.	43
Figura 6. Efecto de extractos vegetales sobre los grados Brix de los frutos vid var. Merlot. San Juan de la Vaquería. Saltillo. Coahuila.	44

Figura 7. Efecto de extractos vegetales sobre los brotes nuevos en plantas de vid var. Merlot. San Juan de la Vaquería. Saltillo. Coahuila.	45
Figura 8. Efecto de extractos vegetales sobre la longitud de sarmientos en la vid var. Merlot. San Juan de la Vaquería. Saltillo. Coahuila.	47
Figura 9. Matriz de los coeficientes de correlación Pearson.	58
Figura 10. Matriz de los coeficientes de correlación Spearman.....	58
Figura 11. Fluctuación de los principales artrópodos plaga asociados a la vid. Ciclo productivo 2018. San Juan de la Vaquería. Saltillo. Coahuila.	58
Figura 12. Espectro y principales compuestos de extractos de higuera <i>R. communis</i>	60
Figura 13. Espectro y principales compuestos de extractos de Naranja (<i>C. sinensis</i>).....	61
Figura 14. Espectro y principales compuestos de extractos de Tabaco silvestre (<i>N. glauca</i>)....	62
Figura 15. Espectro y principales compuestos de extractos de lila (<i>M. azedarach</i>).....	63
Figura 16. Espectro y principales compuestos del extracto jícama (<i>P. erosus</i>).	64
Figura 17. Espectro y principales compuestos del extracto de eucalipto (<i>E. globulus</i>).	65
Figura 18. Espectro y principales compuestos del extracto de cempasúchil (<i>T. erecta</i>).....	66
Figura 19. Espectro y principales compuestos del extracto de huizache (<i>A. farnesiana</i>).	67
Figura 20. Espectro y principales compuestos del extracto de mezquite (<i>P. laevigata</i>).	68
Figura 21. Espectro y principales compuestos del extracto de pimienta negra (<i>P. nigrum</i>).	69
Figura 22. Espectro y principales compuestos del extracto de uña de gato (<i>M. zygophylla</i>).	70
Figura 23. Espectro y principales compuestos del extracto yuca (<i>Y. schidigera</i>).	71
Figura 24. Espectro y principales compuestos del extracto de lechuguilla (<i>A. lechuguilla</i>).	72
Figura 25. Espectro y principales compuestos del extracto de ajo (<i>A. sativum</i>).	73
Figura 26. Espectro y principales compuestos del extracto de calabacilla loca (<i>C. foetidissima</i>).	74
Figura 27. Espectro y principales compuestos del extracto de sangre de drago (<i>J. dioica</i>).	75
Figura 28. Espectro y principales compuestos del extracto de tomillo (<i>T. vulgaris</i>).	76
Figura 29. Espectro y principales compuestos del extracto de comino (<i>C. cyminum</i>).	77

Figura 30. Espectro y principales compuestos del extracto de canela (<i>C. verum</i>).	78
Figura 31. Espectro y principales compuestos del extracto de la gualda (<i>R. luteola</i>).	79
Figura 32. Espectro y principales compuestos del extracto de llantén (<i>P. lanceolata</i>).	80
Figura 33. Dendrograma de distancia euclidiana de los extractos evaluados.	81
Figura 34. Dendrograma de distancia de correlación de los extractos evaluados.	81
Figura 35. Mapa de calor de correlación euclidiana de los principales iones presentes en los extractos evaluados.	82
Figura 36. Mapa de calor de correlación euclidiana de los principales iones presentes en los extractos evaluados.	83

RESUMEN

La vid (*Vitis vinifera*) es uno de los cultivos más antiguos e importantes del mundo, su impacto tiene alcances de tipo cultural y religioso. Una limitante en la producción son las plagas y enfermedades, una alternativa al manejo fitosanitario del cultivo es el uso de derivados de las plantas, los cuales pueden ser parte de una alternativa de manejo biorracional. En este estudio se evaluaron 21 extractos vegetales en laboratorio contra los principales artrópodos de la vid, los extractos que presentaron la CL₅₀ más baja se seleccionaron para realizar los ensayos de campo, además se evaluó el efecto sobre los enemigos naturales y el cultivo, los diferentes factores abióticos se correlacionaron con la fluctuación poblacional de los artrópodos. Mediante el espectrofotómetro infrarrojo y de masas se determinaron los metabolitos en los extractos evaluados. Los extractos de *Agave lechuguilla*, *Jatropha dioica* y *Allium sativum* fueron los más eficientes para el manejo de *Cuerna costalis*, *Trialeurodes vaporariorum* y *Tetranychus urticae*. El extracto que más afecto a los enemigos naturales fue *Nicotiana glauca*, *A. lechuguilla* presento un efecto bioestimulante sobre el cultivo teniendo efecto sobre el número de brotes, altura de las plantas y la longitud de sarmientos. Los coeficientes de correlación

positiva entre factores abióticos y plagas asociadas principalmente se asocian a la temperatura y precipitación. Se determinaron los metabolitos responsables de la efectividad biológica en los extractos evaluados; diferentes tipos de ácidos grasos, saponinas esteroidales, alcaloides, fenoles entre otros.

Palabras clave; Vid, Extractos, Artrópodos Plaga, Ensayos, Bioestimulante, Metabolitos.

ABSTRACT

The grapevine (*Vitis vinifera*) is one of the oldest and most important crops in the world, its impact has cultural and religious scope. A limitation in the production are pests and diseases, an alternative to the phytosanitary management of the crop is the use of derivatives of plants, which can be part of an alternative of biorational management. In this study, 21 plant extracts were evaluated in the laboratory against the main arthropods of the grapevine, the extracts that presented the lowest LC₅₀ were selected for field tests, and the effect on natural enemies and cultivation, the different abiotic factors correlated with the population fluctuation of arthropods. Using the infrared and mass spectrophotometer the metabolites in the evaluated extracts were determined. The extracts of *Agave lechuguilla*, *Jatropha dioica* and *Allium sativum* were the most efficient for the management of *Cuerna costalis*, *Trialeurodes vaporariorum* and *Tetranychus urticae*. The extract that most affected natural enemies was *Nicotiana glauca*, *A. lechuguilla* had a biostimulant effect on the crop having an effect on the number of shoots, plant height and length of branches. The positive correlation coefficients between abiotic factors and associated pests are mainly associated with

temperature and precipitation. The metabolites responsible for the biological effectiveness in the evaluated extracts were determined; Different types of fatty acids, steroidal saponins, alkaloids, phenols among others.

Keywords; Grapevine, Extracts, Pests, Arthropods, Biostimulant, Metabolites

INTRODUCCIÓN

La uva (*Vitis vinifera*) es uno de los cultivos más antiguos del mundo, su importancia comprende sectores económicos, culturales y religiosos, derivado de su consumo muy diversificado, la uva se caracteriza por su alto valor económico (FAO, 2013). Actualmente el 31 % de la producción mundial se destina al mercado en fresco, 67 % a la elaboración de vinos y otras bebidas alcohólicas; y el 2 % es procesada como fruta seca (OIV, 2017).

A nivel nacional los principales estados productores son (Baja California, Sonora, Coahuila, Querétaro y Aguascalientes, Zacatecas, San Luis Potosí, Sonora, Nuevo León, Jalisco y Puebla) esto representa una tendencia al alza en la producción y diversificación de productos de uva y sus derivados, además de una ventana de oportunidades para adoptar este cultivo a nivel nacional (CMV, 2018). En 2017 los viñedos de México ocuparon una superficie de 33,713 mil ha y generaron una producción de 415,889 mil toneladas, valuada en 7,279 millones de pesos, 81.7 % de la producción de uva se destinó al mercado para su consumo en fresco, 15.5 % se usó como insumo en la elaboración de vinos, jugos y concentrados y solamente el 2.7 % fue consumida como fruto seco o uva pasa (SIACON-SIAP, 2017).

A la vid se le asocian alrededor de 132 artrópodos que la atacan en todo el mundo, de estas menos de 20 especies se considera que causan pérdidas importantes en diferentes regiones vitivinícolas (Kulkarni, 2018). Al ser uno de los cultivos más distribuidos por todo el mundo la problemática fitosanitaria es de vital importancia, dado que es un factor limitante para la producción de este fruto a nivel mundial (Gonzales *et al.*, 2014).

Dentro de las estrategias de manejo de plagas encontramos el uso de insecticidas botánicos los cuales pueden ser alternativas para el control de artrópodos (Yunus, 2019), en gran parte porque constituyen una fuente potencial de compuestos fitoquímicos que son relativamente más seguros y menos riesgosos para el medio ambiente teniendo nulos

efectos en la salud humana y animal (Pavela *et al.*, 2013), aunado a esto hay ventajas de usar insecticidas botánicos por ejemplo, la reducción de la resistencia y mejor rentabilidad de la producción (Erdogan *et al.*, 2012). Los insecticidas botánicos contienen una mezcla de varias sustancias activas que ejercen acción sobre diferentes mecanismos de los artrópodos (Rattan, 2010). Las plantas tienen la fuente más diversa de moléculas naturales renovables, por ello sus derivados nos proporcionan una alternativa segura y viable a los pesticidas sintéticos (Speed *et al.*, 2015), además son compatibles con el uso de organismos benéficos y plantas resistentes (Rahman *et al.*, 2016).

Muchos compuestos vegetales o metabolitos secundarios como alcaloides, terpenos, saponinas, cumarinas, taninos y fenoles afectan el comportamiento, reproducción, supervivencia y desarrollo de los artrópodos (Ashraf *et al.*, 2017), además interfieren con ciertos factores vitales del sistema de señalización celular, con enzimas en el sistema nervioso (Vogel *et al.*, 2018), síntesis, almacenamiento, liberación y recaptación de neurotransmisores (Heidel & Vogel, 2015), o bloqueando las enzimas involucradas en la transducción de señales y diferentes vías metabólicas (Ruby & Rana, 2015).

OBJETIVO GENERAL

Evaluar la efectividad biológica de extractos vegetales sobre los principales artrópodos plaga de la vid.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Evaluar en laboratorio y campo abierto extractos vegetales contra los principales artrópodos plaga de la vid.
2. Determinar el efecto de los extractos sobre las plantas de vid.
3. Determinar el impacto de los extractos sobre los enemigos naturales de los principales artrópodos plaga asociados al cultivo.
4. Monitoreo de la fluctuación poblacional de los artrópodos plaga en la vid.
5. Determinar los metabolitos secundarios presentes en los extractos.

HIPÓTESIS

Al menos 3 extractos tendrán acción sobre los artrópodos plaga, además de conocer los compuestos asociados a sus efectos y de esta forma establecer una estrategia de manejo en el cultivo de vid.

REVISIÓN DE LITERATURA

Importancia de la uva

La uva (*Vitis vinifera*) es un cultivo de mucha importancia a nivel mundial, la [OIV \(2017\)](#) posiciono a Italia (19.1 %), Francia (16.3 %) y España (14.7 %) como los principales productores de vino a nivel mundial, entre los principales consumidores están Estados Unidos (13.2 %), Francia (11.2 %), Italia (9.2 %), Alemania (8.1 %) y China (7.2 %) estos cinco países consumen casi el 50% de vino en todo el mundo. La producción a nivel mundial se destina principalmente al mercado en fresco (31 %), a la elaboración de vinos y otras bebidas alcohólicas (67 %) y solamente 2 % es procesada como fruta seca ([FAO, 2013](#)).

La producción nacional de uva se destina principalmente al mercado para consumo en fresco (71 %), pero también como insumo en la elaboración de vinos, jugos y concentrados (25 %) y solamente 4 % es consumida como fruto seco o uva pasa ([SIACON-SIAP, 2017](#)). Con el fin de satisfacer la demanda nacional, se importan casi 70, 000 toneladas de uva para mesa anualmente, esta demanda también se aprecia en el consumo per cápita de vino, en el cual México ocupa el lugar 48 en el ranking de los países con mayor consumo de vino con 1.2 l ([OIV, 2017](#)). [SIACON-SIAP \(2017\)](#) reportaron una superficie de 33,713 hectáreas de uva establecidas en todo el país, destinadas principalmente a la producción en fresco y algunos derivados. Los estados que destinan la uva a la industria son Baja California, Zacatecas, Sonora, Aguascalientes, Coahuila y Querétaro, entre estos aportan el 97.5 % de la uva en este

sector. La superficie de producción ha ido decreciendo, del 1995 al 2017 la superficie establecida en México se redujo significativamente de 40 860 a 31 420 ha (OIV, 2017).

Según el CMV (2018) en el año 2002, 5 estados producían uva a nivel nacional (Baja California, Sonora, Coahuila, Querétaro y Aguascalientes) en la actualidad 7 estados más producen uva (Zacatecas, San Luis Potosí, Sonora, Nuevo León, Jalisco y Puebla) esto representa una tendencia al alza en la producción y diversificación de productos de uva y sus derivados además de una ventana de oportunidades para adoptar el cultivo a nivel nacional.

Principales plagas asociadas a la vid

La vid es un cultivo que alberga un gran número de limitantes para su producción (Van Leeuwen, 2010), principalmente problemas de tipo fitosanitarios, se sabe que alrededor de 132 artrópodos la atacan de manera importante en todo el mundo, de estos, menos de 20 especies se consideran que causan pérdidas importantes en las diferentes regiones vitivinícolas (Kulkarni, 2018). A continuación, se enlistan los principales artrópodos plaga asociados al cultivo.

Trips

(*Scirtothrips dorsalis*, *Rhipiphorothrips cruentatus*, *Thrips hawaiiensis*, *Retithrips syriacus* y *Thrips palmi*)

Las altas poblaciones de trips en el período de floración y envero causan diferentes daños, raspando la superficie inferior (envés) de la hoja, succionando la savia de la célula, ocasionalmente se alimentan de la superficie superior (haz) (Rivera *et al.*, 2017). Las hojas de la vid se secan y caen durante incidencias severas, los adultos y ninfas migran a hojas sanas y en ocasiones afecta las primeras etapas del envero causando daño a los frutos (Joyo y Narrea, 2015).

Cochinillas

(*Maconellicoccus hirsutus*, *Planococcus citri*, *Ferrisia virgate*, *Pseudococcus longispinus* y *Nipaecoccus viridis*)

Las cochinillas se alimentan del floema succionando la savia de casi todas las partes de la planta (Viglianco *et al.*, 2016). La infestación en el punto de crecimiento da como resultado la malformación de las hojas y brotes, además sus excreciones llegan a inhibir la fotosíntesis afectando el crecimiento y desarrollo de vid (Gonzales, 2016). Los racimos infestados desarrollan bayas arrugadas lo que afecta su comercialización debido a que es difícil procesar las frutas para pasas y vinificación dado que los racimos están muy infestados, si la infestación es severa las vides llegan a morir, los daños pueden variar debido al tamaño de la población, las partes de donde se alimentan y otros factores abióticos (Da Silva *et al.*, 2017). Las variedades de uvas de mesa son altamente susceptibles (Hofmeyr, *et al.*, 2016), además las cochinillas transmiten el virus del enrollamiento de la vid (GLRaV) (Kulkarni, 2018).

Escamas

Escamas duras (Coccidae);(*Pulvinaria maxima*, *Lecanium longulum*, *Ceroplastes actiniformis* y *Parthenolecanium corni*). Escamas blandas (Diaspididae); (*Hemiberlesia lataniae* y *Aspidiotus lataniae*)

Se alimentan principalmente del floema, succionando la savia de hojas, pecíolos, brotes y racimos, prefiriendo vides débiles (Caballero *et al.*, 2019). La infestación a gran escala da como resultado la muerte de ramas y decadencia de las plantas (Hayes *et al.*, 2017).

Áfidos

Aphis gossypii

Este insecto succiona la savia de los brotes, hojas tiernas y rara vez atacan los racimos de la fruta (Baronio *et al.*, 2016; Cañadas *et al.*, 2016).

Moscas blancas

(*Aleurocanthus spiniferus* y *Aleurodicus disperses*)

Succionan la savia de las hojas haciendo que se tornen cloróticas y posteriormente se sequen, estos insectos excretan azúcares en los cual se desarrolla *Capnodium* principalmente en frutas y hojas, afectando la síntesis de fotoasimilados (Kulkarni, 2018; Kapantaidaki *et al.*, 2019).

Barrenadores

(*Sthenias grisator* y *Xyleborus crassiusculus*)

Las hojas afectadas tienen un color amarillo similar a la deficiencia de micronutrientes, para luego secarse y caer (Marimuthu *et al.*, 2018). Los barrenadores emergen haciendo un agujero, causando daños a los brotes tiernos y haciendo galerías dentro de los sarmientos (Kariyanna *et al.*, 2017), en el sitio afectado se puede ver gran cantidad de polvo de madera similar al aserrín (Mitra *et al.*, 2016). Como resultado las plantas afectadas se debilitan y su crecimiento se reduce, provocando disminución en el rendimiento (Sunitha *et al.*, 2017).

Chicharras

(*Graphocephala atropunctata*, *Homalodisca vitripennis*, *Draeculacephala minerva* y *Xyphon fulgida*)

La alimentación de estos insectos causa poco daño directo en la uva, pero estos son vectores de *Xylella fastidiosa* (Azevedo *et al.*, 2016), la cual causa la enfermedad de Pierce en las uvas (Almeida, 2016). Existen diferentes vectores importantes de *X. fastidiosa* en las zonas productoras (Sandanyaka *et al.*, 2017). Cuando se alimentan de vides, inyectan el patógeno mismo que se multiplica en la xilema y provoca un estrés hídrico de la planta (Cornara *et al.*, 2016). La infección en primavera puede hacerse visible en el otoño del año en el que fue inoculado el patógeno, pero eso depende de la variedad y otros factores (Hao *et al.*, 2016). En vides infectadas el año anterior la brotación se retrasa o simplemente las plantas no brotan (Backus, 2016).

Ácaros

(Tetranychus urticae, Tetranychus pacificus, Eotetranychus willamettei y Calepitrimerus vitis)

El daño de los ácaros comienza con manchas amarillas y medida que avanza aparecen áreas necrosadas en las hojas (Gong *et al.*, 2018). Las altas poblaciones pueden hacer que las hojas no realicen su función con los fotoasimilados, provocando que los frutos no llenen (Johann *et al.*, 2019). El daño puede ser por toda la planta, pero prefieren el estrato inferior (Patil *et al.*, 2018). La alimentación a mediados o finales de la temporada hace que el follaje se vuelva de amarillento a broceado, evitando que la planta no genere reservas para el año siguiente (Veerendra *et al.*, 2015).

Lepidópteros

Harrisina brillians

Las larvas se alimentan de la superficie inferior de la hoja, dejando solo las nervaduras y la cutícula superior (Daane *et al.*, 2018). Las altas poblaciones pueden defoliar las vides y alimentarse de los racimos, la defoliación también puede provocar daño solar de la fruta y pérdida de calidad, además en periodo de cosecha puede debilitar las vides afectando las reservas (UC, 2015).

Platynota stultana

Puede causar graves daños a pesar de que se alimenta de hojas, flores y bayas en desarrollo, el daño más significativo ocurre después de la conservación o el procesamiento de las uvas y sus derivados, cuando se alimenta de frutos abre la puerta a microorganismos que principalmente afectan la fermentación del jugo de fruta (Diez *et al.*, 2016; Nisha *et al.*, 2017).

Argyrotaenia franciscana

Las larvas se alimentan de cualquier tejido suave y expuesto de la vid, algunas malezas y tejido momificado de la uva (Wilson & Daane, 2017). Se alimentan enrollando las hojas cerca de la punta del brote, entran en las inflorescencias tan pronto como florecen,

realizando daños considerables a los frutos, lesiones en las hojas y en los tallos, además su alimentación permite la entrada de patógenos como la podredumbre o moho gris *Botrytis cinerea* (Tietje *et al.*, 2015; Barreto *et al.*, 2016).

Lobesia botrana

La polilla europea de la vid una especie multivoltina, según Vertedor *et al.*, (2010) desarrolla cuatro generaciones anuales bajo el régimen ibérico. Las larvas de primera generación se alimentan de los grupos de yemas (Gutierrez *et al.*, 2017), mientras que las próximas generaciones se alimentan de frutos en maduración (envero) (Markheiser *et al.*, 2017). Los hongos en especial el moho gris *B. cinerea* se desarrolla rápidamente en el tejido dañado en los frutos (Gonçalves *et al.*, 2018).

Epiphyas postvittana

Las larvas se alimentan de yemas las cuales pueden dejar de desarrollarse, durante la floración las larvas pueden alimentarse de las inflorescencias y de esta forma permiten que los patógenos causantes de las pudriciones infecten las frutas (Feng *et al.*, 2015; Shaw & Wallis, 2017).

Phylloxera

Daktulosphaira vitifoliae

La filoxera daña los sistemas radiculares de la vid (Hoffmann *et al.*, 2016), las raíces producen malformaciones y se vuelven amarillentas (Forneck *et al.*, 2019), las manchas necróticas se desarrollan en sitios donde se alimenta (Arancibia *et al.*, 2018) provocando infecciones por patógenos de suelo, afectando el área radical y reduciendo la producción (Lund *et al.*, 2017).

Insecticidas botánicos

Antecedentes

Aunque la historia del uso de insecticidas botánicos no ha sido muy bien documentada, sabemos de varias fuentes históricas que en Europa el uso de algunas plantas en la

protección contra los insectos se remonta más de 3000 años, la gente utilizaba varias partes de plantas aromáticas y sus extractos, particularmente como repelentes contra insectos antihelmínticos y ectoparásitos (Benelli *et al.*, 2015). Las plantas también fueron utilizadas para proteger cosechas almacenadas y alimentos contra las plagas de almacén (Grzywacz *et al.*, 2014).

Históricamente, el uso de flores de crisantemo finamente molidas (*Chrysanthemum inerariaefolium*) puede ser mencionado como el ejemplo más conocido, esta planta jugó un papel muy importante en la lucha contra los ectoparásitos como piojos y pulgas durante el rey persa Jerjes hacia el año 400 a.C., donde el procedimiento para el despiojamiento para los niños se usaba un polvo obtenido de las flores secas de piretro (*Tanacetum cinerariifolium*) y cristantemo (Abd El Ghany, 2012; Benelli *et al.*, 2016).

En la antigua Roma, los graneros se fumigaban con diversas plantas aromáticas como romero (*Rosmarinus officinalis*), mirra (*Commiphora myrrha*) y enebro (*Juniperus communis*) (Pavela, 2016). Las plantas aromáticas eran colgadas cerca de las ventilaciones o entrada de los graneros, como resultado la gente conoció los efectos repelentes de las sustancias en estas plantas (Dubey, 2011). El uso de cebos envenenados preparados de las raíces de *Helleborus niger* contra roedores también proceden de este periodo, en la antigua Persia se utilizaron aceites vegetales para el tratamiento de la sarna causada por algunos ácaros como *Sarcoptes scabiei* (El-Wakeil, 2013).

Más tarde, algunas plantas comenzaron a utilizarse para la protección contra plagas fitófagas, creciendo a la par con el desarrollo de la producción agrícola intensiva, el primero producto insecticida botánico tipo comercial, se remonta al siglo XVII cuando fue demostrado que la nicotina obtenida de las hojas de tabaco controlaba a los escarabajos de ciruela, posteriormente en 1850 se introdujo al mercado de los insecticidas botánicos la rotenona, obtenida de las raíces de *Derris* spp (Abd El Ghany, 2012). En Europa, el mayor desarrollo de insecticidas botánicos fue suprimido después de la Segunda Guerra Mundial, cuando estos productos fueron desplazados por

insecticidas sintéticos como organoclorados y organofosforados, los cuales eran baratos y eficaces (Ware & Whitacre, 2004).

El papel de los insecticidas en la sociedad humana es muy importante, estamos hablando no solo de agricultura sino también de seguridad agroalimentaria, estos productos se han utilizado por años para minimizar los daños causados por los insectos y otros artrópodos, pero también hablamos de efectos sobre la salud humana y otros componentes del agroecosistema (Pavela, 2016).

Situación actual

Actualmente, se desarrollan grandes esfuerzos en la búsqueda de nuevas alternativas de protección contra los artrópodos, incluido el desarrollo de plaguicidas basados en extractos de plantas, los llamados insecticidas botánicos (Pavela, & Benelli, 2016a). Gracias a investigación centrada en la eficacia de extractos y sus activos sabemos que muchas plantas sintetizan metabolitos con diversos mecanismos de acción (Isman, 2015; Benelli, 2016). Estas mezclas complejas de sustancias activas con diversos mecanismos de acción y la baja toxicidad para los mamíferos y otros organismos no blanco se utilizan como sustancias activas para insecticidas botánicos comerciales teniendo como objetivo la protección vegetal y en algunos casos urbana (Pavela & Benelli, 2016b).

Pavela (2016) menciona dos grupos de insecticidas botánicos acorde a su situación de producción.

1. Insecticidas botánicos que no se distribuyen comercialmente, pero se clasifican como productos agrícolas.
2. Insecticidas botánicos que se distribuyen y manufacturan comercialmente.

Los primeros son productos elaborados por los agricultores o técnicos, que siguen fórmulas tradicionales pasadas por generaciones. La gente utiliza el conocimiento de insecticidas botánicos tradicionales y sus propiedades, por lo tanto, es difícil evaluar la cantidad de especies de plantas utilizadas con el propósito de hacer productos, ya que en

el uso de algunas de estas se focalizo en las diferentes regiones del mundo (Grzywacz *et al.*, 2014).

Los insecticidas botánicos comerciales por lo general son producidos por empresas y usualmente son desarrollados basados en sustancias activas obtenidas solo de algunas especies de plantas. El neem es probablemente el insecticida botánico más comercial a nivel global, derivado de semillas de *Azadirachta indica* Juss. (Meliaceae), metabolitos como las limonidas, Azadirachtin A-G, nimbina, deacetilsalanina, salanina, los cuales tienen efectos disuasivos (Benelli, 2015).

Tendencias y perspectivas

Los insecticidas botánicos (IB) exhiben una serie de aspectos positivos (Dipak *et al.*, 2017), que no pueden ser ignorados, incluso por los estrictos defensores de los productos sintéticos, una de estas es su seguridad ambiental (Speed *et al.*, 2015), aunque a menudo objetan que puede contener sustancias no selectivas las cuales pueden llegar a tener un impacto en organismos no blanco, los principios activos de los IB son amigables para la mayoría de la entomofauna (Isman, 2015) y el resto del agroecosistema (Pavela, 2016).

Dado que los principios activos son metabolitos secundarios de las plantas, los residuos de IB se degradan rápidamente y fácilmente, a través de los mecanismos de degradación natural (Flores *et al.*, 2015). Otro aspecto positivo indudable (salvo excepciones) es que no contienen ninguna sustancia tóxica para los animales homeotérmicos (Badii *et al.*, 2015a). Los productos a base de extractos vegetales suelen contener mezclas de activos con acción sinérgica que muestran diversos mecanismos de acción lo que evita el desarrollo de poblaciones resistentes (Miresmailli & Isman, 2014). Estos aspectos positivos de los IB confirman una base sólida del importante papel que pudiesen tener en la lucha contra insectos plaga (Pupiro *et al.*, 2018), parece que los IB comerciales debería ocupar una posición importante en el mercado mundial, aunque la investigación de metabolitos de plantas está en aumento, y ha visto su renacimiento (Isman, 2015), hay

muy poco conocimiento científico que se ha aplicado en el desarrollo de estos (Rattan, 2010).

Pavela (2016) e Isman (2015) mencionaron una serie de razones por las que el área de los IB no ha tenido el verdadero auge que debiera, estas se enlistan a continuación;

1. Falta de material vegetal adecuado.
2. Insuficiente apoyo del gubernamental.
3. Calidad de las formulaciones.

A pesar de esta situación son cada vez más conocidos entre los productores de alimentos y los consumidores, asimismo muchos expertos pronostican un gran crecimiento en las ventas de los IB en la próxima década (Benelli *et al.*, 2016). Los bioplaguicidas microbiales podrían crecer del 4 al 5% del mercado de pesticidas hasta un 20% en 2025 y el crecimiento de los botánicos tal vez sea aún más alto, pasando de 1-2% del mercado mundial a posiblemente alrededor del 7% (Isman, 2015).

Considerando el riesgo que representan los productos químicos, la tendencia en el desarrollo de agentes adecuados para controlar plagas, al tiempo que se garantice la sostenibilidad económica y ecológica cada vez está más cerca, actualmente contamos con alternativas capaces de competir contra estos productos convencionales (Betancur *et al.*, 2015). Benelli *et al.*, (2016) comentaron una creciente demanda de productos naturales en las últimas décadas, compuestos biológicamente activos considerados como una estrategia para el manejo sostenible en agricultura, ofreciendo muchas ventajas y siendo potencialmente adecuados en programas de manejo integrado, además los IB están ganando mayor atención e interés entre aquellos preocupados por el medio ambiente y la sostenibilidad agrícola (Rattan, 2010).

Modo de acción de los MS

Las plantas han desarrollado una variedad de mecanismos de defensa ante el ataque por herbívoros (Quezada *et al.*, 2019), los metabolitos secundarios (MS) participan en la

disuasión de estos, permitiendo un mayor despliegue de los mecanismos de defensa. Estas defensas químicas están presentes en la naturaleza, se sabe muy poco sobre su modo de acción a nivel bioquímico o molecular (Badii & Garza, 2015b), pero se sintetizan en una amplia gama, estos van desde proteínas (enzimas, receptores, canales iónicos, proteínas estructurales), ácidos nucleicos, biomembranas hasta MS con características poco específicas hasta altamente específicas (Macel & Dam, 2018). Funcionan como compuestos de defensa e influyen en rutas en respuesta a herbívoros o patógenos (Álvarez, 2015). También son útiles para las plantas contra la mayoría de los vertebrados, dado que también participan en las vías de señalización para la mayoría de herbívoros (Simoneti & Devoto, 2018).

Los MS interfieren con ciertos factores vitales en los herbívoros como el sistema de señalización celular, la síntesis, almacenamiento, liberación, recaptación de neurotransmisores y activación de receptores, además bloquean las enzimas involucradas en la transducción de señales y las vías metabólicas (Wink & Schimmer, 2018), es evidente que los MS presentes en los IB afectan la fisiología de los insectos de muchas maneras (Jeschke *et al.*, 2016).

Wink & Schimmer (2018) indicaron el modo de acción de algunos extractos y sus metabolitos secundarios; la veratridina provoca un aumento en la duración del potencial de acción, intercambio iónico y despolarización de la membrana nerviosa (Braga *et al.*, 2019). Las piretrinas dan acción de derribe, que en muchos casos es irreversible y podrían conducir a una parálisis para posteriormente hiperexcitación finalizando con la muerte, esto derivado de los efectos en los canales de sodio (De Moura & Schlichting, 2017), la sabadilla (*Schoenocanlon officinale*) es similar al modo de acción de piretrinas, afectando los canales de sodio dependientes de voltaje en el axón nervioso (Borrego, 2015).

Otros compuestos como la nicotina causan excitación, convulsiones, parálisis, muerte e imita parte de la acción de la acetilcolina, esta acción se da mediante la interacción con su receptor el cual no puede distinguir entre la nicotina y la acetilcolina (Kayser *et al.*,

2016). La rotenona (de las especies de *Deris elliptica* y *Lonchocarpus*) interrumpe el metabolismo energético en las mitocondrias, inhibiendo o desacoplando el sistema de transporte de electrones, los insectos se paralizan de las piezas bucales por lo que dejan de alimentarse (Sparks & Nauen, 2015). Uno de los compuestos más importantes en el neem es la azadiractina, este es un insecticida antimitótico (Senthil, 2014), pero también afecta a la corpora cardíaca (Yooboon *et al.*, 2015).

Sistema colinérgico

Los aceites esenciales actúan por una competitiva e inhibición reversible de las enzimas acetilcolinesterasa (AChE) (Benelli *et al.*, 2016), la azadiractina inhibe significativamente la actividad de AChEs (Suleiman y Sani, 2018). Varios aceites esenciales de plantas aromáticas, monoterpenos han mostrado efecto inhibitorio de la AChE contra diferentes especies de insectos, como es el linalool, berberina, palmatina y sanguinarina, fuertes agonistas en los receptores nicotínicos de acetilcolina (Kanika & Naresh, 2015).

Sistema mitocondrial

La rotenona es un potente compuesto que actúa inhibiendo la actividad mitocondrial en el último complejo (Sparks & Nauen, 2015). La bullatacina (compuesto de Anonáceas) muestra una fuerte inhibición del transporte de electrones con una acción específica en el complejo I (Muñoz & Suárez, 2016). Los estudios del modo de acción revelaron que una naftoquinona (dunnione) exhibe actividad tanto insecticida como fungicida inhibiendo el complejo mitocondrial III (Kim *et al.*, 2016; Pavela, 2016).

Sistema octopalinérgico

La octopamina es un objetivo de los aceites esenciales, desempeñando funciones como neurotransmisor, neuromodulador y también función neurohormonal, los efectos de aceites esenciales en insectos actúan bloqueando sus receptores (Gross *et al.*, 2017). Se demostró que el eugenol imitó a la octopamina en *Anastrepha ludens* (Buentello *et al.*, 2016) y *Anopheles* (Gnankiné & Bassolé, 2017).

Sistema GABA

Los canales de cloro han sido objetivo para los IB, el bloqueo del GABA conduce a una hiperexcitación del sistema nervioso central, convulsiones y posteriormente la muerte (Taylor & Jones, 2017). El GABA y los ácidos aminobutíricos estimulan la alimentación y las respuestas de células gustativas (Jankowska *et al.*, 2017). La piretrina y otros compuestos (ciclopropil monoterpeneo, ésteres) interrumpe el sistema nervioso del insecto actuando sobre los canales de sodio sensibles al voltaje de la membrana nerviosa (Campos *et al.*, 2018).

MATERIALES Y MÉTODOS

La investigación se realizó en el Laboratorio de Entomología y Acarología del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN) y en el Laboratorio de Análisis Bioquímico e Instrumental (LABI) del Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional (CINVESTAV) Unidad Irapuato. La parte experimental se desarrolló en el Viñedo San Juan de la Vaquería (SJV) ubicado en el ejido del mismo nombre en Saltillo, Coahuila.

Preparación del extracto

Las plantas fueron colectadas y otras obtenidas de manera comercial (Tabla 1). Estas se individualizaron y se cortaron en trozos pequeños, posteriormente fueron colocadas en papel periódico dentro de la estufa de secado (weber anhidro incubator, modelo; 4252 Arthur H. Thomas Co.) a una temperatura de $30 \pm 2^\circ \text{C}$ por un periodo de 15 días. Después de periodo de secado las plantas fueron molidas en dos fases, la primera en un molino manual (Estrella, Modelo:11539) esto con el fin de evitar problemas con los tejidos lignificados de algunas de las plantas utilizadas y la segunda en un molino eléctrico (Hamilton Beach, Modelo: 80393) para reducir aún más el tamaño de partícula, al final de proceso de molienda el polvo resultante era pasado a través de un tamiz de $250 \mu\text{m}$ con el fin de homogenizar el tamaño de partícula.

Para la preparación de los extractos se utilizó una relación 1:6 (p/v), la extracción se realizó mediante un equipo soxhlet (Pyrex® 50X250MM) de 250 mL durante un periodo aproximado de 5 horas para cada uno de los extractos, asimismo se reguló la temperatura de equipo para evitar que superara los 100° C. Al extracto resultante se le eliminó parte del solvente mediante el rotovapor (R-205 Base model; Büchi Labortechnik AG, Flawil, Switzerland) hasta reducirlo a una tercera parte. Los extractos concentrados se almacenaron en frascos de cristal de 250 mL cubiertos de papel aluminio y se mantuvieron en refrigeración a $2 \pm 1^\circ \text{C}$ para su posterior evaluación.

Tabla 1. Especies de plantas y solventes empleados para la obtención de los extractos evaluados.

Planta	Familia	Tejido de la planta	Solvente empleado	Obtención de la planta
Higuerilla (<i>Ricinus communis</i>)	Euphorbiaceae	Semilla	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Naranja (<i>Citrus sinensis</i>)	Rutaceae	Semilla,	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Tabaco silvestre (<i>Nicotiana glauca</i>)	Solanaceae	Hojas y tallos	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Lila (<i>Melia azedarach</i>)	Meliaceae	Semillas	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Jicama (<i>Pachyrhizus erosus</i>)	Fabaceae	Semilla	Etanol	Comercial (Celaya, Guanajuato)
Eucalipto (<i>Eucalyptus globulus</i>)	Myrtaceae	Hojas	Etanol	Colecta. Campus ITR* (Celaya, Guanajuato)
Cempasúchil (<i>Tagetes erecta</i>)	Asteraceae	Planta completa	Etanol	Colecta. Campus ITR* (Celaya, Guanajuato)
Huizache (<i>Acacia farnesiana</i>)	Fabaceae	Hojas y ramas	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Mezquite (<i>Prosopis laevigata</i>)	Fabaceae	Hojas y ramas	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Pimienta negra (<i>Piper nigrum</i>)	Piperaceae	Semilla	Etanol	Comercial (Saltillo, Coahuila)
Uña de gato (<i>Mimosa zygophylla</i>)	Fabaceae	Hojas y ramas	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Yuca (<i>Yucca schidigera</i>)	Asparagaceae	Hojas	Etanol/Agua (50:50)	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Lechuguilla (<i>Agave lechuguilla</i>)	Asparagaceae	Hojas	Etanol/Agua (50:50)	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Ajo (<i>Allium sativum</i>)	Amaryllidaceae	Bulbo	Etanol/Agua (50:50)	Comercial (Saltillo, Coahuila)
Calabacilla loca (<i>Cucurbita foetidissima</i>)	Cucurbitaceae	Hojas y tallo	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Sangre de drago (<i>Jatropha dioica</i>)	Euphorbiaceae	Planta completa	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Tomillo (<i>Thymus vulgaris</i>)	Lamiaceae	Planta completa	Etanol	Comercial (Saltillo, Coahuila)
Comino (<i>Cuminum cyminum</i>)	Apiaceae	Semillas	Etanol	Comercial (Saltillo, Coahuila)
Canela (<i>Cinnamomum verum</i>)	Lauraceae	Corteza de ramas	Etanol	Comercial (Saltillo, Coahuila)
La gualda (<i>Reseda luteola</i>)	Resedaceae	Planta completa	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Llantén (<i>Plantago</i>)	Plantaginaceae	Planta	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)

*Instituto Tecnológico de Roque (ITR) Celaya, Guanajuato.

Establecimiento de los ensayos en laboratorio

Araña roja *Tetranychus urticae* (Koch, 1836)

Para el establecimiento del ensayo se dispuso de una colonia madre de *T. urticae* proveniente de hojas de vid variedad merlot, localizadas en el ejido San Juan de la Vaquería, Saltillo Coahuila (25°15'0" N y 101°13'1" W) estos se multiplicaron sobre plantas de frijol pinto saltillo (PS) (*Phaseolus vulgaris*) bajo condiciones de laboratorio dentro de una cámara bioclimática (Lab-Line Biotronette Mark III Environmental Chamber. Modelo: 846) a temperatura de $26 \pm 2^\circ$ C, humedad relativa de $70 \pm 10\%$ y fotoperiodo de 12:12 luz: oscuridad.

El material biológico del experimento se manipuló de acuerdo al método de [Abou-Setta & Childers \(1987\)](#), conocido como hoja-arena. Los ácaros utilizados fueron transferidos de la colonia utilizando un pincel a discos de hojas de frijol, hechos con un sacabocados de 30 mm de diámetro, con el envés hacia arriba y colocados en charolas con una almohadilla de algodón saturada de agua. Posteriormente hembras de dos días de edad se transfirieron a discos limpios y se mantuvieron por un lapso de 24 horas, tiempo en el cual ovipositaron. Los ácaros procedentes de estos huevos se mantuvieron en el mismo ambiente que la colonia madre hasta alcanzar su estado adulto. El material biológico obtenido se utilizó para llevar a cabo los bioensayos.

Chicharrita *Cuerna costalis* (Fabricius, 1803)

Para el establecimiento del ensayo se dispuso de una colonia madre de *C. costalis* proveniente de muestreos en vid y nogal realizados en la unidad de producción (UDP) arriba mencionada, estos se multiplicaron sobre plantas de frijol PS (*P. vulgaris*) bajo condiciones de laboratorio en la cámara bioclimática a una temperatura de $26 \pm 2^\circ$ C, humedad relativa de $70 \pm 10\%$ y fotoperiodo de 12:12 luz: oscuridad.

El material biológico se manipulo de acuerdo al método de prueba 005 de propuesta por el IRAC (2013) para *Nephotettix cincticeps* y *Nilaparvata lugens* con ligeras modificaciones. Se utilizaron plantas de frijol individualizadas en vasos de unicel de 250 mL utilizando como sustrato Peat Moss selladas con agar-agar en la base. Una vez selladas eran sumergidas por 10 segundos en cada concentración, las concentraciones se prepararon en agua destilada y Tween® a una concentración de 0.1%. Posteriormente se les colocaba un vaso invertido de plástico transparente de igual volumen al de la maceta, sellando la unión de ambos con pegamento transparente (Elmer's Washable Clear Glue®), dicho vaso contaba en la base con una malla mediante por la cual se colocaron 10 adultos colectados mediante un aspirador bucal.

Mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood, 1856)

Se colectaron ninfas procedentes del viñedo SJV, con estas se estableció una colonia madre en laboratorio multiplicándolas sobre plantas de frijol PS (*P. vulgaris*), las macetas se colocaron en la cámara bioclimática en jaulas entomológicas (60X60 cm) forradas con tela organza, a una temperatura de $27 \pm 3^\circ \text{C}$, humedad relativa de $70 \pm 10\%$ y fotoperiodo de 12:12 luz: oscuridad.

Las ninfas procedentes de la primera generación fueron utilizadas para la evaluación de los ensayos, para ello las hojas infestadas se removieron de la planta madre, cortando el tejido necesario con diez ninfas. Este tejido se sometió a inmersión por cinco segundos en cada una de la concentración, las concentraciones se prepararon en agua destilada y Tween® a una concentración de 0.1%.

Evaluación de los ensayos en laboratorio

Para la evaluación de los extractos vegetales sobre *T. urticae*, se utilizó un arreglo completamente al azar con ocho concentraciones y diez repeticiones, se registró como criterio de muerte, la inmovilidad total, síntomas de ataxia, o un desplazamiento menor al tamaño corporal del ácaro al recibir un estímulo, esto a las 72 horas después de la aplicación (DDA). Para *C. Costalis* se utilizó un arreglo completamente al azar con ocho

concentraciones y diez repeticiones para cada uno de los tratamientos. Se registró como criterio de muerte como la inmovilidad total, síntomas de ataxia, desplazamiento menor al tamaño corporal al recibir un estímulo, a las 120 horas DDA. Para *T. vaporariorum* se utilizó un arreglo completamente al azar con nueve concentraciones y diez repeticiones para cada tratamiento, el criterio de muerte fue inmovilidad total, coloración anormal y deshidratación. Esto se realizó a las 72 horas DDA.

Análisis de datos

Cuando el testigo presentó mortalidad, los resultados obtenidos de las diferentes concentraciones se corrigieron mediante la fórmula de [Abbott \(1925\)](#). Los datos fueron sometidos a un Análisis Probit mediante el método de máxima verosimilitud ([Finney, 1971](#)) utilizando el programa R studio para la determinación de CL₅₀ y CL₉₅.

Establecimiento de los ensayos de campo

Derivado de las investigaciones en laboratorio de los 21 extractos evaluados sobre las tres plagas en estudio arriba descritas, se seleccionaron los seis mejores extractos utilizando como criterio de selección la CL₅₀ más bajas, para posteriormente tomar como punto de partida la CL₉₅ y extrapolarla por 1, 3 y 5 de la especie en estudio más difícil de controlar, en este caso *C. costalis*. De esta forma se evaluaron tres dosis de cada extracto.

El experimento se estableció en un diseño de 3 bloques completos, con tratamientos distribuidos al azar. Cada tratamiento contó con tres repeticiones, cada una formada de 10 plantas de vid. Entre cada repetición se dejaron dos plantas sin aplicación para evitar efecto por deriva. Cada repetición consto de 10 m lineales aproximadamente.

I	II	III
10	15	10
7	2	6
15	20	21
8	9	20
3	11	5
17	6	17
13	14	11

1	3	18
4	8	4
14	17	19
12	12	7
2	1	14
18	18	1
11	13	8
20	7	3
5	16	12
16	19	15
6	5	2
19	10	16
21	4	13
9	21	9

Figura 1. Distribución de los tratamientos en el estudio de campo en la UDP SJV, Saltillo.

Se realizaron tres aplicaciones con un intervalo de siete días. Utilizando tres dosis de cada extracto (CL₉₅*1,3,5), la dosis recomendada de dos testigos comerciales y un testigo absoluto (sin aplicación).

Tabla 2. Tratamientos evaluados en el ensayo de campo, dosis e intervalo de aplicación.

Producto	Dosis	N.º de aplicaciones	Intervalo (días)
Ext. EtOH* Tabaco silvestre (<i>N.glauca</i>)	CL ₉₅ * (1)	3	7
Ext. EtOH Tabaco silvestre (<i>N.glauca</i>)	CL ₉₅ * (3)	3	7
Ext. EtOH Tabaco silvestre (<i>N.glauca</i>)	CL ₉₅ * (5)	3	7
Ext. EtOH Mezquite (<i>P. laevigata</i>)	CL ₉₅ * (1)	3	7
Ext. EtOH Mezquite (<i>P. laevigata</i>)	CL ₉₅ * (3)	3	7
Ext. EtOH Mezquite (<i>P. laevigata</i>)	CL ₉₅ * (5)	3	7
Ext.HOH ** Uña de gato (<i>M. zygophylla</i>)	CL ₉₅ * (1)	3	7
Ext.HOH Uña de gato (<i>M. zygophylla</i>)	CL ₉₅ * (3)	3	7
Ext.HOH Uña de gato (<i>M. zygophylla</i>)	CL ₉₅ * (5)	3	7
Ext.HOH Lechuguilla (<i>A. lechuguilla</i>)	CL ₉₅ * (1)	3	7
Ext.HOH Lechuguilla (<i>A. lechuguilla</i>)	CL ₉₅ * (3)	3	7
Ext.HOH Lechuguilla (<i>A. lechuguilla</i>)	CL ₉₅ * (5)	3	7
Ext.HOH Ajo (<i>A. sativum</i>)	CL ₉₅ * (1)	3	7
Ext.HOH Ajo (<i>A. sativum</i>)	CL ₉₅ * (3)	3	7
Ext.HOH Ajo (<i>A. sativum</i>)	CL ₉₅ * (5)	3	7
Ext.HOH Sangre de drago (<i>J. dioica</i>)	CL ₉₅ * (1)	3	7
Ext.HOH Sangre de drago (<i>J. dioica</i>)	CL ₉₅ * (3)	3	7
Ext.HOH Sangre de drago (<i>J. dioica</i>)	CL ₉₅ * (5)	3	7
Rotaprid®	1.5 l/Ha	3	7

Agrimec®	0.5 l/Ha	3	7
Testigo absoluto	—	—	7

*Ext. EtOH; Extracto etanólico.

** Ext.HOH; Extracto hidroalcohólico

La aplicación se realizó con bomba de mochila manual (Osatu. Modelo Star Agro 20) con boquilla de cono hueco. Utilizando un gasto de agua de 300 L/ha.

Método de muestreo y evaluación

Se realizó un muestreo previo a la aplicación de los tratamientos, basado en la biología de los artrópodos en estudio. Para *T. urticae* se realizó un muestreo en los tres estratos de la planta (inferior, medio y superior) en los cuatro puntos cardinales, dicho muestreo se realizó en las tres plantas centrales de cada repetición, para posteriormente con una lupa (Magnifier. 60x) revisar el número instares móviles.

Para *C. costalis* y *T. vaporariorum* se colocaron dos Rollertrap (Koppert*. 15x100-yellow) por repetición, de aproximadamente 60 cm de largo el cual se colocó sobre la estructura de la espaldera de la vid, estas se ubicaron a 3 metros de la parte distal de cada repetición, dejando 5 metros entre ellas. Asimismo, se realizaron muestreo al pie de las plantas en el área en estudio apoyados por red entomológica. Todos los muestreos se realizaron a intervalo de 7 días.

Parámetros de medición de la efectividad biológica y fitotoxicidad

Para calcular la eficacia de los diferentes tratamientos evaluados se utilizó la fórmula de [Henderson y Tilton \(1955\)](#).

$$Eficacia (\%) = \left(1 - \frac{n \text{ en Co antes del tratamiento} * n \text{ en T después del tratamiento}}{n \text{ en Co después del tratamiento} * n \text{ en T antes del tratamiento}} \right) 100$$

Dónde: n = población de insectos, T = tratado, Co = Control

Para determinar la fitotoxicidad de los extractos evaluados se utilizó la escala de la European Weed Research System (EWRS).

Tabla 3. Escala logarítmica y la transformación porcentual de la EWRS.

Clasificación	Actividad (%)	Efectividad
1	100	Muerte total
2	99.9-98	Muy bueno
3	97.8-95	Bueno
4	94.9-90	Suficiente
5	89.9-82	Mediano
6	81.9-70	Regular
7	69.9-55	Pobre
8	54.9-30	Muy pobre
9	29.9-0	No efecto

Trasformación de los datos y análisis estadístico

Primeramente, se realizó una transformación de los datos para poder realizar el análisis de varianza y comparación de medias. Los datos de campo se transformaron directamente al arcoseno ($\sqrt{(x)/100}$), donde x =individuos. La transformación contribuye a homogeneizar la varianza de tratamientos. Posteriormente se realizó un análisis de varianza (ANVA) con una prueba de Tukey al 95% de confianza y una comparación de medias en cada fecha de evaluación. Para dichos análisis se utilizó el programa R studio.

Efecto sobre el cultivo

Para determinar el efecto de los extractos sobre las plantas de vid, se dio seguimiento a cuatro variables agronómicas las cuales se muestran a continuación.

Altura de la planta

Para la evaluación del efecto de los extractos sobre la altura de las plantas, se muestrearon las tres plantas centrales de cada repetición, se promediaron con las

diferentes dosis en el estudio de efectividad biológica. La medición se realizó con un flexómetro (Truper®; FH-5M), se efectuaron tres muestreos (0, 15 y 30 días).

Grados Brix

La evaluación de los grados Brix se realizó durante el proceso de envero, se tomaron 5 bayas de cada racimo, considerando tres racimos por repetición. Las bayas se colocaron en una bolsa de plástico de polietileno (15x15 cm) donde de manera manual se homogenizaron, para posteriormente tomar un 1 mL y llevarlo al refractómetro de mano (BRIX®. Modelo Rhb32). Se realizaron tres muestreos (0, 7 y 15 días).

Número de brotes

La evaluación de los nuevos brotes se realizó de manera directa sobre las tres plantas centrales de cada repetición, se revisó el número de nuevos brotes, para ello se realizó un conteo directo en tres muestreos (0, 20 y 40 días).

Longitud de sarmientos

Para la evaluación de esta variable, se midieron 3 plantas centrales de cada repetición. La medición se realizó con un flexómetro (Truper® FH-5M). Se efectuaron tres muestreos (0, 15 y 30 días).

Análisis estadístico

Se realizó un ANVA y con la prueba de Tukey al 95% de confianza. Además de una comparación de medias en cada fecha de aplicación utilizando el programa R studio .

Efecto sobre los enemigos naturales

Para determinar el efecto de los extractos sobre los enemigos naturales de los principales artrópodos plaga, se monitoreo el número de individuos pre y post aplicación. Las aplicaciones de los extractos vegetales se realizaron durante un periodo de 21 días

realizando tres aplicaciones (0, 7 y 14 días) y cuatro evaluaciones (0, 7, 14 y 21 días). Las tres dosis de cada tratamiento de los extractos (Tabla 2) se promediaron para estimar un efecto general sobre cada enemigo natural. A continuación, se describe el método de muestreo para cada uno de ellos.

***Chrysoperla carnea* sensu lato (Neuroptera: Chrysopidae)**

Para la evaluación de este depredador se realizaron muestreos en las 5 plantas centrales de cada repetición con el objetivo de determinar el número de larvas presentes, este consistió en revisar las hojas de los tres estratos (inferior, medio y superior) en los cuatro puntos cardinales. Asimismo, se realizaron muestreos con red entomológica en el área de los tratamientos dirigidos a la base de las plantas.

***Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae)**

El muestreo se realizó mediante colectas con red entomológica realizadas al pie de las plantas de cada tratamiento, también se colocaron 2 Rollertrap en la estructura de la espaldera con dimensiones de 15x60 cm. Los individuos fueron retirados de las trampas con gasolina blanca y posteriormente colocados en alcohol etílico (70 %).

***Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae)**

Para el monitoreo de género *Gonatocerus*, la metodología desarrollada fue similar a la descrita para *E. formosa*.

***Stethorus picipes* (Coleoptera: Coccinellidae)**

Se realizaron muestreos directos sobre la planta en el estrato inferior y medio, además de muestreos al pie de las plantas en los diferentes tratamientos apoyados con red entomológica.

***Scolothrips sexmaculatus* (Thysanoptera: Thripidae)**

El muestreo se estableció de manera similar a lo descrito para *E. formosa*, con una ligüera adecuación, la cual contemplaba revisar las poblaciones de 5 plantas en cada repetición examinando 3 hojas por planta.

Análisis estadísticos

Se realizó un ANVA y con prueba de Tukey al 95% de confianza. Además de una comparación de medias en cada fecha de aplicación, utilizando el programa R studio.

Monitoreo de la fluctuación poblacional

Para el monitoreo de la fluctuación poblacional de las plagas asociadas al sistema de producción de vid, se dio seguimiento a las poblaciones sobre tres variedades de vid (Merlot, Cabernet Sauvignon y Tempranillo) en una extensión de 19 ha. Se determinaron cinco artrópodos asociados al cultivo de importancia agrícola, los cuales se monitorearon a partir del mes de marzo hasta noviembre del ciclo productivo 2018. Durante estos 9 meses se realizaron muestreos cada 7 días. A continuación, se describen los métodos de muestreo y los artrópodos.

Araña roja *Tetranychus urticae* (Koch, 1836)

Se establecieron 50 puntos de muestreo distribuidos de manera aleatoria por la UDP, cada uno implicaba revisar los diferentes estratos de las plantas de vid, en los diferentes hemisferios, apoyado de una lupa de 60X, observando estadios móviles.

Chicharrita *Cuerna costalis* (Fabricius, 1803)

Se colocaron 60 Rollertrap (15X70 cm) de manera aleatoria por la UDP, los individuos se retiraron con gasolina blanca y se colocaron en alcohol etílico (70%) para su preservación, asimismo 20 puntos de muestreo aleatorios fueron establecidos con el fin de realizar colectas con red entomológica.

Mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood, 1856)

De las 60 trampas amarillas distribuidas por la UDP arriba mencionadas, también se utilizaron para el monitoreo de esta plaga, asimismo se utilizaron los 20 puntos de muestreo con red entomológica.

Chicharra occidental de la uva *Erythroneura elegantula* Osborn, 1928

Para el monitoreo se utilizó la metodología descrita para *C. costalis* al ser insectos con biología similar. Además, se establecieron 50 puntos de muestreo aleatorios en la UDP, ya que durante los muestreos se observó un hábito semigregario por parte de estos cicadellidos en diferentes estratos de la vid.

***Graphocephala* Van Duzee (1916)**

Para el monitoreo de este género se utilizó una metodología similar a la descrita para *C. costalis*.

Análisis estadístico

Los factores abióticos considerados para el análisis de correlación con las plagas descritas fueron; temperatura media, humedad relativa media, precipitación media, radiación solar media y velocidad del viento media. Los datos se consultaron en la estación meteorológica de la red INIFAP “El Padrino” ubicada en el ejido SJV. A los datos de fluctuación poblacional y los factores abióticos se les realizaron cuatro pruebas de normalidad para previo a someter los mismos al análisis de correlación múltiple mediante Pearson y Spearman, estos análisis se realizaron en R studio.

Determinación de metabolitos secundarios

Espectrofotómetro infrarrojo

Para la determinación de los fitoquímicos, el extracto concentrado con el cual se realizaron las evaluaciones, se sometió a diferentes pruebas previas de sensibilidad de equipo, siendo la mejor eliminar completamente el solvente y recuperar el residuo o

fracción sólida con base en 30 mL, para ello los extractos fueron llevados a la estufa de secado a temperatura de $35\pm 3^{\circ}$ C durante 120 horas, de esta manera se eliminó completamente el solvente, una vez recuperada la fracción sólida, fue molida en un mortero de porcelana (HIC, Modelo; 01383), se colocó aproximadamente 1 gr en el espectrofotómetro infrarrojo (Bruke, Modelo; ALPHA II FTIR) posteriormente los compuestos se corroboraron en la base de datos de Duke & Beckstrom (1994).

Espectrofotómetro de masas

Del extracto concentrado con el que se realizaron las evaluaciones, se tomó 1.5 mL y se colocó en tubos (Eppendorf: 3810X) para ser llevado a la estufa de secado por 120 horas, posteriormente a la fracción sólida se resuspendió agregando 1.5 mL de diferentes solventes grado HPLC, estos fueron, metanol: agua y ácido fórmico (80: 19.5: 0.5 % respectivamente), después se procedió a colocar el contenido a jeringas (BD plastipak®; 21x32), para posteriormente filtrarlas, para esto se utilizaron filtros (Thermo Scientific®: target2) de 0.2 μ m, una vez filtrada la muestra se realizó una dilución 1; 200, utilizando el solvente de resuspensión.

Las 21 muestras fueron analizadas por el método de inyección directa al espectrofotómetro de masas (LCQ Fleet; GenTech Scientific) por electroespray (DIESI-MS), utilizando el modo positivo, los datos se adquirieron continuamente en un rango de 50–1000 m/z . utilizando un flujo de 10 μ L/ min, voltaje del spray 4.5 kV, temperatura del capilar 280°C y voltaje del capilar 3 V. Algunos de los iones fueron corroborados en la base de datos Massbank.

Análisis de datos

Se utilizó el programa m.Mass 5.5.0 para visualizar y procesar los espectros obtenidos, además de MALDIquant en R studio para el análisis de datos. Este paquete permite extracción de las principales m/z de los compuestos presentes en los extractos, para más tarde realizar el análisis de correlación y clusterización.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A continuación, se muestran los valores de CL₅₀ y CL₉₅, los parámetros de confianza y el porcentaje de eficacia de extractos evaluados en campo para cada una de las plagas asociadas al cultivo.

Araña roja *T. urticae*

Ensayo de laboratorio

Enseguida se muestran la susceptibilidad (CL₅₀ y CL₉₅) de *T. urticae* a los 21 extractos evaluados, además de los parámetros de confianza del estudio en laboratorio.

Tabla 4. Concentraciones letales, límites fiduciales y parámetros de confianza de los extractos vegetales sobre araña roja *T. urticae*.

Extracto	CL ₅₀	Límites fiduciales	CL ₉₅	Límites fiduciales	R ²	GL	E. de predicción	Pr>X ²
Higuerilla (<i>Ricinus communis</i>)	456	280-653	4579	2445-17338	0.973	6	-4.368+1.643X	<0.0001
Naranja (<i>Citrus sinensis</i>)	682	597-769	4296	3400-5844	0.976	5	-3.774+2.058X	<0.0001
Tabaco silvestre (<i>Nicotiana glauca</i>)	424	279-602	1902	1122-7366	0.974	5	-6.627+2.522X	<0.0001
Lila (<i>Melia azedarach</i>)	609	389-814	2748	1725-8937	0.973	5	-6.998+2.513X	<0.0001
Jicama (<i>Pachyrhizus erosus</i>)	677	491- 901	3798	2378-9048	0.947	6	-6.214+2.196X	<0.0001
Eucalipto (<i>Eucalyptus globulus</i>)	455	269-661	4172	2177-19110	0.973	6	-4.546+1.710X	<0.0001
Cempasúchil (<i>Tagetes erecta</i>)	581	456-706	12949	8325-24668	0.948	6	-3.374+1.220X	<0.0001
Huizache (<i>Acacia farnesiana</i>)	485	431-541	2761	2274-3526	0.88	6	-5.852+2.179X	<0.0245
Mezquite (<i>Prosopis laevigata</i>)	334	285-377	1619	1343-2090	0.98	5	-6.049+2.398X	<0.0001
Pimienta negra (<i>Piper nigrum</i>)	375	245-515	2502	1458-8089	0.984	6	-5.136+1.995X	<0.0001
Uña de gato (<i>Mimosa zygophylla</i>)	323	184- 473	2003	1089-10572	0.968	5	-5.204+2.074X	<0.0001
Yuca (<i>Yucca schidigera</i>)	423	243-620	4984	2479-25121	0.984	6	-4.035+1.536X	<0.0001
Lechuguilla (<i>Agave lechuguilla</i>)	386	168-636	3879	1704-60899	0.947	5	-4.243+1.641X	<0.0001
Ajo (<i>Allium sativum</i>)	296	160- 430	1792	1056-6286	0.979	5	-5.199+2.104X	<0.0010
Calabacilla loca (<i>Cucurbita foetidissima</i>)	775	547-1068	6610	3503-26088	0.785	8	-5.106+1.767X	<0.0178
Sangre de drago (<i>Jatropha dioica</i>)	278	150-399	4841	2444-21719	0.977	6	-3.239+1.325X	<0.0010
Tomillo (<i>Thymus vulgaris</i>)	852	571-1244	10301	5022-44506	0.98	7	-4.454+1.520X	<0.0010
Comino (<i>Cuminum cyminum</i>)	1770	1606-935	8602	6836-11842	0.974	6	-7.780+2.395X	<0.0446
Canela (<i>Cinnamomum verum</i>)	577	354-861	4547	2383-19437	0.98	6	-5.065+1.834X	<0.0125

La gualda (<i>Reseda luteola</i>)	879	638-1188	6172	3671-15830	0.992	7	-5.722+1.944X	<0.0012
Llantén (<i>Plantago lanceolata</i>)	337	178-506	9291	4121-53074	0.975	6	-2.886+1.142X	<0.0320

CL: Concentraciones letales. Límites fiduciales: Intervalos de confianza. $P \leq 0.05$.

Como se observa (Tabla 4) los extractos a los que mostro más susceptibilidad *T. urticae* fueron sangre de drago, ajo, uña de gato, mezquite, llantén, pimienta negra y lechuguilla con 278, 296, 323, 334, 337, 375 y 386 ppm respectivamente. Los extractos que mostraron la CL₅₀ más altas fueron los extractos fueron lila, jícama, naranja, calabacilla loca, tomillo, la gualda y comino con 609, 677, 682, 775, 852, 879 y 1770 ppm respectivamente.

Ensayo de campo

En seguida se muestran el promedio de instares móviles de *T. urticae* durante el estudio de efectividad biológica.

Tabla 5. Promedio de instares móviles de *T. urticae* durante el estudio de efectividad biológica.

Tratamiento	Premuestreo (Media± SD)	7 días (Media±SD)	14 días (Media± SD)	21 días (Media±SD)				
Ajo DA*	23.4±2.8	abcde	1.9±0.15	fgh	2.5±0.4	i	3.8±1.4	jk
Ajo DM**	26.2±4.7	abcd	1.9±0.15	fgh	3.3±0.5	hi	4.3±0.3	hij
Ajo DB***	30.1±1.4	a	2.8±1.5	de	5.1±0.4	fg	5.1±0.4	fghi
Lechuguilla DA	19.7±3.3	bcde	1.63±0.15	h	3.5±0.4	hi	4.3±0.8	hij
Lechuguilla DM	28.5±3.3	abc	2.2±0.32	efg	5±1.4	fg	6.0±1.0	defg
Lechuguilla DB	28.2±7.5	abc	2.4±0.6	defg	6.0±0.1	cdef	6.4±0.5	bcdef
Mezquite DA	18.9±3.9	cde	43.3±6.6	c	6.7±0.4	bcde	6.7±4.1	bcde
Mezquite DM	20.8±7.5	abcde	6.1±1.0	b	7.3±0.2	bc	7.7±0.7	bc
Mezquite DB	28.7±5.0	abcde	5.9±3.0	b	7.6±0.7	b	8.1±0.7	b
Mimosa DA	17.8±2.8	de	3.0±0.45	d	4.8±1.0	fg	5.4±1.3	efgh
Mimosa DM	17.1±3.4	e	2.6±0.9	de	5.8±0.5	def	6.8±0.7	cdefg
Mimosa DB	19.4±8.0	bcde	4.5±0.85	c	7.1±0.7	bcd	6.9±1.3	bcd
Sangre de drago DA	23.8±10.3	abcde	1.7±0.2	h	3.3±0.1	i	3.4±0.5	jk
Sangre de drago DM	17.7±7.3	de	1.9±0.5	gh	4.2±0.3	gh	5.0±1.3	ghi
Sangre de drago DB	28.0±8.0	abcd	2.9±5.5	d	5.15±0.6	fg	5.8±1.0	defg
Tabaco silvestre DA	29.8±2.5	a	2.3±0.4	efg	2.8±0.3	i	4.1±0.9	ij
Tabaco silvestre DM	22.2±5.6	abcde	2.5±0.6	def	3.3±0.9	hi	5.5±0.9	defg
Tabaco silvestre DB	26.8±9.4	abcd	4.1±1.0	c	5.5±0.4	ef	6.3±0.2	bcdef
Agrimec®	25.3±9.5	abcde	0.5±0.2	i	10.7±5.5	j	3.1±0.7	k
Testigo	26.4± 9.0	abcde	34.2±7.8	a	34.8±7.3	a	25.8±7.0	a

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

*DA= dosis alta ($CL_{95} * 5$), **DM= dosis media ($CL_{95} * 3$), ***DB=dosis baja ($CL_{95} * 3$).

Tabla 6. Análisis de varianza del estudio de efectividad sobre de *T. urticae* en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	19	0.116	0.006	6.907	2.54e-05	6.15
7 Días	19	0.595	0.031	834.87	2e-16	3.31
14 Días	19	0.512	0.026	357.64	2e-16	3.75
21 Días	19	0.005	2.94e-04	99.94	2e-16	0.789

A continuación, se muestra la efectividad biológica de los extractos vegetales sobre *T. urticae* en el estudio de campo.

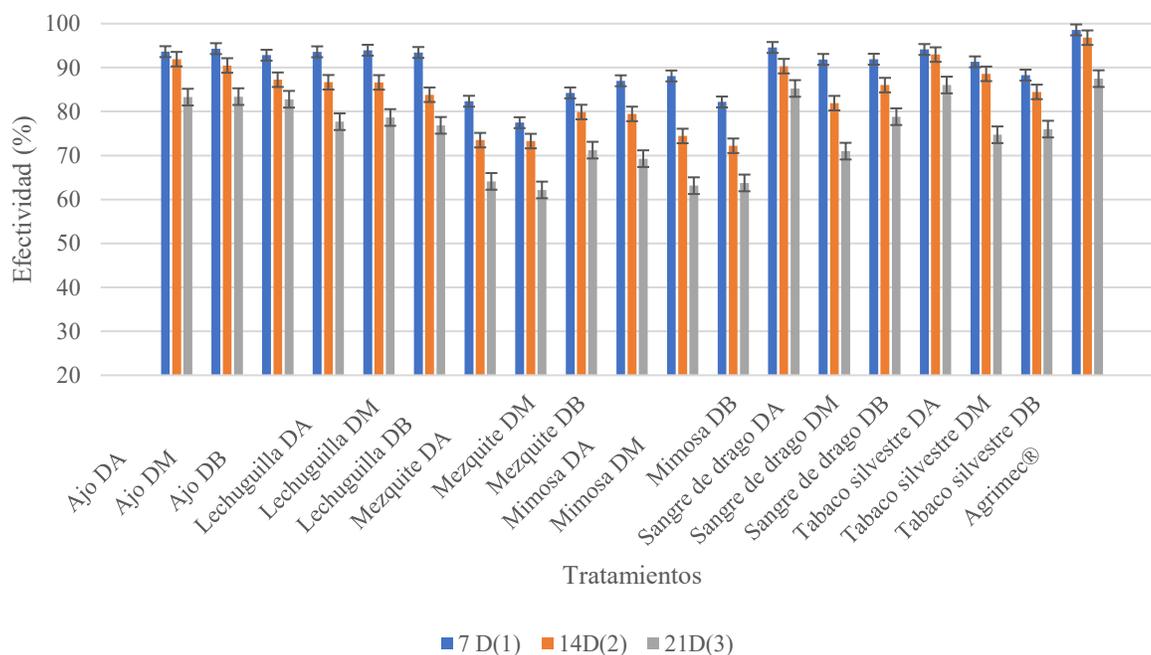


Figura 2. Efectividad biológica de extractos vegetales sobre *T. urticae* en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Carrillo *et al.*, (2009) evaluaron extractos crudos *R. communis* sobre *T. urticae*, a la concentración de 1 % obteniendo mortalidad de 5.1 %, esto difiere de los resultados obtenidos en esta investigación. Filho *et al.*, (2013) reportaron una CL_{50} de 350 ppm sobre *T. urticae* la cual coincide con la alcanzada en la presente investigación. Kanouh

& Alkarim (2018) indicaron el efecto fumigante de *C. sinensis* sobre *Phytoseiulus persimilis* y *T. urticae*, obteniendo una CL₅₀ de 2,215 ppm para este último, estos resultados difieren de lo obtenidos dado que en solo se evaluó el efecto de los gases y no existió contacto directo. El extracto de *Nicotiana tabacum* tiene efecto sobre la biología de *T. urticae* además de presentar una CL₅₀ de 120 ppm (Almansour & Akbar, 2013), los resultados coinciden a los obtenidos en este ensayo, pero difieren de los reportados por Akyazi *et al.*, (2018) en el cual también evaluaron *N. tabacum* pero con una CL₅₀ de 33,700 ppm.

Los resultados para la lila difieren de los reportados por Yanar *et al.*, (2011), quienes evaluaron el efecto de frutos sobre *T. urticae* reportando una mortalidad de 74 % a una concentración del extracto de 36 % asimismo de lo reportado por Carrillo *et al.*, (2009) quienes a 10,000 ppm obtuvieron una mortalidad de 10 %. Encina *et al.*, (2011) mencionaron mortalidad de 66.2 % del extracto acuoso de lila, esto difiere de los resultados en esta investigación. En un estudio de campo con frutos lila sobre *Oligonychus coffeae*, Roy & Mukhopadhyay (2012) reportaron actividad ovicida y buena eficacia sobre el ácaro del cafeto. Adi & Richard (2014) evaluaron el extracto de semilla de *P. erosus* sobre *Plutella xylostella*, las palomillas tratadas con este extracto redujeron significativamente la tasa de oviposición. Li *et al.*, (2009) señalaron efectos sobre *Aedes albopictus*, *Aphis gossypii*, *Agrius convolvuli* y *P. xylostella*, en este trabajo se logró identificar el compuesto insecticida (2a-hidroxi-rotenona) mismo que seguiría evaluando Huang *et al.*, (2009) en diferentes plagas de crucíferas.

Choi *et al.*, (2004) reportaron efecto de los gases del aceite esencial de *E. globulus* sobre *P. persimilis* y *T. urticae*, ejerciendo un efecto ovicida para ambas especies, *E. camaldulensis* también presenta efectos ovicidas (63 %) para este último (Yanar *et al.*, 2011). Este efecto sobre la oviposición también lo reportaron Pirali *et al.*, (2009) sobre *Rhipicephalus annulatus* donde se redujo significativamente las masas de huevecillos. Magdaş *et al.*, (2010) indicaron mortalidad de 100% a una concentración de 0.6% de *E. globulus* sobre *Dermanyssus gallinae*. Diferentes especies del género *Eucaliptus* se han

evaluado (*E. citriodora*, *E. globulus* y *E. staigeriana*) sobre *Boophilus microplus* con buenos resultados (Chagas *et al.*, 2002).

Los resultados difieren de lo obtenido por Carrillo *et al.*, (2009) quienes señalaron que el extracto de *T. erecta* a una concentración de 1% causaron mortalidad de 10% sobre *T. urticae*. Braga *et al.*, (2013) indicaron mortalidad y repelencia del extracto acuoso de *T. minuta* sobre *Brevicoryne brassicae*, Politi *et al.*, (2013) comentaron que el aceite esencial de partes aéreas de esta planta se puede utilizar como alternativa de control sobre *Rhipicephalus sanguineus*, asimismo se sabe del efecto de bajas concentraciones sobre *Cimex lectularius* con CL₅₀ de 15.85 y CL₉₅ de 55.44 ppm (Politi *et al.*, 2016).

Pangnakorn y Chuenchooklin (2018) evaluaron el efecto fumigante del aceite esencial de *A. farnesiana* sobre *Sitophilus zeamais*, resultando eficiente para el manejo de esta plaga de granos almacenados. Al (2004) indico efectos de polvo de huizache para el control de *Trogoderma granarium* en pruebas de laboratorio. Valdés *et al.*, (2016) señalaron el efecto de extracto de *P. laevigata* sobre la biología de *Scyphophorus acupunctatus*, los insectos tratados presentaron disminución del peso en diferentes instares. Salinas *et al.*, (2009) reportaron actividad insecticida de fracciones de del extracto de mezquite sobre *Spodoptera frugiperda*, el cual redujo significativamente la emergencia de adultos. Da Penha *et al.*, (2018) mencionaron actividad de extracto acuoso de *Prosopis jundiflora* sobre *Tetranychus bastosi*.

Diferentes compuestos derivados del género *Piper* se han evaluado, como la piperonalina y piperoctadecalidina extraída de frutos secos de *P. longum* sobre *T. urticae*, *Myzus persicae*, *Nilaparvata lugens* y *Spodoptera litura* (Byeoung *et al.*, 2002), sobre *P. xylostella* se sabe del efecto de la piperoleina B y piperchabamida D (Hwang *et al.*, 2017), la piperina extraída de *P. nigrum* sobre diferentes especies del género *Anopheles* (Samuel *et al.*, 2016) igualmente de extractos de estas dos especies sobre el control de *Hyalomma anatolicum* (Singh *et al.*, 2017).

Marimuthu *et al.*, (2010) indicaron que el extracto acuoso y nanopartículas de plata de *Mimosa pudica* tienen efectos sobre *Anopheles subpictus*, *Rhipicephalus microplus* y

Culex quinquefasciatus, en este último también [Kamaraj et al., \(2010\)](#) reportaron efectos de knockdown y mortalidad. [Torres et al., \(2003\)](#) reportaron actividad antioxidante y regulación de crecimiento del extracto metanólico de *Y. periculosa* sobre *S. frugiperda*, teniendo como compuesto activo 3,30,5,50-tetrahidroxi-4-metoxiestilbeno responsable de alteraciones en el sistema endocrino del insecto además se logra identificar otros compuestos asociados a la mortalidad. [Chapagain et al., \(2007\)](#) señalaron altos contenidos de saponinas en extractos acuosos derivados de *Y. schidigera* con amplias aplicaciones en el control de organismos fitopatógenos. [Guimarães et al., \(2016\)](#) comentaron la actividad citotóxica del extracto de *Agave sisalana* sobre las células de *Aedes aegypti*, [Chrinius et al., \(2015\)](#) evaluaron la eficacia de este extracto sobre *Callosobruchus maculatus*, teniendo efecto sobre la oviposición y la supervivencia de larvas y pupas. Uno de los compuestos presentes en *A. attenuata* y *A. cantala* son las saponinas las cuales tienen importantes efectos insecticidas ([Chaieb, 2010](#)).

[Mossa et al., \(2018\)](#) señalaron la actividad de nanoemulsiones de *A. sativum* sobre dos eriófidos *Aceria oleae* y *Tegolophus hassani*, teniendo buenos resultados. [Kaputa et al., \(2015\)](#) indicaron eficiencia de este extracto ajo sobre *T. urticae* en el cultivo de tomate *Solanum lycopersici*, esto coincide con lo comentado por [Raghavendra et al., \(2017\)](#) quienes realizaron un estudio similar. [Pedersen & Godfrey \(2011\)](#) señalaron presencia de cucurbitacinas, compuestos presentes en la calabacilla loca que funcionan como fagoestimulantes para algunos insectos, estos compuestos son mencionados por [Van Rozen & Ester \(2010\)](#) quienes indicaron que en combinación con insecticidas convencionales funciona como una estrategia de manejo a *Diabrotica virgifera* en maíz.

El género *Jatropha* tiene muchas aplicaciones en la actualidad, su eficacia en diferentes áreas se basa en sus numerosos compuestos en casi todas las especies ([Devappa et al., 2010](#)). Estos actúan como antialimentarios y repelentes en un gran número de insectos y ácaros, pocas plantas tiene la ventaja de causar efectos sobre la biología como las de este género ([Gopalakrishnan et al., 2014](#)). [Yáñez et al., \(2014\)](#) reportaron actividad acaricida del aceite esencial de *T. vulgaris* sobre *T. urticae* además de los principales compuestos

(Timol y p cimeno), asimismo se sabe el efecto de aceites esenciales (Flores *et al.*, 2017) y polvos (Quiñones *et al.*, 2017) sobre *S. zeamais*.

Kheradmand *et al.*, (2015) indicaron toxicidad y repelencia del aceite de comino sobre *T. urticae* y los compuestos presentes (α - Pineno, 1,8-Cineole, Linalool), Martínez *et al.*, (2011) reportaron compuestos similares en esta misma formulación. Otros son los reportados por Kedia *et al.*, (2015) entre los que destacan (cuminaldehído, cimeno y terpinenos) estos tienen efecto fumigante, repelente y ovicida sobre *C. chinensis* y *S. oryzae*. Las especies del género *Cinnamomum* son conocidas por su efecto acaricida, tal el caso de *C. camphora* donde los compuestos (2,4-di- terc -butilfenol y oleato de etilo) son los responsables de la mortalidad de *T. cinnabarinus* (Chen & Dai, 2015). Tasnin & Khalequzzaman (2016) comentaron del efecto fumigante de *C. zeylanicum* sobre diferentes estadios de *T. urticae* de igual forma Reddy & Dolma (2017) señalaron actividad de *C. camphora* sobre este mismo ácaro.

Kaiser *et al.*, (2018) señalaron los principales compuestos en el extracto de la gualda encontrando polifenoles, luteolina y apigenina, asimismo la actividad para encapsular conidias de *Beauveria bassiana*. Curto *et al.*, (2015) indicaron actividad de la planta sobre las poblaciones de *Meloidogyne incognita*. El extracto de *P. lanceolata* tiene amplio aspecto contra diferentes vermífugos (Zanoniani *et al.*, 2017). Lalita y Yadav (2018) reportaron efectos de *Plantago psyllium* sobre larvas de *Galleria mellonella*, además se sabe del potencial sobre diferentes hongos fitopatógenos (Bhat *et al.*, 2017; Parveen *et al.*, 2017).

Chicharrita *C. costalis*

Ensayo de laboratorio

Enseguida se muestran la susceptibilidad (CL₅₀ y CL₉₅) de *C. costalis* a los 21 extractos evaluados, además de los parámetros de confianza del estudio en laboratorio.

Tabla 7. Concentraciones letales, límites fiduciales y parámetros de confianza de los extractos vegetales sobre la chicharrita *C. costalis*.

Extracto	CL ₅₀	Límites fiduciales	CL ₉₅	Límites fiduciales	R ²	GL	E. de predicción	Pr>X ²
Higuerilla (<i>Ricinus communis</i>)	2182	2010-372	9991	8105-13149	0.844	7	-8.313+2.490X	<0.0001
Naranja (<i>Citrus sinensis</i>)	3080	2136-4109	14712	9572-33631	0.942	6	-8.449+2.422X	<0.0001
Tabaco silvestre (<i>Nicotiana glauca</i>)	1940	1633-2279	7132	5269-11838	0.941	6	-9.563+2.909X	<0.0111
Lila (<i>Melia azedarach</i>)	2414	1904-2948	9236	6310-20661	0.944	7	-9.548+2.823X	<0.0001
Jícama (<i>Pachyrhizus erosus</i>)	2563	2168-3035	14180	9850-25182	0.953	7	-7.547+2.214X	<0.0379
Eucalipto (<i>Eucalyptus globulus</i>)	2239	2059-2436	9680	7836-12843	0.94	6	-8.667+2.587X	<0.0001
Cempasúchil (<i>Tagetes erecta</i>)	2040	1600-2538	11013	7417-21564	0.97	6	-7.435+2.246X	<0.0059
Huizache (<i>Acacia farnesiana</i>)	1570	1425-1738	8503	6606-11910	0.942	6	-7.166+2.242X	<0.0001
Mezquite (<i>Prosopis laevigata</i>)	1478	1341-1616	5725	4857-7065	0.956	5	-8.865+2.797X	<0.0001
Pimienta negra (<i>Piper nigrum</i>)	1433	1127-1782	7680	5101-15780	0.98	6	-7.121+2.256X	<0.0049
Uña de gato (<i>Mimosa zygophylla</i>)	1166	947-1388	6672	4734-11608	0.923	6	-6.659+2.171X	<0.0797
Yuca (<i>Yucca schidigera</i>)	1520	1362-1682	8869	6987-12237	0.951	6	-6.832+2.147X	<0.0001
Lechuguilla (<i>Agave lechuguilla</i>)	1549	1308-1826	7930	5605-13793	0.966	7	-7.399+2.319X	<0.0259
Ajo (<i>Allium sativum</i>)	1508	1423-1598	4205	3724-4891	0.822	7	-11.74+3.694X	<0.0001
Calabacilla loca (<i>Cucurbita foetidissima</i>)	1734	1363-2088	7362	5014-16480	0.989	6	-8.485+2.619X	<0.0032
Sangre de drago (<i>Jatropha dioica</i>)	1275	1117-1429	9736	7062-15643	0.935	6	-5.786+1.863X	<0.0001
Tomillo (<i>Thymus vulgaris</i>)	2216	1913-2540	8169	6368-11824	0.975	7	-9.712+2.903X	<0.0227
Comino (<i>Cuminum cyminum</i>)	2130	1759-2452	8409	6395-13506	0.985	6	-9.180+2.758X	<0.0823
Canela (<i>Cinnamomum verum</i>)	1459	1212-1739	6401	4639-10676	0.946	6	-8.105+2.562X	<0.0221
La gualda (<i>Reseda luteola</i>)	1923	1761-2098	7732	6367-9982	0.961	5	-8.939+2.722X	<0.0001
Llantén (<i>Plantago lanceolata</i>)	1916	1357-2425	15061	9457-37223	0.923	6	-6.030+1.837X	<0.0258

CL: Concentraciones letales. Límites fiduciales: Intervalos de confianza. $P \leq 0.05$.

Los extractos de uña de gato, sangre de drago, pimienta negra, canela y mezquite mostraron las concentraciones letales medias más bajas del ensayo, las cuales van desde 1166 hasta 1478 ppm. Tabaco silvestre, huizache, yuca, lechuguilla, ajo, calabacilla loca, la gualda y el llantén mostraron valores de CL₅₀ entre 1508 y 1940 ppm los cuales muestran susceptibilidad media contra *C. costalis*. Los extractos a los que mostro menor susceptibilidad fueron higuerilla, lila, jícama, eucalipto, cempasúchil, tomillo, comino y naranja, sus valores van desde 2040 a 3080 ppm. La CL₅₀ más baja fue de 1166 ppm del extracto de uña de gato y la más alta por el de naranja con 3080 ppm.

Ensayo de campo

En seguida, se muestran el promedio de individuos de *C. costalis* el estudio de efectividad biológica.

Tabla 8. Promedio de individuos de *C. costalis* en el estudio de efectividad biológica.

Tratamiento	Premuestreo (Media± SD)		7 días (Media±SD)		14 días (Media± SD)		21 días (Media± SD)	
Ajo DA*	8.00±1.3	abcde	3.33±0.6	h	1.33±0.6	h	0.65±0.5	f
Ajo DM**	7.87± 0.9	abcde	4.67±0.6	fg	2.00±0.0	g	1.67±0.6	de
Ajo DB***	8.50±1.3	abc	5.00±1.0	ef	2.00±1.0	g	1.67±0.5	de
Lechuguilla DA	8.13± 0.80	abcde	5.00±1.0	ef	4.33±0.6	d	2.00±0.0	cde
Lechuguilla DM	8.67±1.52	ab	7.00±2.0	bc	5.67±0.6	bc	3.67±0.6	bc
Lechuguilla DB	8.20±1.21	abcde	4.67±1.1	fg	4.70±0.57	cd	3.67±0.5	bc
Mezquite DA	8.70± 0.60	a	7.33±2.1	ab	4.67±1.5	d	4.00±1.0	b
Mezquite DM	6.90±2.5	e	4.33±1.5	g	4.71±1.15	cd	3.67± 0.6	bc
Mezquite DB	7.33± 0.35	de	5.67±1.1	de	4.67±0.6	cd	4.00±1.0	b
Mimosa DA	8.33± 1.15	abcd	5.67±0.6	de	4.70±0.5	cd	3.33± 1.15	bcd
Mimosa DM	7.00± 1.0	de	6.00±1.0	cd	4.67±0.6	cd	4.33± 0.6	b
Mimosa DB	7.17± 0.28	cde	4.67±0.6	fg	4.70± 1.0	de	4.00±1.0	b
Sangre de drago DA	8.30± 1.4	abcd	5.00±1.0	ef	1.67±1.15	gh	1.33±0.5	ef
Sangre de drago DM	8.27± 1.3	abcde	5.33± 1.5	def	3.00±0.0	f	2.67± 0.5	bcde
Sangre de drago DB	6.00± 1.5	abcde	5.00±1.0	ef	3.33±0.6	ef	2.33± 0.6	bcde
Tabaco silvestre DA	8.17± 1.4	abcde	6.00±1.0	cd	3.30±1.52	ef	1.67±0.5	de
Tabaco silvestre DM	8.33± 1.5	abcd	6.00±1.0	cd	6.00±1.0	b	2.67±1.15	bcde
Tabaco silvestre DB	7.73± 1.0	abcde	5.67±0.6	de	5.67±0.6	bc	3.00±1.7	bcde
Rotaprid®	7.33± 1.15	bcde	0.67±0.6	i	1.00±1.0	i	0.67±0.5	f
Testigo	8.17± 1.0	abcde	8.33± 1.1	a	9.00±1.7	a	8.50±0.5	a

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

*DA= dosis alta (CL₉₅*5), **DM= dosis media (CL₉₅*3), ***DB=dosis baja (CL₉₅*3).

Tabla 9. Análisis de varianza del estudio de efectividad biológica de *C. costalis* en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	19	0.0053	0.0002	5.199	0.000225	2.628
7 Días	19	0.1095	0.0057	252.93	2e-16	2.153
14 Días	19	0.1533	0.0080	162.24	2e-16	3.663
21 Días	19	0.1512	0.0079	26.261	6.19e-11	10.668

A continuación, se muestra la efectividad biológica de los extractos vegetales sobre *C. costalis* en el estudio de campo.

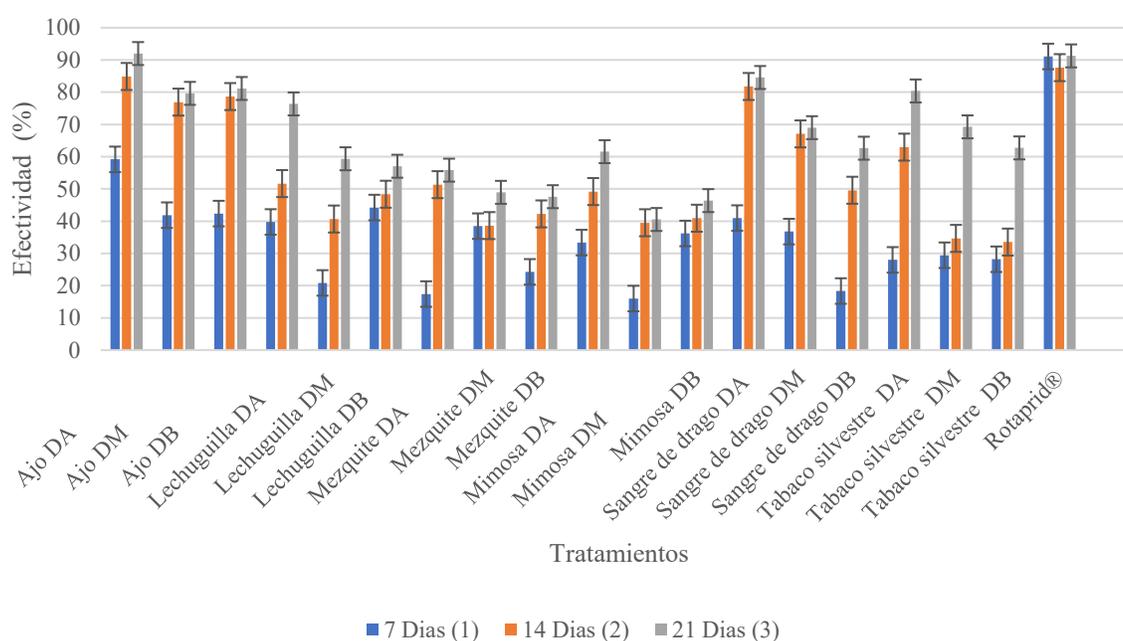


Figura 3. Efectividad biológica de extractos vegetales sobre *C. costalis* en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Said y Inayatullah (2015) reportaron buena eficacia en un estudio de campo con formulaciones de *Azadirachta indica*, *Parthenium hysterophorus*, *Allium sativum*, *Datura alba* y *Curcuma longa* sobre la chicharrita *Amrasca devastans* en girasol (*Helianthus annuus*). Abdullah et al., (2017) comentaron buenos resultados de las aplicaciones de *A. indica* sobre *Amrasca biguttula* en cultivares de algodón, asimismo Mouly et al., (2018) señalaron el uso de *A. indica* y *Millettia pinnata* como alternativa

de manejo a la chicharrita de mango (*Idioscopus nitidulus*) en sistemas de producción orgánicos, los autores concluyen en la significativa disminución de las poblaciones.

Zhang & Chen (2015a) comentaron el efecto repelente por parte de aceites de *Thymus mongolicus*, *Cinnamomum zeylanicum*, *Cuminum cyminum*, *Eucalyptus polybractea* sobre la chicharrita *Empoasca vitis* en el cultivo de té (*Camellia sinensis*). También se conoce el efecto repelente de *P. nigrum*, *Litsea cubeba*, *Zanthoxylum bungeanum* y *Curcuma longa* sobre la chicharra del arroz (*Nephotettix cincticeps*) además reportan los principales fitoquímicos responsables de la actividad insecticida (piperina y el linalool) (Chakira *et al.*, 2017). Para el manejo de vectores, Chaudhary *et al.*, (2017) señalaron extractos neem (*A. indica*), ajo (*A. sativum*), jengibre (*Zingiber officinale*) y cebolla (*Allium cepa*) para manejo del vector del virus BYVMV en Okra (*Abelmoschus esculentus*). Khan *et al.*, (2017) indicaron el uso de *Daphne mucronata*, *Tagetes minuta*, *Calotropis procera*, *Boenninghausenia albiflora*, *Eucalyptus sideroxylon*, *C. camphora* e *Isodon rugosus* sobre el pulgón del durazno (*Acyrtosiphon pisum*) con resultados prometedores. Ashfaq *et al.*, (2019) reportaron el uso de *M. azedarach* y *E. camaldulensis* sobre mosca blanca *B. tabaci* en el cultivo de algodón con buenos resultados.

Mosca blanca *T. vaporariorum*

Ensayo de laboratorio

Enseguida se muestran la susceptibilidad (CL₅₀ y CL₉₅) de *T. vaporariorum* a los 21 extractos evaluados, además de los parámetros de confianza del estudio en laboratorio.

Tabla 10. Concentraciones letales, límites fiduciales y parámetros de confianza de los extractos vegetales sobre mosca blanca *T. vaporariorum*.

Extracto	CL ₅₀	Límites fiduciales	CL ₉₅	Límites fiduciales	R ²	GL	E. de predicción	Pr>X ²
Higuerilla (<i>Ricinus communis</i>)	1257	1058-1455	6042	4615-9033	0.844	8	-7.477+ 2.412X	0.0288
Naranja (<i>Citrus sinensis</i>)	2804	2157-3561	19185	12849-35513	0.942	7	-6.789+1.96 X	0.0027
Tabaco silvestre (<i>Nicotiana glauca</i>)	1260	1037-1496	6498	4627-11251	0.941	6	-7.158+2.308X	0.0535

Lila (<i>Melia azedarach</i>)	1394	1166-1647	8685	6106-14891	0.944	7	-6.510+2.070X	0.0666
Jicama (<i>Pachyrhizus erosus</i>)	2026	1870-2191	7519	6390-9237	0.953	6	-9.55+2.88X	0.0001
Eucalipto (<i>Eucalyptus globulus</i>)	1295	1124-1478	5009	3852-7464	0.94	7	-8.711+2.799X	0.041
Cempasúchil (<i>Tagetes erecta</i>)	2029	1813-2256	12402	9914-16545	0.965	6	-6.918+2.091X	0.0001
Huizache (<i>Acacia farnesiana</i>)	1638	1474 -1833	10585	7891-15798	0.942	6	-6.525+2.030X	0.0001
Mezquite (<i>Prosopis laevigata</i>)	1365	1150-1617	5015	3711-8122	0.956	5	-9.126+2.910X	0.0534
Pimienta negra (<i>Piper nigrum</i>)	1528	1358-1723	10648	7825-16318	0.98	5	-6.212+1.951X	0.0001
Uña de gato (<i>Mimosa zygophylla</i>)	778	698-861	3885	3135-5168	0.936	5	-6.810+2.355X	0.0001
Yuca (<i>Yucca schidigera</i>)	1233	1105-1364	7709	6159-10327	0.957	7	-6.386+2.066X	0.0001
Lechuguilla (<i>Agave lechuguilla</i>)	1035	932-1137	4983	4094-6464	0.971	6	-7.266+2.410X	0.0001
Ajo (<i>Allium sativum</i>)	890	823-956	2853	2472-3443	0.848	6	-9.589+3.251X	0.0001
Calabacilla loca (<i>Cucurbita foetidissima</i>)	1656	1329-2006	8266	5474-18317	0.99	7	-7.583+2.355X	0.0014
Sangre de drago (<i>Jatropha dioica</i>)	795	698-885	4301	3461-5812	0.944	6	-6.507+2.243X	0.0001
Tomillo (<i>Thymus vulgaris</i>)	1808	1419 -2285	10422	6611-23916	0.978	7	-7.042+2.162X	0.0003
Comino (<i>Cuminum cyminum</i>)	2803	2224-3398	15740	10172-37091	0.987	6	-7.566+2.194X	0.0188
Canela (<i>Cinnamomum verum</i>)	1420	1141-1741	6512	4516-12136	0.954	6	-7.840+2.487X	0.0048
La gualda (<i>Reseda luteola</i>)	1948	1777-2143	9294	7496-12256	0.967	6	-7.973+2.423X	0.0001
Llantén (<i>Plantago lanceolata</i>)	996	835-1154	11098	8003-17571	0.844	6	-4.710+1.571X	0.0001

CL: Concentraciones letales. Límites fiduciales: Intervalos de confianza. $P \leq 0.05$.

Los extractos que a los que mostro más susceptibilidad *T. vaporariorum* fueron uña de gato, sangre de drago, ajo y llantén con 778, 795, 890 y 996 ppm respectivamente. Los extractos que mostraron menor susceptibilidad fueron naranja y comino con 2804 y 2803 ppm respectivamente.

Ensayo de campo

En seguida, se muestran el promedio de adultos de *T. vaporariorum* durante el estudio de efectividad biológica.

Tabla 11. Promedio de adultos de *T. vaporariorum* durante el estudio de efectividad biológica.

Tratamiento	Premuestreo (Media±SD)	7 Días (Media±SD)	14 Días (Media±SD)	21 Días (Media±SD)
Ajo DA*	7.53±0.45 abcde	1.50±0.36 i	1.37±0.15 l	0.80±0.25 j

Ajo DM**	7.00±0.70	def	3.80±0.66	f	3.27±0.57	f	1.17±0.30	hi
Ajo DB***	7.20±0.20	f	5.10±0.45	cd	4.37±0.63	c	1.23±0.25	hi
Lechuguilla DA	7.50±0.60	abcde	2.37±0.32	h	1.83±0.37	j	0.97±0.45	ij
Lechuguilla DM	7.17±0.37	def	3.10±1.31	g	2.70±0.52	hi	1.60±0.26	fg
Lechuguilla DB	7.73±0.63	ab	4.10±0.37	ef	3.90±0.10	d	2.10±0.15	cde
Mezquite DA	7.23±1.46	def	5.60±0.26	bc	3.90±0.35	d	1.70±0.20	ef
Mezquite DM	7.70±0.72	ab	6.00±0.85	b	4.86±0.21	b	2.33±0.21	c
Mezquite DB	7.53±0.87	abcde	5.90±0.23	b	5.10±0.55	b	3.67±0.50	b
Mimosa DA	7.60±0.66	abc	3.67±0.25	f	3.10±0.85	fg	2.20±0.56	c
Mimosa DM	7.10±0.34	ef	4.63±1.00	de	3.53±0.45	e	1.67±0.21	ef
Mimosa DB	7.53±0.55	abcde	5.00±0.55	cd	4.43±0.31	c	2.30±0.63	c
Sangre de drago DA	7.60±1.0	abcd	1.70±0.15	i	1.47±0.45	kl	0.87±0.32	j
Sangre de drago DM	7.80±0.50	a	2.77±0.96	gh	2.50±0.56	i	1.27±0.25	gh
Sangre de drago DB	7.23±0.35	cdef	4.43±0.50	de	4.43±0.51	c	1.60±0.26	fg
Tabaco silvestre DA	7.53±1.35	abcde	1.80±0.36	i	1.53±0.15	k	1.00±0.20	hij
Tabaco silvestre DM	7.73±0.87	ab	3.77±2.00	f	2.93±0.96	gh	1.73±0.21	def
Tabaco silvestre DB	7.60±0.55	abcd	4.53±0.45	de	3.77±0.25	de	2.13±0.32	cd
Rotaprid®	7.30±0.62	bcdef	0.53±0.35	j	0.40±0.17	m	0.13±0.06	k
Testigo	7.67±0.51	abc	8.20±0.98	a	9.17±1.66	a	5.83±0.75	a

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

*DA= dosis alta ($CL_{95} * 5$), **DM= dosis media ($CL_{95} * 3$), ***DB=dosis baja ($CL_{95} * 3$).

Tabla 12. Análisis de varianza del estudio de efectividad biológica sobre *T. vaporariorum* en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	19	0.0011	0.0001	9.10	2.59e-06	0.9273
7 Días	19	0.1468	0.0077	386.96	2e-16	2.3393
14 Días	19	0.1487	0.0078	1885.9	2e-16	1.1458
21 Días	19	0.0939	0.0049	235.99	2e-16	3.6043

A continuación, se la efectividad biológica de los extractos vegetales sobre *T. vaporariorum* en el estudio de campo.

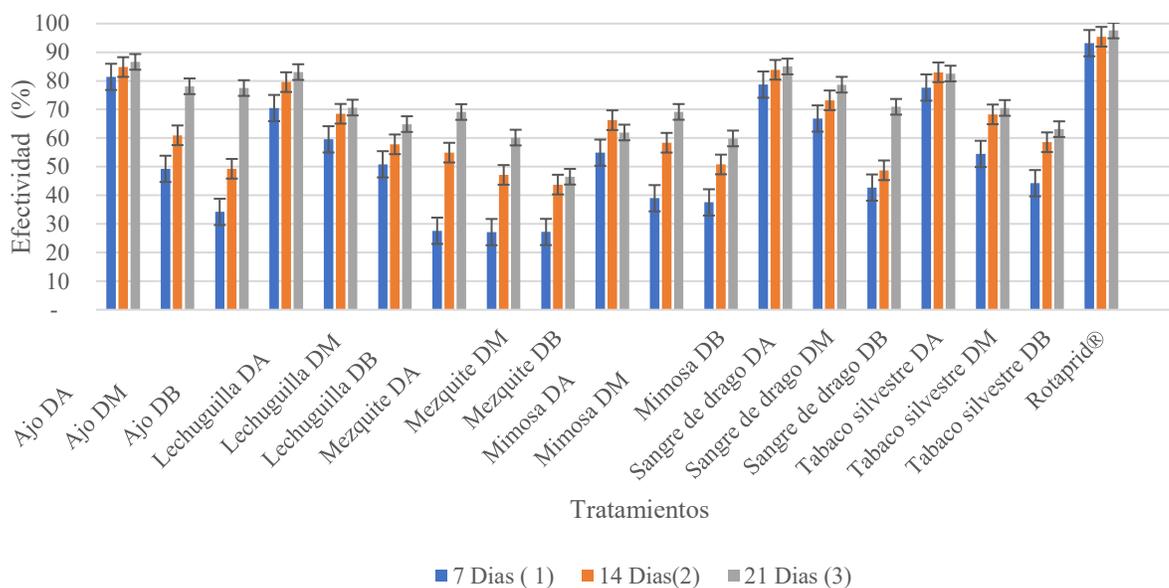


Figura 4. Efectividad biológica de extractos vegetales sobre *T. vaporariorum* en el cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Diferentes insecticidas botánicos (IB) han sido utilizados para el manejo de mosca blanca; Hussein *et al.*, (2017) reportaron el uso de *Eucalyptus citriodora*, *Schinus terebinthifolius* y *Corymbia citriodora* sobre *B. tabaci* y *Trialeurodes ricine*, los IB utilizaron tuvieron buena eficacia y efecto repelente sobre las especies de moscas blancas. Vite *et al.*, (2018) señalaron el uso de pimienta negra y tomillo sobre *B. tabaci*, la CL_{50} reportada en este trabajo difiere de la obtenida para estos extractos en el presente estudio.

Mehmood *et al.*, (2018) indicaron la eficacia del extracto de ajo *A. sativum* para el manejo de mosca blanca en tomate (*Solanum lycopersicum*), reduciendo significativamente la incidencia del virus del enrollamiento de la hoja (TLCV), investigación similar realizaron Bikash *et al.*, (2017) donde evaluaron los extractos de ajo y tabaco como alternativa de manejo al vector del virus de enrollamiento amarillo de la hoja (TYLCV), reduciendo incidencia y bajando poblaciones. Barde & Shrivastava (2017) señalaron la efectividad del aceite de higuera sobre *B. tabaci* y *Liriomyza trifolii* en tomate.

Deletre *et al.*, (2015) indicaron el uso aceites de canela *C. zeylanicum*, comino, eucalipto, pimienta y tomillo sobre *B. tabaci*, para todos reportan efectos repelentes y buen control. El extracto de *Nicotiana* se ha sido utilizado para el control de *P. xilostella*, *B. brassicae* y *M. persicae* (Amoabeng *et al.*, 2018). Delkhood *et al.*, (2013) señalaron efecto fumigante del aceite de limón *Citrus limon* sobre *T. vaporariorum*, los extractos derivados del género *Citrus* son muy seguro y eficientes para el manejo de las diferentes plagas (Zarubova *et al.*, 2014).

Ashfaq *et al.*, (2019) indicaron los efectos de los extractos de lila y eucalipto *E. camaldulensi* sobre *B. tabaci* en el cultivo de algodón, en el cual la población se redujo significativamente la población, asimismo se sabe del efecto repelente de género *Melia* sobre *T. vaporariorum* (Kumar *et al.*, 2019). Kashyap *et al.*, (2016) reportaron del uso de extractos a base de Meliáceas como posibles potencializadores de mezclas con insecticidas convencionales para el manejo de mosca blanca.

Efecto de los extractos sobre las plantas de vid

A continuación, se muestran el efecto de los extractos vegetales sobre el cultivo, las variables agronómicas consideradas para este estudio son altura de planta, grados Brix, nuevos brotes y longitud de sarmientos.

Altura

En seguida se muestra el efecto de los extractos sobre las plantas de vid de la variedad Merlot.

Tabla 13. Promedio de la altura de las plantas de vid tratadas con los extractos vegetales.

Tratamiento	Premuestreo (Media±SD)		15 Días (Media±SD)		30 Días (Media±SD)	
Ajo	1.85± 0.07	a	1.97± 0.01	bc	2.18±0.05	b
Lechuguilla	1.82±0.04	a	2.07±0.06	a	2.30±0.08	a
Tabaco silvestre	1.82±0.05	a	1.98±0.04	b	2.07±0.04	bc
Mimosa	1.80±0.04	a	1.97±0.03	bc	2.02±0.08	cd
Sangre de drago	1.80±0.05	a	1.97±0.02	bc	2.16± 0.13	b
Mezquite	1.79±0.03	a	1.98± 0.03	b	2.04±0.06	cd
Agrimec®	1.77± 0.09	a	1.92±0.02	c	1.94± 0.02	d
Rotaprid®	1.77± 0.05	a	1.92± 0.02	c	1.95±0.01	d

Testigo 1.77 ± 0.05 a 1.93 ± 0.02 bc 1.95 ± 0.02 d
 SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

Tabla 14. Análisis de varianza del efecto en la altura de las plantas de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	8	0.04668	0.005835	1.593	0.142	3.362676
15 Días	8	0.15449	0.019311	14.5	2.24e-12	1.855245
30 Días	8	1.1115	0.13894	28.16	2e-16	3.397902

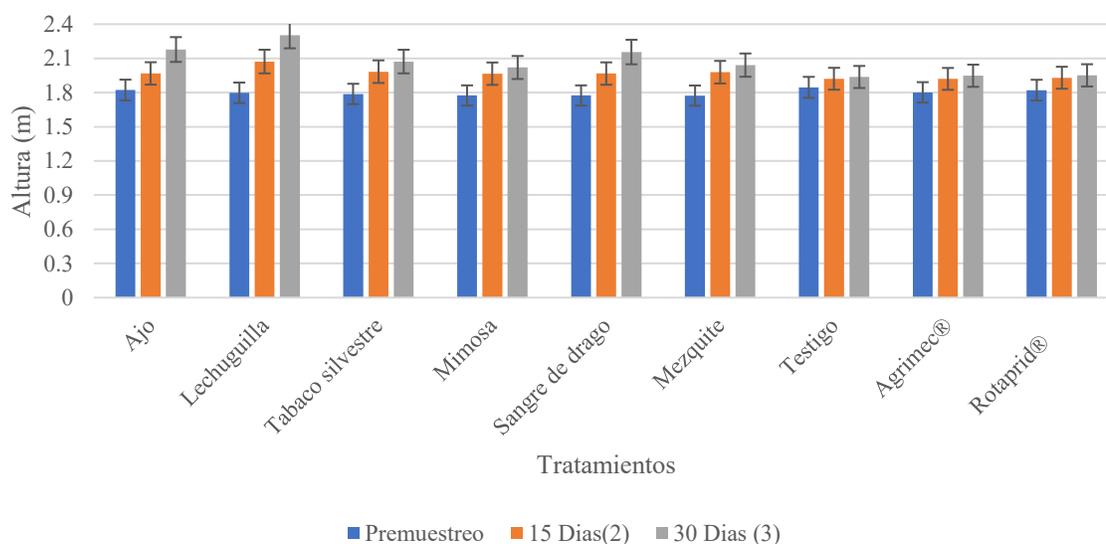


Figura 5. Efecto de extractos vegetales en la altura de las plantas de vid var. Merlot. San Juan de la Vaquería. Saltillo. Coahuila.

Los extractos que tuvieron efectos significativos sobre la altura de las plantas fueron lechuguilla, ajo y sangre de drago, superando los 2.10 m en los tres casos, las plantas no tratadas no superaron los 2.0 m. Ningún extracto retraso la tasa de crecimiento de las plantas.

Grados Brix

En seguida, se muestra el efecto de los extractos sobre los azúcares totales (grados Brix) de los frutos de vid var. Merlot.

Tabla 15. Promedio en los grados Brix de frutos de vid tratados con los extractos vegetales.

Tratamiento	Premuestreo (Media±SD)	7 Días (Media±SD)	15 Días (Media±SD)
Ajo	16.59± 1.05 a	19.11± 0.43 ab	21.56± 0.46 abc
Lechuguilla	15.60± 0.85 a	19.39± 0.48 a	20.89± 0.70 bc
Tabaco silvestre	14.73± 4.99 a	18.89± 0.65 ab	21.33± 0.50 abc
Mimosa	15.74± 0.81 a	18.17± 0.71 b	21.61± 0.60 ab
Sangre de drago	15.60±1.07 a	19.17± 0.90 ab	20.67± 0.50 c
Mezquite	16.56± 0.81 a	18.82± 0.66 ab	21.11± 0.82 abc
Agrimec®	16.33± 0.83 a	19.21± 0.98 ab	21.76± 0.23 ab
Rotaprid®	16.00± 0.87 a	19.39± 0.81 a	21.96± 0.88 a
Testigo	16.27± 1.04 a	19.24± 0.69 ab	21.67± 0.61 ab

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

Tabla 16. Análisis de varianza del efecto sobre los grados Brix de la vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	8	25.14	3.142	0.893	0.893	11.773
7 Días	8	10.51	1.3135	2.524	0.0177	3.78811
14 Días	8	13.15	1.6442	4.312	0.00028	2.886309

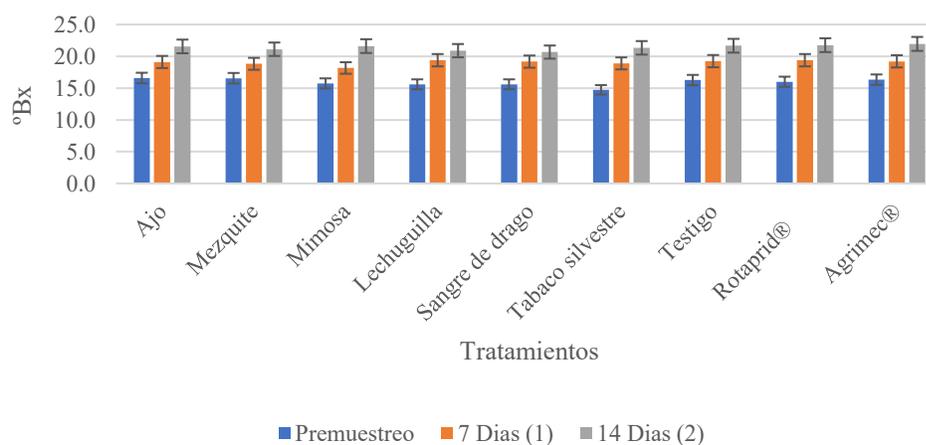


Figura 6. Efecto de extractos vegetales sobre los grados Brix de los frutos vid var. Merlot. San Juan de la Vaquería. Saltillo. Coahuila.

Ninguno de los extractos en estudio tuvo efecto significativo sobre los grados Brix en la vid var. Merlot, en todos los casos de las plantas tratadas con los extractos se alcanzó de manera satisfactoria el contenido de azúcares totales.

Brotos

En seguida, se muestra el efecto de los extractos vegetales sobre los nuevos brotes.

Tabla 17. Promedio de nuevos brotes de vid var. Merlot bajo el efecto de los extractos vegetales.

Tratamiento	Premuestreo (Media±SD)	20 Días (Media±SD)	40 Días (Media±SD)
Ajo	0.21±0.16 a	1.06±0.29 c	1.42±0.30 d
Lechuguilla	0.21±0.15 a	1.44±0.46 a	2.54±0.26 a
Tabaco silvestre	0.23±0.18 a	0.98±0.22 d	1.51±0.15 c
Mimosa	0.23±0.14 a	0.90±0.28 e	1.26±0.32 e
Sangre de drago	0.26±0.20 a	1.22±0.36 b	2.00±0.38 b
Mezquite	0.22±0.18 a	0.65±0.21 g	1.26±0.23 e
Agrimec®	0.25±0.19 a	0.47±0.10 h	0.84±0.10 f
Rotaprid®	0.27±0.20 a	0.68±0.16 g	0.76±0.10 g
Testigo	0.21±0.20 a	0.78±0.15 f	0.88±0.06 f

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

Tabla 18. Análisis de varianza del efecto de extractos vegetales sobre los nuevos brotes en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

	Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo		8	0.0342	0.00428	0.955	0.479	28.84738
20 Días		8	6.702	0.8378	670.2	2e-16	3.886608
40 Días		8	24.422	3.0528	2376.2	2e-16	2.585984

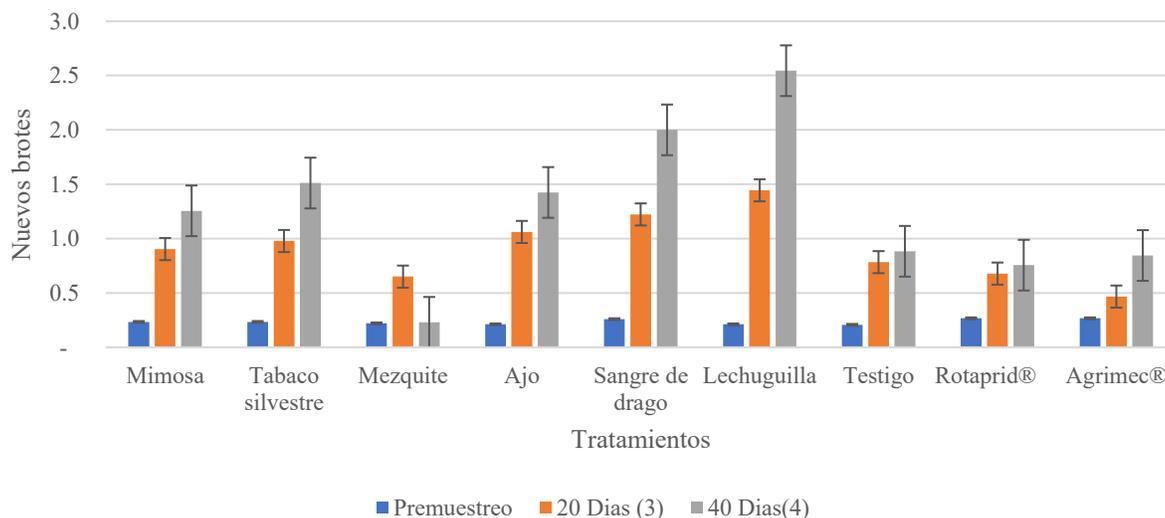


Figura 7. Efecto de extractos vegetales sobre los brotes nuevos en plantas de vid var. Merlot. San Juan de la Vaquería. Saltillo. Coahuila.

Las plantas tratadas que aumentaron de manera significativa el número de los brotes fueron los extractos de lechuguilla, sangre de drago, mimosa y tabaco, en el caso de la lechuguilla se observó un efecto muy notable sobre esta variable, las plantas alcanzaron 2.5 nuevos brotes en la última evaluación.

Sarmientos

A continuación, se muestra el efecto de los extractos vegetales sobre la longitud de las plantas de vid var. Merlot.

Tabla 19. Longitud de los sarmientos de vid bajo el efecto de los extractos vegetales.

Tratamiento	Premuestreo (Media± SD)		15 Días (Media±SD)		30 Días (Media±SD)	
Ajo	1.63±0.068	a	1.84±0.046	ab	2.05±0.075	c
Lechuguilla	1.61±0.087	a	1.84±0.13	ab	2.25±0.110	a
Tabaco silvestre	1.60±0.080	a	1.82±0.045	abc	2.01± 0.072	cd
Mimosa	1.60±0.075	a	1.81± 0.047	abc	2.04±0.041	c
Sangre de drago	1.59±0.087	a	1.89±0.035	a	2.14± 0.072	b
Mezquite	1.60±0.081	a	1.79±0.052	bc	2.03±0.045	c
Agrimec®	1.59±0.059	a	1.77±0.041	bc	1.94±0.018	d
Rotaprid®	1.60±0.074	a	1.77±0.021	bc	1.93±0.020	d
Testigo	1.64±0.082	a	1.75±0.033	c	1.93±0.023	d

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

Tabla 20. Análisis de varianza del efecto de extractos vegetales sobre la longitud de los sarmientos en cultivo de vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	8	0.0185	0.002313	0.381	0.927	4.851941
15 Días	8	0.1406	0.017581	5.131	4.47e-05	3.23871
30 Días	8	0.8190	0.10237	31.93	2e-16	2.78251

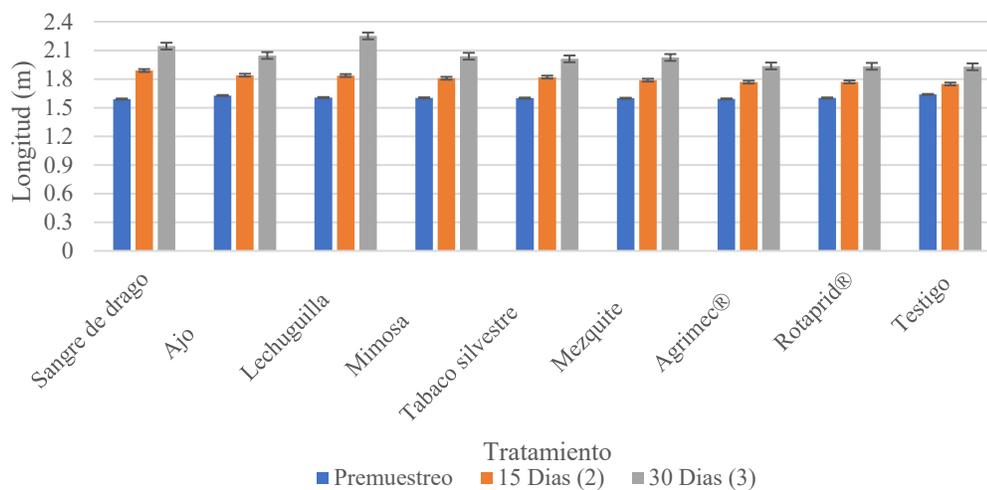


Figura 8. Efecto de extractos vegetales sobre la longitud de sarmientos en la vid var. Merlot. San Juan de la Vaquería. Saltillo. Coahuila.

Los extractos de lechuguilla y sangre de drago mostraron diferencias significativas sobre la longitud de los sarmientos, en ambos casos superaron los 2.10 m de largo, el resto de los extractos se comportaron de manera similar.

Los metabolitos secundarios de las plantas tienen una función en la protección contra depredadores y patógenos, en otros están involucrados en defensa contra el estrés abiótico (por ejemplo, exposición a la luz UV), comunicación entre las plantas con otros organismos y otros pocos tienen efectos sobre otras especies de plantas (Naboulsi *et al.*, 2018).

Los bioestimulantes derivados de las plantas, son materiales distintos de los fertilizantes, promueven el crecimiento de las plantas cuando se aplican en pequeñas cantidades, estas sustancias son amigables y naturales, las cuales favorecen el crecimiento vegetativo, absorción de nutrientes minerales y tolerancia de las plantas al estrés biótico y abiótico (Hwang *et al.*, 2017). Zida *et al.*, (2016) reportaron una serie de estudios sobre semillas de sorgo tratadas con extractos acuosos de *Eclipta alba*, el estudio mostró que en las semillas aumentaron el rendimiento y la emergencia significativamente, además el extracto suprime diferentes patógenos de suelo y semilla, por lo que también tiene actividad antifúngica (Zida *et al.*, 2018). Pardo *et al.*, (2014) indicaron el efecto de

extracto de roble (*Quercus sessiliflora*) sobre la producción de polifenoles en el vino, cuando fue aplicado sobre las vides aumento el contenido de ácido gálico, ácidos hidroxycinámico tartárico, antocianinas aciladas, flavonoles y estilbenos, esto hace que se produzcan vinos menos alcohólicos y ácidos, además de mayor intensidad de color.

[Mahdavia y Saharkhiz \(2016\)](#) reportaron una serie de respuestas morfofisiológicas y bioquímicas del tomate cuando está bajo estrés, causado por compuestos alelopáticos del extracto de menta (*Mentha piperita*), entre los efectos determinados en el estudio son el estrés oxidativo a través de generación de especies reactivas de oxígeno (ROS), cambios en la actividad enzimática en el tejido expuesto al extracto, el extracto tiene fuertes efectos alelopáticos y fitotóxicos sobre el cultivo de tomate.

Las saponinas son un grupo de metabolitos secundarios glicosídicos producido por una variedad de especies de plantas, pertenecen a tres clases químicas principales: glucósidos esteroides; alcaloide esteroide glucósidos y glicósidos triterpénicos ([Singh & Kaur, 2018](#)). Estos compuestos de tipo esteroideo presentes en plantas del desierto chihuahuense, como *Agave lechuguilla* y *Jatropha dioica* ([Wong et al., 2015](#)), estas tienen efectos positivos sobre algunas plantas dado que sus compuestos activan diferentes rutas metabólicas. [Tighe et al., \(2016\)](#) comento el efecto de *Ulex europaeus* sobre el aumento de la biomasa de plantas de chile (*Capsicum* spp), el extracto en estudio presento, cambios en grupos como taninos, flavonoides y saponinas, a estas últimas se le adjudican los efectos en el aumento de la biomasa.

[Sánchez et al., \(2017\)](#) realizaron un estudio para determinar si el perfil aromático de vino Moscatel puede ser transmitido a los vinos blancos de Airén, para ello dos extractos de Moscatel fueron aplicados en forma de no tostado y tostado, la calidad de los vinos resultantes fue estudiada en su aroma y composición fenólica. Se observaron efectos positivos sobre la calidad del vino, cambios significativos en la reducción del contenido de grados alcohol, composición volátil y fenólica.

Goñi *et al.*, (2018) señalaron el papel de los extractos de *Ascophyllum nodosum* para mantener la productividad de los cultivos durante los períodos de sequía, investigaron si estos extractos son o no los responsables de ejercer un efecto en términos de ofrecer capacidad para inducir tolerancia a la sequía en tomate, además los efectos sobre algunos de los compuestos endógenos que participan en la mediación de la tolerancia a la sequía, utilizaron tres tipos de algas líquidas disponibles comercialmente extractos de *A. nodosum*, las plantas tratadas con estas algas mantuvieron mejor crecimiento sin síntomas de estrés por sequía.

Rehman *et al.*, (2018) evaluaron los efectos del extracto de semilla de maíz en combinación magnesio sobre girasol, se evaluaron diferentes variables como crecimiento de la planta, rendimiento y calidad del aceite de semilla, los diferentes tratamientos del extracto mejoraron diferentes aspectos del aceite, por lo que puede ser una estrategia para lograr la calidad deseada.

Hayat *et al.*, (2018) realizaron un estudio para evaluar el efecto del extracto de ajo acuoso en tomate, en una aplicación foliar y fertirriego, el extracto tuvo efectos sobre las plántulas de tomate, en la altura, el área de la hoja, el diámetro del tallo, peso fresco y seco, además algunas enzimas antioxidantes como superóxido dismutasa (SOD) y la peroxidasa (POD) aumentaron significativamente a dosis bajas. Resultados similares obtuvieron Hayat *et al.*, (2016) quienes evaluaron la actividad enzimática en pepino por este extracto.

Muhammad *et al.*, (2019) estudiaron el efecto del ajo sobre el crecimiento y la fisiología de la berenjena, los resultados mostraron que las plantas generaron respuestas en crecimiento, biomasa, enzimas antioxidantes (superóxido dismutasa SOD y peroxidasa POD), mejora de fotosíntesis neta, abundancia de clorofila. El extracto puede actuar como un estimulante a la dosis correcta para mejorar el crecimiento de la berenjena. Algunos de los extractos vegetales pueden ejercer un papel bioestimulante sobre algunas plantas, pero en ocasiones un efecto alelopático, es importante determinar el efecto sobre

las plantas antes de utilizar algún derivado de otras (extractos, aceites, oleorresinas y polvos).

Enemigos naturales

En seguida, se muestra el efecto de los extractos evaluados en el estudio de campo sobre los principales enemigos de los artrópodos plaga asociados a la vid.

Chrysoperla carnea sensu lato

A continuación, se muestran el efecto de los extractos sobre *C. carnea* durante el estudio de efectividad biológica.

Tabla 21. Promedio individuos de *C. carnea* durante el estudio de efectividad biológica.

Tratamiento	Premuestreo (Media± SD)		7 Días (Media±SD)		14 Días (Media±SD)		21 Días (Media±SD)	
Ajo	2.50±0.00	a	2.75±0.25	abc	2.75±0.20	bc	3.00±0.25	bc
Lechuguilla	2.66± 0.28	a	3.16±0.77	ab	3.20±0.80	b	3.00±0.50	b
Tabaco silvestre	2.60± 0.30	a	2.60±0.15	bc	1.40±0.15	bc	3.15±0.50	b
Mimosa	2.30± 0.30	a	2.30±0.30	bc	2.33±0.30	cd	2.75±0.40	bc
Sangre de drago	2.10± 0.30	a	1.90±.52	cd	1.90±0.52	d	2.50±0.40	c
Mezquite	3.16± 0.77	a	3.16±0.70	ab	3.15±0.75	b	2.80±1.10	bc
Agrimec®	3.00± 0.87	a	1.16±0.76	d	1.00±0.45	e	1.18±0.30	d
Rotaprid®	3.17± 0.87	a	1.00±0.50	d	1.00±0.50	e	0.68±0.30	e
Testigo	3.00± 0.80	a	3.75±0.66	a	4.40±0.52	a	3.90±0.48	a

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

Tabla 22. Análisis de varianza del efecto de los extractos sobre *C. Carnea* en vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	8	3.185	0.3981	2.920	0.0515	13.473
7 Días	8	20.602	2.5752	22.073	2.16e-05	14.079
14 Días	8	28.480	3.560	87.54	2.99e-08	8.031
21 Días	8	24.320	3.0400	150.7	2.06e-09	5.545

Como se observa (Tabla 22) los extractos vegetales afectaron de manera significativa las poblaciones de *C. carnea*, el extracto de sangre de drago fue el que mayor impacto tuvo sobre la población, mientras que la lechuguilla tuvo el menor. La reducción de la

población a pesar de ser significativa no es comparable con los dos testigos comerciales evaluados.

Encarsia formosa

A continuación, se muestran el efecto de los extractos vegetales sobre *E. formosa*.

Tabla 23. Promedio de individuos de *E. formosa* durante el estudio de efectividad biológica.

Tratamiento	Premuestreo (Media±SD)		7 Días (Media±SD)		14 Días (Media±SD)		21 Días (Media±SD)	
Ajo	2.76±0.40	ab	2.53±0.41	b	2.54±0.40	b	2.44±0.22	b
Lechuguilla	2.96±0.25	a	3.13±0.70	a	3.16±0.66	a	2.67±0.21	ab
Tabaco silvestre	2.83± 0.15	ab	2.60±0.20	b	2.48±0.39	b	2.44 ±0.35	b
Mimosa	2.60±0.34	bc	2.90±0.10	ab	2.86±0.12	ab	2.69±0.16	ab
Sangre de drago	2.96±0.05	a	2.73±0.30	ab	2.73±0.30	ab	2.68 ±0.24	ab
Mezquite	2.46±0.46	c	2.70±0.30	b	3.08±0.21	a	2.78± 0.14	a
Agrimec®	2.80±0.20	ab	0.26±0.30	c	0.26±0.30	c	0.34±0.22	c
Rotaprid®	2.73±0.30	abc	0.06±0.11	c	0.14±0.12	c	0.22±0.02	c
Testigo	2.80±0.34	ab	2.93±0.61	ab	3.03±0.51	a	2.83±0.20	a

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

Tabla 24. Análisis de varianza del efecto de extractos vegetales sobre *E. formosa* en vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	8	0.6163	0.07704	9.63	0.00168	3.228
7 Días	8	32.98	4.122	220.84	3.12e-10	6.189
14 Días	8	33.74	4.217	225.91	2.79e-10	6.053
21 Días	8	26.591	3.324	327.159	4.43e-11	4.74462

Los diferentes extractos mantuvieron una tendencia sobre el efecto en *E. formosa*, el impacto sobre fue mínimo comparado con los testigos comerciales solamente los extractos de ajo y tabaco silvestre fueron los que afectaron de manera significativa sus poblaciones.

Gonatocerus

En seguida, se muestran el efecto de los extractos vegetales sobre las poblaciones del género *Gonatocerus*.

Tabla 25. Promedio de individuos del género *Gonatocerus* durante el estudio de efectividad biológica.

Tratamiento	Premuestreo (Media± SD)		7 Días (Media±SD)		14 Días (Media±SD)		21 Días (Media±SD)	
Ajo	2.66±0.23	ab	2.73± 0.41	bc	2.75±0.40	b	2.65±0.25	c
Lechuguilla	2.66±0.30	ab	2.46±0.50	cd	2.46±0.50	c	2.60±0.34	c
Tabaco silvestre	2.80± 0.40	ab	2.40±0.40	d	2.40±0.40	c	2.32±0.29	d
Mimosa	3.00± 0.20	a	2.93±0.11	ab	3.03±0.25	ab	3.08±0.15	ab
Sangre de drago	2.86± 0.30	ab	3.00± 0.34	ab	3.03± 0.37	ab	2.97±0.35	b
Mezquite	2.80±0.20	ab	3.00±0.40	ab	3.00±0.40	ab	3.16±0.47	a
Agrimec®	2.73±0.30	ab	0.20±0.20	e	0.20± 0.20	d	0.33±0.11	e
Rotaprid®	2.46± 0.41	b	0.06±0.11	e	0.06± 0.11	d	0.13±0.11	f
Testigo	2.66±0.41	ab	3.03±0.15	a	3.19±0.17	a	3.19± 0.17	a

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

Tabla 26. Análisis de varianza del efecto de los extractos vegetales sobre el género *Gonatocerus* en vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	8	0.5452	0.06815	3.651	0.029705	4.985
7 Días	8	34.38	4.297	537.13	3.76e-12	4.058
14 Días	8	35.91	4.489	561.1	3.02e-12	3.995
21 Días	8	34.18	4.272	1602.16	1.61e-14	2.270

Los extractos no redujeron de manera importante las poblaciones del género *Gonatocerus*, aunque existe diferencias significativas, el extracto de tabaco silvestre fue el que más impacto tuvo sobre las poblaciones, además el género mostro alta susceptibilidad a los dos testigos comerciales evaluados durante el estudio de efectividad biológica.

Stethorus picipes

A continuación, se muestran el efecto de los extractos sobre *S. picipes* en el estudio de efectividad biológica.

Tabla 27. Promedio de individuos *S. picipes* durante el estudio de efectividad biológica.

Tratamiento	Premuestreo (Media± SD)		7 Días (Media±SD)		14 Días (Media±SD)		21 Días (Media±SD)	
Ajo	2.73±0.30	abc	2.66±0.61	c	2.70±0.55	d	2.58±0.41	d
Lechuguilla	2.86±0.23	ab	2.86±0.23	b	2.95±0.33	b	2.75±0.150	c
Tabaco silvestre	2.40±0.20	c	2.20±0.20	f	2.10±0.26	f	2.10±0.26	e
Mimosa	2.53±0.41	bc	2.46±0.50	e	2.46±0.50	e	2.56±0.51	d
Sangre de drago	2.70±0.36	abc	2.86±0.11	b	2.80±0.34	c	2.93±0.11	b

Mezquite	2.86±0.80	ab	2.53±0.23	d	2.53±0.23	e	2.63±0.20	d
Agrimec®	2.73±0.30	abc	0.40±0.00	g	0.43±0.05	g	0.43±0.05	f
Rotaprid®	2.76±0.15	abc	0.13±0.23	h	0.15±0.26	h	0.24±0.18	g
Testigo	3.03±0.15	a	3.33±0.41	a	3.32±0.43	a	3.02±0.07	a

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

Tabla 28. Análisis de varianza del efecto de *S. picipes* en vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	8	0.8363	0.10454	5.60	0.00693	4.991
7 Días	8	30.216	3.777	8.566e+31	2e-16	9.708e-15
14 Días	8	29.764	3.720	5580.7	2e-16	1.194
21 Días	8	26.729	3.341	5011.7	2e-16	1.205

Los extractos evaluados afectan de manera significativa las poblaciones de *S. picipes*, pero no reducen de manera considerable en comparación con los testigos comerciales. El extracto de tabaco silvestre fue el que más redujo las poblaciones de los extractos en estudio.

Scolothrips sexmaculatus

A continuación, se muestran el efecto de los extractos vegetales sobre *S. sexmaculatus* durante el estudio de efectividad biológica.

Tabla 29. Promedio de individuos de *S. sexmaculatus* en el estudio de efectividad biológica.

Tratamiento	Premuestreo (Media± SD)		7 Días (Media±SD)		14 Días (Media± SD)		21 Días (Media± SD)	
Ajo	4.36±0.15	a	2.60 0.52	d	2.64± 0.45	e	2.64±0.45	e
Lechuguilla	4.86±0.11	a	4.60±0.34	a	5.00±0.91	a	4.16± 0.05	b
Tabaco silvestre	5.10±0.10	a	4.60±0.52	a	4.60± 0.51	b	4.00±0.20	bc
Mimosa	4.46± 0.46	a	3.73±0.50	c	4.00± 0.91	d	3.74± 0.52	d
Sangre de drago	4.46± 0.46	a	4.33± 0.57	ab	4.29± 0.61	c	3.89±0.10	cd
Mezquite	4.60±0.40	a	4.53±0.41	a	4.86± 0.98	a	4.67±1.16	a
Agrimec®	4.70±0.61	a	0.2±0.20	e	0.14±0.12	f	0.34±0.13	g
Rotaprid®	5.10±0.17	a	0.26±0.11	e	0.40±0.11	f	0.54±0.12	f
Testigo	4.66±0.50	a	4.13± 0.50	b	4.00±0.35	d	3.84± 0.33	cd

SD= Desviación estándar. Medias con distinta letra, difieren estadísticamente según Tukey, $\alpha \leq 0.05$.

Tabla 30. Análisis de varianza del efecto de extractos vegetales sobre *S. sexmaculatus* en vid. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

Fv	GL	SC	CM	F	Pr>F	CV
Premuestreo	8	1.740	0.2175	2.913	0.0582	5.813
7 Días	8	78.29	9.787	1223.33	6.19e-14	2.775
14 Días	8	85.06	10.633	3215.7	4.96e-16	1.732
21 Días	8	61.01	7.626	2057.4	4.62e-15	1.966

Como se puede observar (Tabla 30), existen diferencias significativas de los extractos, pero la reducción de las poblaciones es mínima comparada con los dos testigos comerciales los cuales muestran una reducción importante de este enemigo natural.

[Tunca et al., \(2014\)](#) indicaron el efecto de varios insecticidas botánicos que afectan a insectos benéficos, estos incluyen extractos de citronela, eucalipto, ajo, piretro y neem, las larvas de *Ephestia kuehniella* (Pyralidae) se utilizaron para la reproducción del parasitoide *Venturia canescens* (Ichneumonidae) cuando se trataron con los valores de CL₅₀ y CL₂₅ de los extractos, emergieron muy pocos parasitoides lo que indica un efecto sobre la mortalidad de *V. canescens* para el valor CL₂₅ y CL₅₀ de piretro, situación similar sucedió con *Chelonus* (Braconidae) cuando se expuso a piretro ([Tunca et al., 2012](#)).

[Simmonds et al., \(2002\)](#) señalaron los efectos de los insecticidas botánicos altos en naftoquinonas como *Calceolaria andina* (Scrophulariaceae), neem y piretro, mismos que afectaron el comportamiento y supervivencia de mosca blanca *T. vaporariorum* y su parasitoide *E. formosa*, en concentraciones más bajas el piretro causó mortalidad en adultos de *T. vaporariorum* como a su parasitoide. [El-Wakeil et al., \(2006\)](#) estudiaron los efectos del neem en las tasas de parasitismo de *Trichogramma pretiosum* y *Trichogramma minutum* sobre huevos de *Helicoverpa*. El neem redujo la tasa de parasitismo en 50 % en para *T. pretiosum* y 70 % para *T. minutum*.

Saifullah *et al.*, (2018) realizaron estudios sobre el impacto de *A. indica*, *N. tabacum* y *Citrullus colocynthus* sobre los enemigos naturales de las principales plagas de berenjena; barrenador del fruto (*Leucinodes orbonalis*), mosca blanca (*B. tabaci*), chicharrita (*A. biguttula*), áfido verde (*A. gossypii*), trips (*Thrips tabaci*) y araña roja (*Tetranychus macfurlanei*), los insecticidas botánicos evaluados solamente el neem redujo significativamente las poblaciones de enemigos naturales para *B. tabaci*, *A. biguttula*, y *A. gossypii*, al igual que el testigo comercial Movento®, los extractos evaluados ninguno afectó de manera importante las poblaciones de los enemigos naturales de las plagas asociadas a la berenjena comparado con el testigo comercial.

Soares *et al.*, (2018) estudiaron la compatibilidad de aceite de naranja (Prev-am®) y *Nesidiocoris tenuis* (Hemiptera: Miridae) depredador de *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) en tomate y tabaco, la respuesta de las poblaciones del depredador a lambda-cihalotrina fue similar a la de Prev-am® y el control. El análisis de supervivencia indica que ninguna de las concentraciones difería significativamente del control. Además, el análisis de variabilidad canónica indicó diferencias generales significativas en el comportamiento, lo que sugiere que el tratamiento con lambda cihalotrina afectó el comportamiento de los depredadores cuando se comparó con el resto de los tratamientos.

Castilhos *et al.*, (2017) evaluaron la toxicidad y los efectos subletales de siete terpenoides y tres aceites esenciales sobre el depredador *C. carnea* (Neuroptera: Chrysopidae), los resultados indicaron que existe una selectividad al depredador; sin embargo, se registraron efectos subletales en la reproducción, los monoterpenoides fenólicos como el carvacrol y timol con $DL_{50} < 20,000 \mu\text{g/g}$ afectaron de manera importante al depredador, las piretrinas y el D-limoneno tuvo efectos subletales, mientras que el aceite de orégano solo afectó la fecundidad.

Papanikolaou *et al.*, (2017) indicaron la actividad de la piretrina natural nano formulada sobre el áfido del algodón (*A. gossypii*) (Hemiptera: Aphididae), y sus depredadores

Coccinella septempunctata (Coleoptera: Coccinellidae) y *Macrolophus pygmaeus* (Hemiptera: Miridae), los resultados muestran un efecto superior de las microemulsiones en comparación con dos concentrados comerciales de piretrinas naturales. Las piretrinas nano formuladas no afectaron la mortalidad.

Honarmand *et al.*, (2018) evaluaron dos insecticidas botánicos comerciales sobre *Trissolcus grandis*, parasitoide de huevos de *Eurygaster integriceps* (Hemiptera: Scutelleridae), la exposición de los huevos de *E. integriceps* con la emulsión de ajo afectó la emergencia del parasitoide, el jabón de coco no tuvo impacto en la emergencia de adultos de igual manera en la actividad después de la emergencia. El jabón de coco parece ser candidato para el uso en programas de manejo integrado de plagas para *E. integriceps*.

Fluctuación poblacional de los artrópodos plaga asociados a vid

En seguida, se muestran los valores de probabilidad crítica (P-value) de los diferentes métodos de normalidad aplicados a cada una de las variables sometidas al análisis de correlación.

Tabla 31. Valores de probabilidad crítica de las variables evaluadas.

Método	Precipitación media	Temperatura media	Humedad media	Radiación media	Velocidad media	<i>T. vaporariorum</i>	<i>T. urticae</i>	<i>C. costalis</i>	<i>Graphocephala</i>	<i>E. elegantula</i>
Shapiro-Wilk	1.37E-06	0.0041	0.1253	0.6572	1.42E-09	0.0006	0.2038	0.0019	0.0071	0.0001
Anderson-Darling	1.32E-07	0.0016	0.1410	0.7601	2.80E-16	0.00004	0.3847	0.0011	0.0065	0.0004
Cramér-von Mises	3.46E-06	0.0013	0.1498	0.7216	7.37E-10	0.0001	0.5113	0.0015	0.0211	0.0029
Kolmogorov-Smirnov	2.86E-05	0.0137	0.1764	0.8923	1.69E-10	0.0001	0.3308	0.0003	0.0232	0.0049

A continuación, se muestran los coeficientes de correlación de Spearman y Pearson para las variables abióticas (precipitación media, temperatura media, humedad relativa media,

radiación media y velocidad del viento media) y los cinco artrópodos plaga (*T. vaporariorum*, *T. urticae*, *C. costalis*, *Graphocephala* y *E. elegantula*).

Tabla 32. Coeficientes de correlación Spearman y Pearson entre las especies de importancia agrícola asociadas a la vid y las variables abióticas. Ciclo de producción 2018. San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila.

		<i>T. vaporariorum</i>	<i>T. urticae</i>	<i>C. costalis</i>	<i>Graphocephala</i>	<i>E. elegantula</i>
Precipitación media	Spearman	-0.04135414	0.4257324	0.3533054	0.4638605	0.4916237
	Pearson	0.05218376	0.4068296	0.2120591	0.3764909	0.2083929
Temperatura media	Spearman	0.5274459	0.5276342	0.8323768	0.6203598	0.6401299
	Pearson	0.5110146	0.6217242	0.6524207	0.5953694	0.421440
Humedad media	Spearman	-0.5208916	-0.0334307	0.08376269	0.2533494	0.2572919
	Pearson	-0.5665542	-0.1437122	0.01095852	0.2083942	0.2187226
Radiación media	Spearman	0.6609162	0.3097992	0.3443577	0.1673873	0.1999437
	Pearson	0.6442399	0.3562694	0.3206037	0.1994065	0.1599662
Velocidad del viento media	Spearman	-0.6273026	-0.0935275	-0.1806827	0.1339814	-0.07780947
	Pearson	-0.4293091	-0.1981995	-0.3203141	-0.1720888	-0.2571941

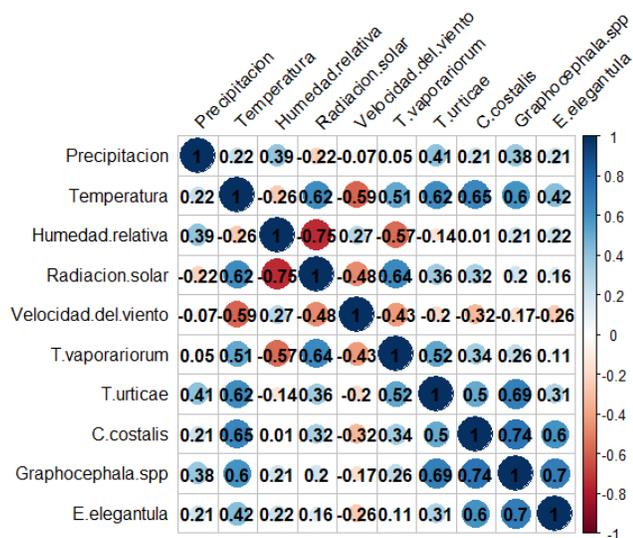


Figura 9. Matriz de los coeficientes de correlación Pearson.

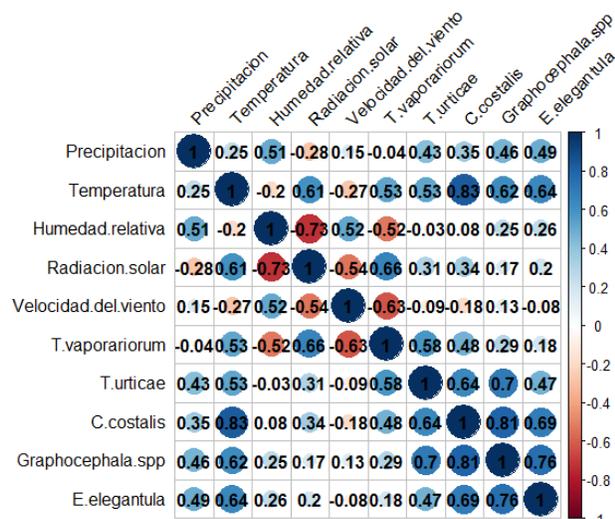


Figura 10. Matriz de los coeficientes de correlación Spearman.

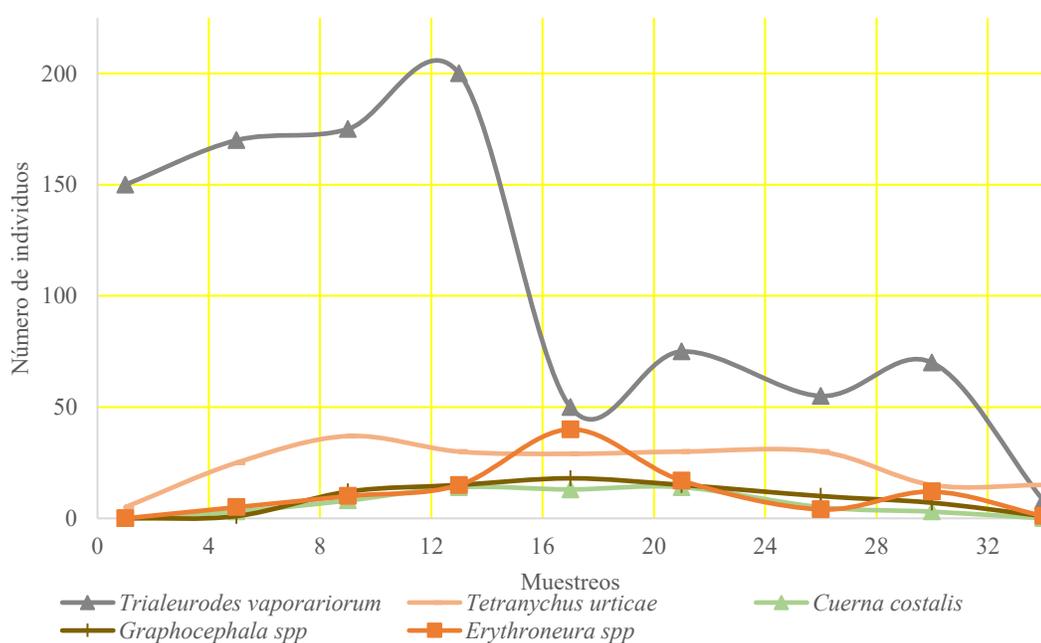


Figura 11. Fluctuación de los principales artrópodos plaga asociados a la vid. Ciclo productivo 2018. San Juan de la Vaquería. Saltillo. Coahuila.

Diferentes factores abióticos han sido asociados a artrópodos plagas; la temperatura precipitación, humedad relativa (Cruz *et al.*, 2016; García *et al.*, 2017; Ramos *et al.*, 2019), presión atmosférica y velocidad del viento (López *et al.*, 2017). Bosco *et al.*, (1997) realizaron un estudio fluctuación de los vectores de fitoplasmas en vid con

énfasis en cicadelidae, comentan coeficientes de correlación específicos de los insectos con las variedades de vid, además una asociación entre las primeras fases fenológicas E, F y G. [Trichilo et al., \(1990\)](#) reportaron los efectos de diferentes láminas de riego sobre dos especies de *Erythroneura* con el objetivo de estimar el efecto sobre las poblaciones por la humedad relativa y evapotranspiración del cultivo, el número de individuos por planta aumento significativamente en donde la lámina de riego fue mayor en ambas especies evaluadas *E. elegantula* y *E. variabilis*. [Khajehali et al., \(2018\)](#) evaluaron el daño por *Arboridia Kermanshah* en cinco cultivares de uva (Shahani, White Rishbaba, Askari, Black Rishbaba y White Yaghoti), los resultados muestran un aumento de la población en fracciones de riego altas, igualmente el parasitismo de *Anagrus atomus* disminuyó a medida que bajaba la lámina de riego.

[Park et al., \(2006\)](#) estudiaron la fluctuación poblacional de *H. coagulata* en diferentes cultivos, una alta población durante el mes de diciembre y enero atribuida a un proceso de búsqueda de hospederos alternos a cultivos perenes, además reportaron una correlación media para la temperatura, esto coincide con el presente estudio donde los coeficientes de correlación de Pearson y Spearman presenta valores medios a altos para esta variable (Tabla 33). [Banks et al., \(2019\)](#) también monitorearon la fluctuación poblacional de *H. coagulata* durante diez años, la finalidad de este estudio fue realizar un modelo matemático basado en factores abióticos, los resultados muestran que el factor que más influyó en las poblaciones fue la temperatura.

[Veerendra et al., \(2015\)](#) reportaron efecto de diferentes factores abióticos sobre *T. urticae* en vid, los coeficiente muestran una correlación positiva a la temperatura máxima (0.804), mientras que se correlaciona negativamente con la humedad relativa (-0.970) y la precipitación (0.235), estos resultados coinciden con los obtenidos para los coeficientes de correlación Spearman y Pearson (0.53 y 0.62) de igual forma los coeficiente de humedad (-0.03 y -0.14) y precipitación (0.41 y 0.43) respectivamente.

Metabolómica

A continuación, se muestran los espectros de los extractos y sus diferentes compuestos mediante el espectrofotómetro infrarrojo y de masas.

Higuerilla (*R. communis*)

Tabla 33. Principales metabolitos secundarios en el extracto de higuerilla (*R. communis*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Ácido linoleico	165.00 1- 3-carboxy-4-methoxy-N-methyl-2-pyridone
Ácido palmítico	933.58 Ácido ricinoleico
Lectinas	955.91 Triglicérido de ácido ricinoleico
Ricina	617.66 Ácido linoleico insaturado
Ácido shikímico	337.41 Ácido esteárico
	915.41 ND

*ND. No determinado

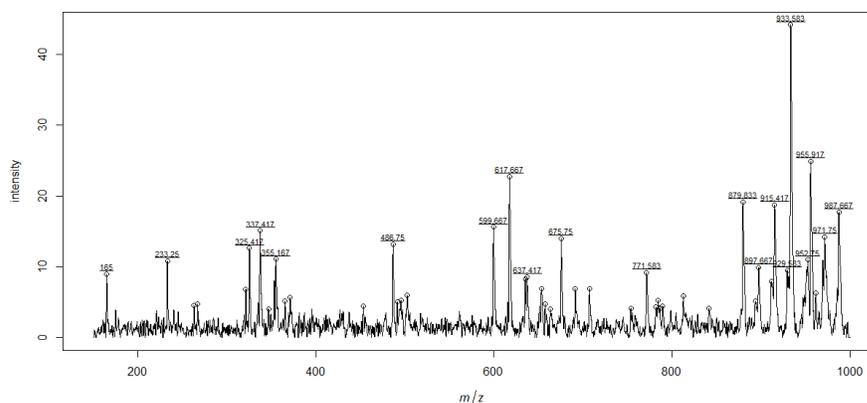


Figura 12. Espectro y principales compuestos de extractos de higuerilla *R. communis*.

Diferentes tipos de ácidos se pueden encontrar en las semillas de *R. communis* como lo son; ricinoleico, esteárico, linoleico (Lin & Arcinas, 2007). Además de alcaloides con diferentes efectos insecticidas como el 3-carboxy-4-methoxy-N-methyl-2-pyridone derivados de la piridona (Wachira *et al.*, 2014).

Naranja (*C. sinensis*)

Tabla 34. Principales metabolitos secundarios en el extracto de naranja (*C. sinensis*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
D-limoneno	403.50 Nobiletina
Ácido p-cumárico	373.41 Myricetin tetramethyl ether
P-cimeno	365.41 Naringenin-7-Oneohesperidoside (naringina)
Terpenos	338.66 p-Coumaroyl quininc acid
Ácido ascórbico	433.41 5,6,7,8,3',4',5'-Heptamethoxyflavone (heptamethoxyflavone)
	663.58 Hesperetin-7-O-rutinoside (hesperidin)
	144.25 Ácido ascórbico
	223.41 Propoxy- methoxy coumarin isomer

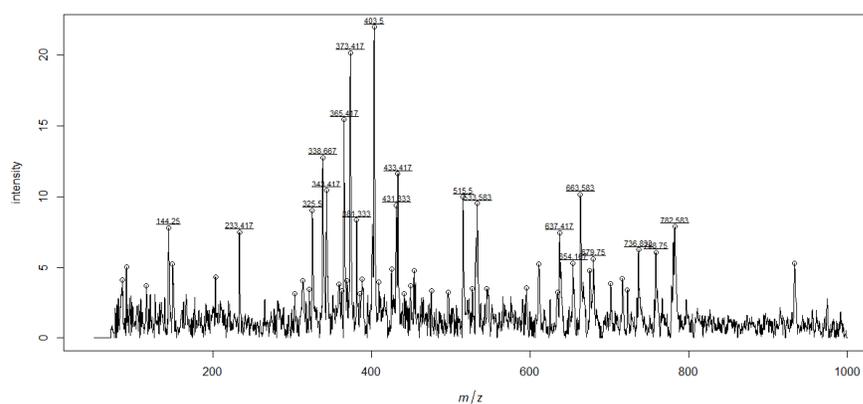


Figura 13. Espectro y principales compuestos de extractos de Naranja (*C. sinensis*)

Kanaze *et al.*, (2009) reportaron los principales iones presentes en la cascara de naranja entre los que destacan nobiletina, heptamethoxyflavona, hesperidina y naringina. Celano *et al.*, (2018) también reportaron la hesperidina, limonina y glucósidos de limonina, entre otros flavonoides. El género *Citrus* tiene compuestos como alcoholes, terpenoides, esterres, furanos y otros compuestos altamente volátiles (Cuevas *et al.*, 2017).

Tabaco silvestre (*N. glauca*)

Tabla 35. Principales metabolitos secundarios en el extracto de tabaco silvestre (*N. glauca*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Nicotina	472.50 Phosphatidylethanolamine
Rutina	470.34 ND*
Alcaloides	163.12 Nicotina/anabasina
Ácido cinámico	146.08 Espermidina
Fenoles	381.34 Diexosa
	621.64 Grosamida

*ND. No determinado

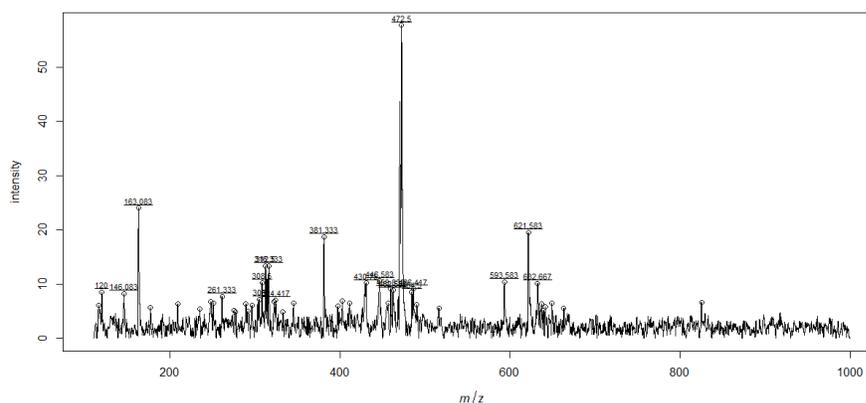


Figura 14. Espectro y principales compuestos de extractos de tabaco silvestre (*N. glauca*).

El tabaco tiene diferentes compuestos como isoflavonas; 7-hydroxy-6,30 ,40 ,50 - tetramethoxy-isoflavone (1) y 6-hydroxy-7,30 ,40 ,50 - tetramethoxy-isoflavone (Chen *et al.*, 2012a), compuestos fenólicos; Nicotphenol A, B y C, (Chen *et al.*, 2012b), sus principales componentes conocidos son nicotina, caffeoylputrescine, ácido clorogénico, ácido criptoclorogénico, rutina y glucósidos diterpénicos (Keinañen *et al.*, 2001).

Lila (*M. azedarach*)

Tabla 36. Principales metabolitos secundarios en el extracto de lila (*M. azedarach*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Ácido palmítico	325.41 (1,2,9,10-tetramethoxy-6-methyl-5,6,6a,7-tetrahydro-4H-dibenzo
Ácido cinámico	266.33 Fragmento del ion 325
Ácido benzoico	381.33 3,15-diacetildeoxinivalenol
1-terpen-4-ol	146.08 2,3-Dimetil Malato
6-hydroxy-7methoxycoumarin	219.16 Bicuculina

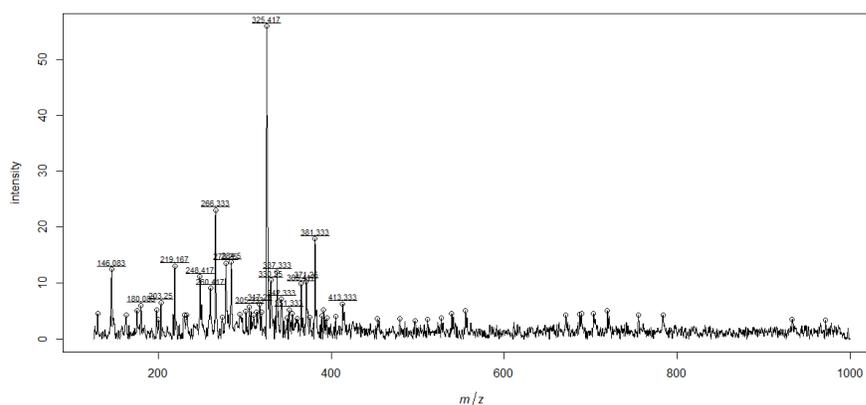


Figura 15. Espectro y principales compuestos de extractos de lila (*M. azedarach*).

Habib *et al.*, (2017) reportaron los principales compuestos no polares; taninos, cumarinas, saponinas y antraquinonas, además de los principales metabolitos como 2-Undecanol, Metil 4, 6-decadienil éter, ácido 13-docosenoico, 7, 8-Dihidrocarbrasco, ácido glutámico, éster dimetílico, ácido nonanoico, 1, 2, 3-propanetriyl ester, glicerol 2-

acetato 1, 3-dipalmitato, ácido docosenoico y 1 metil butil éster. Otros compuestos presentes en las hojas son el 3- O- β -D-glucopiranosil-7-hidroxibenzoato de bencilo, espatulenol, 1,7,8-trihidroxi-2-naftaldehído, quercetina, astragalina y 2-metoxi-4- (2-propenil) fenil β -D-glucósido (Zeng *et al.*, 2018). Zhou *et al.*, (2016) reporto 20 compuestos específicos asociados a los frutos de esta meliácea y 4 nuevos metabolitos con actividad citotóxica.

Jícama (*P. erosus*)

Tabla 37. Principales metabolitos secundarios en el extracto de jícama (*P. erosus*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Ácido tartárico	325.50 Ácido 3-fosfoglicérico
Flavonoides	337.37 ND*
Fenoles	933.65 Heptanal
3-piridinol	784.78 Ginsenósido Rb1
2-clorotiofeno	758.78 Pentanol
D-manosa	103.18 ND

*ND. No determinado

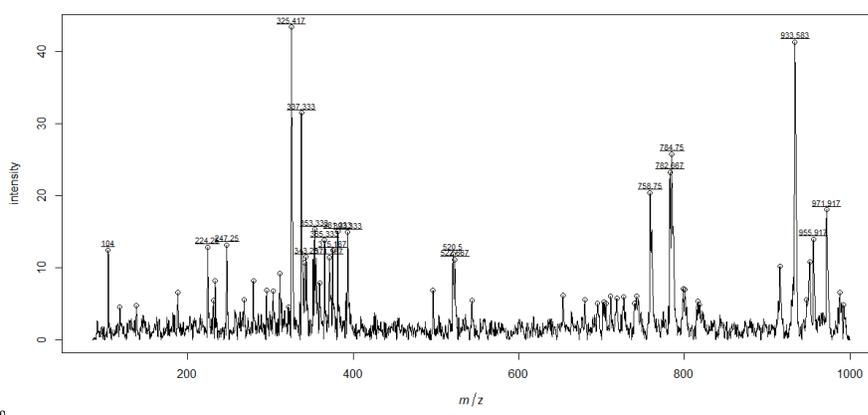


Figura 16. Espectro y principales compuestos del extracto jícama (*P. erosus*).

Parra *et al.*, (2016) determinaron los compuestos volátiles de dos especies de jicamas *Pachyrhizus ferrugineus* y *Pachyrhizus erosus*, estos coinciden con los reportados por

Lukitaningsih (2014) encontrando daidzein, daidzein-7-O- β -glucopyranose, 5- hidroxidaidzein-7-O- β -glucopiranososa y pterocarpano (8,9-furanyl-pterocarpan-3-ol).

Eucalipto (*E. globulus*)

Tabla 38. Principales metabolitos secundarios en el extracto de eucalipto (*E. globulus*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Ácido tartárico	674.41 ND*
Terpenos, 4-etilanilina	299.33 7-dimetoxi-3-hidroxiflavona
	355.33 Sesamina
	313.33 Tritriacontan-16,18-dione
	203.25 Trans-Calamenene
	104.00 Fragmento de sessamida

*ND. No determinado

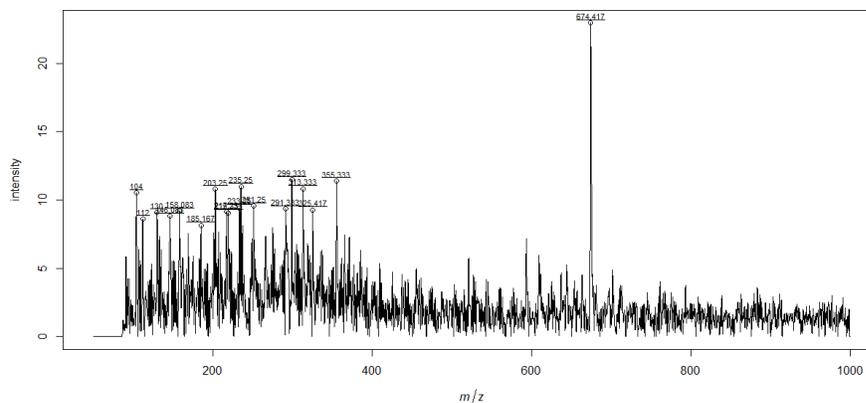


Figura 17. Espectro y principales compuestos del extracto de eucalipto (*E. globulus*).

Bey *et al.*, (2016) revisaron la composición de frutos de eucalipto encontrando compuestos de naturaleza volátil como monoterpenos, monoterpenos oxigenados, sesquiterpenos y sesquiterpenos oxigenados, destacan limoneno, O-cymeno y globulol.

Ashraf *et al.*, (2015) reportaron 36 compuestos de hojas de *E. camaldulensis*, destacando Eucalyptol, o-cymeno, Catecolborano, y 5-Hydroxymethylfurfural.

Cempasúchil (*T. erecta*)

Tabla 39. Principales metabolitos secundarios en el extracto de cempasúchil (*T. erecta*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
1-8-cineol	118.00 Gallicin
D-Limoneno	469.66 Delsolina
Tertiofeno	595.66 ND*
Ácido p-cumárico	609.586-Hydroxykaempferol-Ohexosideb
Kaempferol	156.00 Quercetina
	288.41 Quercetagetin

*ND. No determinado

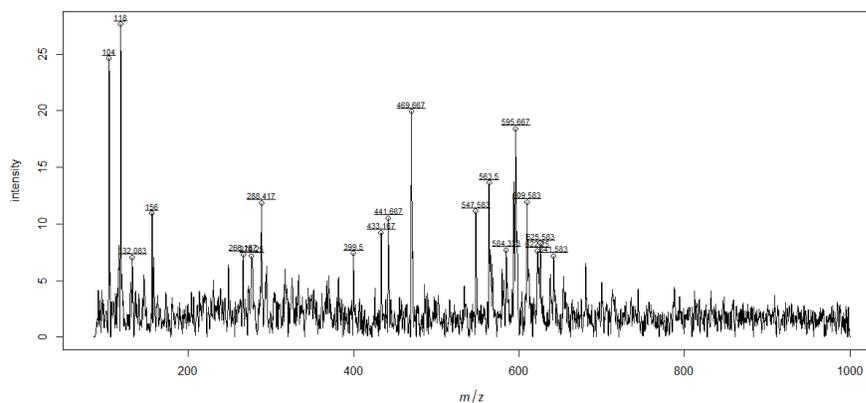


Figura 18. Espectro y principales compuestos del extracto de cempasúchil (*T. erecta*).

Gong *et al.*, (2012) indicaron los compuestos naturales del cempasúchil como el ácido gálico, gallicina, quercetagetina, 6-hidroxiocempferol-O-hexósido, patuletin-O-hexoside y quercetina fueron los compuestos antioxidantes predominantes en este extracto, la quercetagetina se identificó como la capacidad antioxidante más fuerte presente en la planta de *T. erecta*. Marotti *et al.*, (2004) caracterizaron aceites esenciales de diferentes especies de *Tagetes* (*T. erecta*, *T. filifolia*, *T. lucida*, *T. minuta*, *T. patula* y *T. tenuifolia*) destacando α -pineno, canfeno, sabinena y tagetona.

Huizache (*A. farnesiana*)

Tabla 40. Principales metabolitos secundarios en el extracto de Huizache (*A. farnesiana*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Taninos	381.33 Vicenin
Metil eugenol	104.04 (metoximetil) -1H-benzotriazol;
Terpinol	518.55 Ergo calciferol
Ácido tartárico	266.251,2,9,10-tetrametoxi-6-metil-5,6,6a,7-tetrahidro-4H-dibenzo
Estigmasterol	365.25 10-hidroxi-camptotecina;

*ND. No determinado

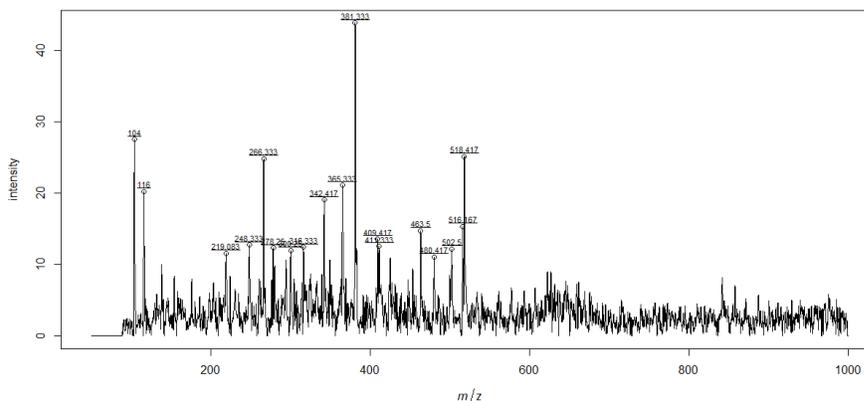


Figura 19. Espectro y principales compuestos del extracto de huizache (*A. farnesiana*).

Kotze *et al.*, (2010) revisaron la composición fitoquímica de *Acacia cyclops*, encontrando compuestos alifáticos, ésteres, alcoholes, alcanos, bencenoides, momoterpenos, monoterpenoides, sesquiterpenos y compuestos nitrogenados. Lin *et al.*, (2008) reportaron cuatro nuevos diterpenos (acasiene, acasiene B, farnesirane A y farnesirane B), tres diterpenos conocidos, dos triterpenos y ocho flavonoides aislados de las raíces de *A. farnesiana*. Gabr *et al.*, (2018) señalaron compuestos fenólicos en especies del género *Acacia* y su relevancia en la actividad biológica.

Mezquite (*P. laevigata*)

Tabla 41. Principales metabolitos secundarios en el extracto de mezquite (*P. laevigata*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Ácido tartárico	316.16 Tetracosane
Fenoles	314.25 Docosane
D-manosa	197.83 Tetradecane
4-5-7-trihydroxyflavona	666.33 Convolicina
4-etilanilina	416.58 γ -Sitosterol

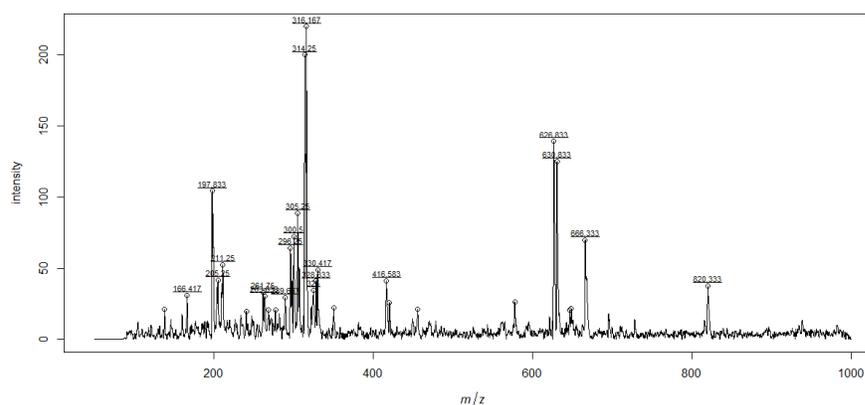


Figura 20. Espectro y principales compuestos del extracto de mezquite (*P. laevigata*).

[Amal et al., \(2017\)](#) reportaron compuestos presentes en *Prosopis farcta*, entre los más importantes están el dihidrokaempferol-3-O- α -L-ramnosida, apigenina, 4'-metoxiquercetina (tamarixetin) y acacetin-7-O- α -L-rhamnoside, además hacen referencia a un efecto bactericida. [González et al., \(2019\)](#) indicaron la presencia de fitoestrógenos y compuestos fenólicos como ácido vinílico, vainillina, ácidos ferúlico y cafeico, estos compuestos son fuente de carbohidratos y tienen efectos sobre el sistema endocrino.

Pimienta negra (*P. nigrum*)

Tabla 42. Principales metabolitos secundarios en el extracto de pimienta negra (*P. nigrum*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Ácido tartárico	286.41
2-clorotiofeno	324.25
2-butanol	201.25
Acetanilida	609.00
Cloroquina	Ácido 9,10,16-trihidroxi hexadecanoico

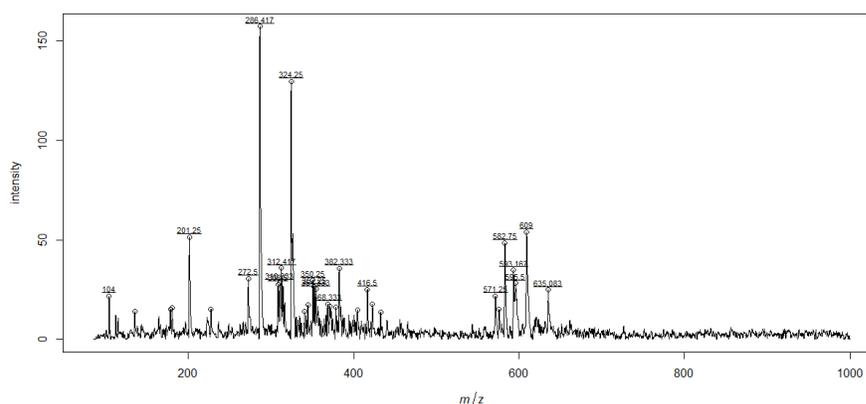


Figura 21. Espectro y principales compuestos del extracto de pimienta negra (*P. nigrum*).

Mohammed *et al.*, (2016) identificaron 55 compuestos en la pimienta negra, los cuales tienen actividad citotóxica, asimismo pueden ser una alternativa al uso de bactericidas de síntesis química. Morikawa *et al.*, (2004) identificaron piperina, piperanina, piperonalina, deshidropiperonalina), piperlonguminina, retrofractamida B, guineensin, *N*- isobutil- (2 *E*, 4 *E*)-octadecadienamida, *N*- isobutil- (2 *E*, 4 *E*, 14 *Z*) - eicosatrienamida y piperato de metilo.

Uña de gato (*M. zygophylla*)

Tabla 43. Principales metabolitos secundarios en el extracto de uña de gato (*M. zygophylla*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Ácido tartárico	121.00 2-hidroxi-2-fenetilglucosinato;
3-piridinol	621.58 Ginsenósido
Mimosina	637.50 Ácido beyeranoico
Fenoles	351.41 Ácido clorogénico
D-manosa	

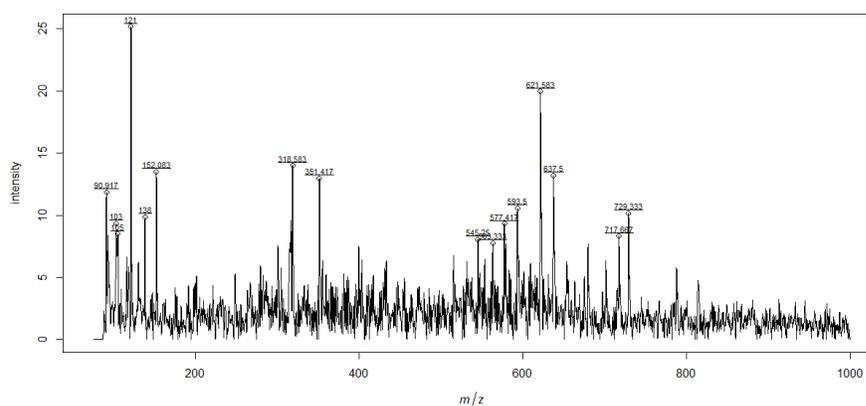


Figura 22. Espectro y principales compuestos del extracto de uña de gato (*M. zygophylla*).

La mimosa ha sido poco estudiada, algunos trabajos donde se tienen antecedentes que se puede utilizar para el tratamiento de diferentes enfermedades (Andrade & Heinrich, 2005). Otros trabajos como Marimuthu *et al.*, (2010) y Kamaraj *et al.*, (2010) indicaron efectos de *M. pudica* sobre diferentes especies de culícidos, pero se desconocen los compuestos asociados a los efectos de knockdown y mortalidad.

Yuca (*Y. schidigera*)

Tabla 44. Principales metabolitos secundarios en el extracto de yuca (*Y. schidigera*).

E. infrarrojo	E. de masas
---------------	-------------

	(<i>m/z</i>)
Gitogenina	757.50 5â(25S)- spirostan-2â,3â-dio
Fenoles	919.50 Fragmentó de saponinas
4-etilanilina	873.50 3-O-â-Dglucopyranosyl-(1f2)-[â-D-
Flavonoides	xylopyranosyl-(1f3)]-â-D-glucopyranosyl- 5â(25S)-spirostan-3â-o
	595.50 ND*
	889.50 Pentosa
	903.50 Fragmentó de saponinas

*ND. No determinado

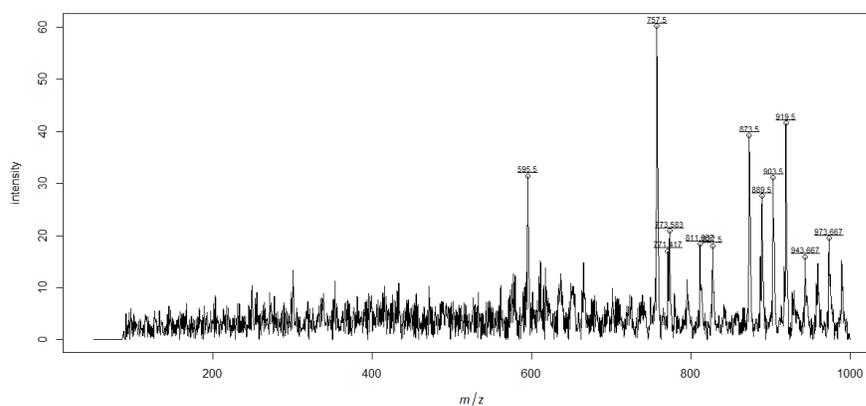


Figura 23. Espectro y principales compuestos del extracto yuca (*Y. schidigera*).

En *Y. schidigera* encontramos varios fitoquímicos como saponinas esteroidales, las cuales tienen diferentes efectos biológicos, también es una rica fuente de polifenoles como el resveratrol y varios estilbenos (yuccaoles A, B, C, D y E) (Piacente *et al.*, 2005). Estos compuestos fenólicos tienen actividad biológica al suprimir las especies reactivas de oxígeno que estimulan respuestas (Cheeke *et al.*, 2006).

Lechuguilla (*A. lechuguilla*)

Tabla 45. Principales metabolitos secundarios en el extracto de lechuguilla (*A. lechuguilla*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
---------------	-------------------------------

2-4- 6 trinitrofenó	626.91 Hexosas
Flavonoides	526.50 Pentosas
2-hydroxyl-2-3 propanetricarboxylic acid,	417.33 1,4-bis (p-tolilamino) antraquinona
2-amino-2 methyl-1- propanol	273.33 Catequina
	127.00 1- (3- (trifluorometil) fenil) piperazina
	159.00 2-hidroxi-2-fenetilglucosinolato
	175.08 Isotiocianato

*ND. No determinado

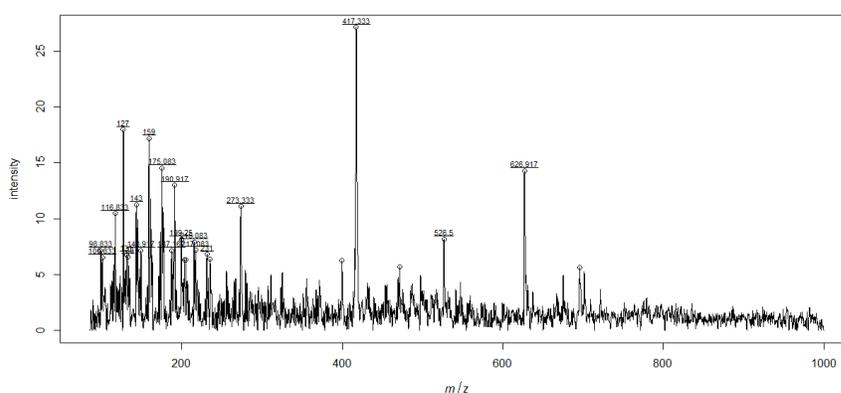


Figura 24. Espectro y principales compuestos del extracto de lechuguilla (*A. lechuguilla*).

En una revisión de [Almaraz et al., \(2013\)](#) indicaron el potencial de las especies del género *Agave*, las cuales son fuente de fenoles con importante actividad biológica, los resultados del análisis de una docena de especies de *Agave* revelan una riqueza importante de compuestos como flavonoides, isoflavonoides y ácidos fenólicos. Una amplia diversidad de efectos biológicos asociados a estos compuestos como efecto antioxidante, antibacteriano, antifúngico e inmunomodulador ([Ramos et al., 2012](#)), además también se ha estudiado en la remediación de suelos ([González et al., 2013](#)).

Ajo (*A. sativum*)

Tabla 46. Principales metabolitos secundarios en el extracto de ajo (*A. sativum*).

E. infrarrojo	E. de masas
---------------	-------------

	(<i>m/z</i>)
23ácido dihidroxibutanodioico	337.41 C18H27O3NS ND*
2,4,6-trinitrofenol	175.16 Aliina
Fenoles	342.33 Quercetin-O-diglucoside
Flavonoides	867.41 Cinnamtannin
Cloroquina	219.16 Diethylphthalate
Lectinas	457.33 N-Hexosyl- γ -glutamyl-S-allylcysteine

*ND. No determinado

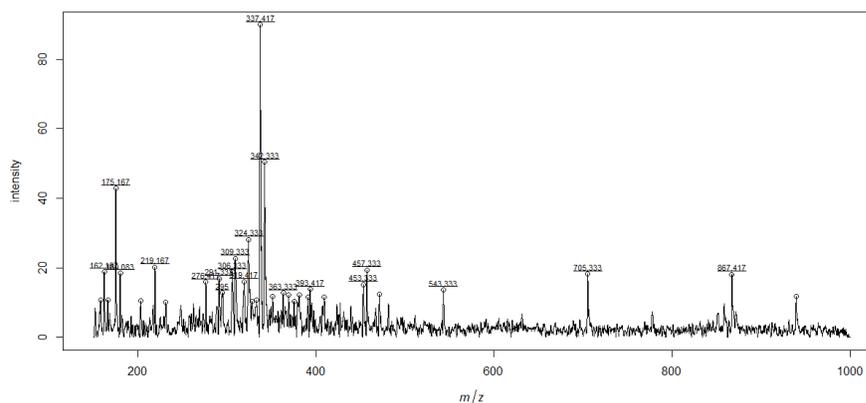


Figura 25. Espectro y principales compuestos del extracto de ajo (*A. sativum*).

El ajo es una de las plantas con mayor composición metabólica, encontrando compuestos sulfurosos (Farag *et al.*, 2017), diversidad de grupos de saponinas (voghieroside A1/A2 y voghieroside B1/B2) (Lanzotti *et al.*, 2012). Los principales fitoquímicos presentes son alicina, aliina, ácido málico, ácido piroglutámico algunos aminoácidos como prolina, isoleucina (Hrbek *et al.*, 2018), grupos allyl y dially (Misiorek *et al.*, 2017).

Calabacilla loca (*C. foetidissima*)

Tabla 47. Principales metabolitos secundarios en el extracto de calabacilla loca (*C. foetidissima*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Cucurbitacina D	571.41 Luteína

Ácido oleico	757.58 ND*
Alanina	804.66 Saponina no determinada.
Glicina	694.58 Man2GlcNAc
Triptófano	780.58 Piceido

*ND. No determinado

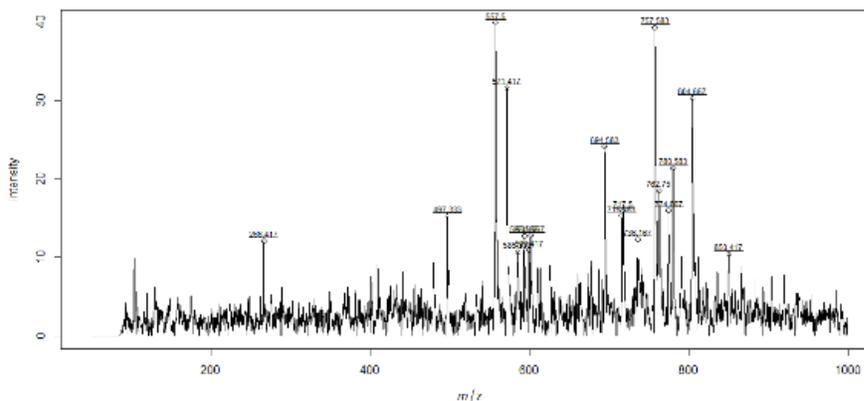


Figura 26. Espectro y principales compuestos del extracto de calabacilla loca (*C. foetidissima*).

Hidalgo y Vallejo (2014) indicaron la importancia del género *Cucurbita* en aspectos de alimentación, medicina, artesanías, agroindustria, entre otras. Su contenido de carotenos (provitamina A), ácido ascórbico (vitamina C), minerales (calcio, hierro, fósforo) y aminoácidos (niacina y tiamina). Dubois *et al.*, (1988) reportaron altos contenidos de saponinas derivadas del ácido quinoquístico con importante actividad biológica.

Sangre de drago (*J. dioica*)

Tabla 48. Principales metabolitos secundarios en el extracto sangre de drago (*J. dioica*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Ácido tartárico	856.58 Saponina no determinada.
4-etilanilina	219.16 Bicuculina
Ácido palmítico	369.33 Ácido clorogénico
Alcaloides	353.41 Quinolina
Flavonoides	

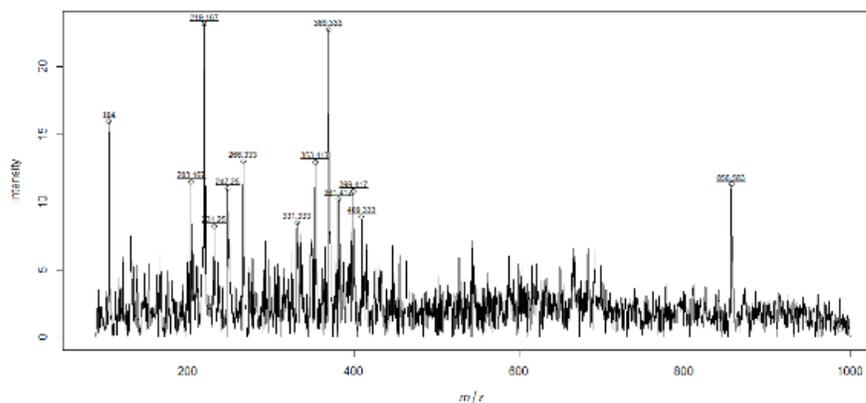


Figura 27. Espectro y principales compuestos del extracto de sangre de drago (*J. dioica*).

Lima *et al.*, (2009) mencionaron rutina, catequina, epicatequina, ácido clorogénico, siringico y gálico, phidroxibenzoico y capsaicina. Compuestos fenólicos y flavonoides son reportados en infusiones por Valenzuela *et al.*, (2019), además se han encontrado, resinas, saponinas, alcaloides y ácido oxálico. De igual manera se ha demostrado que el extracto acuoso de raíz ejerce una actividad antibiótica contra *Staphylococcus aureus* (Moreno *et al.*, 2016).

Tomillo (*T. vulgaris*)

Tabla 49. Principales metabolitos secundarios en el extracto tomillo (*T. vulgaris*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Ácido ascórbico	325.50 3,4'-Dihydroxypropiofenone-3-glucoside
alfa-terpineol	381.33 4-hidroxibenzoato de 4-hidroxi-2,5,5,9-tetrametilcicloundeca-2,9-dienilo
1-8-cineol	427.33 enilglucosinolato
Ácido tartárico	
Eugenol	609.58 Ácido 9,10,16-trihidroxihexadecanoico

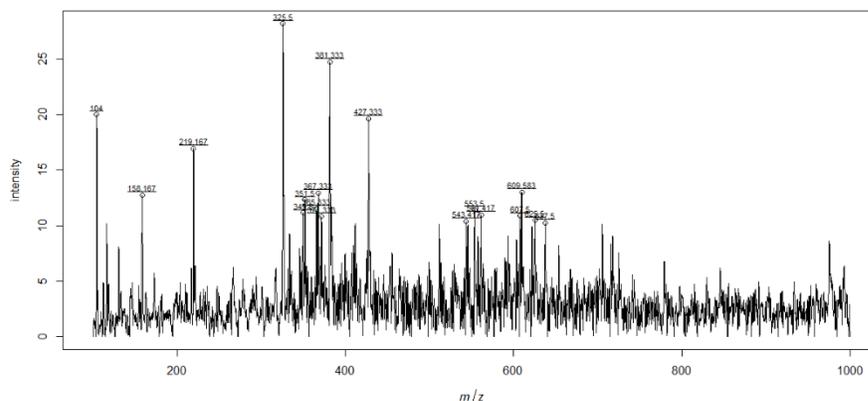


Figura 28. Espectro y principales compuestos del extracto de tomillo (*T. vulgaris*).

El tomillo una de las plantas ricas en compuestos volátiles como ácido rosmarínico y flavonas metoxiladas (cirsimaritin, dihydrokaempferol, eriodictyol, eriodictyol-7- O-glucósido, 7- O -glucósido naringenin y taxifolin), las cuales inhiben la actividad redox mitocondrial y la viabilidad celular (Pacífico *et al.*, 2016). Otros compuestos en los aceites esenciales son pineno, timol y cariofileno (Pereira *et al.*, 2016). Mancini *et al.*, (2015) reportaron 134 compuestos entre los que destacan; monoterpenos, monoterpenos oxigenados, sesquiterpenos, sesquiterpenos oxigenados y compuestos fenólicos.

Comino (*C. cyminum*)

Tabla 50. Principales metabolitos secundarios en el extracto comino (*C. cyminum*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
1-8-cineol	691.25 ND*
Cinamaldehído	707.16 1,2,6,6,10,17,20-heptametil
Fenoles	373.41 Ácido hidróxido litocólico
Ácido ascórbico	325.50 Ácido clorogénico
Eugenol	357.41 19,28-Epoxy-3-oleananol

*ND. No determinado

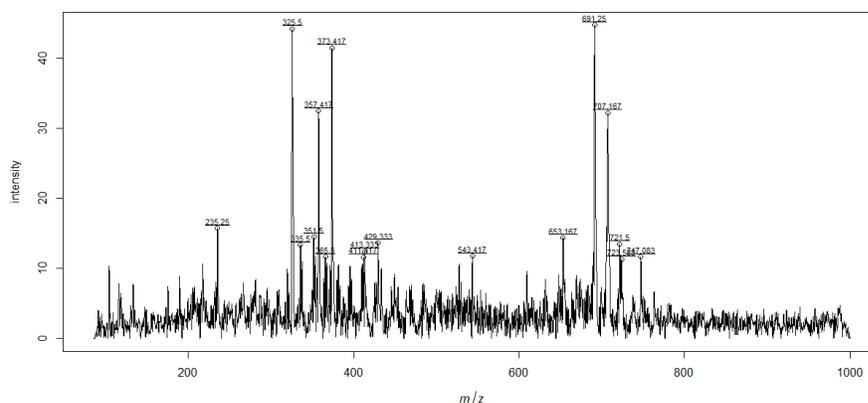


Figura 29. Espectro y principales compuestos del extracto de comino (*C. cyminum*).

Al-Rubaye *et al.*, (2017) reportaron 20 compuestos presentes en el comino, destacando monoterpenos y bencenos de acción biológica; 1,1'-oxybis[4-phenoxy-, stearyl trimethyl ammonium chloride, Benzenemethanol, 4-hydroxy- α -[1-methylamino)ethyl], 2,3,4,5,6,7,8-hexahydro-3-dimethylaminomethyl-, 5-Hepten-2-amine, N,6-dimethyl, 2-Pentanone, 4-amino-4-methyl, Benzedrex, α -Pino y quinoleína. Entre los principales grupos de fitoquímicos encontramos sesquiterpenoides, epímeros monoterpenoides y cuminoides (A-E) estos últimos antiglicantes (Zhang *et al.*, 2015b).

Canela (*C. verum*)

Tabla 51. Principales metabolitos secundarios en el extracto canela (*C. verum*).

E. infrarrojo	E. de masas (m/z)
1-8-cineol	147.08 1,3-Bis (cinnamoy- loxymethyl) adamantine
Fenoles	219.16 Androstan-3-one cyclic 1,2-ethanediyl mercaptole
Flavonoides	381.25 3,15-diacetil deoxinivalenol
Alfa terpineol	351.57 Stigmasterol
Eugenol	367.33 Quinolina
	371.16 19,28-Epoxy-3-oleanano

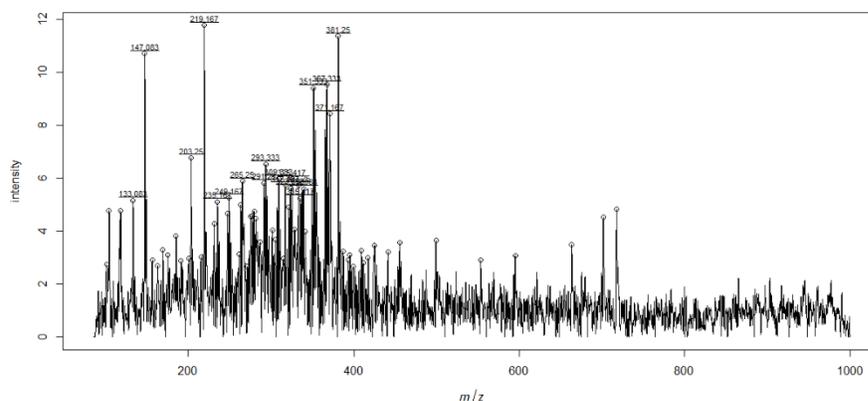


Figura 30. Espectro y principales compuestos del extracto de canela (*C. verum*).

Sivapriya & John (2019) reportaron los componentes de *C. zeylanicum*, encontrando alcaloides, flavonoides, terpenoides, cumarina, taninos, glicósidos, polifenoles y saponinas. Hameed *et al.*, (2016) indicaron en esta misma especie la existencia de 6-Oxa-biciclo, benzaldehído, ciclohexeno, 4- isopropenil-1-metoximetoximetilo, éster metílico de ácido benzoico, benzaldehído dimetilo acetal, benzenepropanal y benzylidenemalonaldehyde, compuestos con actividad insecticida

La gualda (*R. luteola*)

Tabla 52. Principales metabolitos secundarios en el extracto la gualda (*R. luteola*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Kaempferol	381.33 1- (2,3-dibencimidazol-2-ilpropil) -2-metoxibenceno
Quercetina	116.08 Indole-3-carboxylic acid
Favonoides	104.03 1-decanol-2-hydroxy-sn-glicero-3-fosfocolina
Isoflavonas	266.35 (1,2,9,10-tetrametoxi-6-metil-5,6, 6a, 7-tetrahydro-4H-dibenzo [de, g] quinolin-3-il
Luteolina	280.32 Noscapina

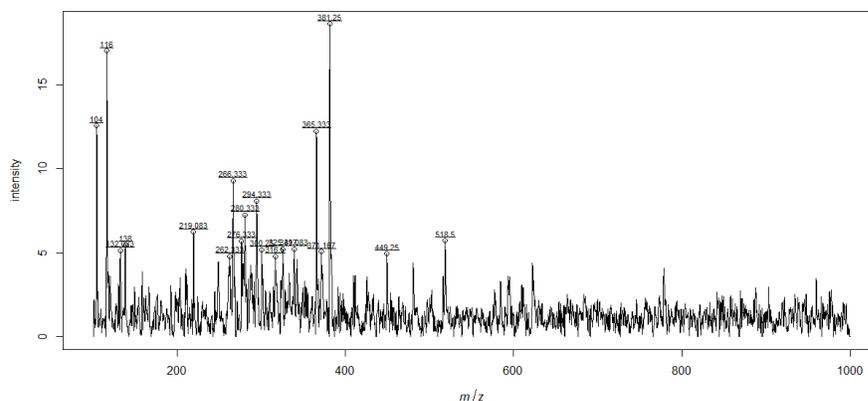


Figura 31. Espectro y principales compuestos del extracto de la gualda (*R. luteola*).

Burger *et al.*, (2017) reportaron en *R. luteola*, compuestos asociados a la actividad biológica como luteolina, epigenida, epigenina acetylada. Willemen *et al.*, (2019) indicaron la presencia de flavonoides (luteolina-diglycoside, luteolin y luteolin-monoglycoside) y antraquinonas (ucidin primeveroside, pseudopurpurin, alizarina, ácido rubitírico, munjistin y purpurina) las cuales son fuertes pigmentos naturales de esta planta.

Llantén (*P. lanceolata*)

Tabla 53. Principales metabolitos secundarios en el extracto llantén (*P. lanceolata*).

E. infrarrojo	E. de masas (<i>m/z</i>)
Cumar R-15	385.33 beta-Hydrastine
Ácido benzoico	369.33 1,2,9,10-tetrametoxi-6-metil-5,6,6a, 7-tetrahidro-4H-dibenzo
Fenoles	205.16 -11-metil-7,11-diazatriciclo 7.3.1.0
2-4-6-trinitrofenol	401.25 1,4-bis (p-tolilamino) antraquinona
Alcaloides	221.16 Ácido 3,4,5-trimetoxicinámico
Ácido ascórbico	

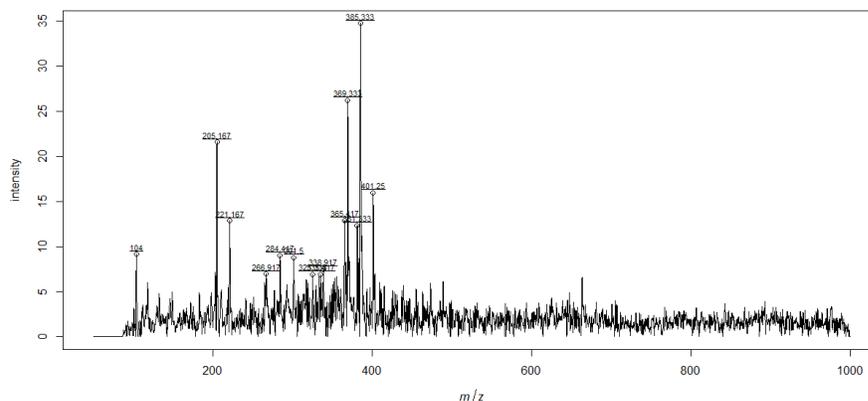


Figura 32. Espectro y principales compuestos del extracto de llantén (*P. lanceolata*).

Navarrete *et al.*, (2016) indicó los compuestos presentes en *P. lanceolata* con actividad antimicrobiana que pueden tener efecto citotóxico, en este estudio se identificaron los catalpol, aucubina y acteósido. Mazzutti *et al.*, (2017) indicó presencia de compuestos polifenólicos como plantamajoside, verbascosido e isobasbasósido.

A continuación, se muestran los diferentes dendogramas Cluster de distancia de correlación y euclidiana de los iones con mayor intensidad de los extractos evaluados.

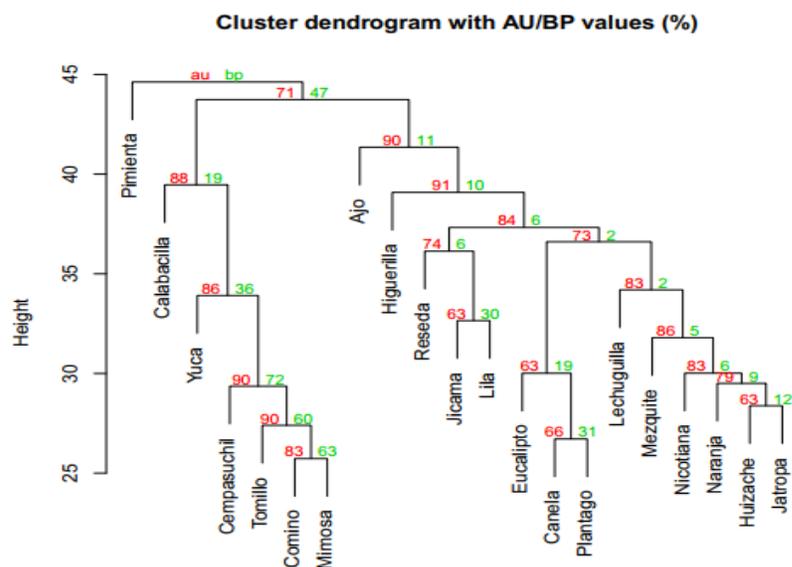


Figura 33. Dendrograma de distancia euclidiana de los extractos evaluados.

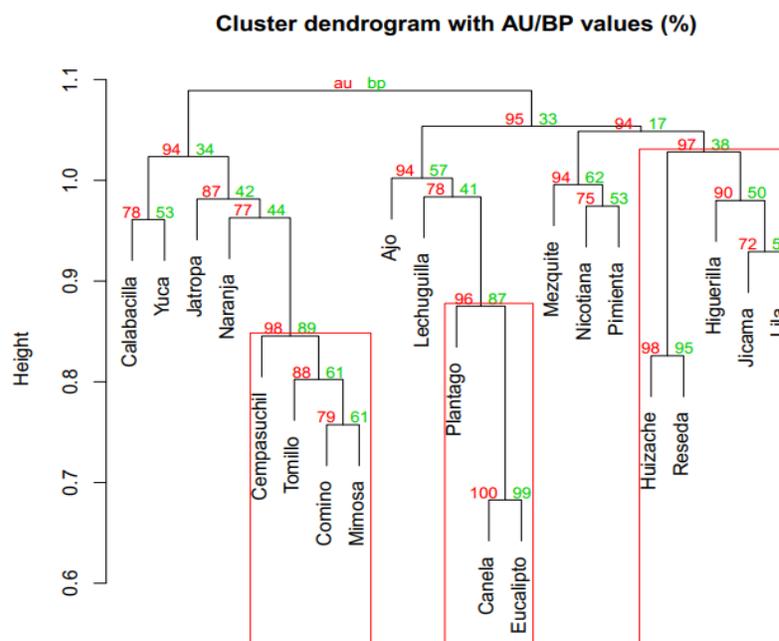


Figura 34. Dendrograma de distancia de correlación de los extractos evaluados.

Como se puede observar (Figura 33 y 34) existe una primera agrupación en extractos como cempasúchil, tomillo, comino y mimosa. La segunda agrupación de llantén, canela y eucalipto, y la tercera de huizache, la gualda, higuierilla, jícama y lila. En los grupos de los extractos antes mencionados existe una similitud en la intensidad de los principales iones.

A continuación, se muestran los mapas de calor de la distancia de correlación y euclidiana de los iones con mayor intensidad de extractos evaluados.

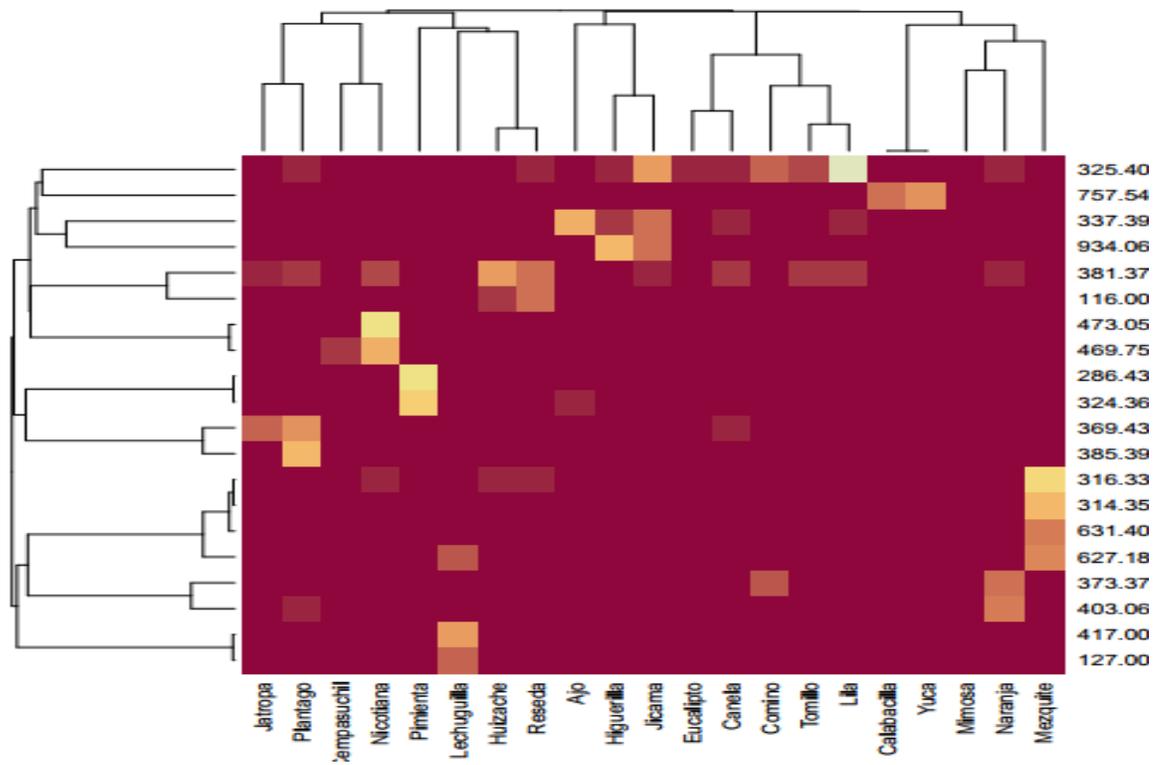


Figura 35. Mapa de calor de correlación euclidiana de los principales iones presentes en los extractos evaluados.

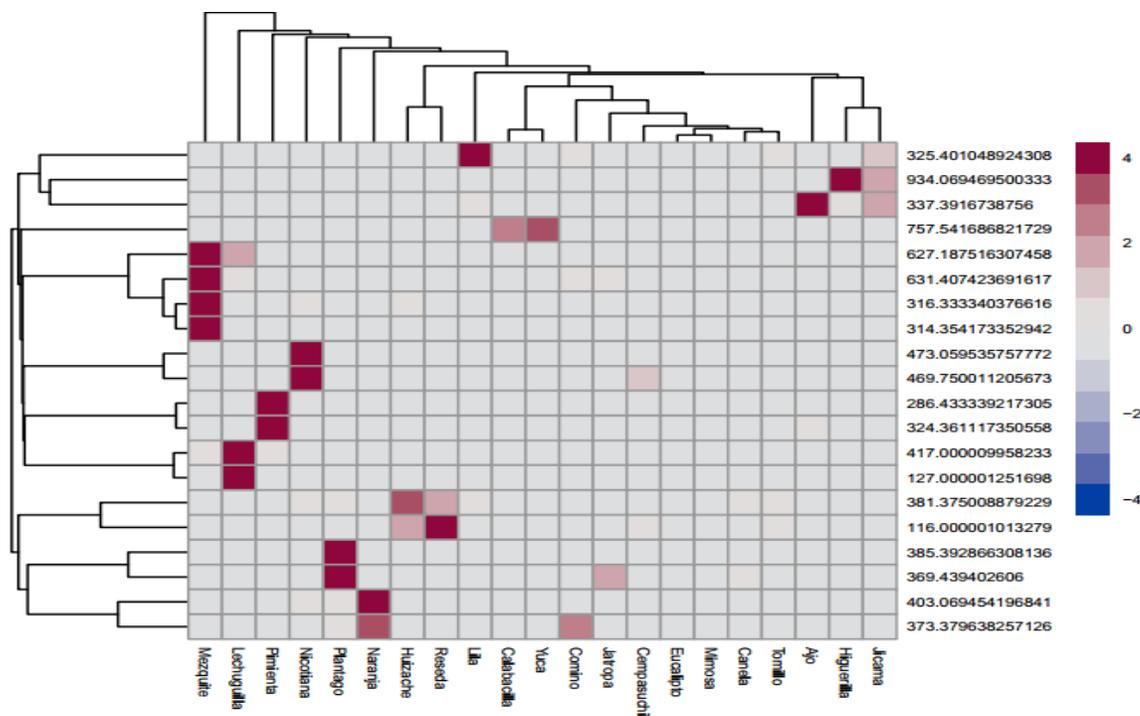


Figura 36. Mapa de calor de correlación euclidiana de los principales iones presentes en los extractos evaluados.

Como se observa en los diferentes mapas de calor (figura 35 y 36) los iones más intensos de los 21 extractos evaluados fueron: 325.40, 757.54, 337.39, 934.06, 381.37, 116.00, 473.05, 469.75, 286.43, 324.36, 369.43, 385.39, 316.33, 314.35, 631.40, 627.18, 373.37, 403.06, 417.0 y 127.0, estos iones fueron los 20 predominantes por el método de inyección directa al espectrofotómetro de masas por electroespray (DIESI-MS), en un rango de 50–1000 m/z .

CONCLUSIONES

Los extractos de *A. sativum*, *J. dioica* y *A. lechuguilla* mostraron buena efectividad para el manejo de los principales artrópodos plagas asociados a la vid.

Los extractos que mostraron efectos sobre las variables agronómicas fueron *A. lechuguilla*, *J. dioica* y *A. sativum*, los cuales tuvieron efectos significativos sobre la altura de las plantas, de igual manera *A. lechuguilla* y *J. dioica* afectaron de manera significativa el número de nuevos brotes y la longitud de los sarmientos, los grados brix no fueron afectados de manera significativa por alguno de los extractos evaluados.

Los enemigos naturales afectados por los extractos vegetales fueron; *C. carnea* presento susceptibilidad al extracto de *J. dioica*, *E. formosa* a los extractos de *A. sativum* y *N. glauca*, a este último presentaron susceptibilidad el género *Gonatocerus* y *S. picipes*, *S. sextamaculatus* presento mayor susceptibilidad al extracto de *M. zygophylla*.

Los factores abióticos considerados para el estudio de la fluctuación de los artrópodos plaga, *T. vaporariorum* se correlaciona positivamente con la temperatura media y la radiación solar media, *T. urticae* con la precipitación media y la temperatura media, este último factor es el que correlaciona positivamente con las tres especies de chicharritas (*C. costalis*, *Graphocephala* sp, *E. elegantula*).

Diferentes compuestos presentes en los extractos son los responsables de la actividad biológica sobre los artrópodos plaga estudiados, la metabolómica en el espectro de 50-1000 *m/z* estudiada en esta investigación, propone diferentes y nuevos compuestos de bajo peso molecular capaces de tener un efecto sobre los artrópodos plaga en estudio.

REFERENCIAS

- Abd El Ghany, A., M. (2012): Plant Extracts as Effective Compounds Pest Control. Saarbrucken, LAP Lambert Academic Publishing AG & Co KG.
- Abdullah, A., Muhammad, I., U., Muhammad, W. H., Samina, K., Yasir I., Muhammad, A. & Molina, O. J. (2017). Response of *Azadirachta indica* against *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae) and *Amrasca biguttula* Ishida (Homoptera:Cicadellidae) on Cotton Cultivars. Pakistan J. Zool., vol. 49(6), 1983-1987. DOI: 10.17582/journal.pjz/2017.49.6.1983.1987
- Abott, W., S.1925. A method for computing the effectiveness of an insecticide. Journal Economic Entomology. 18: 265-267.
- Abou-Setta, M., M. & Childers, C., C. (1987). A modified leaf arena technique for rearing Phytoseiid or Tetranychid mite for biological studies. Florida Entomologist. 70: 245-248. DOI: 10.2307/3495156
- Adi, B. & Richard, M., W. 2014. Oviposition Deterrent Activities of *Pachyrhizus erosus* Seed Extract and Other Natural Products on *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae), Journal of Insect Science, 14(1) 244. DOI: 10.1093/jisesa/ieu106
- Akyazi, R., Soysal, M., Altunc, Y. E., Lisle, A., Hassan, E., & Akyol, D. (2018). Acaricidal and sublethal effects of tobacco leaf and garlic bulb extract and soft soap on *Tetranychus urticae* Koch. (Acari: Trombidiformes: Tetranychidae). Systematic and Applied Acarology, 23(10): 2054. DOI:10.11158/saa.23.10.13
- Al, M., N., H. (2004). Testing some various botanical powders for protection of wheat grain against *Trogoderma granarium* Everts. Journal of Biological Sciences. 4(5):592-597. DOI: 10.3923 / jbs.2004.592.597
- Almansour, N., A. & Akbar, M., M. (2013). The effect of some plant extracts in biology of *Tetranychus urticae* (Acarina: Tetranychidae). Journal of Purity, Utility Reaction and Environment, 2(6): 153-159.
- Almaraz, A., N., Delgado, A., E., Ávila., R., J. A., Uribe, S., J., N., & González, V., L., S. (2013). The Phenols of the Genus *Agave* (Agavaceae). Journal of Biomaterials and Nanobiotechnology, 04(03), 9–16. DOI:10.4236/jbnb.2013.43a002
- Almeida, R., P., P. 2016. *Xylella fastidiosa* vector transmission biology. In: Brown JK (ed.). ‘Vector-mediated transmission of plant pathogens’. The American Phytopathological Association, St. Paul, USA. pp. 165–173.
- Al-Rubaye, A., F., Kadhim, M., J., & Hameed, I., H. 2017. Phytochemical Profiles of Methanolic Seeds Extract of *Cuminum cyminum* using GC-MS Technique. International Journal of Current Pharmaceutical Review and Research, 8(2), 114-124.

- Álvarez, G., M. (2015). Resistencia a insectos en tomate (*Solanum* spp.). *Cultivos Tropicales*, 36(2), 100-110. DOI: 10.13140/RG.2.2.34979.04640
- Amal, M., S., Mosad, A., G., Mohamed, S., A., Hassan, M., F., M., Omar, M., K., Ahmed, K., Z. & Mamdouh, A., M. (2017). Chemical constituents and biological activities of different solvent extracts of *Prosopis farcta* growing in Egypt. *Journal of Pharmacognosy and Phytotherapy*, 9(5), 67–76. DOI:10.5897/jpp2017.0452
- Amoabeng, B., W., Stevenson, P., C., Pandey, S., Mochiah, M., B., & Gurr, M. G. (2018). Insecticidal activity of a native Australian tobacco, *Nicotiana megalosiphon* Van Heurck & Muell. Arg. (Solanales: Solanaceae) against key insect pests of brassicas. *Crop Protection*, 106, 6–12. DOI:10.1016/j.cropro.2017.11.018
- Andrade, C., A., & Heinrich, M. (2005). Mexican plants with hypoglycaemic effect used in the treatment of diabetes. *Journal of Ethnopharmacology*, 99(3), 325–348. DOI:10.1016/j.jep.2005.04.019
- Arancibia, C., Riaz, S., Agüero, C., Ramirez, C., B., Alonso, R., Buscema, F. Walker, M., A. (2018). Grape phylloxera (*Daktulosphaira vitifoliae* Fitch) in Argentina: ecological associations to diversity, population structure and reproductive mode. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 24(3), 284–291. DOI:10.1111/ajgw.12337
- Ashfaq, N., Amjad, M., B., Noreen, M., Jameel, N., Ayoub, A., & Latif, A. (2019). Insecticidal efficiency of native plant extracts against whitefly (*Bemisia tabaci*) on cotton crop. *Pure and Applied Biology*. 8(1), 727-732. DOI:10.19045/bspab.2019.80014
- Ashraf, A., Sarfraz, R. A., Mahmood, A., & Din, M. ud. (2015). Chemical composition and in vitro antioxidant and antitumor activities of *Eucalyptus camaldulensis* Dehn. leaves. *Industrial Crops and Products*, 74, 241–248. DOI:10.1016/j.indcrop.2015.04.059
- Ashraf, R., Sultana, B., Yaqoob, S & Iqbal M. 2017. Allelochemicals and crop management: A review. *Current Science Perspectives* 3(1) (2017) 1-13
- Azevedo, J., L. Araújo, W., L & Lacava, P., T. (2016). The diversity of citrus endophytic bacteria and their interactions with *Xylella fastidiosa* and host plants. *Genetics and Molecular Biology*, 39(4), 476-491. Epub October 10, 2016. DOI:10.1590/1678-4685-gmb-2016-0056
- Backus, E., A. 2016. Sharpshooter feeding behavior in relation to transmission of *Xylella fastidiosa*: A model for foregut-borne transmission mechanisms, in: Brown, J.K. (Ed.), *Vector-Mediated Transmission of Plant Pathogens*. American Phytopathological Society.

- Badii, M. & Garza, V. (2015a). Resistencia en Insectos, Plantas y Microorganismos. *Cultura Científica y Tecnológica*, 0(18). Recuperado de <http://revistas.uacj.mx/ojs/index.php/culcyt/article/view/460>
- Badii, M., Garza, A., V. & Landeros, F., J. (2015b). Plaguicidas: efecto de los plaguicidas en la fauna silvestre. *Cultura Científica y Tecnológica*, 0(15). Recuperado de <http://revistas.uacj.mx/ojs/index.php/culcyt/article/view/510/489>
- Banks, H., T., Banks, J., E., Cody, N., G., Hoddle, M., S., & Meade, A. E. (2019). Population model for the decline of *Homalodisca vitripennis* (Hemiptera: Cicadellidae) over a ten-year period. *Journal of Biological Dynamics*, 13(1), 422–446. DOI:10.1080/17513758.2019.1616839
- Barde, S., K, & Shrivastava, S., S. 2017. Efficacy of Plant Products Against Serpentine Leaf Miner and White fly on Tomato. *Biosci Biotech Res Asia*;14(3). DOI:10.13005/bbra/2560
- Baronio, C., A., Nondillo, A., C., Uemerson S. & Botton, M. (2016). Efecto de los insecticidas pulverizados sobre las hojas y aplicados a través de Suelo a *Aphis illinoisensis* Shimer, 1866 (Hemiptera: Aphididae) en vides. *Revista sudafricana de enología y viticultura*, 37 (1), 61-66. Consultado el 6 de junio de 2019, de http://www.scielo.org.za/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2224-79042016000100004&lng=en&tlng=en.
- Barreto, O., Martínez, A., M. Viñuela, E. Figueroa, J., I. Rebollar, Á., Chavarrieta, J., M & Pineda, S. (2016). Biological Parameters of *Argyrotaenia montezumae* (Lepidoptera: Tortricidae) and Influence of the Oviposition Substrate Color on Fecundity. *Annals of the Entomological Society of America*, 109(5), 671–677. DOI:10.1093/aesa/saw040
- Benelli, G. (2015). Plant-borne ovicides in the fight against mosquito vectors of medical and veterinary importance: a systematic review. *Parasitology Research*, 114(9), 3201–3212. DOI:10.1007/s00436-015-4656-z
- Benelli, G., (2016). Plant-mediated biosynthesis of nanoparticles as an emerging tool against mosquitoes of medical and veterinary importance: a review. *Parasitology Research*, 115, 23–34. . doi: 10.1007 / s00436-015-4800-9.
- Benelli, G., Murugan, K., Panneerselvam, C., Madhiyazhagan, P., Conti, B., Nicoletti, M. (2015): Old ingredients for a new recipe? Neem cake, a low-cost botanical by-product in the fight against mosquito-borne diseases. *Parasitology Research*, 114: 391–397. DOI: 10.1007 / s00436-014-4286-x
- Benelli, G., Pavela, R., Maggi, F., Petrelli, R., & Nicoletti, M. (2016). Commentary: ¿Making Green Pesticides Greener? The Potential of Plant Products for Nanosynthesis and Pest Control. *Journal of Cluster Science*, 28(1), 3–10. DOI:10.1007/s10876-016-1131-7

- Betancur, J., L., Ocampo C., R., & Ríos V., L. (2015). La problemática del endosulfán: aspectos químicos, analíticos y ambientales. *Revista Luna Azul*, (40), 293-313. DOI: 10.17151/luaz.2014.40.19
- Bey, O., S. S, Z., Haddadi, G., H., Boulekbache, M., L., Rigou, P., Remini, H., Adjaoud, A. & Madani, K. (2016). Essential oils composition, antibacterial and antioxidant activities of hydrodistilled extract of *Eucalyptus globulus* fruits. *Industrial Crops and Products*, 89, 167–175. DOI:10.1016/j.indcrop.2016.05.018
- Bhat, K., A., Viswanath, H., S., Bhat, N., A. & Wani, T., A. (2017). Bioactivity of various ethanolic plant extracts against *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum* causing soft rot of potato tubers. *Indian Phytopath.* 70 (4):463-470. DOI 10.24838/ip.2017.v70.i4.76990
- Bikash, S., Soumita P., Tanmoy, M. & Sunil K., G.2017. Population dynamics of whitefly (*Bemisia tabaci* Genn.) infesting tomato (*Lycopersicon esculentus* L.) and their sustainable management using biopesticides *Journal of Entomology and Zoology Studies* 2017; 5(3): 879-883
- Borrego, A., S. 2015. Los biocidas vegetales en el control del biodeterioro del patrimonio documental. *Perspectivas e impacto. Rev CENIC Ciencias Biológicas.* 46(3):259-269.
- Bosco, D., Alma, A., & Arzone, A. (1997). Estudios de dinámica poblacional y distribución espacial de saltamontes en viñedos (Homoptera: Cicadellidae). *Annals of Applied Biology*, 130 (1), 1–11. DOI: 10.1111 / j.1744-7348.1997.tb05778.x
- Braga, L., P., Schiedeck, G., & Rogério M., C. (2013). Extratos aquosos de *Tagetes minuta* (Asteraceae) como alternativa ao manejo agro-ecológico de afídeos em hortaliças. *Interciencia*, 38 (9): 676-680.
- Braga, S., Sato M., E & Raga, A. (2019). Uso de extratos naturais no controle de insetos, com ênfase em moscas-das-frutas (diptera: tephritidae). *Biológico, São Paulo*, v.81, n. 1, p.1-30. DOI 10.31368/1980-6221v80a10002
- Buentello, W., S., Galá, W., L., Arévalo, N., K., Almaguer, C., V. & Rojas, V., G. (2016). Toxicity of some essential oil formulations against the Mexican fruit fly *Anastrepha ludens* (Loew) (Diptera: Tephritidae). *Industrial Crops and Products*, 85, 58–62. DOI:10.1016/j.indcrop.2016.02.040
- Burger, P., Monchot, A., Bagarri, O., Chiffolleau, P., Azoulay, S., Fernandez, X., & Michel, T. (2017). Whitening Agents from *Reseda luteola* L. and Their Chemical Characterization Using Combination of CPC, UPLC-HRMS and NMR. *Cosmetics*, 4(4), 51. DOI:10.3390/cosmetics4040051

- Byeoung, S., P., Sung, E., L., Won, S., C., Chang, Y., J. & S. Kwang, Y., C. (2002). Insecticidal and acaricidal activity of piperonaline and piperoctadecalidine derived from dried fruits of *Piper longum* L., Crop Protection. 21(3), 249-251. DOI: 10.1016/S0261-2194(01)00079-5.
- Caballero, A., Ramos, P., A., Suárez, G., D., Serna, F., Gil, Z. & Benavides, P. (2019). Los insectos escama (Hemiptera: Coccoomorpha) de raíces de café (*Coffea arabica* L.) en Colombia, con registros de hormigas (Hymenoptera: Formicidae) en asociación. Ciencia Y Tecnología Agropecuaria, 20(1). DOI:10.21930/rcta.vol20_num1_art:1250
- Campos, E., V., R. Proença, P., L., F., Oliveira, J., L., Bakshi, M., Abhilash, P., C., & Fraceto, L., F. (2018). Use of botanical insecticides for sustainable agriculture: Future perspectives. Ecological Indicators. DOI:10.1016/j.ecolind.2018.04.038
- Cañadas, J., Del Águila, I. M., & Palma, J. (2016). Development of a web tool for action threshold evaluation in table grape pest management. Precision Agriculture, 18(6), 974–996. DOI:10.1007/s11119-016-9487-0
- Carrillo, R., J., C. & Hernández, C., B., Chavez, S., J., L. & Vera, G.C., & Perales, S.C. (2009). Efecto de extractos vegetales sobre la mortalidad de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), en laboratorio. Journal of the Interamerican Society for Tropical Horticulture. 53. 154-157.
- Castilhos, R. V., Grützmacher, A. D., & Coats, J. R. (2017). Acute Toxicity and Sublethal Effects of Terpenoids and Essential Oils on the Predator *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae). Neotropical Entomology, 47(2), 311–317. doi:10.1007/s13744-017-0547-6
- Celano, R., Campone, L., Pagano, I., Carabetta, S., Di Sanzo, R., Rastrelli, L., Russo, M. (2018). Characterisation of nutraceutical compounds from different parts of particular species of *Citrus sinensis* “Ovale Calabrese” by UHPLC-UV-ESI-HRMS. Natural Product Research, 1–8. DOI:10.1080/14786419.2018.1443102
- Chagas, A., C., S. Passos, W., M., Prates, H., T., Leitem, R., C., Furlong, J., Fortes, I., C., P. (2002). Acaricide effect of *Eucalyptus* spp. essential oils and concentrated emulsion on *Boophilus microplus*. Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci. 39: 247-253.
- Chaieb, I. (2010). Saponins as Insecticides: A Review. Tunisian Journal of Plant Protection, 5: 39-50.
- Chakira, H., Long, M., Liu, S., Zhao, J., He, Y., Wagan, T. A., & Hua, H. (2017). Repellency of essential oils against *Nephotettix cincticeps*: Laboratory and glasshouse assays. Journal of Applied Entomology, 141(9), 708–720. DOI:10.1111/jen.12399.

- Chapagain, B., P., Wiesman, Z., & Tsrer, L., L. (2007). In vitro study of the antifungal activity of saponin-rich extracts against prevalent phytopathogenic fungi. *Industrial Crops and Products*. 26(2): 109-115. DOI:10.1016/j.indcrop.2007.02.005
- Chaudhary, A., Khan, M. A. & Bilal, Y. (2017). Management of Okra Yellow Vein Mosaic Virus and its Vector through Plant Extracts. *Journal of Plant Pathology & Microbiology*. 08. DOI:10.4172/2157-7471.1000393.
- Cheeke, P. R., Piacente, S., & Oleszek, W. (2006). Anti-inflammatory and anti-arthritis effects of *Yucca schidigera*: a review. *Journal of inflammation*, 3(1), 6.
- Chen, Y., & Dai, G. (2015). Acaricidal activity of compounds from *Cinnamomum camphora* (L.) Presl against the carmine spider mite, *Tetranychus cinnabarinus*. *Pest Management Science*, 71(11):1561–1571. DOI:10.1002/ps.3961
- Chen, Y., K., Li, X., S., Yang, G., Y., Chen, Z.-Y., Hu, Q., F., & Miao, M.-M. (2012b). Phenolic compounds from *Nicotiana tabacum* and their biological activities. *Journal of Asian Natural Products Research*, 14(5), 450–456. DOI:10.1080/10286020.2012.669578
- Chen, Z., Tan, J., Yang, G., Miao, M., Chen, Y., & Li, T. (2012a). Isoflavones from the roots and stems of *Nicotiana Tabacum* and their anti-tobacco mosaic virus activities. *Phytochemistry Letters*, 5(2), 233–235. DOI:10.1016/j.phytol.2012.01.001
- Choi, W., Lee, S.-G., Park, H.-M., Ahn, Y.J. (2004). Toxicity of plant essential oils to *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) and *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae). *J. Econ. Ent.* 97, 553–558.
- Chrinus, H., Musa, M., Olalekan, B., A., Usman, J., M., Ephraim, A., A. & Suleiman, B. (2015). The Efficacy of *Agave Sisalana* n- Hexane Extract in the Control of *Callosobruchus Maculatus* (Fabricius) (Coleoptera: Bruchidae). *Pest. J App Biol Biotech*. 3(04): 001-003. DOI: 10.7324/JABB.2015.3401
- CMV, (Consejo Mexicano Vitivinícola). (2018) . Producción de vino en México. Disponible en http://uvayvino.org.mx/docs/produccion_vid_mx.pdf (Consultado: 03 de junio de 2019)
- Cornara, D., Sicard, A., Zeilinger, A., R, Porcelli, F., Purcell, AH, & Almeida, R., P., P. (2016). Transmisión de *Xylella fastidiosa* a Grapevine por el Meadow Spittlebug. *Fitopatología*, 106 (11), 1285-1290. DOI: 10.1094 / phyto-05-16-0202-r
- Cruz, C., G., Varón D., E., Quiroga R., L., Monje A., B., & Sierra B., P. (2016a). Related factors to the *Paraleyrodes* sp. pos. bondari (Hemiptera: Aleyrodidae) population in avocado. *Revista Colombiana De Entomología*, 42(2), 103-109. DOI: 10.25100/socolen.v42i2.6679
- Cuevas, F., J., Moreno, R., J., M. & Ruiz, M., J. (2017). Assessing a traceability technique in fresh oranges (*Citrus sinensis* L. Osbeck) with an HS-SPME-GC-MS method.

- Towards a volatile characterisation of organic oranges. *Food Chemistry*, 221, 1930–1938. DOI:10.1016/j.foodchem.2016.11.156
- Curto, G., Dallavalle, E., Santi, R., Casadei, N., D'Avino, L., & Lazzeri, L. (2015). The potential of *Crotalaria juncea* L. as a summer green manure crop in comparison to Brassicaceae catch crops for management of *Meloidogyne incognita* in the Mediterranean area. *European Journal of Plant Pathology*, 142(4), 829–841. DOI:10.1007/s10658-015-0655-2
- Da Penha, M., Oliveira, C., Helena, C.M., & Badji, C. (2018). Effect of aqueous extract of *Prosopis juliflora* on the control of the mite *Tetranychus bastosi* in physic nut. *Revista Caatinga*. 31:1054-1060. DOI: 10.1590/1983-21252018v31n429rc.
- Da Silva, V., Nondillo, A., Galzer, E., Garcia, M., & Botton, M. (2017). Effect of host plants on the development, survivorship, and reproduction of *Pseudococcus viburni* (Hemiptera: Pseudococcidae). *The Florida Entomologist*, 100(4), 718-724. Retrieved from <http://www.jstor.org/stable/26358933>
- Daane, K., M., Hogg, B., N., Wilson, H., & Yokota, G., Y. (2018). Native grass ground covers provide multiple ecosystem services in Californian vineyards. *Journal of Applied Ecology*, 55(5), 2473–2483. DOI:10.1111/1365-2664.13145
- De Moura, V., & Schlichting, C. (2017). Alcalóides, Piretróides e Rotenóides: inseticidas naturais como uma alternativa ecológica sustentável. *Revista uninga*, 13(1). Recuperado de <http://revista.uninga.br/index.php/uninga/article/view/600>
- Deletre, E., Maelle M., Chantal, M., Fabrice, C., & Thibaud, M. 2015. Behavioral Response of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to 20 Plant Extracts, *Journal of Economic Entomology*, Volume 108, Issue 4, Pages 1890–1901. DOI:10.1093/jee/fov118
- Delkhooon, S., Fahim, M., Hosseinzadeh, J., Panahi, O., 2013. Effect of lemon essential oil on the developmental stages of *Trialeurodes vaporariorum* West (Homoptera: Aleyrodidae). *Arch. Phytopath. Plant Prot.* 5, 569–574.
- Devappa, R., K., Makkar, H., P., S. & Becker, K. (2010). *Jatropha* Toxicity-A Review. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B*, 13(6):476–507. DOI:10.1080/10937404.2010.499736
- Diez, R., G., Nava, D., E., Hubner, L Khun, C., Neto, C., F & Antunes, C., L. (2016). Biologia e infestação de *Strepsicrates smithiana* em araçazeiro. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 51(3), 280-283. DOI: 10.1590/S0100-204X2016000300010
- Dipak, K., H., Arka S., Rajib K., K., S. & Pratyusa, B. 2017. Mosquito vector management knowledge, attitude, practices and future of user & environment friendly new generation botanical Mosquitocide formulations: A review. *International Journal of Chemical Studies* 2017; 5(3): 32-37; DOI: 10.24966/AZS-7779/100004

- Dubey, N., K. (2011): Natural Products in Pest Management. London, CAB International.
- Dubois, M., A., Bauer, R., Cagiotti, M.R. & Wagner, H.1988. Foetidissimoside A, a new 3,28-bidesmosidic triterpenoid saponin, and cucurbitacins from *Cucurbita foetidissima*. *Phytochemistry* 27, 881e885.
- El-Wakeil, N., E. (2013). Botanical pesticides and their mode of action. *Gesunde Pflanzen*, 65: 25–149. DOI 10.1007 / s10343-013-0308-3
- El-Wakeil, N., E., Gaafar, N., M., & Vidal, S. (2006). Side effect of some Neem products on natural enemies of *Helicoverpa* (*Trichogramma* spp.) and *Chrysoperla carnea*. *Archives Of Phytopathology And Plant Protection*, 39(6), 445–455. DOI:10.1080/03235400500356160
- Encina, R., R. L., Ramírez, L., M. & Pino, Q., C., D. (2011). Efecto de dos extractos acuosos de meliáceas sobre *Tetranychus* spp. (Acari: Tetranychidae) en condiciones de laboratorio. *Investigación Agraria*, 13(2): 95-100.
- Erdogan, P., Yildirim, A., & Sever, B. (2012). Investigations on the Effects of Five Different Plant Extracts on the Two-Spotted Mite *Tetranychus urticae* Koch (Arachnida: Tetranychidae). *Hindawi Publishing Corporation Psyche*. 2012 (ID1252845): 1-5 DOI:10.1155/2012/125284.
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). 2013. FAO:Grape. Post harvest operations. http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/inpho/docs/Post_Harvest_Compendum_-_Grape.pdf (Consultado:Julio de 2019)
- Farag, M., Ali, S., Hodaya, R., El-Seedi, H., Sultani, H., Laub, A. & Wessjohann, L. (2017). Phytochemical profiles and antimicrobial activities of *Allium cepa* red cv. and *A. sativum* subjected to different drying methods: a comparative MS-based metabolomics. *Molecules*, 22(5), 761.
- Feng, Y., Wratten, S., Sandhu, H., & Keller, M. (2015). Host Plants Affect the Foraging Success of Two Parasitoids that Attack Light Brown Apple Moth *Epiphyas postvittana* (Walker) (Lepidoptera: Tortricidae). *PLOS ONE*, 10(4), e0124773. DOI:10.1371/journal.pone.0124773
- Filho, A., Oliveira, J., Torres, J., & Helena, C. M. (2013). Toxicity of spiromesifen and natural acaricides to *Tetranychus urticae* koch and compatibility with *Phytoseiulus macropilis* (Banks). *Semina Ciencias Agrarias*. 34. 2675-2686. DOI: 10.5433/1679-0359.2013v34n6p2675.
- Finney, D. J. (1971). *Probit Analysis*. Cambridge at the University Press. 3rd Ed,50-80
- Flores, C., F., Martínez, D., G., P., Villafranca, S., M. & Fernández, P., M. (2015). Preparation and Characterization of Azadirachtin Alginate-Biosorbent Based

- Formulations: Water Release Kinetics and Photodegradation Study. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 63(38), 8391–8398. DOI:10.1021/acs.jafc.5b03255
- Flores, D., M., Aguirre, U. L., Cerna, E., Quinones, H., Ochoa, F. Y., Frías, T. G., Hernández, J., A. & Chacon, J. (2017). Plant Oils to Control *Sitophilus zeamais* Motschulsky. *Southwestern Entomologist*. 42. 725-730. DOI: 10.3958/059.042.0311.
- Forneck, A., Mammerler, R., Tello, J., Breuer, M., Müller, J., & Fahrenttrapp, J. (2019). First European leaf-feeding grape phylloxera (*Daktulosphaira vitifoliae* Fitch) survey in Swiss and German commercial vineyards. *European Journal of Plant Pathology*. DOI:10.1007/s10658-019-01723-0
- Gabr, S., Nikles, S., Pferschy W., E., Ardjomand, W., K., Hathout, R. M., El-Ahmady, S., Bauer, R. (2018). Characterization and optimization of phenolics extracts from *Acacia* species in relevance to their anti-inflammatory activity. *Biochemical Systematics and Ecology*, 78, 21–30. DOI:10.1016/j.bse.2018.03.001
- García, G., J, López, C., J., García, G., C., Villanueva, J., J., A. & Nava, T., M., E. (2017). Factores bióticos, abióticos y agronómicos que afectan las poblaciones de adultos de mosca pinta (Hemiptera: Cercopidae) en cultivos de caña de azúcar en Veracruz, México. *Acta zoológica mexicana*, 33(3), 508-517. Recuperado en 22 de junio de 2019, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372017000300508&lng=es&tlng=pt.
- Gnankiné, O., & Bassolé, I. (2017). Essential Oils as an Alternative to Pyrethroids' Resistance against *Anopheles* Species Complex Giles (Diptera: Culicidae). *Molecules*, 22(10), 1321. DOI:10.3390/molecules22101321
- Gonçalves, C. Oliveira F., I. & Torres, L. (2018). Is a biofix necessary for predicting the flight phenology of *Lobesia botrana* in Douro Demarcated Region vineyards? *Crop Protection*, 110, 57–64. DOI:10.1016/j.cropro.2017.12.006
- Gong, Y., J., Cao, L., J., Wang Z., H., Zhou X., Y., Chen J., C., Hoffmann, A., A. & Wei, S., J. (2018). Efficacy of carbon dioxide treatments for the control of the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae*, and treatment impact on plant seedlings. *Experimental and Applied Acarology*. 75: 143–153. DOI:10.1007/s10493-018-0251-1
- Gong, Y., Liu, X., He, W., H., Xu, H., G., Yuan, F. & Gao, Y., X. (2012). Investigation into the antioxidant activity and chemical composition of alcoholic extracts from defatted marigold (*Tagetes erecta* L.) residue. *Fitoterapia*, 83(3), 481–489. DOI:10.1016/j.fitote.2011.12.013
- Gonzales, G., E. Borja, B., M., Reyes M., Galino, M., A., Velazquez, V., Sánchez, L., R., & Tafoya, R., F. 2014. Principales insectos plaga de los viñedos del mundo, México y Aguascalientes. Inifap. Folleto técnico Num. 55

- Gonzales, L., M., Rossa, L., A., & Francisco., R.2016. Parámetros biológicos y poblacionales de *Planococcus ficus* (Hemiptera: Pseudococcidae) sobre dos cultivares de *Vitis vinifera*. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina [en línea] 2016, 75 (Enero-Junio): [Fecha de consulta: 6 de junio de 2019] Disponible en:<<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=322046181004>> ISSN 0373-5680
- González, Q., G., Arrieta, B., D., Dorantes, A., L., Aparicio, O., G., & Guerrero, L., I. (2019). Efecto del método de extracción en el contenido de fitoestrogenos y fenólicos principales en extractos de pod de mesquita (*Prosopis* sp.). Revista Mexicana De Ingeniería Química, 18 (1), 303-312. DOI:10.24275/uam/izt/dcbi/revmexingquim/2019v18n1/Gonzalez
- González., V., L., S., Almaraz, A., N., Proal, N., J., B, Robles, M., F., Valencia, Del T., G. & Quintos, E., M. (2013). Propiedades surfactantes de las saponinas de *Agave durangensis*, aplicación en la remoción de arsénico. Revista Internacional de Ingeniería, 4 (2), 8269.
- Goñi, O., Quille, P. & O'connell, S. (2018). *Ascophyllum nodosum* extract biostimulants and their role in enhancing tolerance to drought stress in tomato plants. Plant Physiol. Biochem. PPB 126:63–73.
- Gopalakrishnan, S., Kumari, B., R., Vijayabharathi, R., Sathya, A., Srinivas, V., Rao, G., V., R. (2014). Efficacy of Major Plant Extracts/Molecules on Field Insect Pests. In: Singh D. (eds) Advances in Plant Biopesticides. Biomedical and Life Sciences. 63-88. DOI:10.1007/978-81-322-2006-0_5
- Gross, A., D., Temeyer, K., B., Day, T., A., Pérez de León, A., A., Kimber, M., J., & Coats, J., R. (2017). Interaction of plant essential oil terpenoids with the southern cattle tick tyramine receptor: A potential biopesticide target. Chemico-Biological Interactions, 263, 1–6. DOI:10.1016/j.cbi.2016.12.009
- Grzywacz, D., Stevenson, P., C., Mushobozi, W., L., Belmain, S., Wilson, K. (2014). The use of indigenous ecological resources for pest control in Africa. Food Security, 6: 71–86. DOI:10.1007/s12571-013-0313-5
- Guimarães, O., L., H., Silva, S., P., A, Felipe, H., F., Joventino, N., G., Saraiva, M., J., P., Paulo M., E., Francisco, S., M., Da Cruz, N., F. (2016). *Agave sisalana* extract induces cell death in *Aedes aegypti* hemocytes increasing nitric oxide production. Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine. 6(5): 396-399. DOI: 10.1016/j.apjtb.2015.12.018
- Gutierrez, A., P., Ponti, L., Gilioli, G., & Baumgärtner, J. (2017). Climate warming effects on grape and grapevine moth (*Lobesia botrana*) in the Palearctic region. Agricultural and Forest Entomology, 20(2), 255–271. DOI:10.1111/afe.12256
- Habib, R., Mohyuddin, A., Khan, Z., & Mahmood T. 2017. Analysis of Non-polar Chemical Profile of *Melia Azedarach* L. Sci Inquiry Rev. 2017;1(1):49–54. DOI:10.29145/sir/11/010106

- Hameed, I., H., Altameme, H., J., & Mohammed, G., J. (2016). Evaluation of antifungal and antibacterial activity and analysis of bioactive phytochemical compounds of *Cinnamomum zeylanicum* (Cinnamon bark) using gas chromatography-mass spectrometry. *Oriental Journal of Chemistry*, 32(4), 1769.
- Hao, L., Zaini, P., A., Hoch, H., C., Burr, T., J., & Mowery, P. (2016). Grape Cultivar and Sap Culture Conditions Affect the Development of *Xylella fastidiosa* Phenotypes Associated with Pierce's Disease. *PLOS ONE*, 11(8), e0160978. DOI:10.1371/journal.pone.0160978
- Hayat, S., Ahmad, H., Ali, M., Ren, K., & Cheng, Z. (2018). Aqueous garlic extract stimulates growth and antioxidant enzymes activity of tomato (*Solanum lycopersicum*). *Scientia Horticulturae*, 240, 139–146. DOI:10.1016/j.scienta.2018.06.011
- Hayat, S., Cheng, Z., Ahmad, H., Ali, M., Chen, X. & Wang, M. (2016). Garlic, from Remedy to Stimulant: Evaluation of Antifungal Potential Reveals Diversity in Phytoalexin Allicin Content among Garlic Cultivars; Allicin Containing Aqueous Garlic Extracts Trigger Antioxidants in Cucumber. *Frontiers in Plant Science*, 7. DOI:10.3389/fpls.2016.01235
- Hayes, A., Neeman, T., & Cooper, P., D. (2017). Overwintering survival of grapevine scale *Parthenolecanium persicae* (Hemiptera: Coccidae) in the Canberra region of Australia. *Austral Entomology*. DOI:10.1111/aen.12314
- Heidel, H., M. & Vogel, H. (2015). Molecular mechanisms of insect adaptation to plant secondary compounds. *Current Opinion in Insect Science*, 8, 8–14. DOI:10.1016/j.cois.2015.02.004
- Henderson, C., F y Tilton E., W. 1955. *J. Econ. Entomol.* 48: 157-161.
- Hidalgo, H., R., Vallejo, C., F., A. 2014. Bases para el estudio de recursos genéticos de especies cultivadas. Universidad Nacional de Colombia, Palmira. ISBN: 978-958-775-100-0
- Hoffmann, M., Ruehl, E., H., Eisenbeis, G., & Huber, L. (2016). Grape root as habitat: overwintering and population dynamics of grape phylloxera (*Daktulosphaira vitifoliae* Fitch) in temperate climate viticulture. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 22(2), 271–278. DOI:10.1111/ajgw.12219
- Hofmeyr, H., Hofmeyr, M., & Slabbert, K. (2016). Postharvest phytosanitary irradiation disinfestation of *Planococcus citri* and *P. ficus* (Hemiptera: Pseudococcidae). *Florida Entomologist* Vol. 99, Special Issue 2
- Honarmand, P., Dastjerdi, H., Ganbalani, G., Hassanpour, M., & Fathi, F. (2018). Impact of Selected Chemical and Botanical Insecticides on *Trissolcus grandis* (Hymenoptera: Platygasteridae), a Parasitoid of *Eurygaster integriceps* (Hemiptera:

- Scutelleridae). *Journal of Entomological Science*.53(4); 514-522.DOI; 10.18474/JES17-124.1
- Hrbek, V., Rektorisova, M., Chmelarova, H., Ovesna, J., & Hajslova, J. (2018). Authenticity assessment of garlic using a metabolomic approach based on high resolution mass spectrometry. *Journal of Food Composition and Analysis*, 67, 19–28.DOI:10.1016/j.jfca.2017.12.020
- Huang, X., Q., Li, Q., Q., Zhou, Z., C., Cheng, Y., Q. & Fu, W. (2009). Control Effect of 10% 12a-hydroxy-rotenone Emulsifiable Concentrate against Four Pests of Cruciferous Vegetable. *Hunan Agricultural Sciences*. 1-11
- Hussein, H., S., Salem, M., Z., M. & Soliman, A., M. (2017). Repellent, attractive, and insecticidal effects of essential oils from *Schinus terebinthifolius* fruits and *Corymbia citriodora* leaves on two whitefly species, *Bemisia tabaci*, and *Trialeurodes ricini*. *Scientia Horticulturae*, 216, 111–119. DOI:10.1016/j.scienta.2017.01.004
- Hwang, K., S., Kim, Y., K., Park, K., W. & Kim, Y., T. (2017). Piperolein B and piperchabamide D isolated from black pepper (*Piper nigrum* L.) as larvicidal compounds against the diamondback moth (*Plutella xylostella*). *Pest Management Science*, 73(8): 1564–1567. DOI:10.1002/ps.4580
- Isman, M., B. (2015). A renaissance for botanical insecticides? *Pest Management Science*, 71(12), 1587–1590. DOI:10.1002/ps.4088
- Jankowska, M., Rogalska, J., Wyszowska, J., & Stankiewicz, M. (2017). Molecular Targets for Components of Essential Oils in the Insect Nervous System—A Review. *Molecules*, 23(1), 34. DOI:10.3390/molecules23010034
- Jeschke, V., Gershenzon, J., & Vassão, D. G. (2016). A mode of action of glucosinolate-derived isothiocyanates: Detoxification depletes glutathione and cysteine levels with ramifications on protein metabolism in *Spodoptera littoralis*. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 71, 37–48. DOI:10.1016/j.ibmb.2016.02.002
- Johann, L., Moreira, J., Liberato, G., Silva, G., C. & Juarez., J., F. 2019. Life history and life table parameters of *Panonychus ulmi* (Acari: Tetranychidae) on two European grape cultivars. *Phytoparasitica* Volume 47, Issue 1, pp 79–86. DOI:10.1007/s12600-018-00709-8
- Joyo, G., & Narrea, M. Efecto del color de trampa pegante en la captura de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) y *Thrips tabaci* linderman en el cultivo de vid en chincha, Perú. *Anales Científicos*, 76 (1): 94-98 (2015). DOI:10.21704/ac.v76i1.769
- Kaiser, D., Bacher, S., Mène, S., L. & Grabenweger, G. (2018). Efficiency of natural substances to protect *Beauveria bassiana* conidia from UV radiation. *Pest Management Science*. 75 (2): 556-563. DOI:10.1002/ps.5209

- Kamaraj, C., Rahuman, A., A., Mahapatra, A., Bagavan, A., & Elango, G. (2010). Insecticidal and larvicidal activities of medicinal plant extracts against mosquitoes. *Parasitology Research*, 107(6):1337–1349. DOI:10.1007/s00436-010-2006-8
- Kanaze, F., I., Termentzi, A., Gabrieli, C., Niopas, I., Georganakis, M., & Kokkalou, E. (2009). The phytochemical analysis and antioxidant activity assessment of orange peel (*Citrus sinensis*) cultivated in Greece-Crete indicates a new commercial source of hesperidin. *Biomedical Chromatography*, 23(3), 239–249. DOI:10.1002/bmc.1090
- Kanika, T. & Naresh, S. 2015. The role of botanicals as green pesticides in integrated mosquito management – A review. *International Journal of Mosquito Research* 2015; 2 (1): 18-23
- Kanouh, M. & Alkarim, A., Z. (2018). Fumigation Toxicity of Some Essential Oils Against The Two- Spotted Spider Mite, *Tetranychus urticae* and Predatory Mite *Phytoseiulus persimilis* Under Laboratory Conditions. *The Arab Journal for Arid Environments*. 5. 20-28.
- Kapantaidaki, D., E., Antonatos, S., Kontodimas, D., Milonas, P., & Papachristos, D., P. (2019). Presence of the invasive whitefly *Aleurocanthus spiniferus* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Greece. *EPPO Bulletin*, 49(1), 127–131. DOI:10.1111/epp.12533
- Kaputa, F., Tembo, L. & Kurangwa, W. (2015). Efficacy of Garlic (*Allium sativum*) and Red Chilli Pepper (*Capsicum annum*) Extracts in the Control of Red Spider Mite (*Tetranychus urticae*) in Tomatoes (*Lycopersicon esculentum*). *Asian Journal of Applied Sciences*. 3(1).
- Kariyanna, B., Mohan, M., Utpal, D., Ravi, B., & Anusha, H., A. 2017. Important longhorn beetles (Coleoptera: Cerambycidae) of horticulture crops. *Journal of Entomology and Zoology Studies*; 5(5): 1450-145
- Kashyap, L., Sharma, D., C., & Anil. (2016). Efficacy of Insecticides and Bio-pesticides for Control of Greenhouse Whitefly on Tomatoes in Greenhouses in India. *Journal of Agricultural and Urban Entomology*, 32(1), 40–49. DOI:10.3954/1523-5475-32.1.40
- Kayser, H., Lehmann, K., Gomes, M., Schleicher, W., Dotzauer, K., Moron, M., & Maienfisch, P. (2016). Binding of imidacloprid, thiamethoxam and N-desmethylthiamethoxam to nicotinic receptors of *Myzus persicae*: pharmacological profiling using neonicotinoids, natural agonists and antagonists. *Pest Management Science*, 72(11), 2166–2175. DOI:10.1002/ps.4249
- Kedia, A., Prakash, B., Mishra, P., K, Dwivedy, A., K, & Dubey, N., K. (2015). Actividades biológicas del aceite de semilla de *Cuminum cyminum* y sus componentes principales contra *Callosobruchus chinensis* y *Sitophilus oryzae*. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 18 (3), 383–388. DOI: 10.1016 / j.aspen.2015.04.012

- Keinañen, M., Oldham, N., J., & Baldwin I., T. 2001. Rapid HPLC Screening of Jasmonate-Induced Increases in Tobacco Alkaloids, Phenolics, and Diterpene Glycosides in *Nicotiana attenuata*. *J. Agric. Food Chem.* 2001, 49, 3553–3558. DOI: /10.1021/jf010200+
- Khajehali, J., Kohansal, M., Hatami, B. & Mobli, M. 2018. Effects of Irrigation Regimes on Seasonal Population Dynamics and Damage of *Arboridia kermanshah Dlabola* on Different Grape Cultivars in Isfahan. *JWSS.* 22 (2) :211-221
- Khan, S., Tizi, C.N. T., Bonneure, E., Mangelinckx, S., Smagghe, G. & Maroof, S., M. (2017). Insecticidal activity of plant-derived extracts against different economically important pest insects. *Phytoparasitica.*45(1),113–124
- Kheradmand, K., Beynaghi, S., Asgari, S. & Sheykhi G., A. (2015). Toxicity and Repellency Effects of Three Plant Essential Oils Against Two-spotted Spider Mite, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). *Journal of Agricultural Science and Technology.* 17:1223-1232.
- Kim, H., J., Pandit, A., Oh, G., S., Shen, A., Lee, S., B., Khadka, D., So, H., S. (2016). *Dunnione ameliorates* cisplatin ototoxicity through modulation of NAD + metabolism. *Hearing Research,* 333, 235–246. DOI:10.1016/j.heares.2015.08.017
- Kotze, M., J., Jürgens, A., Johnson, S., D., & Hoffmann, J. H. (2010). Volatiles associated with different flower stages and leaves of *Acacia cyclops* and their potential role as host attractants for *Dasineura dielsi* (Diptera: Cecidomyiidae). *South African Journal of Botany,* 76(4), 701–709. DOI:10.1016/j.sajb.2010.07.024
- Kulkarni, N., S. (2018). Pests of Grapes. *Pests and Their Management,* 517–557. DOI:10.1007/978-981-10-8687-8_16
- Kumar, A., Singh, R., & Sharma, K., C. (2016). Repellant effect of neem formulation and aqueous extract of *Melia azedarach* on greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum* Westwood, Hemiptera: Aleyrodidae). *Journal of Applied and Natural Science,* 8(4), 2037-2039. DOI: 10.31018/jans.v8i4.1083
- Lalita, K., Y. & Yadav, S. (2018). Effectiveness of different plant extracts against *Galleria mellonella* larvae in laboratory. *Archives of Agriculture and Environmental Science,* 3(1): 64-67. DOI: 10.26832/24566632.2018.030109
- Lanzotti, V., Barile, E., Antignani, V., Bonanomi, G., & Scala, F. (2012). Antifungal saponins from bulbs of garlic, *Allium sativum* L. var. Voghiera. *Phytochemistry,* 78, 126–134. DOI:10.1016/j.phytochem.2012.03.009
- Li, Y., Z., Wei, X., Y., Xu, H., H., Huang, X., Q. & Yao, Z., W. (2009). Insecticidal ingredients from yam bean (*Pachyrrhizus erosus*) seeds and their insecticidal toxicity; *Acta Entomologica Sinica.* J-05

- Lima, J., D., Mazzafera, P., Da Silva, M., W. & Da Silva, R., B. 2009. Aspectos relacionados à qualidade e perspectivas. *Cienc. Rural*, 39(4):1258-66.
- Lin, A, S., Lin, C., R., Du, Y., C., Lübken, T., Chiang, M., Chen, I.-H., Wu, Y., C. (2008). Acasiane A and B and Farnesirane A and B, Diterpene Derivatives From the Roots of *Acacia farnesiana*. *Planta Medica*, 75(03), 256–261. DOI:10.1055/s-0028-1112201
- Lin, J.-T., & Arcinas, A. (2007). Regiospecific Analysis of Diricinoleoylacylglycerols in Castor (*Ricinus communis* L.) Oil by Electrospray Ionization–Mass Spectrometry. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(6), 2209–2216. doi:10.1021/jf063105f
- López, G., V, Torres, H., B., Reséndiz, J., F, Sánchez, G, & Gijón, J. (2017). Influencia de parámetros climáticos sobre las fluctuaciones poblacionales del complejo *Dendroctonus frontalis* Zimmerman, 1868 y *Dendroctonus mexicanus* Hopkins, 1909. *Revista mexicana de ciencias forestales*, 8(41), 7-29. Recuperado en 22 de junio de 2019, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-11322017000300007&lng=es&tlng=es.
- Lukitaningsih, E. (2014). Bioactive compounds in bengkoang (*Pachyrhizus erosus*) as an antioxidant and agents that inhibit tyrosinase. *Indonesian Journal Of Pharmacy*, 25 (2), 68. DOI: 10.14499/indonesianjpharm25iss2pp68
- Lund, K., T., Riaz, S., & Walker, M., A. (2017). Population Structure, Diversity and Reproductive Mode of the Grape Phylloxera (*Daktulosphaira vitifoliae*) across Its Native Range. *PLOS ONE*, 12(1), e0170678. DOI:10.1371/journal.pone.0170678
- Macel, M., & Dam N. M. V. (2018). “Metabolomics of plant resistance to insects,” in *The Biology of PLant-Insect Interactions: A Compendium for the Plant Biotechnologist*, ed. Emani C., editor. (Boca Raton, FL: Science Publishers - CRC Press;), 129–149. DOI: 10.1201/9781315119571-7
- Magdaş, C., Cernea, M., Baciú, H., & Şuteu, E. (2010). Acaricidal effect of eleven essential oils against the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Sci Parasitol*, 11(2):71-75.
- Mahdavia, F. & Saharkhiz, M., J. (2016). Secondary metabolites of peppermint change the morphophysiological and biochemical characteristics of tomato. *Biocatal. Agric. Biotechnol.* 7:127–133
- Mancini, E., Senatore, F., Del Monte, D., De Martino, L., Grulova, D., Scognamiglio, M., De Feo, V. (2015). Studies on Chemical Composition, Antimicrobial and Antioxidant Activities of Five *Thymus vulgaris* L. Essential Oils. *Molecules*, 20(7), 12016–12028. DOI:10.3390/molecules200712016

- Marimuthu, S., Rahuman, A. A., Rajakumar, G., Santhoshkumar, T., Kirthi, A. V., Jayaseelan, C., Kamaraj, C. (2010). Evaluation of green synthesized silver nanoparticles against parasites. *Parasitology Research*, 108(6): 1541–1549. DOI:10.1007/s00436-010-2212-4
- Marimuthu, T., Suganthi, M., Nakkeeran, S. (2018) Common Pests and Diseases of Medicinal Plants and Strategies to Manage Them. In: Singh B., Peter K. (eds) *New Age Herbals*. Springer, Singapore DOI:10.1007/978-981-10-8291-7_14
- Markheiser, A., Rid, M., Biancu, S., Gross, J., & Hoffmann, C. (2017). Physical factors influencing the oviposition behaviour of European grapevine moths *Lobesia botrana* and *Eupoecilia ambiguella*. *Journal of Applied Entomology*, 142(1-2), 201–210. DOI:10.1111/jen.12423
- Marotti, M., Piccaglia, R., Biavati, B., & Marotti, I. (2004). Characterization and Yield Evaluation of Essential Oils from Different *Tagetes* Species. *Journal of Essential Oil Research*, 16(5), 440–444. DOI:10.1080/10412905.2004.9698767
- Martínez, V., M., Castillo, H., G., A., Rosario, C., R., Flores, F., J., M., López, R., J., Hernández G., R. & Lugo, C., E., C. (2011). Acaricidal effect and chemical composition of essential oils extracted from *Cuminum cyminum*, *Pimenta dioica* and *Ocimum basilicum* against the cattle tick *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae). *Parasitol. Res.* 108(2): 481–487. DOI; 10.1007 / s00436-010-2069-6
- Mazzutti, S., Ferreira, S., R., Herrero, M. & Ibañez, E. (2017). Intensified aqueous-based processes to obtain bioactive extracts from *Plantago major* and *Plantago lanceolata*. *The Journal of Supercritical Fluids*, 119, 64–71. DOI:10.1016/j.supflu.2016.09.008
- Mehmood, M., Perveen, R., Chohan, S., Ishtiaq, M., Ahmad, M., Shaaban, M., Younas, A., Umer, H., Akram, N., Abid, M., & Sajid, M. (2018). Epidemiological studies of tomato leaf curl virus and whitefly population and their management using botanicals. *Pakistan Journal of Phytopathology*, 30(1), 27-36. DOI:10.33866/phytopathol.030.01.0429
- Miresmailli, S., & Isman, M., B. (2014). Botanical insecticides inspired by plant–herbivore chemical interactions. *Trends in Plant Science*, 19(1), 29–35. DOI:10.1016/j.tplants.2013.10.002
- Misiorek, M., Sekuła, J., & Ruman, T. (2017). Mass Spectrometry Imaging of low Molecular Weight Compounds in Garlic (*Allium sativum* L.) with Gold Nanoparticle Enhanced Target. *Phytochemical Analysis*, 28(6), 479–486. DOI:10.1002/pca.2696
- Mitra, B., Das, P., Chakraborti, U., Mallick, K. & Majumder, A. 2016. Longhorn beetles (Cerambycidae: Coleoptera) of Meghalaya with eight new records, *The Journal of Zoology Studies*, 3(4): 39-47.

- Mohammed, G., J., Omran, A. M., & Hussein, H., M. (2016). Antibacterial and Phytochemical Analysis of *Piper nigrum* using Gas Chromatography-Mass Spectrum and Fourier-Transform Infrared Spectroscopy. *International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research*, 8(6), 977-996.
- Moreno, A., R., Gallardo, L., B., S., Ledezma, L., B., Escorza, M., A., Pérez, V., R. & Guzmán, D., D. (2016). Determinación de los compuestos polifenólicos en extractos de *Jatropha dioica* y su capacidad antioxidante. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 47(4), 42-48.
- Morikawa, T., Matsuda, H., Yamaguchi, I., Pongpiriyadacha, Y., & Yoshikawa, M. (2004). New amides and gastroprotective constituents from the fruit of *Piper chaba*. *Planta medica*, 70(02), 152-159. DOI: 10.1055 / s-2004-815493
- Mossa, A., T., H., Afia, S., I., & Mohafrash, S., M., M. (2018). Formulation and characterization of garlic (*Allium sativum* L.) essential oil nanoemulsion and its acaricidal activity on eriophyid olive mites (Acari: Eriophyidae). *Environ Sci Pollut Res*. 25(11):10526- 10537. DOI: 10.1007/s11356-017-0752-1
- Mouly, R., Shivananda, T., N. & Verghese A. (2018). Evaluation of neem and pongamia formulations for the management of leafhopper, *Idioscopus nitidulus* (Walker) (Hemiptera: Cicadellidae) in mango. *Pest Management in Horticultural Ecosystem*. 24(1), 33-35
- Muhammad, A., Cheng, Z., Sikandar, H., Husain, A., Muhammad, I., Ghani, L., T. 2019. Foliar spraying of aqueous garlic bulb extract stimulates growth and antioxidant enzyme activity in egg plant (*Solanum melongena* L.) *Journal of Integrative Agriculture* 2019, 18(5): 1001–1013. DOI: 10.1016/S2095-3119(18)62129-X
- Muñoz., C, D., R. & Cuca, S., L. (2016). Compuestos citotóxicos de origen vegetal y su relación con proteínas inhibidoras de apoptosis (IAP). *Revista Colombiana de Cancerología*, 20(3), 124–134. DOI:10.1016/j.rccan.2015.10.002
- Naboulsi, I., Aboulmouhajir, A., Kouisni, L., Bekkaoui, F., & Abdelaziz, Y. 2018. Plants extracts and secondary metabolites, their extraction methods and use in agriculture for controlling crop stresses and improving productivity: A review. *Academia Journal of Medicinal Plants* 6(8): 223-240. DOI: 10.15413/ajmp.2018.0139
- Navarrete, S., Kemp, P., D., Pain, S. J. & Back, P., J. (2016). Bioactive compounds, aucubin and acteoside, in plantain (*Plantago lanceolata* L.) and their effect on in vitro rumen fermentation. *Animal Feed Science and Technology*, 222, 158–167. DOI:10.1016/j.anifeedsci.2016.10.008
- Nisha, P., K., Ramaraju, K., & Chitra, N. 2017. Biology studies of *Melanitis leda* (Linnaeus, 1758) using Dyar's law. *Journal of Entomology and Zoology Studies* 2017; 5(3): 1886-1890

- OIV (Organización Internacional de la Viña y el Vino). 2012. Informe anual 2017 de la OIV sobre la vitivinicultura mundial. Disponible en: <http://www.oiv.int/public/meDias/5479/oiv-en-bilan-2017.pdf> (julio de 2019).
- Pacifico, S., Piccolella, S., Papale, F., Nocera, P., Lettieri, A., & Catauro, M. (2016). A polyphenol complex from *Thymus vulgaris* L. plants cultivated in the Campania Region (Italy): New perspectives against neuroblastoma. *Journal of Functional Foods*, 20, 253–266. DOI:10.1016/j.jff.2015.11.008
- Pangnakorn, U. & Chuenhooklin, S. (2018). Evaluation of essential oils against *Sitophilus zeamais* (Motshulsky) (Coleoptera: Curculionidae). *Adv Med Plant Res.* 6(2): 19-25. DOI: 10.30918/AMPR.62.18.013
- Papanikolaou, N. E., Kalaitzaki, A., Karamaouna, F., Michaelakis, A., Papadimitriou, V., Dourtoglou, V., & Papachristos, D. P. (2017). Nano-formulation enhances insecticidal activity of natural pyrethrins against *Aphis gossypii* (Hemiptera: Aphididae) and retains their harmless effect to non-target predators. *Environmental Science and Pollution Research*, 25(11), 10243–10249. doi:10.1007/s11356-017-8596-2
- Pardo, G., A., Martínez, G., A., Cadahía, E., Pardo, F., Alonso, G., L., Salinas, M., R (2014). Oak extract application to grapevines as a plant biostimulant to increase wine polyphenols. *Food Res. Int.* 55:150–160.
- Park, Y., Perring, T., M., Yacoub, R., Bartels, D. W., & Elms, D. (2006). Spatial and Temporal Dynamics of Overwintering *Homalodisca coagulata* (Hemiptera: Cicadellidae). *Journal of Economic Entomology*, 99(6), 1936–1942. DOI:10.1093/jee/99.6.1936
- Parra, E., E., Gómez, V., Céspedes, C., Alarcón, J., Cano, S., Reyes, G., Cerbón, C., Reyes, C., R. 2016. Volatile organic compounds from *Pachyrhizus ferrugineus* and *Pachyrhizus erosus* (Fabaceae) leaves *Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y aromáticas*, vol. 15, núm. 3, pp. 175-181
- Parveen, S., Wani, A., H., Bhat, M., Y., Malik, A., R., Koka, J., A. & Ashraf, N. (2017). Antimycotic potential of some phytoextracts on some pathogenic fungi. *Journal of Biopesticides*, 10(1): 60-65.
- Patil, C., Udikeri, S. & Karabhantanal, S. 2018. A note on pesticide induced resurgence of two spotted spider mite, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) on grape. *Persian J. Acarol.*, Vol. 7, No. 1, pp. 75–84. DOI:22073/pja.v7i1.27987
- Pavela, R. (2013). Efficacy of naphthoquinones as insecticides against the house fly *Musca domestica* L. *Ind. Crop Prod.* 43:745–750. DOI: 10.1016/j.indcrop.2012.08.025

- Pavela, R. (2016): History, presence and perspective of using plant extracts as commercial botanical insecticides and farm products for protection against insects – a review. *Plant Protect. Sci.*, 52: 229–241. DOI: 10.17221/31/2016-PPS
- Pavela, R., & Benelli, G. (2016a). Ethnobotanical knowledge on botanical repellents employed in the African region against mosquito vectors – A review. *Experimental Parasitology*, 167, 103–108. DOI:10.1016/j.exppara.2016.05.010
- Pavela, R., & Benelli, G. (2016b). Essential Oils as Ecofriendly Biopesticides? Challenges and Constraints. *Trends in Plant Science*, 21(12), 1000–1007. DOI:10.1016/j.tplants.2016.10.005
- Pedersen, A., B. & Godfrey, L., D. (2011). Evaluation of Cucurbitacin-Based Gustatory Stimulant to Facilitate Cucumber Beetle (Coleoptera: Chrysomelidae) Management With Foliar Insecticides in Melons. *Journal of Economic Entomology*, 104(4):1294–1300. DOI:10.1603/ec10213
- Pereira, E., Pimenta, A., I., Calhella, R., C., Antonio, A., L., Verde, SC, Barros, L., Ferreira, I. (2016). Efectos de la irradiación gamma sobre la citotoxicidad y los compuestos fenólicos de *Thymus vulgaris* L. y *Mentha piperita* L. *LWT - Food Science and Technology*, 71, 370–377. DOI: 10.1016 / j.lwt.2016.04.004
- Piacente, S., Pizza, C., & Oleszek, W. (2005). Saponins and Phenolics of *Yucca schidigera* Roetzl: Chemistry and Bioactivity. *Phytochemistry Reviews*, 4(2-3), 177–190. DOI:10.1007/s11101-005-1234-5
- Pirali, K., K., Razzaghi, A., M., & Halajian, A. (2009). Acaricidal effect of *Pelargonium roseum* and *Eucalyptus globulus* essential oils against adult stage of *Rhipicephalus (Boophilus) annulatus* in vitro. *Veterinary Parasitology*, 162(3-4): 346-349. DOI:10.1016/j.vetpar.2009.03.015
- Politi, F., A., S., Nascimento, J. D., Da Silva, A. A., Moro, I. J., García, M. L., Guido, R. V. C., & Furlan, M. (2016). Insecticidal activity of an essential oil of *Tagetes patula* L. (Asteraceae) on common bed bug *Cimex lectularius* L. and molecular docking of major compounds at the catalytic site of ClAChE1. *Parasitology Research*. 116(1):415–424. DOI:10.1007/s00436-016-5305-x
- Politi, F., A., S., Souza, M., T., M., Rodrigues, E., R., Queiroz, G., M., Figueira, G., M., Januário, A., H., Berenger, J., M., Socolovschi, C., Parola, P. & Pietro, R., C. (2013). Chemical characterization and acaricide potential of essential oil from aerial parts of *Tagetes patula* L. (Asteraceae) against engorged adult females of *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806). *Parasitol. Res.* 112(6): 2261-2268.
- Pupiro, M., L., Madruga, Y., P. & Pino, P., O. (2018). Actividad acaricida de aceites esenciales de especies pertenecientes a las familias Myrtaceae, Lamiaceae y Rutaceae sobre *Tetranychus tumidus* Banks. *Revista de Protección Vegetal*, 33(3), e03. Recuperado en 13 de junio de 2019, de

http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1010-27522018000300009&lng=es&tlng=es.

- Quezada, C., V., Casarrubias, C., K., Hernández, H., M., Vargas, P., O. & Sánchez, H., C. (2019). Análisis de expresión de un gen codificante para un inhibidor proteasa tipo tripsina de *Physalis philadelphica* (PpIT). *Biotecnología y sustentabilidad*, 3(2), 9. Consultado de <http://revistas.uaz.edu.mx/index.php/biotecnologiaysust/article/view/469>
- Quiñones, D. H., Flores, D. M., Cerna, C. E., Aguirre, U. L., Landeros, F.J., Ochoa, F. Y., & Frías T. G. (2017). Efectividad de polvos vegetales sobre adultos de *Sitophilus zeamais* Motschulsky Coleoptera: Curculionidae. *Revista Mexicana De Ciencias Agrícolas*, 8(3):721-726. DOI:10.29312/remexca.v8i3.45
- Raghavendra, K., V., Chinniah, C., Ramaraju, K., Muthiah, C. & Balakrishnan K. (2017). Acaricidal action of Plant Derivatives and Natural oils against two spotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch in Rose (*Rosa* sp.) ecosystem. *Bull. Env. Pharmacol. Life Sci.*6(2):09-15
- Rahman, S., Biswas, S., K., Barman, N., C., & Ferdous, T. 2016. Plant Extract as Selective Pesticide for Integrated Pest Management. *Biotec.Res.J.*2016; Vol 2(1):6-10
- Ramos, C, F., Cardenas, O., A., Morales, R., C., Verde, S., & Cruz V.2012. Cytotoxic activity of *Agave lechuguilla* Torr. *African Journal of Biotechnology* Vol. 11(58), pp. 12229-12231, 19 July, 2012 Available online at <http://www.academicjournals.org/AJB> DOI: 10.5897/AJB12.1123
- Ramos, P., A., Yábar, E., & Ramos, J., C. (2019) Diversidad, fluctuación poblacional y hospedantes de moscas de la fruta *Anastrepha* spp. y *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) en el valle de Abancay, Apurímac, Perú. *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)*, 35, 1–21. DOI: /10.21829/azm.2019.3501208
- Rattan, R., S. (2010). Mechanism of action of insecticidal secondary metabolites of plant origin. *Crop Protection*, 29(9), 913–920. DOI:10.1016/j.cropro.2010.05.008
- Reddy, S., G., E., & Dolma, S., K. (2017). Acaricidal activities of essential oils against two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch. *Toxin Reviews*, 37(1):62–66. DOI:10.1080/15569543.2017.1320805
- Rehman, H., U., R, Alharby H., F., Alzahrani, Y., & Rady, M., M. (2018). Magnesium and organic biostimulant integrative application induces physiological and biochemical changes in sunflower plants and its harvested progeny on sandy soil. *Plant Physiol. Biochem.* 126:97–105.
- Rivera, M., R., Ramírez, D., J., Rubí, A., M., Domínguez, L., A., Acosta, G., A. & Figueroa, F., D. (2017). Modelización espacial de trips (Insecta: Thysanoptera) en el

- cultivo de aguacate (*Persea americana*). Revista Colombiana De Entomología, 43(2), 131-140. DOI:10.25100/socolen.v43i2.5933
- Roy, S. & Mukhopadhyay, A. (2012): Bioefficacy assessment of *Melia azedarach*(L.) seed extract on tea red spider mite, *Oligonychus coffeae* (Nietner) (Acari: Tetranychidae). Int. J. Acarol. 38: 79–86. DOI: 10.1556/038.50.2015.1.12
- Ruby, T., & Rana C., S.2015. Plant secondary metabolites: a review. International Journal of Engineering Research and General Science Volume 3, Issue 5, September-October, 2015
- Said, F. & Inayatullah, M. (2015). Comparative efficiency of certain indigenous plant extracts and a chemical pesticide against *Amrasca devastans* (Homoptera: Cicadellidae) on sunflower (*Helianthus annuus* L.). Journal of Entomology and Zoology Studies; 3(1):160-164.
- Saifullah, K., Lubna, B., R., Arfan, A., G., Ghulam, A., C., & Jam G., M. 2018. Impact of botanical pesticides against sucking insect pests and their insect predators in brinjal crop. Journal of Entomology and Zoology Studies 2018; 6(2): 83-87
- Salinas, S., D., Aldana, L., L., Valdez, E., M., E, Hernández, R., M., C., Juárez, D., J., C. & Rodríguez F., T. (2009). Actividad insecticida de *Prosopis laevigata* en *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera:Noctuide). Folia Entomol. Mex. 48(2):51-57.
- Samuel, M., Oliver, S., Coetzee, M. & Brooke, B. (2016). The larvicidal effects of black pepper (*Piper nigrum* L.) and piperine against insecticide resistant and susceptible strains of *Anopheles malaria* vector mosquitoes. Parasites & Vectors. 9:238. DOI 10.1186/s13071-016-1521-6.
- Sánchez, G., Zalacain., A, Pardo, F., Alonso, G., L, & Salinas M., R. (2017). Moscatel vine-shoot extracts as a grapevine biostimulant to enhance wine quality. Food Res. Int. 98:40–49
- Sandanayaka, M., Nielsen, M., Davis, V., & Butler, R. (2017). Do spittlebugs feed on grape? Assessing transmission potential for *Xylella fastidiosa*. New Zealand Plant Protection, 70, 31-37. DOI:10.30843/nzpp.2017.70.23
- Senthil, N., S. (2014). A Review of Biopesticides and Their Mode of Action Against Insect Pests. Environmental Sustainability, 49–63. DOI:10.1007/978-81-322-2056-5_3
- Shaw, P., & Wallis, D. (2017). The relationship between *Epiphyas postvittana* (lightbrown apple moth, Lepidoptera: Tortricidae) in pipfruit orchards and adjacent vineyards in Nelson. New Zealand Plant Protection, 70, 321. DOI:10.30843/nzpp.2017.70.86

- SIACON-SIAP (Sistema de Información Agroalimentaria de Consulta- Servicio de información Agroalimentaria y Pesquera). 2018. Módulo Agrícola del SIACON. Disponible en: <https://www.gob.mx/siap/documentos/siacon-ng-161430> (Consultado: 04 de septiembre de 2019).
- Simmonds, M., Manlove, J., Blaney, W. and Khambay, B. (2002) Effects of Selected Botanical Insecticides on the Behaviour and Mortality of the Glasshouse Whitefly *Trialeurodes vaporariorum* and the Parasitoid *Encarsia formosa*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 102, 39-47. DOI;10.1046/j.1570-7458.2002.00923.x
- Simoneti, G. y Devoto, M. 2018. La defensa de *Passiflora caerulea* por hormigas reduce el número de huevos y larvas de *Agraulis vanillae*, pero no el daño por herbivoría. *Ecología Austral* 28:123-132. DOI;10.25260/EA.18.28.1.0.635
- Singh, B., & Kaur, A. (2018). Control of insect pests in crop plants and stored food grains using plant saponins: A review. *LWT - Food Science and Technology*, 87, 93–101. doi:10.1016/j.lwt.2017.08.077
- Singh, N. K, Saini, S.P.S, Singh, H., Sharma, S.K.J, Rath, S.S. (2017). In vitro assessment of acaricidal activity of *Piper longum*, *Piper nigrum*, *Zingiber officinale* extracts and their combinations against *Hyalomma anatolicum*. *Exp Appl Acarol*. 71:303–317. DOI: 10.1007/s10493-017-0113-2
- Sivapriya, T., & John, S. (2019). Identification, isolation and elucidation of compounds from fraction of methyl hydroxyl chalcone polymer from aqueous extract of *Cinnamomum zeylanicum*. *Asian Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 5(3), 582-588.
- Soares, MA, Campos, MR, Passos, LC, Carvalho, G., Haro, M., Lavoie, A., Biondi, A., Zappalà, L., Desneux, N. (2018). Botanical insecticide and natural enemies: a potential combination for pest management against *Tuta absoluta*. *Journal of Pest Science*. 92;1433-1443. DOI; 10.1007/s10340-018-01074-5.
- Sparks, T. C., & Nauen, R. (2015). IRAC: Mode of action classification and insecticide resistance management. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 121, 122–128. doi:10.1016/j.pestbp.2014.11.014
- Speed, M. P., Fenton, A., Jones, M. G., Ruxton, G. D., & Brockhurst, M. A. (2015). Coevolution can explain defensive secondary metabolite diversity in plants. *New Phytologist*, 208(4), 1251–1263. doi:10.1111/nph.13560
- Suleiman M & Sani I. (2018). Insecticidal Activity of Ethanolic Leaf Extracts against the Maize Weevil, *Sitophilus zeamais* Motsch (Coleoptera: Curculionidae). *Archiv Zool Stud* 2018, 1: 004
- Sunitha ND. 2017. Pest scenario and their abundance in grape ecosystem. *Journal of Entomology and Zoology Studies* 2017; 5(6): 1766-1770

- Tasnin, M.S. & Khalequzzaman, M. (2016). Toxicity Bioassay of some Essential Oil Vapour on Various Life Stages of Two-Spotted Spider Mite, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) under Laboratory Conditions. *Journal of Agricultural Sciences – Sri Lanka*, 11(2):97–104. DOI: [10.4038/jas.v11i2.8122](https://doi.org/10.4038/jas.v11i2.8122)
- Taylor, W., J., & Jones, A. K. (2017). Variations in the Insect GABA Receptor, RDL, and Their Impact on Receptor Pharmacology. *Advances in Agrochemicals: Ion Channels and G Protein-Coupled Receptors (GPCRs) as Targets for Pest Control*, 1–21. doi:10.1021/bk-2017-1265.ch001
- Tietje, William D.; Weller, Theodore J.; Yim, Christopher C. 2015. Bat activity at remnant oak trees in California Central Coast vineyards. In: Standiford, Richard B.; Purcell, Kathryn L., tech. cords. Proceedings of the seventh California oak symposium: managing oak woodlands in a dynamic world. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-251. Berkeley, CA: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Pacific Southwest Research Station: 97-106.
- Tighe, N., R, Díaz-Harris, Ramiro, Leonelli-Cantergiani, Gina, Iglesias-González, Carla, Martínez-Gutiérrez, María, Morales-Ulloa, Daniza, & Mejías-Lagos, Patricia. (2016). Efecto de extractos de *Ulex europaeus* L. en la producción de biomasa de plántulas de ají (*Capsicum annuum* L.), en condiciones de laboratorio. *Idesia (Arica)*, 34(5), 19-25. Epub 07 de septiembre de 2016. <https://dx.doi.org/10.4067/S0718-34292016005000022>
- Torres, P., Guillermo A., J., Romo de Vivar, A., García, A. M., Marín, J. C., Aranda, E., & Céspedes, C. L. (2003). Antioxidant and insect growth regulatory activities of stilbenes and extracts from *Yucca periculosa*. *Phytochemistry*, 64(2), 463–473. doi:10.1016/s0031-9422(03)00348-0
- Trichilo, PJ, Wilson, LT, y Grimes, DW (1990). Influencia del manejo del riego en la abundancia de saltamontes (Homoptera: Cicadellidae) en las uvas. *Entomología ambiental*, 19 (6), 1803–1809. doi: 10.1093 / ee / 19.6.1803
- Tunca, H., Kiliñçer, N. and Özkan, C. (2012) Side-Effects of Some Botanical Insecticides and Extracts on the Parasitoid, *Venturia canescens* (Grav.) (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Turkish Journal of Entomology*, 36, 205-214.
- Tunca, H., Kiliñçer, N. and Özkan, C. (2014) Toxicity and Repellent Effects of Some Botanical Insecticides on the Egg-Larval Parasitoid *Chelonus oculator* Panzer (Hymenoptera: Braconidae). *Scientific Research and Essays*, 9, 106- 113. DOI; 10.5897/SRE2014.5823
- UC (University of California). (2015). UC IPM Pest Management Guidelines: Grape UC ANR Publication 3448. <http://ipm.ucanr.edu/PMG/r302301011.html> consultado 09/06/2019

- Valdés, E. M. E., Aldana, L. L., Salinas, S. D. O., Figueroa, B. R., Hernández, R. M. C., & Valladares, C. M. G. (2016). Toxicity of Plant Extracts to *Scyphophorus acupunctatus* (Coleoptera: Curculionidae). *Florida Entomologist*, 99(2):226–230. DOI:10.1653/024.099.0211
- Valenzuela, S., Jiménez, V., García, G., Betancourt, M., D, Lozoya, M., Almaráz, C. & Morán, M. (2019). Evaluación de la Actividad Antioxidante de *Cnidocolus chayamansa* (Chaya), *Euphorbia prostrata* (Hierba de la Golondrina) y *Jatropha dioica* (Sangre de Drago) en Ratas Wistar Inducidas a Hiperglicemia. *International Journal of Morphology*, 37(1), 36-42. DOI;10.4067/S0717-95022019000100036
- Van Leeuwen, C. (2010). Terroir: the effect of the physical environment on vine growth, grape ripening and wine sensory attributes. *Managing Wine Quality*, 273–315. doi:10.1533/9781845699284.3.273
- Van Rozen, K., & Ester, A. (2010). Chemical control of *Diabrotica virgifera virgifera* LeConte. *Journal of Applied Entomology*, 134(5): 376–384. DOI:10.1111/j.1439-0418.2009.01504.x
- Veerendra A., C, Udikeri S., S & Karabhantanal S., S. 2015. Dynamics of two spotted red spider mite *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) in grape vineyards and its co-relation with abiotic factors and a predator. *Journal of Entomology and Zoology Studies* 2015; 3(6): 373-376
- Vertedor, M., D., Ferrero, G., J. J., & Torres, V. L. M. (2010). Global warming affects phenology and voltinism of *Lobesia botrana* in Spain. *Agricultural and Forest Entomology*, 12(2), 169–176. doi:10.1111/j.1461-9563.2009.00465.x
- Viglianco, A. I.; C. I. Cragnolini, M. Bocco and S. C. Reynoso, 2016. Mealybugs present in vineyards of Colonia Caroya, Córdoba, Argentina. Incidence on the crop and effect on must quality. *Agriscientia* 33 (1): 27-38
- Vite. O., Barajas, F., Saavedra-A, M., & Cardoso-T, A. (2018). Insecticidal Effects of Ethanolic Extracts of *Chenopodium ambrosioides*, *Piper nigrum*, *Thymus vulgaris*, and *Origanum vulgare* against *Bemisia tabaci*. *Southwestern Entomologist*, 43(2), 383–393. doi:10.3958/059.043.0209
- Vogel, H., Musser, R. O., & de la Paz Celorio-Mancera, M. (2018). Transcriptome Responses in Herbivorous Insects Towards Host Plant and Toxin Feeding. *Annual Plant Reviews*, 197–233. doi:10.1002/9781119312994.apr0510
- Wachira, S., Omar, S., Jacob, J., Wahome, M., Alborn, H. T., Spring, D. R., ... Torto, B. (2014). Toxicity of six plant extracts and two pyridone alkaloids from *Ricinus communis* against the malaria vector *Anopheles gambiae*. *Parasites & Vectors*, 7(1), 312. doi:10.1186/1756-3305-7-312
- Ware, G. W., Whitacre D. M. (2004): *History of Pesticides*. The Pesticide Book. 6th Ed. Willoughby, MeisterPro Information Resources.

- Willemen, H., van den Meijdenberg, G. J., van Beek, T. A., & Derksen, G. C. (2019). Comparison of madder (*Rubia tinctorum* L.) and weld (*Reseda luteola* L.) total extracts and their individual dye compounds with regard to their dyeing behaviour, colour, and stability towards light. *Coloration Technology*, 135(1), 40-47. DOI: 10.1111/cote.12384
- Wilson, H., & Daane, K. M. (2017). Review of Ecologically-Based Pest Management in California Vineyards. *Insects*, 8(4), 108. DOI:10.3390/insects8040108
- Wink, M., & Schimmer, O. (2018). Molecular Modes of Action of Defensive Secondary Metabolites. *Annual Plant Reviews*, 21–161. DOI:10.1002/9781119312994.apr0418
- Wong, P, J. E., Muñiz Márquez, D. B., Martínez Ávila, G. C. G., Belmares Cerda, R. E., & Aguilar, C. N. (2015). Ultrasound-assisted extraction of polyphenols from native plants in the Mexican desert. *Ultrasonics Sonochemistry*, 22, 474–481. DOI:10.1016/j.ultsonch.2014.06.001
- Yanar, D., Kadioglu, I., & Go'kce, A. (2011). Different plant extracts on two-spotted spider mite (*Tetranychus urticae* Koch) (Acari: Tetranychidae). *Sci Res Essays*. 6: 3041-3044.
- Yáñez, P., Escoba, A., Molina, C. & Zapata, G. (2014). Comparación de la actividad acaricida de los aceites esenciales de *Ocimum basilicum*, *Coriandrum sativum* Y *Thymus vulgaris* contra *Tetranychus urticae*. *La Granja*. 19:21. DOI:10.17163/lgr.n19.2014.01.
- Yooboon, T., Pluempanupat, W., Koul, O., and Bulangpoti, V. (2015). Effects of azadirachtin on cuticular proteins of *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae) vis-à-vis the modes of application. *Commun. Agric. Appl. Biol. Sci.* 80, 169–177.
- Yunus, M. Efficacy of biological insecticides against '*Helicoverpa armigera*' in sweet corn crop ('*Zea mays saccharata*') [online]. *Australian Journal of Crop Science*, Vol. 13, No. 2, Feb 2019: 321-327
- Zanoniani, R., Moraes, J. Donnini, F., Boggiano, P. & Cadenazzi, M. (2017). *Plantago lanceolata* efectos sobre el nivel de nematodos gastrointestinales en ovejas. *Veterinaria* 2017: 54(206):9-18
- Zarubova, L., Kourimska, L., Zouhar, M., Novy, P., Douda, O., & Skuhrovec, J. (2014). Botanical pesticides and their human health safety on the example of *Citrus sinensis* essential oil and *Oulema melanopus* under laboratory conditions. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B — Soil & Plant Science*, 65(1), 89–93. DOI:10.1080/09064710.2014.959556
- Zeng, J., Ma, R.-J., Wang, L., Zhang, S.-N., Song, H.-Z., Yang, Y., & Tan, Q.-G. (2018). Chemical constituents from the leaves of *Melia azedarach*. *Natural Product Research*, 1–4. DOI:10.1080/14786419.2018.1501690

- Zhang, Y., Ma, H., Liu, W., Yuan, T., & Seeram, N. P. (2015b). New Antiglycative Compounds from Cumin (*Cuminum cyminum*) Spice. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 63(46), 10097–10102. DOI:10.1021/acs.jafc.5b04796
- Zhang, Z., & Chen, Z. (2015a). Non-host plant essential oil volatiles with potential for a “push-pull” strategy to control the tea green leafhopper, *Empoasca vitis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 156(1), 77–87. DOI:10.1111/eea.12310
- Zhou, F., Ma, X.-H., Li, Z.-J., Li, W., Zheng, W.-M., Wang, Z.-B., ... Zhang, Y.-H. (2016). Four New Tirucallane Triterpenoids from the Fruits of *Melia azedarach* and Their Cytotoxic Activities. *Chemistry & Biodiversity*, 13(12), 1738–1746. DOI:10.1002/cbdv.201600149
- Zida, P., E, Néya B., J, Stockholm, M., S, Jensen, S., M, Soalla, W., R, Sérémé, P., Lund, O., S. (2018). Increasing *sorghum* yields by seed treatment with an aqueous extract of the plant *Eclipta alba* may involve a dual mechanism of hydropriming and suppression of fungal pathogens. *Crop Prot.* 107:48– 55.
- Zida, P., E, Neya, B., J, Soalla, W., R, Jensen, S., M, Stockholm, M., S, Andresen, M., Kabir M., H, Sereme, P., Lund, O., S. (2016). Effect of *sorghum* seed treatment in Burkina Faso varies with baseline crop performance and geographical location. *Afr. Crop Sci. J.* 24(2):109–125.

**Actividad insecticida de extractos de plantas sobre *Cuernia costalis* (F.)
(Hemiptera: Cicadellidae)**

José Guadalupe Ontiveros Guerra¹, Ernesto Cerna Chávez^{1*}, Yisa María Ochoa Fuentes¹, Jerónimo Landeros Flores¹, Luis Alberto Aguirre Uribe¹ y Agustín Hernández Juárez¹

¹Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista, Saltillo, Coahuila, México C.P. 25315

*autor de correspondencia: jabaly1@yahoo.com

Resumen. *Xylella fastidiosa* es una de las enfermedades más importantes a nivel mundial, el manejo de sus vectores es una de las estrategias más viables para su control. La presente investigación se realizó en el Laboratorio de Entomología y Acarología del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN). Se evaluaron 21 extractos de plantas sobre *Cuernia costalis* proveniente de muestreos de vid y nogal, estos se multiplicaron sobre frijol bajo condiciones de laboratorio. Para el establecimiento del ensayo se utilizó el método de prueba 005 del IRAC con ligeras modificaciones, en un arreglo completamente al azar con 8 concentraciones y 10 repeticiones evaluando a las 120 h. La mortalidad se corrigió acorde a Abbott (1925) y se realizó un Análisis Probit, asimismo se determinaron los principales compuestos fitoquímicos presentes en los extractos mediante el espectrofotómetro

infrarrojo. Los resultados muestran una alta susceptibilidad a los extractos de uña de gato (*Mimosa zygophylla*), sangre de drago (*Jatropha dioica*), pimienta negra (*Piper nigrum*), canela (*Cinnamomum verum*) y mezquite (*Prosopis laevigata*) con una CL₅₀ de 1166, 1275, 1433, 1459, 1478 ppm respectivamente. Los metabolitos presentes en la mayoría de los extractos eficientes fueron ácido tartárico, 1,8-cineol, eugenol, grupos de saponinas, flavonoides y compuestos fenólicos.

Abstract. *Xylella fastidiosa* is a very important disease worldwide, vector management is one of the viable strategies for control. This research was carried out in the Entomology and Acarology Laboratory of the Department of Agricultural Parasitology at Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN). 21 plant extracts were evaluated on *Cuerna costalis* from grapevine and pecan simples, subsequently multiplied on beans under laboratory conditions. To establish the test, the IRAC test method 005 was used with slight modifications, using a completely randomized design with 8 concentrations and 10 repetitions evaluating at 120 h. Mortality was corrected according to Abbott (1925) and a Probit Analysis was performed, the main phytochemical compounds present in the extracts were also determined using the infrared spectrophotometer. The results show a high susceptibility to cat's claw extracts (*Mimosa zygophylla*), dragon's blood (*Jatropha dioica*), black pepper (*Piper nigrum*), cinnamon (*Cinnamomum verum*) and mesquite (*Prosopis laevigata*) with an LC₅₀ of 1166, 1275, 1433, 1459, 1478 ppm respectively. The metabolites in most of the extracts were

tartaric acid, 1,8-cineole, eugenol, saponin groups, flavonoids and phenolic compounds.

Introducción

Xylella fastidiosa es un patógeno bacteriano (Wells *et al.*, 1987), causante de la enfermedad de Pierce en uva, clorosis variegada de los cítricos, escaldadura de la hoja en ciruelos, enanismo de la alfalfa, quemadura de la hoja en almendros, adelfa, arándano, nogal pecanero y muchos árboles de sombra (Schaad *et al.*, 2004). *X. fastidiosa* se transmite principalmente por insectos vectores (Purcell & Hopkins, 1996), al alimentarse de la savia del xilema de las plantas inoculando el patógeno. Redak *et al.*, (2004) reportaron los principales vectores de *X. fastidiosa* se encuentran en la familia Cicadellidae (Hemiptera), en las tribus Proconiini y Cicadellini.

Dentro de las principales especies de insectos vectores de la familia Cicadellidae se encuentran *Homalodisca vitripennis*, *H. coagulata*, *Oncometopia nigricans*, *O. orbona*, *Graphocephala versuta*, *G. hieroglyphica*, *Xyphon flaviceps*, *Clastoptera achatina*, *Lepyronia quadrangularis* y *Cuerna costalis* (Myers *et al.*, 2007; Sanderlin & Melanson, 2010; Catanach *et al.*, 2013). Este último *C. costalis* reportado para Norteamérica (Janse & Obradovic, 2010; Overall & Rebek, 2015) como vector en durazno (Turner, 1949) y nogal pecanero (Sanderlin y Melanson, 2010), sin embargo, dentro de este género (*C. occidentalis* y *C. yuccae*) han sido reportadas como vectores en vid (Hopkins & Purcell, 2002; EFSA, 2015; Overall & Rebek, 2017).

Para el manejo de estos insectos existen diferentes estrategias de control, como el uso de mayas para limitar la dispersión de los vectores (Blua *et al.*, 2005), la aplicación de bacterias simbiotes (Ramírez *et al.*, 2008), hongos entomopatógenos (Conklin & Mizell, 2013) y enemigos naturales (Son *et al.*, 2012). Sin embargo, una de las estrategias más empleadas es el control químico, utilizando específicamente insecticidas del grupo de los neonicotinoides (Byrne & Rosa, 2008), lo que ha ocasionado la aparición de resistencia (Mruthunjayaswamy *et al.*, 2016; Hirata *et al.*, 2017), impacto a insectos no blanco (Pisa *et al.*, 2014), polinizadores (Barranco *et al.*, 2015), una alta residualidad (Megchún *et al.*, 2019) y efectos en la salud humana (Nicolopoulou *et al.*, 2015).

Debido a lo anterior, se están explorando diferentes alternativas para el control de insectos, una de ellas son los compuestos fitoquímicos que son relativamente más seguros que los insecticidas convencionales y suponen menos riesgos para el medio ambiente, con impactos mínimos en la salud humana y animal (Pavela *et al.*, 2013). Los insecticidas botánicos suelen contener una mezcla de sustancias activas que ejercen acción sobre diferentes mecanismos de los insectos (Rattan, 2010).

Diferentes insecticidas botánicos han sido estudiados para el control de insectos vectores, tal es el caso de *Mentha piperita* y *Cinnamomum camphora* sobre *Empoasca decipiens* (Wessam *et al.*, 2018), Sakthivel *et al.*, (2015) reportaron el efecto de diferentes extractos de sobre *Empoasca flavescens*, Zhou *et al.*, (2011) reportaron que extractos de azadiractina, rotenona y veratrina son una buena alternativa de control a *Empoasca*

pirisuga, Fazal & Mian (2015) señalaron control con el uso de *Azadirachta indica*, *Parthenium hysterophorus*, *Allium sativum*, *Datura alba* y *Curcuma longa* sobre *Amrasca devastans*. Abdullah *et al.*, (2017) indicaron como alternativa de manejo al neem sobre *Amrasca biguttula* en cultivares de algodón. Mouly *et al.*, (2018) reportaron el uso de *A. indica* y *Millettia pinnata* sobre la chicharrita de mango *Idioscopus nitidulus*. Zhang & Chen (2015) indicaron efectos importantes de *Thymus mongolicus*, *C. zeylanicum*, *Cuminum cyminum* y *Eucalyptus polybractea* sobre la chicharrita *Empoasca vitis* en el cultivo de té (*Camellia sinensis*). También se conoce el efecto repelente de los compuestos de *Piper nigrum*, *Litsea cubeba*, *Zanthoxylum bungeanum* y *C. longa* sobre la chicharra del arroz *Nephotettix cincticeps* (Chakira *et al.*, 2017). Para el control de insectos vectores, Chaudhary *et al.*, (2017) reportaron extractos *A. indica*, *A. sativum*, *Zingiber officinale* y *Allium cepa* para manejo del vector del virus BYVMV en Okra (*Abelmoschus esculentus*).

Por lo anterior el objetivo de esta investigación fue evaluar 21 extractos de plantas sobre *C. costalis* vector potencial de *X. fastidiosa*, con el fin de contribuir con alternativas biorracionales para su manejo.

Materiales y Métodos

La investigación se realizó en el Laboratorio de Entomología y Acarología del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN). Las plantas para la obtención de los extractos fueron colectadas y otras adquiridas de manera comercial (Tabla 1).

Las plantas se individualizaron y se cortaron en trozos pequeños, posteriormente fueron colocadas en papel periódico dentro de la estufa de secado (weber anhidro incubator, modelo; 4252 Arthur H. Thomas Co.) a una temperatura de $30\pm 2^{\circ}$ C por un periodo de 15 días. Después de periodo de secado las plantas fueron molidas en dos fases, la primera en un molino manual (Estrella, Modelo: 11539) esto con el fin de evitar problemas con los tejidos lignificados de algunas de las plantas utilizadas y la segunda en un molino eléctrico (Hamilton Beach, Modelo: 80393) para reducir aún más el tamaño de partícula, al final de proceso de molienda el polvo resultante fue pasado a través de un tamiz de 250 μ m con el fin de homogenizar el tamaño de partícula.

Para la preparación de los extractos se utilizó una relación 1:6 (p/v) (Tabla1), la extracción se realizó mediante un equipo soxhlet (Pyrex® 50X250MM) de 250 mL durante un periodo aproximado de 5 horas para cada uno de los extractos, asimismo se regulo la temperatura de equipo para evitar que superara los 100° C. Al extracto resultante se le elimino parte del solvente mediante el rotovapor (R-205 Base modelo; Büchi Labortechnik AG, Flawil, Switzerland) hasta reducirlo a una tercera parte. Los extractos concentrados se almacenaron en frascos de cristal de 250 mL cubiertos de papel aluminio y se mantuvieron en refrigeración a $2\pm 1^{\circ}$ C para su posterior evaluación.

Para la determinación de los fitoquímicos, el extracto concentrado fue llevado a la estufa de secado a una temperatura de $35\pm 3^{\circ}$ C durante 120 horas, de esta manera se eliminó completamente el solvente, recuperando

la fracción sólida, misma que fue molida en un mortero de porcelana (HIC, Modelo; 01383) y llevada a un espectrofotómetro infrarrojo (Bruke, Modelo; ALPHA II FTIR) posteriormente los compuestos se corroboraron en la base de datos de Duke & Beckstrom (1994).

Tabla 1. Especies de plantas y solventes empleados para la obtención de los extractos evaluados sobre *C. costalis*.

Planta	Familia	Tejido de la planta	Solvente empleado	Obtención de la planta
Higuerilla (<i>Ricinus communis</i>)	Euphorbiaceae	Semilla	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Naranja (<i>Citrus sinensis</i>)	Rutaceae	Semilla,	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Tabaco silvestre (<i>Nicotiana glauca</i>)	Solanaceae	Hojas y tallos	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Lila (<i>Melia azedarach</i>)	Meliaceae	Semillas	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Jícama (<i>Pachyrhizus erosus</i>)	Fabaceae	Semilla	Etanol	Comercial (Celaya, Guanajuato)
Eucalipto (<i>Eucalyptus globulus</i>)	Myrtaceae	Hojas	Etanol	Colecta. Campus ITR* (Celaya, Guanajuato)
Cempasúchil (<i>Tagetes erecta</i>)	Asteraceae	Planta completa	Etanol	Colecta. Campus ITR* (Celaya, Guanajuato)
Huizache (<i>Acacia farnesiana</i>)	Fabaceae	Hojas y ramas	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Mezquite (<i>Prosopis laevigata</i>)	Fabaceae	Hojas y ramas	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Pimienta negra (<i>Piper nigrum</i>)	Piperaceae	Semilla	Etanol	Comercial (Saltillo, Coahuila)
Uña de gato (<i>Mimosa zygophylla</i>)	Fabaceae	Hojas y ramas	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Yuca (<i>Yucca schidigera</i>)	Asparagaceae	Hojas	Etanol/Agua (50:50)	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Lechuguilla (<i>Agave lechuguilla</i>)	Asparagaceae	Hojas	Etanol/Agua (50:50)	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Ajo (<i>Allium sativum</i>)	Amaryllidaceae	Bulbo	Etanol/Agua (50:50)	Comercial (Saltillo, Coahuila)
Calabacilla loca (<i>Cucurbita foetidissima</i>)	Cucurbitaceae	Hojas y tallo	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Sangre de drago (<i>Jatropha dioica</i>)	Euphorbiaceae	Planta completa	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Tomillo (<i>Thymus vulgaris</i>)	Lamiaceae	Planta completa	Etanol	Comercial (Saltillo, Coahuila)
Comino (<i>Cuminum cyminum</i>)	Apiaceae	Semillas	Etanol	Comercial (Saltillo, Coahuila)
Canela (<i>Cinnamomum verum</i>)	Lauraceae	Corteza de ramas	Etanol	Comercial (Saltillo, Coahuila)
La gualda (<i>Reseda luteola</i>)	Resedaceae	Planta completa	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)
Llantén (<i>Plantago lanceolata</i>)	Plantaginaceae	Planta completa	Etanol	Colecta. Campus UAAAN (Saltillo, Coahuila)

*Instituto Tecnológico de Roque (ITR) Celaya, Guanajuato.

Para el establecimiento del ensayo se dispuso de una colonia madre de *C. costalis* proveniente de muestreos en vid y nogal, realizados en el ejido

San Juan de la Vaquería, Saltillo, Coahuila (25°15'0" N y 101°13'1" W), se multiplicaron sobre plantas de frijol (*Phaseolus vulgaris*) bajo condiciones de laboratorio en una cámara bioclimática (Lab-Line Biotronette Mark III Environmental Chamber. Modelo: 846) a una temperatura de 26 ± 2 °C, humedad relativa de $70 \pm 10\%$ y fotoperiodo de 12:12 luz: oscuridad.

El material biológico se manipulo de acuerdo al método de prueba 005 de propuesto por el IRAC (2013) para *Nephotettix cincticeps* y *Nilaparvata lugens* con ligeras modificaciones. Se utilizaron plantas de frijol individualizadas en vasos de unicel de 250 mL utilizando como sustrato Peat Moss selladas con agar-agar en la base. Una vez selladas eran sumergidas por 10 segundos en cada solución, las concentraciones se prepararon en agua destilada y Tween® a una concentración de 0.1%. Posteriormente se les colocaba un vaso invertido de plástico transparente de igual volumen al de la maceta, sellando la unión de ambos con pegamento transparente (Elmer's Washable Clear Glue®), dicho vaso contaba en la base con una malla mediante por la cual se colocaron 10 adultos colectados mediante un aspirador bucal.

Para la evaluación se utilizó un arreglo completamente al azar con ocho concentraciones y diez repeticiones para cada uno de los extractos. Se registró como criterio de muerte la inmovilidad total, síntomas de ataxia, desplazamiento menor al tamaño corporal al recibir un estímulo, esto a las 120 horas después de la aplicación.

Cuando el testigo presentó mortalidad, los resultados obtenidos de las diferentes concentraciones se corrigieron mediante la fórmula de Abbott

(1925). Los datos fueron sometidos a un análisis Probit mediante el método de máxima verosimilitud (Finney, 1971) utilizando el programa R studio.

Resultados

A continuación, se muestran las diferentes concentraciones letales (CL₅₀ y CL₉₅) de los 21 extractos evaluados sobre *C. costalis*.

Extracto	CL ₅₀	Limites fiduciales	CL ₉₅	Limites fiduciales	R ²	GL	E. de predicción	Pr>X ²
Higuerilla (<i>Ricinus communis</i>)	2182	2010-372	9991	8105-13149	0.844	7	-8.313+2.490X	<0.0001
Naranja (<i>Citrus sinensis</i>)	3080	2136-4109	14712	9572-33631	0.942	6	-8.449+2.422X	<0.0001
Tabaco silvestre (<i>Nicotiana glauca</i>)	1940	1633-2279	7132	5269-11838	0.941	6	-9.563+2.909X	<0.0111
Lila (<i>Melia azedarach</i>)	2414	1904-2948	9236	6310-20661	0.944	7	-9.548+2.823X	<0.0001
Jícama (<i>Pachyrhizus erosus</i>)	2563	2168-3035	14180	9850-25182	0.953	7	-7.547+2.214X	<0.0379
Eucalipto (<i>Eucalyptus globulus</i>)	2239	2059-2436	9680	7836-12843	0.94	6	-8.667+2.587X	<0.0001
Cempasúchil (<i>Tagetes erecta</i>)	2040	1600-2538	11013	7417-21564	0.97	6	-7.435+2.246X	<0.0059
Huizache (<i>Acacia farnesiana</i>)	1570	1425-1738	8503	6606-11910	0.942	6	-7.166+2.242X	<0.0001
Mezquite (<i>Prosopis laevigata</i>)	1478	1341-1616	5725	4857-7065	0.956	5	-8.865+2.797X	<0.0001
Pimienta negra (<i>Piper nigrum</i>)	1433	1127-1782	7680	5101-15780	0.98	6	-7.121+2.256X	<0.0049
Uña de gato (<i>Mimosa zygophylla</i>)	1166	947-1388	6672	4734-11608	0.923	6	-6.659+2.171X	<0.0797
Yuca (<i>Yucca schidigera</i>)	1520	1362-1682	8869	6987-12237	0.951	6	-6.832+2.147X	<0.0001
Lechuguilla (<i>Agave lechuguilla</i>)	1549	1308-1826	7930	5605-13793	0.966	7	-7.399+2.319X	<0.0259
Ajo (<i>Allium sativum</i>)	1508	1423-1598	4205	3724-4891	0.822	7	-11.74+3.694X	<0.0001
Calabacilla loca (<i>Cucurbita foetidissima</i>)	1734	1363-2088	7362	5014-16480	0.989	6	-8.485+2.619X	<0.0032
Sangre de drago (<i>Jatropha dioica</i>)	1275	1117-1429	9736	7062-15643	0.935	6	-5.786+1.863X	<0.0001
Tomillo (<i>Thymus vulgaris</i>)	2216	1913-2540	8169	6368-11824	0.975	7	-9.712+2.903X	<0.0227
Comino (<i>Cuminum cyminum</i>)	2130	1759-2452	8409	6395-13506	0.985	6	-9.180+2.758X	<0.0823
Canela (<i>Cinnamomum verum</i>)	1459	1212-1739	6401	4639-10676	0.946	6	-8.105+2.562X	<0.0221
La gualda (<i>Reseda luteola</i>)	1923	1761-2098	7732	6367-9982	0.961	5	-8.939+2.722X	<0.0001
Llantén (<i>Plantago lanceolata</i>)	1916	1357-2425	15061	9457-37223	0.923	6	-6.030+1.837X	<0.0258

Tabla 2. Concentraciones letales, limites fiduciales y parámetros de confianza de los extractos vegetales sobre *C. costalis*.

Como podemos observar (Tabla 2) los extractos de uña de gato, sangre de drago, pimienta negra, canela y mezquite mostraron las concentraciones letales medias más bajas del ensayo, las cuales van desde 1166 hasta

1478 ppm. Tabaco silvestre, huizache, yuca, lechuguilla, ajo, calabacilla loca, la gualda y el llantén mostraron valores de CL₅₀ entre 1508 y 1940 ppm los cuales muestran susceptibilidad media contra *C.costalis*. Los extractos a los que mostro menor susceptibilidad fueron higuera, lila, jícama, eucalipto, cempasúchil, tomillo, comino y naranja, sus valores van desde 2040 a 3080 ppm. La CL₅₀ más baja fue de 1166 ppm del extracto de uña de gato y la más alta de 3080 ppm para naranja.

A continuación, se muestran los fitoquímicos presentes en los extractos evaluados mediante las lecturas en el espectrofotómetro infrarrojo con la fracción sólida.

Tabla 3. Principales fitoquímicos presentes en la fracción sólida de los extractos evaluados.

Extracto	Fitoquímicos
Higuera (<i>Ricinus communis</i>)	ácido linoleico, ácido palmítico, lectinas, ricina, ácido shikímico
Naranja (<i>Citrus sinensis</i>)	D-limoneno, ácido p-cumárico, P-cimeno, terpenos, ácido ascórbico
Tabaco silvestre (<i>Nicotiana glauca</i>)	nicotina, rutina, alcaloides, ácido cinámico, fenoles
Lila (<i>Melia azedarach</i>)	ácido palmítico, ácido cinámico, ácido benzoico, 1-terpen-4-ol, 6-hydroxy-7-methoxycoumarin.
Jícama (<i>Pachyrhizus erosus</i>)	ácido tartárico, flavonoides, fenoles, 3-piridinol, 2-clorotiofeno, D-manosa
Eucalipto (<i>Eucalyptus globulus</i>)	ácido tartárico, terpenos, 4-etilanilina, cloruro de aluminio hexahidratado
Cempasúchil (<i>Tagetes erecta</i>)	1,8-cineol, D-Limoneno, tertiofeno, ácido p-cumárico, kaempferol
Huizache (<i>Acacia farnesiana</i>)	taninos, metil eugenol, terpineol, ácido tartárico, estigmasterol
Mezquite (<i>Prosopis laevigata</i>)	ácido tartárico, fenoles, D-manosa, 4',5,7-trihydroxyflavona, 4-etilanilina
Pimienta negra (<i>Piper nigrum</i>)	ácido tartárico, 2-clorotiofeno, 2-butanol, acetanilida, cloroquina
Uña de gato (<i>Mimosa zygophylla</i>)	ácido tartárico, 3-piridinol, mimosina, fenoles, D-manosa

Yuca (<i>Yucca schidigera</i>)	gitogenina, fenoles, 4-etilanilina, teobromina, flavonoides
Lechuguilla (<i>Agave lechuguilla</i>)	2-4- 6 trinitrofenol, flavonoides, 2-hydroxy 1-2-3 propanetricarboxylic acid, 2-amino-2 methyl-1- propanol
Ajo (<i>Allium sativum</i>)	2 3 ácido dihidroxibutanodioico, 2,4,6-trinitrofenol, fenoles, flavonoides, cloroquina, lectinas
Calabacilla loca (<i>Cucurbita foetidissima</i>)	cucurbitacina D, ácido oleico, alanina, glicina, triptófano
Sangre de drago (<i>Jatropha dioica</i>)	ácido tartárico, 4-etilanilina, ácido palmítico, alcaloides, flavonoides.
Tomillo (<i>Thymus vulgaris</i>)	ácido ascórbico, alfa-terpineol, 1,8-cineol, ácido tartárico, eugenol
Comino (<i>Cuminum cyminum</i>)	1,8-cineol, cinamaldehído, fenoles, ácido ascórbico, eugenol
Canela (<i>Cinnamomum verum</i>)	1,8-cineol, fenoles, flavonoides, alfa terpineol, eugenol
La gualda (<i>Reseda luteola</i>)	kaempferol, quercetina, flavonoides, isoflavonas, luteolina
Llantén (<i>Plantago lanceolata</i>)	cumar R-15, ácido benzoico, fenoles, 2,4,6-trinitrofenol, alcaloides, ácido ascórbico

Los compuestos con acción insecticida o insectástica más abundantes fueron diferentes tipos de ácidos como oleico, linoleico, palmítico, tartárico, ascórbico, cinámico, benzoico y shikímico presentes en la mayoría de los extractos evaluados, estos ácidos son conocidos por tener actividad insecticida importante. El eugenol compuesto con actividad insecticida importante está presente en canela, comino, huizache y tomillo. En el ajo y la higuera encontramos lectinas, proteínas con acción insecticida. Otro compuesto importante es el 1,8-cineol el cual está presente en comino, canela, tomillo, cempasúchil, las cumarinas presentes en naranja y llantén. Además, diferentes azúcares como D- manosa están en jícama, mezquite y uña de gato, finalmente encontramos aminoácidos como alanina, glicina y triptófanos presentes en calabacilla loca.

Discusión

El grupo de extractos que mostraron las CL_{50} más bajas (1166-1459 ppm) fueron uña de gato, sangre de drago, pimienta negra, canela y mezquite. La eficacia de estos extractos se debe a sus diferentes metabolitos, en la uña de gato encontramos compuestos fenólicos y mimosina responsables de la actividad insecticida (Duke & Beckstrom, 1994; Marimuthu *et al.*, 2010). Sangre de drago tiene una diversidad metabolómica de alcaloides y flavonoides, pero su principal característica es la presencia de saponinas (Valenzuela *et al.*, 2019), mismas que tienen diferentes efectos (Moreno *et al.*, 2016). Mohammed *et al.*, (2016) reportaron 55 metabolitos presentes en la pimienta negra capaces de tener actividad bactericida e insecticida, Morikawa *et al.*, (2004) identificaron piperina, piperanina, pipernonalina, deshidropipernonalina, piperlonguminina, retrofractamida B, guineensin, N- isobutil- (2 E, 4 E)-octadecadienamida, N- isobutil- (2 E, 4 E, 14 Z) -eicosatrienamida y piperato de metilo como los compuestos insecticidas más sobresalientes en pimienta negra. Sivapriya & John (2019) señalaron los principales grupos de compuestos de la canela entre los cuales encontramos alcaloides, flavonoides, terpenoides, cumarinas, taninos, glicósidos, polifenoles y saponinas, entre sus principales metabolitos insecticidas está el ácido cinámico, 6-Oxa-biciclo, benzaldehído, ciclohexeno, 4- isopropenil-1-metoximetoximetilo, éster metílico de ácido benzoico, benzaldehído dimetilo acetal, benzenepropanal, benzylidenemalonaldehid (Hameed *et al.*, 2016). Amal *et al.*, (2017) reportaron los metabolitos con efecto citotóxico presentes *Prosopis farcta* (mezquite sirio), entre los cuales destacan

dihydrokaempferol-3-O- α -L-ramnosida, apigenina, 4'- metoxiquercetina (tamarixetin) y acacetin-7-O- α -L-rhamnoside, González *et al.*, (2019) indicaron la presencia de fitoestrógenos y compuestos fenólicos como ácido vinílico, vainillina, ácidos ferúlico y cafeico, estos compuestos son precursores de la actividad nerviosa.

El segundo grupo (1508-1923 ppm) con valores de CL₅₀ intermedias, se encuentran el tabaco silvestre, huizache, yuca, lechuguilla, ajo, calabacilla loca, la gualda y llantén. Diferentes compuestos están presentes en el tabaco principalmente isoflavonas; 7-hydroxy-6,30 ,40 ,50 -tetramethoxy-isoflavone, 6-hydroxy-7,30 ,40 ,50 - tetramethoxy-isoflavone (Chen *et al.*, 2012a), compuestos fenólicos como nicotphenol A, B y C, (Chen *et al.*, 2012b), sus principales metabolitos conocidos por su actividad insecticida son la nicotina, caffeoylputrescine, ácido clorogénico, ácido criptoclorogénico, rutina, glucósidos diterpénicos (Keinañen *et al.*, 2001). Kotze *et al.*, (2010) revisaron la composición fitoquímica del huizache, encontrando compuestos alifáticos como esterres, alcoholes, alcanos, bencenoides, monoterpenos, monoterpenoides, sesquiterpenos, y compuestos nitrogenados, Lin *et al.*, (2008) reportaron cuatro nuevos diterpenos, acasiane, acasiane B, farnesirane A y farnesirane B. La yuca es una fuente importante de saponinas esteroidales con diversos efectos, pero también una fuente de polifenoles como el resveratrol y varios otros estilbenos (yuccaoles A, B, C, D y E) (Piacente *et al.*, 2005), estos compuestos fenólicos tienen actividad citotóxica importante (Cheeke *et al.*, 2006). Almaraz *et al.*, (2013) indicaron el potencial de la lechuguilla derivado

de sus compuestos fenólicos, flavonoides, isoflavonoides, saponinas y ácidos fenólicos, siendo estos compuestos son los responsables de la actividad citotóxica (Ramos *et al.*, 2012). El ajo es una de las plantas con mayor composición metabólica, compuestos sulfurosos y grupos allyl (Farg *et al.*, 2017; Misiolek *et al.*, 2017), grupos de saponinas (voghieroside A1/A2 y voghieroside B1/B2) (Lanzotti *et al.*, 2012), alicina, aliina, ácido málico, ácido piroglutámico y algunos aminoácidos como prolina e isoleucina (Hrbek *et al.*, 2018). Dubois *et al.*, (1988) reportaron altos contenidos de saponinas derivadas del ácido quinoquístico en calabacilla loca además de las curcurbitacinas, las cuales juegan un papel importante en la interacción con los insectos (Hidalgo & Vallejo, 2014). Willemen *et al.*, (2019) señalaron los metabolitos de la gualda, destacan flavonoides (luteolina-diglycoside, luteolina y luteolina-monoglycosida), antraquinonas (ucidin primeveroside, pseudopurpurin, alizarina, ácido rubitírico, munjistin y purpurina) y otros compuestos como luteolina, epigenida, epigenina acetylada (Burger *et al.*, 2017). Navarrete *et al.*, (2016) indicaron los compuestos en llantén (catalpol, aucubina y acteósido), Mazzutti *et al.*, (2017) señalaron la presencia de compuestos polifenólicos como plantamajoside, verbascosido e isobasbasósido. En este grupo de extractos predominaron las saponinas, flavonoides y los compuestos fenólicos como los responsables de la actividad insecticida sobre *C. costalis*.

El tercer y último grupo (2040-3080 ppm) de extractos a los cuales fue menos susceptible *C. costalis* son higuera, lila, jícama, eucalipto, cempasúchil, tomillo, comino y naranja. Diferentes tipos de ácidos se

pueden encontrar en las semillas de *R. communis* como ricinoleico, esteárico, linoleico (Lin & Arcinas, 2007), alcaloides con efecto insecticida como el 3-carboxy-4-methoxy-N-methyl-2-pyridone compuestos derivados de la piridona (Wachira *et al.*, 2014). Habib *et al.*, (2017) reportaron los compuestos en la lila como taninos, cumarinas, saponinas y antraquinonas, metabolitos como 2-Undecanol, metil 4, 6-decadienil éter, ácido 13-docosenoico, 7, 8-Dihidrocarbrasco, ácido glutámico, éster dimetílico, ácido nonanoico, 1, 2, 3-propanetriyl ester, glicerol 2-acetato 1, 3-dipalmitato, ácido docosenoico y 1 metil butil éster, otros compuestos presentes en las hojas son 3- O - β -D-glucopiranosil-7-hidroxibenzoato de bencilo, espatulenol, 1,7,8-trihidroxi-2-naftaldehído y quercetina (Zeng *et al.*, 2018). Lukitaningsih (2014) reporto los cuatro compuestos de jícama el daidzein, daidzein-7-O- β -glucopyranose, 5- hidroxidaidzein-7-O- β -glucopiranososa, (8,9-furanyl-pterocarpan-3-ol) y rotenona. En eucalipto presenta monoterpenos y sesquiterpenos principalmente limoneno, O-cymeno y globulol responsables de la actividad insecticida (Ashraf *et al.*, 2015). Gong *et al.*, (2012) señalaron los compuestos del cempasúchil; ácido gálico, gallicina, quercetagetina, 6-hidroxiocempferol-O-hexósido y patuletin-O-hexoside, causantes de la actividad antioxidante y el posible efecto insecticida. El tomillo rico en ácido rosmarínico y flavonas metoxiladas (cirsimaritin, dihydrokaempferol, eriodictyol, eriodictyol-7- O- glucósido, 7- O -glucósido naringenin, taxifolin), las cuales inhibe la actividad redox mitocondrial y la viabilidad celular (Pacífico *et al.*, 2016). Al-Rubaye *et al.*, (2017) indicaron presencia de monoterpenos y bencenos de acción

biológica; 1,1'-oxybis[4-phenoxy, cloruro de estearil trimetil amonio, benzenemethanol, 4-hydroxy- α -[1-methylamino)ethyl], 2,3,4,5,6,7,8-hexahydro-3-dimethylaminomethyl-, 5-hepten-2-amine N,6-dimethyl, 2-pentanone, 4- amino-4-methyl, benzedrex , α -Pinene y quinolina. Además, sesquiterpenoides, epímeros monoterpenoides y cuminoides (A-E) estos últimos antiglicante (Zhang *et al.*, 2015). La naranja fue la que mostro la CL₅₀ más alta de todo el ensayo, Kanaze *et al.*, (2009) reportaron la nobiletina, heptamethoxyflavona, hesperidina y naringina. Celano *et al.*, (2018) indicaron la presencia de limonina y glucósidos además de otros flavonoides con actividad insecticida.

Conclusión

Los extractos con un mejor control debido a su CL₅₀ fueron uña de gato, sangre de drago pimienta negra, canela y mezquite, presentado metabolitos como saponinas, flavonoides, terpenos y compuestos fenólicos. Todos ellos con reportes de actividad insecticida.

Referencias Citadas

- Abbott, W. S. 1925. A method for computing the effectiveness of an insecticide. *Journal Economic Entomology*. 18: 265-267.
- Abdullah, A., Muhammad, I., U., Muhammad, W. H., Samina, K., Yasir I., Muhammad, A. & Molina, O. J. (2017). Response of *Azadirachta indica* against *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae) and *Amrasca biguttula* Ishida (Homoptera:Cicadellidae) on Cotton Cultivars.

Pakistan J. Zool., 9(6):1983-1987. DOI:
10.17582/journal.pjz/2017.49.6.1983.1987

Almaraz, A., N., Delgado, A., E., Ávila., R., J. A., Uribe, S., J., N., & González, V., L., S. (2013). The Phenols of the Genus *Agave* (Agavaceae). Journal of Biomaterials and Nanobiotechnology, 04(03); 9–16. DOI:10.4236/jbnt.2013.43a002

Al-Rubaye, A., F., Kadhim, M., J., & Hameed, I., H. (2017). Phytochemical Profiles of Methanolic Seeds Extract of *Cuminum cyminum* using GC-MS Technique. International Journal of Current Pharmaceutical Review and Research, 8(2);114-124.

Amal, M., S., Mosad, A., G., Mohamed, S., A., Hassan, M., F., M., Omar, M., K., Ahmed, K., Z. & Mamdouh, A., M. (2017). Chemical constituents and biological activities of different solvent extracts of *Prosopis farcta* growing in Egypt. Journal of Pharmacognosy and Phytotherapy, 9(5);67–76. DOI:10.5897/jpp2017.0452

Ashfaq, N., Bashir, M., Noreen, M., Jameel, N., Ayoub, A., & Latif, A. (2019). 73. Insecticidal efficiency of native plant extracts against whitefly (*Bemisia tabaci*) on cotton crop. Pure And Applied Biology (PAB), 8(1): 727-732 DOI:10.19045/bspab.2019.80014

Ashraf, A., Sarfraz, R. A., Mahmood, A., & Din, M. (2015). Chemical composition and in vitro antioxidant and antitumor activities of *Eucalyptus camaldulensis* Dehn. leaves. Industrial Crops and Products, 74, 241–248. DOI:10.1016/j.indcrop.2015.04.059

- Barranco, M., Vergara, C., & Mora, A. (2015). Conocimiento actual de efecto de los insecticidas derivados de la nicotina (neonicotinoides) en las poblaciones de abejas polinizadoras. *Revista Científica Y Tecnológica UPSE*, 2(3). [DOI:10.26423/rctu.v2i3.66](https://doi.org/10.26423/rctu.v2i3.66)
- Blua, M. J., Campbell, K., Morgan, D.J.W. & Redak, R. A. (2005). Impact of a screen barrier on dispersion behavior of *Homalodisca coagulata* (Hemiptera: Cicadellidae). *Journal of Economic Entomology* 98: 1664–1668.
- Burger, P., Monchot, A., Bagarri, O., Chiffolleau, P., Azoulay, S., Fernandez, X., & Michel, T. (2017). Whitening Agents from *Reseda luteola* L. and Their Chemical Characterization Using Combination of CPC, UPLC-HRMS and NMR. *Cosmetics*, 4(4): 51. DOI:10.3390/cosmetics4040051
- Byrne, B., W. & Rosa, C. (2008). Understanding the dynamics of neonicotinoid insecticidal activity against the glassy-winged sharpshooter: Development of target thresholds in grapevines. Proceedings, 2008 Pierce's Disease Research Symposium. California Department of Food and Agriculture, Sacramento, CA.
- Catanach, T. A., Dietrich, C. H. & Woolley, J. B. (2013). A revision of the New World sharpshooter genus *Xyphon* Hamilton (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae). *Zootaxa* 3741: 490–510. DOI:10.11646 / zootaxa.3741.4.3.
- Celano, R., Campone, L., Pagano, I., Carabetta, S., Di Sanzo, R., Rastrelli, L. & Russo, M. (2018). Characterisation of nutraceutical compounds from different parts of particular species of *Citrus sinensis* “Ovale Calabrese”

by UHPLC-UV-ESI-HRMS. *Natural Product Research*, 1–8.

DOI:10.1080/14786419.2018.1443102

Chakira, H., Long, M., Liu, S., Zhao, J., He, Y., Wagan, T. A., & Hua, H. (2017).

Repellency of essential oils against *Nephotettix cincticeps* Laboratory and glasshouse assays. *Journal of Applied Entomology*, 141(9):708–720. DOI:10.1111/jen.12399

Chaudhary, A., Khan, M. A. & Bilal, Y. (2017). Management of Okra Yellow

Vein Mosaic Virus and its Vector through Plant Extracts. *Journal of Plant Pathology & Microbiology*. 08: 393. DOI:10.4172/2157-7471.1000393.

Cheeke, P. R., Piacente, S., & Oleszek, W. (2006). Anti-inflammatory and anti-

arthritic effects of *Yucca schidigera*: a review. *Journal of inflammation*, 3(1):6. DOI:10.1186 / 1476-9255-3-6

Chen, Y., K., Li, X., S., Yang, G., Y., Chen, Z.-Y., Hu, Q., F., & Miao, M.-M.

(2012b). Phenolic compounds from *Nicotiana tabacum* and their biological activities. *Journal of Asian Natural Products Research*, 14(5):450–456. DOI:10.1080/10286020.2012.669578

Chen, Z., Tan, J., Yang, G., Miao, M., Chen, Y., & Li, T. (2012a). Isoflavones

from the roots and stems of *Nicotiana Tabacum* and their anti-tobacco mosaic virus activities. *Phytochemistry Letters*, 5(2):233–235. DOI:10.1016/j.phytol.2012.01.001

Conklin, T., & Mizell, R. F. (2013). Glassy-winged sharpshooter, *Homalodisca*

vitripennis (= *coagulata*) (Germar) (Insecta: Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae). Entomology and Nematology Department, UF/IFAS Extension. EENY-274.

- Dubois, M.-A., Bauer, R., Cagiotti, M. R., & Wagner, H. (1988). Foetidissimoside A, a new 3,28-bidesmosidic triterpenoid saponin, and cucurbitacins from *Cucurbita foetidissima*. *Phytochemistry*, 27(3), 881–885. DOI:10.1016/0031-9422(88)84112-8
- Duke, J. A. & Beckstrom, S. S. M. (1994). Dr. Duke's phytochemical and ethnobotanical databases. United States, Beltsville, Md.: ARS/USDA. <https://phytochem.nal.usda.gov/>.
- EFSA, Panel on Plant Health. (2015). Scientific opinion on the risks to plant health posed by *Xylella fastidiosa* in the EU territory, with the identification and evaluation of risk reduction options. *EFSA J.* 13:2989. DOI:10.2903/j.efsa.2015.3989
- Farag, M., Ali, S., Hodaya, R., El-Seedi, H., Sultani, H., Laub, A. & Wessjohann, L. (2017). Phytochemical profiles and antimicrobial activities of *Allium cepa* red cv. and *A. sativum* subjected to different drying methods: a comparative MS-based metabolomics. *Molecules*. 22(5): 761. DOI:10.3390/moléculas22050761.
- Fazal, S., & Mian, I. (2015). Comparative efficiency of certain indigenous plant extracts and a chemical pesticide against *Amrasca devastans* (Homoptera: Cicadellidae) on sunflower (*Helianthus annuus* L.) *Journal of Entomology and Zoology Studies* 2015; 3(1):160-164
- Finney, D. J. (1971). *Probit Analysis*. Cambridge at the University Press. 3: 50-80
- Gong, Y., Liu, X., He, W., H., Xu, H., G., Yuan, F. & Gao, Y., X. (2012). Investigation into the antioxidant activity and chemical composition of

- alcoholic extracts from defatted marigold (*Tagetes erecta* L.) residue. *Fitoterapia*, 83(3): 481–489. DOI:10.1016/j.fitote.2011.12.013
- González, Q., G., Arrieta, B., D., Dorantes, A., L., Aparicio, O., G., & Guerrero, L., I. (2019). Effect of extraction method in the content of phytoestrogens and main phenolics in mesquite pod extracts (*Prosopis* sp.). *Revista Mexicana De Ingeniería Química*, 18 (1):303-312. DOI:10.24275/uam/izt/dcbi/revmexingquim/2019v18n1/Gonzalez
- Habib, R., Mohyuddin, A., Khan, Z., & Mahmood T. (2017). Analysis of Non-polar Chemical Profile of *Melia Azedarach* L. *Sci Inquiry Rev.* 2017;1(1):49–54. DOI:10.29145/sir/11/010106
- Hameed, I., H., Altameme, H., J., & Mohammed, G., J. (2016). Evaluation of antifungal and antibacterial activity and analysis of bioactive phytochemical compounds of *Cinnamomum zeylanicum* (Cinnamon bark) using gas chromatography-mass spectrometry. *Oriental Journal of Chemistry*, 32(4), 1769. DOI:10.13005/ojc/320406
- Hidalgo, H., R., & Vallejo, C., F., A. (2014). Bases para el estudio de recursos genéticos de especies cultivadas. Universidad Nacional de Colombia, Palmira. 1: 286. ISBN: 978-958-775-100-0
- Hirata, K., Jouraku, A., Kuwazaki, S., Kanazawa, J., & Iwasa, T. (2017). The R81T mutation in the nicotinic acetylcholine receptor of *Aphis gossypii* is associated with neonicotinoid insecticide resistance with differential effects for cyano- and nitro-substituted neonicotinoids. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 143: 57–65. DOI:10.1016/j.pestbp.2017.09.009

- Hopkins, D. L., & Purcell, A. H. (2002). *Xylella fastidiosa*: Cause of Pierce's Disease of Grapevine and Other Emergent Diseases. *Plant Disease*, 86(10):1056–1066. DOI:10.1094/pdis.2002.86.10.1056
- Hrbek, V., Rektorisova, M., Chmelarova, H., Ovesna, J., & Hajslova, J. (2018). Authenticity assessment of garlic using a metabolomic approach based on high resolution mass spectrometry. *Journal of Food Composition and Analysis*, 67:19–28. DOI:10.1016/j.jfca.2017.12.020
- IRAC, Insecticide Resistance Action Committee. (2013). Susceptibility Test Series, Methods Method No: 005 for *Nilaparvata lugens* and *Nephotettix cincticeps*.
- Janse, J., & Obradovic, A. (2010). *Xylella fastidiosa*: its biology, diagnosis, control and risks. *Journal of Plant Pathology*, 92: 35-48. DOI:10.4454/jpp.v92i1sup.2504
- Kanaze, F., I., Termentzi, A., Gabrieli, C., Niopas, I., Georgarakis, M., & Kokkalou, E. (2009). The phytochemical analysis and antioxidant activity assessment of orange peel (*Citrus sinensis*) cultivated in Greece-Crete indicates a new commercial source of hesperidin. *Biomedical Chromatography*, 23(3): 239–249. DOI:10.1002/bmc.1090
- Keinañen, M., Oldham, N., J., & Baldwin I., T. (2001). Rapid HPLC Screening of Jasmonate-Induced Increases in Tobacco Alkaloids, Phenolics, and Diterpene Glycosides in *Nicotiana attenuata*. *J. Agric. Food Chem.* 49: 3553–3558. DOI: [/10.1021/jf010200+](https://doi.org/10.1021/jf010200+)
- Khan, S., Tizi, C.N. T., Bonneure, E., Mangelinckx, S., Smagghe, G. & Maroof, S.M. (2017). Insecticidal activity of plant-derived extracts against different

economically important pest insects. *Phytoparasitica*.45(1): 113–124. DOI:10.1007/s12600-017-0569-y

Kotze, M., J., Jürgens, A., Johnson, S., D., & Hoffmann, J. H. (2010). Volatiles associated with different flower stages and leaves of *Acacia cyclops* and their potential role as host attractants for *Dasineura dielsi* (Diptera: Cecidomyiidae). *South African Journal of Botany*, 76(4):701–709. DOI:10.1016/j.sajb.2010.07.024

Lanzotti, V., Barile, E., Antignani, V., Bonanomi, G., & Scala, F. (2012). Antifungal saponins from bulbs of garlic, *Allium sativum* L. var. Voghiera. *Phytochemistry*, 78: 126–134. DOI:10.1016/j.phytochem.2012.03.009

Lin, A. S., Lin, C., R., Du, Y., C., Lübken, T., Chiang, M., Chen, I.-H., & Wu, Y., C. (2008). Acasiane A and B and Farnesirane A and B, Diterpene Derivatives From the Roots of *Acacia farnesiana*. *Planta Medica*, 75(03): 256–261. DOI:10.1055/s-0028-1112201

[Lin, J.T., & Arcinas, A. \(2007\). Regiospecific Analysis of Diricinoleoylacylglycerols in Castor \(*Ricinus communis* L.\) Oil by Electrospray Ionization–Mass Spectrometry. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55\(6\): 2209–2216. DOI:10.1021/jf063105f](#)

Lukitaningsih, E. (2014). Bioactive compounds in bengkoang (*Pachyrhizus erosus*) as antioxidant and tyrosinase inhibiting agents. *Indonesian Journal Of Pharmacy*, 25(2): 68. DOI:10.14499/indonesianjip

Marimuthu, S., Rahuman, A. A., Rajakumar, G., Santhoshkumar, T., Kirthi, A. V., Jayaseelan, C. & Kamaraj, C. (2010). Evaluation of green

- synthesized silver nanoparticles against parasites. *Parasitology Research*. 108(6):1541–1549. DOI:10.1007/s00436-010-2212-4
- Mazzutti, S., Ferreira, S., R., Herrero, M. & Ibañez, E. (2017). Intensified aqueous-based processes to obtain bioactive extracts from *Plantago major* and *Plantago lanceolata*. *The Journal of Supercritical Fluids*, 119:64–71. DOI:10.1016/j.supflu.2016.09.008
- Megchún, G.J.;Castañeda, C, M.D.R.; Rodriguez, L, D.A.; Murguia, G, J.; Lango, R, F. & Leyva, O, R. (2019). Thiamethoxam in Soil and Water in Papaya Cultivation (*Carica papaya* Linnaeus) Associated with Watermelon Cultivation (*Citrullus lanatus*) in Mexico. Preprints 2019, 2019030277
- Misiorek, M., Sekuła, J., & Ruman, T. (2017). Mass Spectrometry Imaging of low Molecular Weight Compounds in Garlic (*Allium sativum* L.) with Gold Nanoparticle Enhanced Target. *Phytochemical Analysis*, 28(6):479–486. DOI:10.1002/pca.2696
- Mohammed, G., J., Omran, A. M., & Hussein, H., M. (2016). Antibacterial and Phytochemical Analysis of *Piper nigrum* using Gas Chromatography-Mass Spectrum and Fourier-Transform Infrared Spectroscopy. *International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research*, 8(6): 977-996.
- Moreno, A., R., Gallardo, L., B., S., Ledezma, L., B., Escorza, M., A., Pérez, V., R. & Guzmán, D., D. (2016). Determinación de los compuestos polifenólicos en extractos de *Jatropha dioica* y su capacidad antioxidante. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 47(4): 42-48.

- Morikawa, T., Matsuda, H., Yamaguchi, I., Pongpiriyadacha, Y., & Yoshikawa, M. (2004). New amides and gastroprotective constituents from the fruit of *Piper chaba*. *Planta medica*, 70(02):52-159. DOI: 10.1055 / s-2004-815493
- Mouly, R., Shivananda, T. N. & Verghese A. (2018). Evaluation of neem and pongamia formulations for the management of leafhopper, *Idioscopus nitidulus* (Walker) (Hemiptera: Cicadellidae) in mango. *Pest Management in Horticultural Ecosystem*. 24(1): 33-35
- Mruthunjayaswamy, P., Thiruvengadam, V., & Sushil Kumar, J. (2016). Resistance in *Maconellicoccus hirsutus* (Green) in India to selected insecticides and quantification of detoxifying enzymes imparting resistance. *Crop Protection*, 89:116–122. DOI:10.1016/j.cropro.2016.07.015
- Myers, A. L., Sutton, T. B., Abad, J. A. & Kennedy, G. G. (2007). Pierce's disease of grapevines: Identification of the primary vectors in North Carolina. *Phytopathology*. 97:1440–1450. DOI:10.1094/PHYTO-97-11-1440
- Navarrete, S., Kemp, P., D., Pain, S. J. & Back, P., J. (2016). Bioactive compounds, aucubin and acteoside, in plant in (*Plantago lanceolata* L.) and their effect on in vitro rumen fermentation. *Animal Feed Science and Technology*, 222: 158–167. DOI:10.1016/j.anifeedsci.2016.10.008
- Nicolopoulou, S., P., Maipas, S., Kotampasi, C., Stamatis, P., & Hens, L. (2016). Chemical Pesticides and Human Health: The Urgent Need for a New Concept in Agriculture. *Frontiers in Public Health*,4:148. DOI:10.3389/fpubh.2016.00148

- Overall, L. M., & Rebek, E. J. (2015). Seasonal Abundance and Natural Inoculativity of Insect Vectors of *Xylella fastidiosa* in Oklahoma Tree Nurseries and Vineyards. *Journal of Economic Entomology*, 108(6): 2536–2545. DOI:10.1093/jee/tov261
- Overall, L. M., & Rebek, E. J. (2017). Insect Vectors and Current Management Strategies for Diseases Caused by *Xylella fastidiosa* in the Southern United States. *Journal of Integrated Pest Management*, 8(1). DOI:10.1093/jipm/pmx005
- Pacifico, S., Piccolella, S., Papale, F., Nocera, P., Lettieri, A., & Catauro, M. (2016). A polyphenol complex from *Thymus vulgaris* L. plants cultivated in the Campania Region (Italy): New perspectives against neuroblastoma. *Journal of Functional Foods*, 20: 253–266. DOI:10.1016/j.jff.2015.11.008
- Pavela, R. (2013). Efficacy of naphthoquinones as insecticides against the house fly *Musca domestica* L. *Ind. Crop Prod.* 43:745–750. DOI: 10.1016/j.indcrop.2012.08.025
- Piacente, S., Pizza, C., & Oleszek, W. (2005). Saponins and Phenolics of *Yucca schidigera* Roetzl: Chemistry and Bioactivity. *Phytochemistry Reviews*, 4(2-3), 177–190. DOI:10.1007/s11101-005-1234-5
- Pisa L, Amaral, R. V, Belzunces L. P, Bonmatin, J., M, Downs, C., Goulson., D, Kreuzweiser, D. P, Krupke, C., Liess, M., McField, M., Noome, D. A, Settele, J., Simon, N., Stark, J. D., Van der Sluijs J. P., Van Dyck, H., & Wiemers M. (2014). Effects of neonicotinoids and fipronil on non-target invertebrates. *Enviro Sci Pollut Res.* 22 (1): 5-34. DOI:10. 1007/s11356-014-3471-x

- Purcell, A. H. & Hopkins, D. L. (1996). Fastidious xylem-limited bacterial plant pathogens. *Annual Review of Phytopathology*. 34:131–151. DOI: 10.1146 / annurev.phyto.34.1.131
- Ramírez, J. L., Perring, T. M. & Miller, T. A. (2008). Fate of genetically modified bacterium in foregut of glassy-winged sharpshooter (Hemiptera: Cicadellidae). *Journal of Economic Entomology* 101:1519–1525. DOI:10.1603/0022-0493(2008)101[1519:foagmb]2.0.co;2
- Ramos, C, F., Cardenas, O., A., Morales, R., C., Verde, S., & Cruz V. (2012). Cytotoxic activity of *Agave lechuguilla* Torr. *African Journal of Biotechnology* Vol. 11(58):12229-12231. DOI: 10.5897/AJB12.1123
- Rattan, R. S. (2010). Mechanism of action of insecticidal secondary metabolites of plant origin. *Crop Prot.* 29: 913-920. DOI: 10.1016/j.cropro.2010.05.008
- Redak, R. A., Purcell, A. H., Lopes, J. R. S., Blua, M. J., Mizell, R. F., III, & Andersen, P., C. (2004). The biology of xylem fluid-feeding insect vectors of *Xylella fastidiosa* and their relation to disease epidemiology. *Annu. Rev. Entomol.* 49:243-270. DOI: 10.1146 / annurev.ento.49.061802.123403
- Said, F. & Inayatullah, M. (2015). Comparative efficiency of certain indigenous plant extracts and a chemical pesticide against *Amrasca devastans* (Homoptera: Cicadellidae) on sunflower (*Helianthus annuus* L.). *Journal of Entomology and Zoology Studies*; 3(1):160-164.
- Sakthivel, N., Balakrishna, R., Ravikumar, J., Samuthiravelu, P., Isaiarasu, L., & Qadri, S., M., H. (2012). Efficacy of botanicals against jassid, *Empoasca*

- flavescens* F. (Homoptera: Cicadellidae) on mulberry and their biosafety to natural enemies. *J Biopestic* 5:246–249
- Sanderlin, R. S. & Melanson, R. A. (2010). Insect transmission of *Xylella fastidiosa* to pecan. *Plant Disease*. 94:465–470.DOI:10.1094/PDIS-94-4-0465
- Schaad, N. W., Postnikova, C., Lacy, G., M'Barek, F. & Chang C. J. (2004). *Xylella fastidiosa* subspecies: *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa*, subsp. nov., *X. fastidiosa* subsp. *multiplex* subsp. nov., and *X. fastidiosa* subsp. *pauca* subsp. nov. *Systematic and Applied Microbiology* 27: 290–300
- Sivapriya, T., & John, S. (2019). Identification, isolation and elucidation of compounds from fraction of methyl hydroxyl chalcone polymer from aqueous extract of *Cinnamomum zeylanicum*. *Asian Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 5(3), 582-588. *medica*, 70(02): 152-159. DOI: 10.1055 / s-2004-
- Son, Y., Nadel, H., Baek, S., Johnson, M. W. & Morgan, D.J.W. (2012). Estimation of developmental parameters for adult emergence of *Gonatocerus morgani*, a novel egg parasitoid of the glassy-winged sharpshooter, and development of a degree-day model. *Biological Control*. 60:233–240.DOI:10.1016/j.biocontrol.2011.04.008
- Turner, W. F. (1949). Vectors of phony peach disease. *Science* 109:87–88. DOI: 10.1126/science.109.2822.87
- Valenzuela, S, R., Jiménez, V., García, G., Betancourt, D, Lozoya, M., Almaráz, C., & Morán, M. (2019). Evaluación de la Actividad Antioxidante de *Cnidioscolus chayamansa* (Chaya), *Euphorbia prostrata* (Hierba de la

Golondrina) y *Jatropha dioica* (Sangre de Drago) en Ratas Wistar Inducidas a Hiperglicemia. International Journal of Morphology, 37(1):36-42. [DOI:10.4067/S0717-95022019000100036](https://doi.org/10.4067/S0717-95022019000100036)

Wachira, S., Omar, S., Jacob, J., Wahome, M., Alborn, H. T., Spring, D. R. & Torto, B. (2014). Toxicity of six plant extracts and two pyridone alkaloids from *Ricinus communis* against the malaria vector *Anopheles gambiae*. Parasites & Vectors, 7(1): 312. DOI:10.1186/1756-3305-7-312

Wells, J. M., Raju B. C., Hung H. Y., Weisburg W. G., Mandelco-Paul L. & Brenner D. J. (1987). *Xylella fastidiosa* gen. nov., sp. nov: Gram-negative, xylem-limited, fastidious plant bacteria related to *Xanthomonas* spp. International Journal of Systematic Bacteriology. 37: 136–143. DOI: 10.1099/00207713-37-2-136

Wessam, Z. Aziz; Walaa. A. Tawfik; Eman, A. Shehata & Hanan Alf. (2018). Effect of some Essential Oils Against Green Leafhopper, *Empoasca decipiens* Paoli (Hemiptera: Cicadellidae). Egypt. Acad. J. Biolog. Sci. (F. Toxicology & Pest control)10(2): 81- 87. DOI: 10.21608/eajbsf.2018.25080

Willemen, H., van den Meijdenberg, G. J., van Beek, T. A., & Derksen, G. C. (2019). Comparison of madder (*Rubia tinctorum* L.) and weld (*Reseda luteola* L.) total extracts and their individual dye compounds with regard to their dyeing behaviour, colour, and stability towards light. Coloration Technology, 135(1), 40-47. DOI:10.1111/cote.12384

- Zeng, J., Ma, R.-J., Wang, L., Zhang, S.-N., Song, H.-Z., Yang, Y., & Tan, Q.-G. (2018). Chemical constituents from the leaves of *Melia azedarach*. *Natural Product Research*, 1–4. DOI:10.1080/14786419.2018.1501690
- Zhang, Y., Ma, H., Liu, W., Yuan, T., & Seeram, N. P. (2015). New Antiglycative Compounds from Cumin (*Cuminum cyminum*) Spice. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 63(46), 10097–10102. DOI:10.1021/acs.jafc.5b04796
- Zhang, Z., & Chen, Z. (2015). Non-host plant essential oil volatiles with potential for a “push-pull” strategy to control the tea green leafhopper, *Empoasca vitis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 156(1): 77–87. DOI:10.1111/eea.12310
- Zhou S, Yin J, & Ma J. (2011). Control effect of botanical pesticides against *Ectropis oblique hmpulina* and *Empoasa pirisuga* in tea plantation. *Plant Dis Pests* 2:68–71