



# UNIVERSIDAD DE QUINTANA ROO

## DIVISIÓN DE CIENCIAS E INGENIERÍA

---

**“Evaluación de la actividad acaricida de tres extractos vegetales, Noni (*Morinda citrifolia*), Higuierilla (*Ricinus communis*) y Buganvilla (*Bougainvillea glabra choisy*) para el control de *Raoiella indica* en *Cocos nucifera*”**

---

**TESIS PRESENTADA POR:**

**Fayne Gabriela Estrella Aranda  
Luis Armando González Salazar**

**DIRECTORA DE TESIS: Dra. Norma Oropeza García**

UNIVERSIDAD DE QUINTANA ROO  
DIVISIÓN DE CIENCIAS E INGENIERÍA  
CHETUMAL, QUINTANA ROO  
2020



# UNIVERSIDAD DE QUINTANA ROO

## DIVISIÓN DE CIENCIAS E INGENIERÍA

TRABAJO DE TESIS TITULADO

**“Evaluación de la actividad acaricida de tres extractos vegetales, Noni (*Morinda citrifolia*), Higuera (*Ricinus communis*) y Buganvilla (*Bougainvillea glabra choisy*) para el control de *Raoiella indica* en *Cocos nucifera*”**

ELABORADO POR  
FAYNE GABRIELA ESTRELLA ARANDA  
LUIS ARMANDO GONZÁLEZ SALAZAR

### COMITÉ DE TESIS

**DIRECTORA:** DRA. NORMA ANGÉLICA OROPEZA GARCÍA

**ASESOR:** DR. AURELIO ROMERO CASTRO

**ASESOR:** BIÓL. GONZALO ALDANA PECH

**ASESOR:** M.I. JOSÉ LUIS GUEVARA FRANCO

**ASESORA:** DRA. MARÍA MAGDALENA VÁZQUEZ GONZÁLEZ

## AGRADECIMIENTOS

Esta tesis está dedicada a mi madre Fayne quien a lo largo de estos años me ha apoyado incondicionalmente en mi vida diaria y durante mi carrera universitaria y a mi padre Gabriel, que, aunque la mayoría del tiempo se encuentre lejos, siempre estuvo animándome a finalizar este trabajo. A mis padres los quiero y les agradezco que me hayan facilitado llegar a cumplir este sueño. A mi pareja Engelbert quien a lo largo de más de 8 años ha sido mi mejor amigo, le agradezco su comprensión, amor, apoyo y por supuesto la paciencia que siempre me ha tenido.

Dedico este trabajo a todas las personas que estuvieron involucradas directamente, a mis asesores, en especial a la Dra. Norma Oropeza, gracias por sus consejos durante los años que duro este proyecto. Y finalmente le agradezco a Luis González quien fue mi compañero y colaborador durante muchos meses dentro del laboratorio ya que sin su ayuda esta tesis no sería lo que es.

**Fayne Gabriela Estrella Aranda.**



Este triunfo se lo debo a mis padres, Rosario y Armando, que con todo su esfuerzo me apoyaron en cada momento. A mi segunda madre, Elena, porque siempre creyó en mí, porque sus esfuerzos de despertarse cada mañana para levantar a este zángano han surgido efecto, hasta el cielo va este triunfo también, sé que ella estaría orgullosa de mí. A mi hermano, Sergio, por ser mi cómplice incondicional. A Rubí, quien ha sido fundamental en mi estabilidad emocional y por siempre estar alentándome en esta vida. A mis perros Rasta y Negra, quienes también se adelantaron en el camino, formaron parte de mi bienestar como ser humano.

Este trabajo no habría sido posible sin el soporte y valor profesional que la doctora Norma nos brindó en cada instante, una persona ejemplar y llena de sabiduría, siempre le recordaré. A Fayne, por ser un engrane para hacer rodar esta máquina llamada TESIS.

**Luis Armando González Salazar**

## ÍNDICE

RESUMEN.....	9
<b>CAPITULO I. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>10</b>
<b>1.1 INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>11</b>
<b>1.2 PROBLEMÁTICA .....</b>	<b>12</b>
<b>1.3 JUSTIFICACIÓN.....</b>	<b>14</b>
<b>1.4 OBJETIVO GENERAL.....</b>	<b>16</b>
<b>1.4.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....</b>	<b>16</b>
<b>CAPITULO II. MARCO TEÓRICO .....</b>	<b>17</b>
<b>2.1 ÁCARO ROJO (<i>Raoiella indica</i>).....</b>	<b>18</b>
2.1.1 DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA .....	18
2.1.2 BIOLOGÍA Y HÁBITOS.....	18
2.1.2.1 FASES DE DESARROLLO DEL ÁCARO ROJO.....	19
<b>2.2 HOSPEDANTES .....</b>	<b>21</b>
2.2.1 DAÑOS SOBRE LA PALMA DE COCO.....	23
<b>2.3 DISTRIBUCIÓN .....</b>	<b>24</b>
2.3.1 DISTRIBUCIÓN EN MÉXICO .....	26
2.3.2 DISTRIBUCIÓN EN QUINTANA ROO .....	27
<b>2.4 IMPORTANCIA ECONÓMICA.....</b>	<b>28</b>
<b>2.5 ALTERNATIVAS DE CONTROL.....</b>	<b>31</b>
<b>2.6 METABOLITOS SECUNDARIOS .....</b>	<b>34</b>
2.6.1 EXTRACTOS VEGETALES .....	37
<b>2.7 BIOENSAYOS .....</b>	<b>38</b>
<b>2.8 ESPECIES VEGETALES A ESTUDIAR .....</b>	<b>39</b>
2.8.1 HIGUERILLA (ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN) .....	39
2.8.1.1 FAMILIA Y ESPECIES.....	42
2.8.1.2 DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA.....	44
2.8.1.3 USOS.....	45
2.8.1.4 ACTIVIDAD BIOLÓGICA.....	48
2.8.2 NONI (ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN).....	50
2.8.2.1 FAMILIA Y ESPECIES:.....	51
2.8.2.2 DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA.....	53
2.8.2.3 USOS.....	54

2.8.2.4 ACTIVIDAD BIOLÓGICA.....	55
2.8.3 BUGAMBILIA (ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN) .....	56
2.8.3.1 FAMILIA Y ESPECIES.....	57
2.8.3.2 DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA.....	59
2.8.3.3 USOS.....	60
2.8.3.4 ACTIVIDAD BIOLÓGICA.....	61
<b>CAPITULO III. METODOLOGÍA .....</b>	<b>63</b>
<b>3.1 EXTRACTOS VEGETALES .....</b>	<b>64</b>
3.1.1 BIOMASA PARA EXTRACTOS VEGETALES .....	64
3.1.2 PRETRATAMIENTO FÍSICO PARA LA BIOMASA .....	64
3.1.3 OBTENCIÓN DE LOS EXTRACTOS ETANOLICOS VEGETALES.....	66
<b>3.2 PROCESO PREVIO A LA ELABORACIÓN DE BIOENSAYOS .....</b>	<b>68</b>
3.2.1 EQUIPO Y MATERIALES.....	68
3.2.2 PREPARACIÓN DE LAS SOLUCIONES.....	68
.....	70
<b>3.3 PRUEBA PRELIMINAR CON UNIDADES EXPERIMENTALES .....</b>	<b>70</b>
.....	71
.....	71
.....	71
.....	71
.....	71
.....	71
.....	71
3.3.1 COLECTA Y PREPARACIÓN DEL MATERIAL VEGETAL PARA UNIDADES EXPERIMENTALES .....	71
<b>3.4 COLECTA Y MANEJO DEL ÁCARO ROJO .....</b>	<b>72</b>
<b>3.5 BIOENSAYOS PARA <i>Raoiella indica</i> .....</b>	<b>74</b>
3.5.1 PROCESO PARA LA ELABORACIÓN DE LOS BIOENSAYOS .....	74
.....	75
<b>3.6 CÁLCULO DE LA <i>CL</i>50 .....</b>	<b>78</b>
<b>CAPITULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>80</b>
<b>4.1 PRUEBA DE TOXICIDAD AGUDA EMPLEANDO EXTRACTO DE <i>Morinda</i> <i>citrifolia</i> .....</b>	<b>81</b>
<b>4.1.1 ANÁLISIS DE MORTALIDAD (PROBIT) EMPLEANDO <i>Morinda citrifolia</i> .....</b>	<b>82</b>

<b>4.2 PRUEBA DE TOXICIDAD AGUDA EMPLEANDO EXTRACTO DE <i>Ricinus communis</i></b> .....	83
<b>4.2.1 ANÁLISIS DE MORTALIDAD EMPLEANDO <i>Ricinus communis</i></b> .....	83
<b>4.3.1 ANÁLISIS DE MORTALIDAD EMPLEANDO <i>Bougainvillea glabra Choisy</i></b> .....	85
<b>4.4 COMPARACIÓN DEL TOTAL DE ORGANISMOS MUERTOS VS CONCENTRACIÓN DEL EXTRACTO</b> .....	85
<b>4.5 Mortalidad de los ácaros en 12 horas</b> .....	86
<b>4.5.1 Mortalidad al 2.5%</b> .....	86
<b>4.5.2 Mortalidad al 5%</b> .....	87
<b>4.5.3 Mortalidad al 10%</b> .....	88
<b>DISCUSIÓN</b> .....	90
<b>CAPITULO V. CONCLUSIONES</b> .....	92
<b>CONCLUSIÓN</b> .....	93
<b>CAPITULO VI. RECOMENDACIONES</b> .....	95
<b>RECOMENDACIONES</b> .....	96
<b>REFERENCIAS</b> .....	98
<b>ANEXOS</b> .....	103

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 2.1.1</b>	Desarrollo de <i>R. indica</i> : (A) huevos, (B) larva, (C) protoninfa, (D) deutoninfa, (E) hembra adulta, (F) macho adulto	18
<b>Figura 2.2.1</b>	Daños visibles de <i>R. indica</i> sobre el plátano ( <i>Musa paradisiaca</i> )	19
<b>Figura 2.2.3</b>	Daños visibles de <i>R. india</i> sobre la palma Chit ( <i>Thrinax radiata</i> )	19
<b>Figura 2.2.4</b>	Daños ocasionados por <i>R. indica</i> sobre <i>Cocos nucifera</i> en ciberjardín de la Universidad de Quintana Roo	22
<b>Figura 2.3.1</b>	Mapa con la distribución mundial de <i>R. indica</i> los puntos naranjas indican la presencia de esta plaga	23
<b>Figura 2.3.2</b>	Mapa de distribución del ácaro rojo en México	25
<b>Figura 2.3.3</b>	Municipios con mayor afectación por la plaga de ácaro rojo	27
<b>Figura 2.5.1</b>	Aspersión sobre especies infestadas en Isla Contoy	31
<b>Figura 2.5.2</b>	Poda de especies infestadas en Sian Ka ´an	31
<b>Figura 2.8.1</b>	<i>Ricinus communis</i> mayor ubicado en terreno baldío de la Av. Universidad de la cd. Chetumal, Quintana Roo	39
<b>Figura 2.8.2</b>	<i>Ricinus Communis</i> sanguíneos utilizado como planta ornamental en una casa de Chetumal, Quintana Roo	41
<b>Figura 2.8.3</b>	Morfología <i>Ricinus Communis</i> a) rama con hojas e inflorescencias y hojas; b) botón floral y flor masculina con detalle de un estambre; c) flor femenina; d) fruto; e) sección transversal del fruto; f) semilla	41

<b>Figura 2.8.4</b>	Colecta de semillas de <i>Ricinus Communis</i>	45
<b>Figura 2.8.5</b>	Noni creciendo en una grieta de una roca de lava en un área seca de Kona, Hawái	47
<b>Figura 2.8.6</b>	<i>Morinda citrifolia</i> , hábitos (1 & 10) , Inflorescencia (2) Flor(3), corola abierta y cerrada (4 & 5) , estambre(6), pistilo(7) ovario (8 & 9) múltiples frutos (11), semillas (12)	50
<b>Figura 2.8.7</b>	<i>Buganvilia glabra choisy</i> color magenta ubicada en los jardines de la Universidad de Quintana Roo	53
<b>Figura 2.8.8</b>	Distintos colores del género Bugambilia encontrados en la zona urbana de la Ciudad de Chetumal Q. Roo	55
<b>Figura 2.8.9</b>	<i>Bougainvillea glabra Choisy</i> a) Ramo b) Flor fecundada c) estambre	56
<b>Figura 2.8.11</b>	Uso ornamental de la buganvilia en una pared en un domicilio en la zona urbana de Chetumal, Quintana Roo	58
<b>Figura 3.1.1</b>	Pretratamiento para Higuierilla ( <i>Ricinus Communis</i> )	61
<b>Figura 3.1.2</b>	Pretratamiento para Buganvilia ( <i>B. glabra choisy</i> )	62
<b>Figura 3.1.3</b>	Pretratamiento para Noni ( <i>Morinda citrifolia</i> )	62
<b>Figura 3.1.4</b>	Proceso para la obtención de extracto etanólico vegetal de Higuierilla	63
<b>Figura 3.1.5</b>	Proceso para la obtención de extracto etanólico vegetal de Buganvilia	63
<b>Figura 3.1.6</b>	Obtención de extracto etanólico vegetal de Noni	64
<b>Figura 3.2.1</b>	Diluciones de extracto etanólico de Buganvilia	65
<b>Figura 3.2.2</b>	Diluciones de extracto etanólico de Higuierilla	66
<b>Figura 3.2.3</b>	Diluciones de extracto etanólico de Noni	67
<b>Figura 3.3.1</b>	Representación del método del IRAC No. 4 modificado	71
<b>Figura 3.5.1</b>	Representación de las cámaras de cría utilizadas para la realización del bioensayo	71
<b>Figura 3.5.2</b>	Representación de las réplicas de cada uno de las concentraciones de los extractos (higuierilla, Noni y buganvilia) 10M representa la cantidad de ácaros muestra	71

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 2.1</b>	Listado de plantas huéspedes de <i>R. indica</i> en México	20
<b>Tabla 2.2</b>	Distribución de <i>Raoiella indica</i> durante el periodo de 2009 al 2014	24
<b>Tabla 2.3</b>	Importancia económica del cultivo en Quintana Roo	28
<b>Tabla 2.4</b>	Principales metabolitos secundarios	33
<b>Tabla 2.5</b>	Características morfológicas de <i>R. Communis</i>	42
<b>Tabla 2.6</b>	Moléculas presentes en distintas partes de la higuierilla con actividad biológica sobre insectos	46
<b>Tabla 2.7</b>	Morfología de <i>Morinda citrifolia</i>	51
<b>Tabla 2.8</b>	Metabolitos secundarios, resultados del estudio fisicoquímico por cromatografía de capa delgada	52
<b>Tabla 2.9</b>	Características morfológicas de <i>Buganvilia glabra Choisy</i>	57
<b>Tabla 2.11</b>	Metabolitos descritos en <i>B. glabra choisy</i>	59
<b>Tabla 3.1</b>	Cantidades requeridas para la preparación de las soluciones del bioensayo	65
<b>Tabla 3.2</b>	Proceso de colecta y preparación de folíolos sanos para bioensayos	68
<b>Tabla 3.3</b>	Descripción del proceso de colecta de ácaro rojo	69
<b>Tabla 3.4</b>	Resumen fotográfico del proceso para la realización de los bioensayos con los extractos de Higuierilla, noni y buganvilia	72
<b>Tabla 4.1</b>	Resultados de las pruebas de toxicidad con extracto de <i>Morinda citrifolia</i>	75

<b>Tabla 4.2</b>	Resultados de las pruebas de toxicidad aguda con extracto de <i>Ricinus communis</i> a dos horas	77
<b>Tabla 4.3</b>	Resultados de la prueba de toxicidad aguda con extracto de <i>Buganvilia glabra c</i>	78
<b>Tabla 4.4</b>	Mortalidad en un lapso de 12 horas con tres extractos diferentes a una concentración de 2.5%	81
<b>Tabla 4.5</b>	Mortalidad en un lapso de 12 horas con tres extractos diferentes a una concentración de 5%.	82
<b>Tabla 4.6</b>	Mortalidad en un lapso de 12 horas con tres extractos diferentes a una concentración de 10%	83
<b>Tabla 4.7.</b>	Organismos muertos pertenecientes al blanco de cada prueba	87

### ÍNDICE DE GRÁFICAS

<b>Gráfica 4.1</b>	Comportamiento de la $CL_{50}$ 2hrs para <i>Morinda citrifolia</i>	76
<b>Gráfica 4.2</b>	Comportamiento de la $CL_{50}$ 2hrs para <i>Ricinus communis</i>	78
<b>Gráfica 4.3</b>	Comportamiento de la $CL_{50}$ 2hrs para <i>Buganvilia glabra c</i>	79
<b>Gráfica 4.4</b>	Total de organismos muertos (eje “Y”) vs concentración de los diferentes extractos (eje “X”).	80
<b>Gráfica 4.5</b>	Representación de la mortalidad en un periodo de 12 horas para los tres extractos a una concentración de 2.5%	82
<b>Gráfica 4.6</b>	Representación de la mortalidad en un periodo de 12 horas para los tres extractos a una concentración de 5%	83
<b>Gráfica 4.7</b>	Representación de la mortalidad en un periodo de 12 horas para los tres extractos a una concentración de 10%	83

### ANEXOS

<b>Anexo 1.</b>	Lista de taxones muestreados en distintas localidades	96
<b>Anexo 2</b>	Método 004 serie de métodos de prueba de susceptibilidad del irac	102
<b>Anexo 3</b>	Factor ponderado para el cálculo de Probit	105
<b>Anexo 4</b>	Relación del porcentaje de mortalidad / Probit empírico (NMX-AA-087-1995)	105
<b>Anexo 5</b>	Datos de regresión para Higuierilla ( $CL_{50}$ durante 2 horas)	106
<b>Anexo 6</b>	Datos de regresión para Noni ( $CL_{50}$ durante 2 horas)	107
<b>Anexo 7</b>	Datos de regresión para Bugambilia ( $CL_{50}$ durante 2 horas)	108

## RESUMEN

La propagación de plagas transfronterizas ha ido en aumento a lo largo del tiempo afectando a cultivos de gran importancia económica y causando pérdidas a los agricultores. Algunas de las razones de su rápida propagación se deben a distintos factores como el turismo, el comercio y el cambio climático, debido a esto se ha intensificado el uso de plaguicidas químicos los cuales tienen entre sus ventajas que presentan un costo accesible y actúan de una manera rápida y eficaz. Sin embargo, estas medidas han alterado al medio ambiente, a otras especies de insectos y han causado intoxicaciones e incluso la muerte a seres humanos. El ácaro rojo (*Raoiella indica hirst*) es considerada una plaga de importancia cuarentenaria y es la plaga más importante sobre el cocotero, su control resulta difícil ya que presenta una reproducción sexual y asexual y se disemina con facilidad a través de las corrientes de viento y material infestado. Desde su descubrimiento en México a partir del año 2009 hasta la fecha no existen suficientes estudios sobre su erradicación, debido a esto, el presente trabajo evaluó durante el mes de octubre de 2019 la actividad acaricida de tres extractos etanólicos vegetales de las hojas de higuera (*Ricinus communis*), noni (*Morinda citrifolia*) y bugambilia (*Bougainvillea glabra choisy*) sobre hembras adultas de ácaro rojo (*Raoiella indica*).

Se emplearon concentraciones al 2.5%, 5% y 10% de cada extracto etanólico con un total de 30 organismos para cada prueba. El resultado fue una concentración letal media de 0.16% para higuera, 1.2% para noni y 1.81% para bugambilia. Siendo el extracto de higuera el que resultó con una alta toxicidad para el ácaro durante los primeros minutos de la prueba, en este caso corresponde a la relación que a una menor concentración del extracto existe una mayor mortalidad en la población sometida al bioensayo. La mortalidad más alta registrada (90%) se dio al utilizar higuera al 10%, mientras que la mortalidad más baja fue de 16.6% empleando una concentración del 2.5% del extracto de bugambilia.

# CAPITULO I. INTRODUCCIÓN

## 1.1 INTRODUCCIÓN

A través del tiempo la agricultura ha permanecido como una de las actividades humanas con mayor importancia social y económica, esto debido a sus múltiples beneficios, inicialmente como fuente alimenticia y en tiempos modernos como fuente para productos que cubren todo tipo de necesidades. Actualmente la agricultura desempeña un papel importante no sólo desde el punto de vista alimentario, sino también desde lo económico ya que por su relevancia es capaz de determinar el crecimiento económico de los países. Esta actividad representa entre otras cosas la creación de materia prima y fuentes de empleo.

En el caso de México el autor Corona (2016) menciona que la agricultura tiene una fuerte presencia debido a que gran parte de la población vive en localidades rurales, en las cuales esta actividad representa la principal fuente de ingresos. Debido a la importancia de la agricultura a escala mundial muchos gobiernos y organizaciones establecen medidas para intentar controlar las posibles amenazas que comprometan el desarrollo económico. Según la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO, por sus siglas en inglés) en la actualidad una de las principales amenazas para los cultivos son las plagas o también llamadas especies invasoras que se han propagado drásticamente en los últimos años debido a la globalización, el intenso intercambio comercial entre países y el cambio climático; y que tienen como consecuencia importantes pérdidas para empresas y agricultores.

Una de las medidas que se han tomado para controlar las plagas es el desarrollo e implementación de plaguicidas que surgen como una alternativa para reducir el impacto de las plagas. Cabe mencionar que estos plaguicidas se pueden clasificar en dos grandes grupos: los químicos y biológicos. Numerosos estudios indican que los plaguicidas químicos son altamente peligrosos, debido a los problemas que causan en la salud humana y en el medio ambiente. Por ejemplo, la muerte de especies polinizadoras o la contaminación de los mantos acuíferos por la filtración de dichos plaguicidas.

Algunos de los estudios referidos es el realizado por Bejarano et al (2017) y Molina (2001) en el cual exponen que en México se utilizan plaguicidas químicos altamente peligrosos que en otros países se encuentran prohibidos. Debido a que como se mencionó

con anterioridad representan un gran riesgo tanto para la salud humana como al ambiente. Sin embargo, se han desarrollado nuevos plaguicidas de origen vegetal (también llamados biológicos) con la ventaja de tener un impacto específico sobre el objetivo (plaga), es decir que no afectan a otros organismos en comparación a los químicos y su impacto es casi nulo en el cultivo.

Después de lo explicado anteriormente es pertinente establecer que esta investigación no pretende profundizar en las consecuencias del uso de plaguicidas químicos o en el estudio de plagas y sus antecedentes. Sin embargo, el estudio girará en torno a una de ellas, el acaro rojo y su afectación a una especie vegetal específica que más adelante se explicará. *Raoiella indica* mejor conocida como ácaro rojo es una especie de reciente introducción en la región del Caribe por lo que se trata de una plaga transfronteriza en México y ha sido reportada como una plaga exótica invasora en 10 Estados, entre ellos Quintana Roo (SENASICA, 2014).

De acuerdo a la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SARGARPA) México es el octavo productor mundial de coco (*Cocos nucifera*) produce más de 232,729 toneladas y a nivel internacional aporta 2% a la producción total del cultivo tropical (SAGARPA, 2018). En la actualidad la propagación o dispersión de especies exóticas invasoras (EEI) está considerada como una de las peores amenazas para el bienestar ecológico y económico del planeta. Estas especies están causando enormes daños a la biodiversidad y a los sistemas agrícolas de los que dependemos (SENASICA, 2018).

## 1.2 PROBLEMÁTICA

El crecimiento poblacional y el aumento en la demanda de alimentos tiene una relación directa con el aumento en el número de plagas, en ese sentido el uso de plaguicidas químicos se ha normalizado en un intento de contrarrestar las afectaciones que las plagas provocan.

El crecimiento exponencial del uso de plaguicidas de síntesis química representa una amenaza para el equilibrio ecológico. El uso excesivo de estas sustancias ha provocado una crisis ambiental que afecta a la agricultura y fauna circundante, además representa un riesgo

para la salud humana ya que al consumir alimentos con residuos de plaguicidas se incrementan las posibilidades de padecer cáncer (Liebman, 1997).

Constantemente aparecen plagas nuevas que toman relevancia en regiones del mundo, en ese sentido en la actualidad existe un tipo de plaga que toma importancia y de la cual pasa desapercibida en el área de investigación científica. Esta plaga se trata de *Raoiella indica* o ácaro rojo, y se distingue por afectar principalmente a la familia Arecaceae y Musaceae.

El ácaro rojo o *R. indica* es catalogada por la convención internacional de protección fitosanitaria (FAO, por sus siglas en inglés) como una plaga de importancia cuarentenaria y es considerada una severa plaga del follaje en distintas partes del mundo; es conocida desde hace tiempo en el sur de Asia y partes del medio oriente como India, Filipinas, Israel y Egipto. Recientemente se descubrió en el hemisferio occidental específicamente en las islas del caribe, Florida y poco a poco se ha extendido a otros países con climas tropicales (SENASICA, 2014). La rápida dispersión de este ácaro se explica en lo mencionado por Melbourne (2006) ya que sostiene que el ácaro se transporta con facilidad a través de las corrientes de viento, por lo que un huracán o una fuerte tormenta pueden ayudar a propagarlo ampliamente; otro medio de dispersión es el contacto humano-planta y las artesanías a partir de coco que son vendidas a turistas en muchas islas del Caribe.

Las palmeras de coco son su principal hospedero y debido a esto se le ha nombrado comúnmente como ácaro rojo de las palmas. Sin embargo, se alimenta también de otras plantas como el jengibre, los dátiles, el ave de paraíso, el plátano, etc. En lo que respecta al ámbito local en el año 2009 fue detectada oficialmente la plaga del ácaro rojo (*Raoiella indica*) en las costas de Quintana Roo. La península de Yucatán presenta condiciones climáticas idóneas para el crecimiento y establecimiento de esta plaga, la cual requiere de temperaturas cálidas de entre 24.2°C en verano y 17.9 °C en invierno para desarrollarse, y si se considera que Quintana Roo, Tabasco, Yucatán, Campeche, Oaxaca, el sur de Veracruz y Chiapas se encuentra establecida el área más importante de producción de coco y plátano representa un riesgo económico alto para los miles de trabajadores en las actividades que se realizan, como venta de frutos, arreglos florales, aceites, artesanías, entre otros (LaNGIF, 2011).

### 1.3 JUSTIFICACIÓN

En la actualidad el uso de plaguicidas y fertilizantes químicos es ampliamente aplicado en la industria, lo que ha incrementado la contaminación en cuerpos de agua y suelo. Con el paso del tiempo las plantas e insectos han creado resistencia ante la gran variedad de compuestos químicos, es por ello que la tendencia actual se inclina hacia el manejo biorracional de plagas en donde se procura que los productos que se empleen sean aquellos de origen natural o biológicos; en el caso de los plaguicidas de síntesis química se procura que tengan bajo impacto en el ambiente.

La propagación de especies exóticas invasoras es una de las mayores amenazas a la diversidad de un país o región, y el problema se hace más grande si el organismo además es considerado una plaga en su país de origen y posee un gran número de plantas hospedantes, este es el caso de *Raoiella indica* (SENASICA, 2018). En México existen datos que permiten posicionar al ácaro rojo como una amenaza para los cultivos de plantas de las familias *Arecaceae* y *Musaceae*. Esto debido a que tan solo en 2017 la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA) registró que a nivel nacional existen más de 127,840 hectáreas sembradas de coco y 79,628 hectáreas sembradas de plátano, de las cuales se han obtenido 46,526,987 y 707,968 toneladas respectivamente. En términos económicos la producción de ese año se estima en un valor de 8,583 millones de pesos (SIAP, 2017).

Las medidas tomadas por el gobierno mexicano son las aplicadas por la Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios (COFEPRIS), esta institución autorizó temporalmente el uso de abamectina, spiroadiclofen y azufre elemental para su uso contra *R. indica* (SENASICA, 2013).

Sin embargo, estas sustancias son consideradas como tóxicas y contaminantes ya que la ficha de seguridad de estos productos menciona que la abamectina es contaminante en el medio marino y tóxico para aves, peces, microcrustáceos y abejas. El azufre elemental es explosivo y al quemarse forma gases tóxicos y mortales como son el hidrosulfuro y bisulfuro de carbono que es tóxico para abejas y peces. Por otro lado, el spiroadiclofen es moderadamente tóxico en peces, no presenta bioacumulación y su degradación en el suelo es

casi inmediata. Adicionalmente, un estudio realizado por Mattos et al (2018) en el que se compara la efectividad de la abamectina, el amitraz y el spiroticlofen sobre *R. indica* se concluye que el spiroticlofen no presenta ningún efecto sobre el ácaro y se aconseja que se elimine su uso como tratamiento contra esta plaga.

En este estudio también se expone que los productos que tuvieron una mejor efectividad fueron la abamectina y el amitraz, no obstante, indican que estos dos productos presentan efectos nocivos contra el medio ambiente e insectos polinizadores y aconsejan realizar investigaciones sobre acaricidas orgánicos que no afecten a la fauna benéfica ni la erosión de los suelos, además de invertir más recursos en la campaña contra el ácaro rojo ya que hasta la fecha no se han tenido resultados positivos.

Por los motivos anteriormente descritos la presente investigación se enfocará a determinar la efectividad de tres distintos extractos etanólicos sobre la plaga de ácaro rojo, con la finalidad de obtener el biocida de mayor efectividad que pueda facilitar la erradicación de dicha plaga en el campo agrícola. Estos extractos se obtendrán de plantas de fácil acceso como lo es la bugambilia, el noni y la higuierilla las cuales son comunes en el estado y presentan abundante biomasa.

La bugambilia (*Bougainvillea glabra Choisy*) y el noni (*Morinda citrifolia*) son consideradas plantas medicinales y son utilizadas para distintas afecciones, mientras que la higuierilla (*Ricinus communis*) es considerada por la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) como una especie de maleza invasora y exótica proveniente de África y que se distribuye en casi todo el país; toda la planta y en especial las semillas presentan una alta toxicidad si son consumidas, sin embargo, el aceite de ricino que proviene de esta planta es utilizado en sectores tanto medicinales como cosméticos.

Se conoce que desde el 2009 *Raoiella indica* fue localizada en las costas del caribe mexicano, sin embargo, han sido pocas las investigaciones al respecto y casi nulas para su control o erradicación. Por ello, nuestro gran reto será formular la dosis, concentración y vía de administración adecuadas, tomando en cuenta las concentraciones letales, así como el grado de toxicidad, para lograr un eficaz exterminio con productos de origen natural y que

causarán un bajo impacto ambiental comparado con los productos comerciales de origen químico.

#### **1.4 OBJETIVO GENERAL**

Evaluar la efectividad de tres extractos etanólicos vegetales a base de noni (*Morinda citrifolia*), higuierilla (*Ricinus communis*) y bugambilia (*Bougainvillea glabra Choisy*) para el control biológico del ácaro rojo (*Raoiella indica*) mediante el análisis PROBIT.

##### **1.4.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

1. Obtener tres extractos etanólicos vegetales a partir de higuierilla, noni y bugambilia mediante el método de maceración.
2. Determinar la Concentración Letal Media (CL50) de los extractos etanólicos vegetales sobre el ácaro rojo utilizando el método del Comité de Acción Contra la Resistencia a Insecticidas (IRAC) N° 04.
3. Comparar el efecto dosis-respuesta del ácaro rojo expuesto a tres extractos etanólicos vegetales.

# CAPITULO II.

# MARCO

# TEÓRICO



## 2.1 ÁCARO ROJO (*Raoiella indica*)

*Raoiella indica* Hirst (*Acari: Tenuipalpidae*) fue descrito por primera vez en Coimbatore, India (Hirst,1924) a partir de ejemplares colectados de palma de coco (*cocos nucifera=palmae*). De acuerdo con Baker et al (1987) los ácaros tenuipalpidos o falsos ácaros tetraníquidos se encuentran ampliamente distribuidos a nivel mundial y en regiones de clima cálido.

### 2.1.1 DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA

De acuerdo al autor Mendonça et al (2005) su ubicación taxonómica es la siguiente.

**Filo:** *Arthropoda*

**Subfilo:** *Chelicerata*

**Clase:** *Arachnida*

**Subclase:** *Acari*

**Orden:** *Prostigmata*

**Familia:** *Tenuipalpidae Berlese*

**Superfamilia:** *Tetranychoidae*

**Género:** *Raoiella Hirst, 1924*

### 2.1.2 BIOLOGÍA Y HÁBITOS

*R. indica* es un pequeño ácaro rojo que se caracteriza por la presencia de largas espinas espatuladas en su dorso y a menudo con una gota de líquido en el extremo (CABI,2001). El autor Nagesha et al (1984) describió su ciclo de vida el cual cuenta con 4 estadios: huevo, larva, protoninfa, deutoninfa y finalmente la etapa adulta. Los autores More et al (2017) realizaron una investigación sobre su desarrollo en *Cocos nucifera* y encontraron que las larvas se desarrollaron en 8,5 y 8,11 días, las protoninfas en un promedio de 8,7-8,8 días y las deutoninfas llegan a la adultez después de 6.6 a 9.2 días, completando su ciclo en  $31,43 \pm 3,31$  días.

Esta especie presenta un ciclo corto en su desarrollo con una alta fecundidad; su reproducción puede ser sexual o por partenogénesis arrenotoquia, los óvulos que no son fecundados producen sólo machos, mientras que los fecundados dan origen a hembras (SENASICA, 2014). Rodríguez et al (2007) mencionan que los niveles poblacionales de *R.*

*indica* están influenciados por la humedad relativa, las temperaturas y el fotoperiodo; el aumento en la población se relaciona a las altas temperaturas y a la baja humedad relativa.

Con ayuda de un lente de aumento potente (10x o más) pueden observarse todos los estadios de desarrollo los cuales presentan un característico color rojo, excepto por las exuvias (cutículas desprendidas) que presentan un color blanquecino (SENASICA,2015). Pueden confundirse con otros ácaros de la familia *Tetranychidae* ya que algunos poseen colores rojos, sin embargo, un dato útil para diferenciarlos es que *R. indica* no produce telaraña por lo que se dice que es un ácaro falso araña.

#### 2.1.2.1 FASES DE DESARROLLO DEL ÁCARO ROJO

**Huevo:** El huevo recién puesto se adjunta a la superficie de la hoja y un estípote blanco fino (estructura peluda esbelta) tan largo o más largo que el huevo está presente en un extremo. La punta del estípote puede enrollarse y tener una gota de agua adherida (Marjorie et al., 2006). Los autores Estrada et al (2014) explican que el pedicelo que la hembra secreta cuando oviposita ayuda a adherirse eficientemente al sustrato y evita que las corrientes de aire lo desprendan. Los ácaros pueden poner de entre 1 a 6 huevos diarios o un promedio al día de 28.1 huevos sin embargo otros reportes indican que en toda su vida pueden llegar a depositar entre 100 y 300 huevos y prefieren ovipositar cerca de la nervadura central de la hoja (SENASICA, 2011; Rodríguez, 2017).

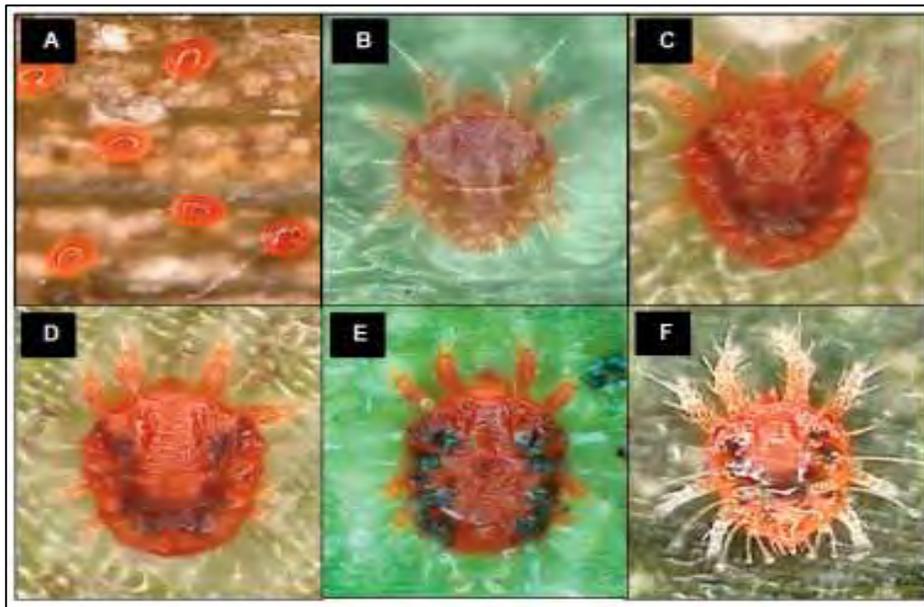
**Larva:** La larva recién eclosionada es roja y tiene tres pares de patas, puede aparecer un tinte negruzco en el extremo posterior del dorso después de la alimentación, normalmente se alimenta durante tres a cinco días y luego se pone en reposo durante 1,7 a 1,9 días antes de mudarse a la etapa de protoninfa (Marjorie et al., 2006). Los autores Kane et al (2005) indican que el tamaño en los estados ninfales son ligeramente más pequeño que en adultos, exhiben un tegumento más liso y carecen de bases seculares, además cuentan con setas dorsales y laterales más cortas.

**Protoninfa:** Las protoninfas emergen con cuatro pares de piernas y se alimentan de dos a cinco días antes de reposar; esta fase dura cuatro días antes de que las deutoninfas

emerjan de su exoesqueleto (exuvio) (Marjorie et al., 2012). Las hembras cuentan con un cuerpo ovoide y redondeado, a diferencia de los machos que poseen un cuerpo triangular, su tamaño es de 170 a 190  $\mu\text{m}$  (CESVEER, 2019; Teodoro et al., 2012)

**Deutoninfa:** Marjorie et al (2006) menciona que la principal diferencia entre protoninfas y deutoninfas es el tamaño (longitud) puesto que en otros hábitos como su alimentación son muy parecidas; la fase activa de la deutoninfa dura de dos a cinco días y la fase quiescente dura entre dos a cuatro días.

**Adulto:** Los autores Flores-Galeano et al (2010) explican que las hembras tienen un cuerpo de color rojizo con forma oval (son más anchas que los machos) y manchas en el cuerpo debido a su alimentación, además presentan la cara hundida con un opistosoma casi cuadrado. Los machos son más pequeños que las hembras y tienen un distintivo abdomen triangular que termina con un órgano reproductivo complejo (kane et al., 2005). En la **Figura 2.1.1** se aprecian las diferentes fases del crecimiento del ácaro.



**Figura 2.1.1.** Desarrollo de *R. indica*: (A) huevos, (B) larva, (C) protoninfa, (D) deutoninfa, (E) hembra adulta, (F) macho adulto. Fuente: Nutsara et al (2017)

## 2.2 HOSPEDANTES

Dentro de la familia Tenuipalpidae el ácaro rojo es catalogado como la plaga más importante del cocotero, sin embargo, existen otras especies hospedantes de esta plaga entre las cuales se encuentran las familias: *Arecaceae* (42 sp.); *Musaceae* (7 sp.), *Heliconiaceae* (4 sp.), *Zingiberaceae* (3 sp) *Strelitziaceae* (2 sp) y *Padanaceae* (1 sp.), ocasiona diversos daños sobre estas especies ya que se dispersa con facilidad a través de corrientes de aire, viveros infestados, artesanías y contacto directo aunque de igual manera puede dispersarse por fenómenos naturales como huracanes (Mendoza et al., 2005; SENASICA, 2014). En la **Figura 2.2.1** se presenta la imagen de una hoja de plátano perteneciente a la familia de las *Musaceae*, mientras que en la **Figura 2.2.2** se presenta la imagen de una palma de Chit perteneciente a la familia *Arecaceae* ambas exhiben diversas afectaciones físicas como amarillamiento y necrosamiento debido a la infestación de *R. indica* sobre sus hojas.



**Figura 2.2.1.** Daños visibles de *R. indica* sobre el plátano (*Musa × paradisiaca*).  
Fuente: Moras, Navia & Godim (2011).



**Figura 2.2.3.** Daños visibles de *R. indica* sobre la palma Chit (*Thrinax radiata*).  
Fuente: CESVVER (s.f).

La **Tabla 2.1** muestra un listado de palmas hospederas que a través de muestras y observaciones han sido identificadas en México.

**Tabla 2.1** Listado de plantas huéspedes de *R. indica* en México. Fuente: Adaptado de Estrada-Venegas (2011).

Nombre científico	Nombre común
<i>Cocos nucifera</i>	Palma de coco
<i>Adonidia merrellii</i>	Palma Kerpis
<i>Areca sp.</i>	Palma Areca
<i>Caryota mitis</i>	Palma cola de Pescado
<i>Heliconia bihai</i>	Heliconia
<i>Heliconia psittacorum</i>	Platanillo
<i>Latania lontaroides</i>	Palma Ceniza
<i>Licuala grandis</i>	Palma Licuala
<i>Musa x paradisiaca</i>	Plátano
<i>Phoenix dactylifera</i>	Palma datilera
<i>Phoenix robelinii</i>	Palma robelina
<i>Pseudophoenix vinifera</i>	Palma caribeña
<i>Rhaphis excelsa</i>	Palma Rafis
<i>Strelitzia reginae</i>	Ave del Paraíso
<i>Thrinax radiata</i>	Palma chit
<i>Washingtonia filifera</i>	Palma de California
<i>Washingtonia robusta</i>	Palma Washingtonia
<i>Wodyetia bifurcata</i>	Palma cola de Zorro

No existen estudios recientes en México sobre el avance de *R. indica* en nuevas plantas hospedantes, por lo que esta lista se podría incrementar, sin embargo, en el año 2017 los autores Ramos, Moreno y Vargas (2017) estudiaron en Cuba 214 taxones de palma en jardines botánicos, de hoteles y avenidas en donde encontraron que más de 66 especies son hospedantes de *R. indica* y 32 constituyen a nuevos reportes dentro de los cuales se encuentra la palma barrigona (*Colpothrinax wrightii* Griseb. & H.Wendl. ex Voss) especie endémica y amenazada (ver **Anexo 1**).

Cabe resaltar que el estudio citado anteriormente es el más relevante en lo que respecta a las palmeras hospedantes, debido a que se expone un inventario de las especies de

palmeras que es afectado por el ácaro. Este estudio se realizó en Cuba, sin embargo, es de gran importancia debido a la similitud de clima con México y específicamente de Quintana Roo por su cercanía a la isla caribeña.

Del mismo modo arroja información indispensable para el entendimiento del impacto potencial del ácaro sobre las palmeras (y la flora en general) y lo más importante presenta futuras estrategias de control y manejo del ácaro.

### 2.2.1 DAÑOS SOBRE LA PALMA DE COCO

*R. indica* vive en el envés o cara abaxial de las hojas, las cuales pueden contener grupos de hasta más de 300 individuos por lo que es fácilmente observable sobre hojas verdes, en plantaciones de coco maduras los daños son evidentes ya que las hojas viejas se tornan amarillentas y pueden secarse por completo, sin embargo, las plantaciones jóvenes son las más afectadas ya que los ácaros prefieren succionar las partes suculentas y tiernas de las hojas (Peña et al., 2008). La mayor afectación se presenta en la parte media de los folíolos, al principio de la infestación se presentan manchas cloróticas que posteriormente se extienden hasta cubrir casi por completo las hojas y en casos avanzados las manchas se vuelven necróticas produciendo el aborto de frutos y flores (SENASICA, 2014). En regiones tropicales del caribe el ácaro ha afectado fuertemente a cocoteros y bananas, y se considera que esta plaga afecta a la producción de coco en estas regiones (Peña et al., s.f.).

Los autores Peña et al (s. f) explican que una densidad poblacional alta de *R. indica* en condiciones secas y temperaturas altas causa una disminución en la producción de frutos en las palmas de coco, así como la muerte de palmas jóvenes que no reciban fertilización regularmente. En la **Figura 2.2.4** se presenta una imagen que muestra el daño producido a una palma de coco joven (necrosis en las puntas y amarillamiento) la cual se encuentra en el ciberjardín de la Universidad de Quintana Roo.



**Figura 2.2.4.** Daños ocasionados por *R. indica* sobre *Cocos nucifera* en el ciberjardín de la Universidad de Quintana Roo. Fuente: propia.

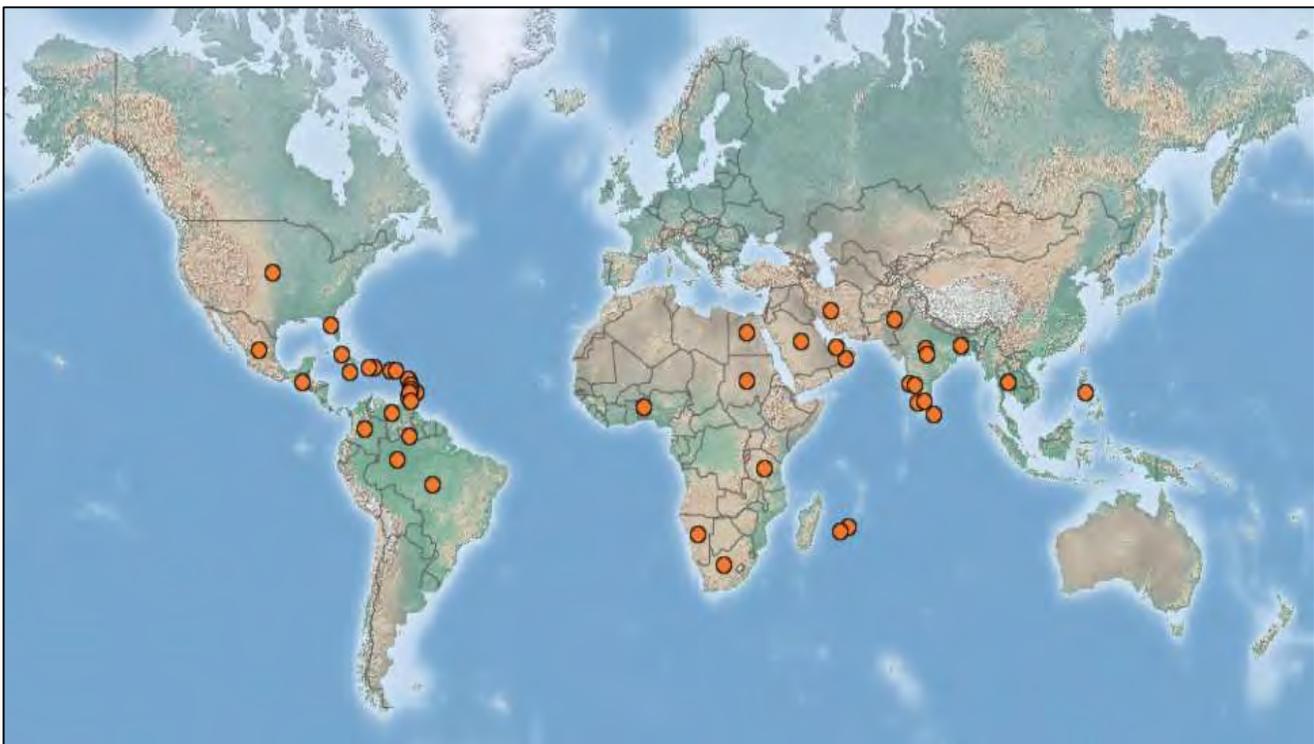
## 2.3 DISTRIBUCIÓN

*Raoiella indica* fue descrita por primera vez en India infestando palmas de coco (*cocos nucifera*) (Hirst, 1924). Años más tarde fue reportado en el sureste de África por el autor Moutia (1958) el cual descubrió 10 especies de ácaros *Tetranychidae* en Mauritana, incluyendo a *Raoiella indica*. Su presencia se ha reportado en diversas regiones del Medio Oriente y en África (Malasia, Pakistán, Egipto, Sri Lanka, Irán, Omán, Israel, Isla Reunión, Emiratos Árabes y Filipinas) (CABI, 2010).

Para finales de la década de los 1990 se realizaron varios estudios sobre la presencia de ácaros *Tetranychidae* en las islas francesas del Caribe, pero no se encontró presencia de *R. Indica*, sin embargo, para el año 2005 fue descubierto en las islas de Dominica y Santa Lucía y para el año 2006 en la isla de Martinica y en Trinidad y Tobago (Kane et al., 2005; Flechtmann et al., 1999; Etienne, 2006; CABI, 2010). Un año después se encontró este ácaro por primera vez en la Isla Culebra de Puerto Rico en plantaciones de palmas Ornamentales de coco y banano. (Rodríguez et al., 2007). También se detectó en Haití y Jamaica (Welbourn, 2007). En el año 2007 el departamento de agricultura de los Estados Unidos (USDA) confirmó el hallazgo de *R. Indica* en Palm Beach, Florida, y desde ese momento se ha detectado en los condados de Broward, Miami-Dade y Monroe. Para el año 2008 se

registra la presencia de *R. indica* al norte de Venezuela, en los estados de Sucre y Monagas, causando daños severos a hojas de banano y coco (Vázquez et al., 2008). El mismo año fue encontrado en Cuba (de la Torre Santanta et al., 2008). En agosto del año 2010 grandes poblaciones de *R. indica* fueron encontrados en el parque Nacional Tayrona ubicado en el litoral Caribe Colombiano, atacando cocos bananos y heliconias (Carrillo et al., 2011).

Los autores Rodríguez et al (2011) registraron por primera vez en Brasil a *R. indica* en el área urbana de Manaus, estado de Amazonas y se encontró infestando plantas de coco y otros huéspedes adicionales como son *Dwarf Royal Palm*, *Veitchia merrillii*(Becc.) H. E. Moore y *Fishtail Palm Tree*, *Caryota mitis* Lour. Ramos et al (2014) describen que se registró la plaga de *R. indica* en Nicaragua a partir del año 2014. La **Figura 2.3.1** muestra un mapa con la distribución mundial del acaro actualizado hasta diciembre de 2019.



**Figura 2.3.1.** Mapa con la distribución mundial de *R. indica* los puntos naranjas indican la presencia de esta plaga. Fuente: CABI, 2019.

### 2.3.1 DISTRIBUCIÓN EN MÉXICO

Desde su arribo a México esta plaga se ha distribuido a través de 10 Estados y 75 municipios; a continuación, en la **Tabla 2.2** se muestra el avance a lo largo de 5 años desde su llegada.

**Tabla 2.2** Distribución de *Raoiella indica* durante el periodo de 2009 al 2014 (SENASICA, 2014)

ESTADO	MUNICIPIO Y AÑO
<b>Quintana Roo</b>	2009: Isla Mujeres
	2010: Benito Juárez
	2011: Solidaridad, Lázaro Cárdenas, Tulum
	2013: Cozumel, Felipe Carrillo Puerto y Othón P. Blanco y José María Morelos
<b>Yucatán</b>	2011: Tizimín, Río Lagartos, Chemax, Temozón, Mococho, Kaua, Tinum, Dzidzantun.
	2012: Mérida, San Felipe, Dzitas, Uman, Valladolid, Progreso, Telchac-Puerto, Dzemul
	2013: Sinanche, Hunucmá, Celestún, Tunkas, Ixil, Yobain
<b>Tabasco</b>	2011: Paraíso
	2012: Comalcalco, Centla, Cárdenas, Jalpa de Méndez, Cunduacán y Centro.
	2013: Nacajuca.
	2014: Huimanguillo.
<b>Campeche</b>	2012: Holpechén, Campeche, Carmen, Calkiní, Tenabo y Hecelchakan
	2013: Champotón, Escárcega y Palizada
<b>Oaxaca</b>	2012: Santa María Huatulco, San Pedro Pochutla, Santiago Astata, Villa Tututepec, San Pedro Mixtepec, Santa María Tonameca, Santa María Colotepec, San Pedro Huamelula y Santo Domingo Tehuantepec
	2013: San Blas Atempa, Salina Cruz, Santiago Laollaga y Tataltepec de Valdés
	2014: Santiago Jamiltepec y Santa María Huazolotitlán
<b>Chiapas</b>	2012: Reforma y Palenque
	2013: Tonalá, Juárez y Pichucalco
<b>Veracruz</b>	2013: Agua Dulce y Coatzacoalcos
	2014: Cosoleacaque
<b>Jalisco</b>	2014: Puerto Vallarta
<b>Nayarit</b>	2014: Bahía de Banderas
<b>Guerrero</b>	2014: Marquelia y Copala

Para noviembre del año 2018 el Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA) indicó que el ácaro rojo se había distribuido en 206 municipios de los estados de Campeche, Baja California Sur, Colima, Chiapas, Guerrero,

Jalisco, Michoacán, Nayarit, Oaxaca, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Quintana Roo, Veracruz y Yucatán (ver **Figura 2.3.2**) de las cuales la plaga se reporta en 6,367 hectáreas dedicadas a la producción comercial de cocotero, plátano y palmas ornamentales.



**Figura 2.3.2.** Mapa de distribución del acaro rojo en México. Adaptado de SENASICA (2018)

### 2.3.2 DISTRIBUCIÓN EN QUINTANA ROO

En Quintana Roo como ya se mencionó fue descubierto en septiembre del año 2009 en Isla Mujeres en donde se tomaron muestras de palmas de coco de la isla, las cuales mostraban todos los estadios de desarrollo de esta especie, para el año 2010 fue encontrado en Cancún en la zona costera en donde se encuentran la mayoría de complejos hoteleros y existe un gran movimiento de vehículos y turistas en la zona, para el año 2011 fue encontrado en las Islas de Contoy, Cozumel, Isla Pájaros y Holbox en donde la especie se encontraba dispersa en prácticamente toda la isla, para ese mismo año se encontró en la Reserva de Sian Ka'an en el municipio de Tulum específicamente en el hotel Club Casa Blanca y para el año

2013 fue encontrado en Cozumel, Felipe Carrillo Puerto, Othón P. Blanco y José María Morelos (Estrada-Venegas, 2016; SENASICA, 2014).

## 2.4 IMPORTANCIA ECONÓMICA

Esta especie ha demostrado que tiene una alta fecundidad y que por sus exigencias ecológicas puede mantener altos niveles poblacionales todo el año, su control a través de productos químicos es costoso y difícil cuando las plantaciones son muy altas (Jeppson et al., 1975; Moutia, 1958; Nageshachandra, 1984).

En Florida se reporta una caída de producción en *Cocos nucifera* aún cuando los niveles de la plaga han sido menores, el costo para acciones reguladoras se calcula en medio millón de dólares (CABI, 2016). En Venezuela se redujo el 70% de la producción de frutos, en Trinidad y Tobago se redujo un 75% y se procesó el doble de frutos para producir la misma cantidad de aceite, en India se reportan pérdidas de hasta 87% en cocoteros de todas las edades (NAVIA, 2008; SENASICA, 2014).

En México los principales hospedantes con alta importancia económica son las palmas y plátanos los cuales se encuentran distribuidos a lo largo de regiones costeras de la república mexicana (SAGARPA-SENASICA, 2011). Se tienen establecidas 303,788 hectáreas de cocotero, plátano, palma de aceite y palmas ornamentales, las cuales conforman una producción de 3.3 millones de toneladas y cuyo valor se estima en 9,021 millones de pesos (SIAP, 2016). Para el año 2017 se determinaron los niveles de infestación de *R. indica* en los estados de Chiapas, Campeche, Guerrero, Colima, Jalisco, Nayarit, Michoacán, Oaxaca, Quintana Roo (ver **Figura 2.3.3**), Tabasco, Yucatán, Sinaloa y Veracruz en donde fueron atendidas 17,341 hectáreas infestadas.

En el año 2018 el gobierno federal autorizó 18.6 millones de pesos para que la campaña del ácaro rojo opere en los estados de Colima, Campeche, Chiapas, Jalisco, Guerrero, Nayarit, Oaxaca, Sinaloa, Tabasco, Veracruz, Yucatán y Quintana Roo, adicional a esto cada gobierno de los estados aportó con 1.7 millones de pesos. No obstante, esta plaga se ha expandido en todo el país (SENASICA, 2018). Para agosto del año 2018 esta plaga se

distribuyó en 199 municipios de México y se reporta en 6,397 hectáreas dedicadas a la producción comercial de coco, plátano y otras plantas ornamentales (SENASICA,2018). El Servicio Nacional De Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria indicó en un informe que en Quintana Roo esta plaga se encuentra presente en 11 municipios y 662 hectáreas de zonas agrícolas afectando directamente a 189 productores de cocotero y palmas de ornato (Tabla 2.3).



**Figura 2.3.3** Municipios con mayor afectación por la plaga de ácaro rojo. Adaptado de SENASICA (2018)

**Tabla 2.3.** Importancia económica del cultivo en Quintana Roo (SENASICA ,2018)

Cultivo	Municipio	Superficie (Has)	Unidades de producción	Número de productores	Producción (Ton)	Valores de producción (miles de pesos)	Destino de la producción
<b>Coco (fruta)</b>	Bacalar	80	3	3	2,080	436,704.80	Estatal
	Benito Juárez	20	10	10	150	175,500.00	Local
	Lázaro cárdenas	12	5	5	90	105,300.00	Local
	Othón P. Blanco	479	119	114	3,732.52	436,704.80	Estatal
	Solidaridad	3	3	3	22.5	26,325.00	Local
<b>Total</b>		594	140	135	6,075.02	7,107,773.00	

Otra actividad de gran importancia económica en Quintana Roo es el turismo, ya que cuenta con una amplia diversidad de recursos naturales que lo hacen ser uno de los estados más visitados a nivel internacional de la república mexicana. La entidad cuenta con 27 áreas naturales protegidas estatales y federales que son zonas de gran valor ecológico y en donde se desarrollan numerosas actividades entre ellas el turismo alternativo.

A partir del año 2013 La Comisión Nacional Forestal (CONAFOR), la Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP), la Asociación Civil Amigos de Sian Ka'an, la Secretaría de Agricultura Ganadería, Desarrollo Rural Pesca y Alimentación (SAGARPA) y el Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Quintana Roo (CESAVEQROO) establecieron que esta plaga significaba una amenaza para las áreas naturales protegidas en Quintana Roo por lo que se comenzaron a implementar acciones para combatirlo, el mismo año se realizó un diagnóstico en Isla Contoy y se confirmó la presencia en palmas de coco (*Cocos nucifera*) y chit (*Thrinax Radiata*) palma endémica que brinda alimento a diversas especies de aves y se encuentra en la categoría de amenazada de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT-2019.

Durante el año 2017 y hasta principios del 2018 la Secretaria de Ecología y Medio ambiente (SEMA) en coordinación con la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR) y El Comité de Sanidad Vegetal de Quintana Roo (CESAVEQROO) realizaron tratamientos a más de 2,220 hectáreas en las áreas naturales protegidas de la Reserva Estatal Selvas y

Humedales de Cozumel, en el Refugio Estatal de Flora y Fauna Xcacel-Xcacelito y en la Reserva Estatal Santuario del Manatí, Bahía de Chetumal.

Para finales del año 2018 nuevamente se implementaron acciones para controlar esta plaga en 2, 899.28 He en las áreas naturales protegidas de, el Parque Nacional Arrecifes de Xcalak, la Reserva Estatal Santuario del Manatí, la Reserva de la Biósfera de Sian Ka'an afectando a especies silvestres como chit (*Thrinax radiata*), palmera plateada mexicana (*Coccothrinax readii*), palma kuká (*Pseudophoenix sargentii*) y su hospedero palma de coco (*Cocos nucifera*).

Durante 2019 se efectuó el “programa para la Protección y Restauración de Ecosistemas y Especies en Riesgo” (PROREST) a cargo del Consejo Nacional de Áreas Protegidas (CONAP) que promueve la conservación y restauración de los ecosistemas en las Áreas Naturales protegidas a nivel nacional, en Quintana Roo se invirtieron \$415,000.00 para el fortalecimiento a las acciones de control del ácaro rojo y de la palma de coco en Isla Contoy; no existe más información al respecto sobre tratamientos de control para las otras ANPS en Quintana Roo.

## 2.5 ALTERNATIVAS DE CONTROL

El autor Avilés (2002) indica que normalmente el manejo de plagas se basa en el control químico puesto que responde de manera inmediata, sin embargo, un incorrecto uso puede aumentar los niveles de contaminantes en el medio ambiente, por esta razón existen otras alternativas menos dañinas como son el control biológico que ayuda a equilibrar el medio ambiente y a mantener las poblaciones de las principales plagas reguladas por parasitoides y depredadores.

A nivel mundial se acordó un “enfoque jerárquico en tres etapas” como respuesta política a las amenazas que plantean las especies invasoras, las cuales son 1) la prevención, 2) la pronta detección y la erradicación y 3) la contención y medidas de control a largo plazo (CDB, 2002).

En Florida las infestaciones de las palmeras de coco en viveros son fuertes, por lo que se realiza la aplicación de diferentes tratamientos químicos y agentes de control biológico (Feiber, 2009).

A partir del año 2010 en México se estableció el programa de trabajo de vigilancia epidemiológica fitosanitaria del ácaro rojo de las palmas (*Raoiella indica*) el principal objetivo fue establecer una red de vigilancia epidemiológica fitosanitaria en áreas con riesgo fitosanitario para detectar de manera oportuna la presencia del ácaro para los estados de Chiapas, Veracruz, Tabasco, Yucatán, Campeche, Oaxaca y Guerrero (Juárez-Durán, 2010).

El Gobierno Federal a través del servicio Nacional de Sanidad, inocuidad y calidad Agroalimentaria (SENASICA) implementó a partir del año 2010 la campaña contra el ácaro rojo en el estado de Quintana Roo implementando una estrategia operativa que incluye el manejo integrado de plagas (MIP) (SENASICA ,2011).

El combate del ácaro rojo en nuestro país se realiza a través de aplicación de acaricidas de manera periódica y eliminando material vegetativo infestado, de acuerdo a la SENASICA (2014) los productos que han demostrado un efecto sobre el control de esta plaga son abamectina, spiroidiclofen y azufre, los cuales cuentan con una autorización temporal por parte de la COFEPRIS. El Gobierno del Estado de Quintana Roo a utilizado desde el año 2015 el producto NES al 2% para el control del ácaro rojo que afectan las palmas de coco (*Cocos nucifera*) y chit (*Thrinax radiata*) en las Áreas Naturales Protegidas Estatales de la zona norte (Chacmuchuch, Laguna Manatí, Laguna Colombia, Selvas y Humedales de Cozumel), reduciendo infestación del 27% hasta un 10% (Comunicación Personal Biol. Gonzalo Aldana Pech, IBANQROO).

Para la campaña de control que se realizó Isla Contoy y Sian Ka'an en Quintana Roo durante el año 2013 se utilizaron los siguientes productos: NES líquido, BIO die y Azufre. Además, las palmas que presentaron un índice de infestación alto fueron cortadas por completo (Venegas et al., 2013).

La **Figura 2.5.1** representa la aspersión de los plaguicidas sobre las especies infestadas en Isla Contoy y la **Figura 2.5.2** representa la poda para eliminar palmas infestadas con *R. indica* en Sian Ka'an.



**Figura 2.5.1.** Aspersión sobre especies infestadas en Isla Contoy. Fuente: Venegas et al (2013).



**Figura 2.5.2.** Poda de especies infestadas en Sian Ka'an. Fuente: Venegas et al (2013).

Actualmente se evalúan las potencialidades de algunos ácaros o insectos depredadores como estrategia para el manejo de *R. indica* (Rodríguez et al., 2007).

Los autores Marjorie et al (2006) reportaron que el acaro *channabasavanni Gupta* (*Acari: Phytoseiidae*) y el coccinélido *Stethorus keralicus Kapus* actúan como depredadores en plantaciones de coco. De igual manera estudios realizados en Florida demuestran que el ácaro depredador *Amblyseius largoensis* puede completar su ciclo de vida y reproducirse únicamente alimentándose de *R. indica* (Carrillo et al., 2010).

En el año 2018 el gobierno federal autorizó 18.6 millones de pesos para que la campaña del ácaro rojo opere en los estados de Colima, Campeche, Chiapas, Jalisco, Guerrero, Nayarit, Oaxaca, Sinaloa, Tabasco, Veracruz, Yucatán y Quintana Roo, adicional a esto cada gobierno de los estados aportó con 1.7 millones de pesos. No obstante, esta plaga se ha expandido en todo el país (SENASICA, 2018).

Hasta el presente no existen suficientes estudios de nuevas alternativas sustentables para el control de esta plaga en México.

## 2.6 METABOLITOS SECUNDARIOS

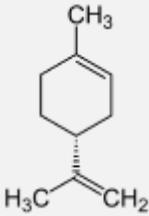
El conjunto de reacciones químicas que tienen lugar en un organismo constituye el metabolismo, los metabolitos primarios son compuestos tales como aminoácidos, carbohidratos, ácidos grasos y ácidos orgánicos que están involucrados en el crecimiento, desarrollo, respiración, fotosíntesis y síntesis de hormonas de todas las especies vegetales dentro de amplios grupos filogenéticos y son producidos casi por las mismas rutas metabólicas (García, 2009; Hounscome et al., 2008).

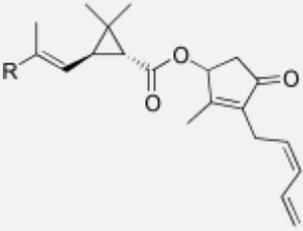
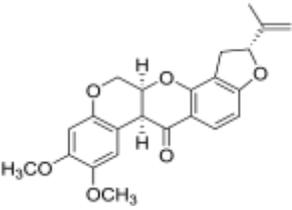
A diferencia de otros organismos, las plantas destinan una cantidad significativa del carbono asimilado y de la energía a la síntesis de una amplia variedad de moléculas orgánicas que no parecen tener una función directa con su desarrollo y que durante muchos años su función era desconocida y se creía que estos compuestos eran productos finales del metabolismo sin función o metabolismo desecho (García, 2009; Taiz & Zeiger, 2006). El estudio de estos compuestos fue iniciado por los químicos orgánicos del siglo diecinueve y principios del siglo XX, quienes se interesaron en estas sustancias y las llamaron «productos naturales», debido a su importancia como drogas, venenos, sabores y materias industriales (Taiz & Zeiger, 2006).

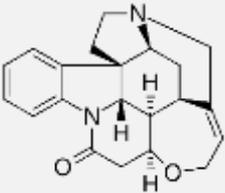
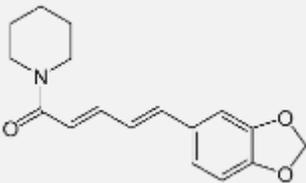
Más recientemente, se descubrió que las plantas han desarrollado diversas estrategias de defensa contra condiciones de estrés biótico y abiótico, para defenderse del daño ocasionado por la herida y el ataque por insectos o microorganismos patógenos; las plantas sintetizan enzimas que degradan la pared celular del microorganismo y de igual manera la estructura y composición de la pared celular también cambian formando una barrera más rígida y menos digerible para insectos, a su vez se combina con el desarrollo de estructuras contra sus depredadores, tales como las espinas, las espigas, los tricomas y los pelos glandulares (Jiménez, 2003). Algunos productos del metabolismo secundario tienen funciones ecológicas específicas como atrayentes o repelentes de animales. Muchos son pigmentos que proporcionan color a flores y frutos, jugando un papel esencial en la reproducción atrayendo a insectos polinizadores, o atrayendo a animales que van a utilizar los frutos como fuente de alimento, contribuyendo de esta forma a la dispersión de semillas (García, 2009).

La **Tabla 2.4** exhibe los principales metabolitos secundarios en las especies vegetales, describiendo de manera general y particular sus funciones además de que muestran ejemplos de estructuras químicas de algunos metabolitos.

**Tabla 2.4.** Principales metabolitos secundarios. Adaptado Taiz & Zeiger (2006).

Familia de metabolitos secundarios	Descripción general	Compuestos y/o grupos principales	Función/particularidades
<b>Terpenos</b>	<p>Constituyen el grupo más numeroso de metabolitos secundarios. La ruta biosintética de estos compuestos da lugar tanto a metabolitos primarios como secundarios de gran importancia para el crecimiento y supervivencia de las plantas. Compuestos por C<sub>5</sub>H<sub>8</sub> ó C<sub>10</sub>H<sub>16</sub>, de estructura no aromática. Los diferentes compuestos de esta clase son generalmente insolubles en agua. Se clasifican por el número de unidades de cinco carbonos que contienen.</p> <p><i>Ejemplos de estructuras químicas:</i></p> <div style="text-align: center;">  </div> <p><b>Limoneno (monoterpeno).</b> Esencia volátil vegetal del limón</p>	<b>Giberelinas</b>	Hormonas vegetales (triterpenos) de las que se derivan los esteroides que son componentes esenciales de la membrana celular que le brindan estabilidad.
		<b>Carotenoides</b>	Son tetraterpenos que actúan como pigmentos complementarios en la fotosíntesis y protegen a los tejidos fotosintéticos de la fotooxidación
		<b>Piretrina</b>	Actividad insecticida elevada. Componente habitual de los insecticidas comerciales debido a su baja persistencia en el ambiente y a su mínima toxicidad en mamíferos.
		<b>Aceites esenciales</b>	Monoterpenos y sesquiterpenos volátiles que producen un olor característico en las hojas, poseen propiedades repelentes de insectos.
<b>Terpenos no volátiles</b>	Sustancias amargas de los cítricos, considerable potencial como insecticida ya que produce letalidad.		

	 <p><b>Piretrina:</b> Extraída de la flor del Crisantemo</p>	<p><b>Saponinas</b></p>	<p>Son esteroides y Glicósidos triterpénicos, poseen propiedades detergentes formando una cubierta jabonosa cuando se agitan en agua. Pueden interferir con la absorción de esteroides en el aparato digestivo.</p>
<p><b>Fenoles</b></p>	<p>Grupo funcional hidroxilo en un anillo aromático. Algunos son solubles sólo en solventes orgánicos, otros son ácidos carboxílicos y glicósidos solubles en agua, mientras que otros son grandes polímeros muy insolubles.</p> <p><i>Ejemplo de estructuras químicas</i></p>  <p><b>Rotenona(Tanino):</b> proviene de las raíces, semillas y hojas de diversas plantas; por ejemplo, la semilla de la Jícama.</p>	<p><b>Fenilpropanoides y derivados del ácido benzoico</b></p>	<p>Inhibidores de la germinación y del crecimiento de muchas plantas</p>
		<p><b>Lignina</b></p>	<p>Formada generalmente por tres derivados fenilpropanoides diferentes. Facilita el transporte de agua en las plantas y da soporte.</p>
		<p><b>Flavonoides</b></p>	<p>Se dividen en 4 grupos principales: antocianinas, flavonas, flavonoles y isoflavonas. Brindan defensa y colores a las plantas.</p>
<p><b>Taninos</b></p>	<p>Son generalmente toxinas que reducen significativamente el crecimiento y la supervivencia de muchos herbívoros cuando son añadidos a sus dietas. Además, los taninos actúan como repelentes alimenticios de una gran diversidad de animales.</p>		
	<p>En esta clase están incluidas las defensas contra herbívoros conocidas como alcaloides y glicósidos cianogénicos, que son de gran interés debido a su toxicidad para el hombre y a sus medicinales.</p> <p><i>Ejemplo de estructuras químicas:</i></p>	<p><b>Alcaloides</b></p>	<p>Efectos farmacológicos sobre los animales vertebrados. Interfieren con componentes del sistema nervioso, especialmente los transmisores químicos; otros afectan al transporte a través de la membrana, a la síntesis de proteínas o a actividades enzimáticas diversas.</p>

<b>Compuestos que contienen hidrógeno</b>	 <p><i>Estricnina (Alcaloide):</i> Se extrae de la nuez vómica</p>	<b>Glicósidos cianogénicos</b>	Compuestos que no son tóxicos por sí mismos, pero que se degradan rápidamente cuando la planta es aplastada, liberando venenos volátiles (gas de cianuro).
	 <p><i>Piperina (Alcaloide):</i> Se extrae de la pimienta</p>	<b>Glucosinolatos</b>	Liberan los compuestos responsables del olor y el gusto de muchos vegetales
		<b>Aminoácidos no proteicos</b>	Ejercen su toxicidad de varias formas. Algunos bloquean la síntesis o incorporación de aminoácidos proteicos; otros, como la canavanina, pueden incorporarse por error en las proteínas. El resultado es una proteína no funcional.

### 2.6.1 EXTRACTOS VEGETALES

Desde la antigüedad los extractos vegetales han sido utilizados por romanos, chinos, hindúes, griegos etc., con fines insecticidas, rodenticidas y para la conservación de víveres almacenados, sin embargo, a partir de la segunda guerra mundial los plaguicidas de origen vegetal fueron sustituidos por plaguicidas de origen químico como los organoclorados, los carbamatos y dicloro difenil tricloroetano o DDT (Celis et al., 2009).

Los extractos son preparados concentrados de consistencia sólida, líquida o intermedia, derivados generalmente de material vegetal desecado y se obtienen al evaporar parcial o totalmente el disolvente en los líquidos extractivos de origen vegetal (Carrión et al., 2010).

Los autores Celis et al (2009) explican que el empleo de los extractos vegetales para el control de plagas, enfermedades y arvenses constituye una alternativa promisorio ya que presentan un bajo costo, son efectivos y no contaminan al ambiente.

Los metabolitos secundarios (compuestos nitrogenados, fenólicos, terpenoides, etc.) proporcionan características antimicrobianas, antivirales, repelentes y antialimentarias a los extractos vegetales, lo cual les permite ser utilizados para la protección de los cultivos de distintas hortalizas e incrementar la calidad de dichos productos (Philoget et al., 2004). En el año 1994 el autor Fred propuso el uso de extractos vegetales para contrarrestar problemas fitosanitarios aprovechando la presencia de metabolitos secundarios en las plantas.

Actualmente la biotecnología nos permite extraer esos metabolitos a partir de flores, brotes, semillas, ramas, corteza, hojas etc. pudiendo obtener extractos acuosos, etanólicos, metanólicos, etéreos, hidroalcohólicos, entre otros, para extraer diferentes compuestos (Bautista et al., 2002). Los autores Hernández et al (2007) indican que los extractos vegetales que son utilizados en condiciones in vitro generalmente inhiben el crecimiento del patógeno, la germinación de esporas y la esporulación, mientras que in vivo el efecto de los extractos varía en función de la metodología de preparación (seco, fresco, solvente y tiempo de almacenamiento), especie botánica, el órgano que se utiliza de la planta (raíces, semillas y hojas) y el clima.

## **2.7 BIOENSAYOS**

Los bioensayos son estudios de las respuestas fisiológicas o poblacionales de organismos seleccionados que se ponen en contacto con concentraciones o proporciones crecientes de las muestras obtenidas en la zona de estudio, permiten evaluar experimentalmente el efecto de los agentes contaminantes presentes en una muestra de modo integral sobre organismos (Contero et al., 2006).

El uso de los bioensayos como indicadores del grado de afectación de una sustancia química en organismos vivos, ha sido manejado bajo condiciones controladas de laboratorio

desde hace mucho tiempo se ha trabajado con éxito en varios países latinoamericanos (Contero et al., 2006).

Existen diversos estudios sobre el manejo químico y natural sobre ácaros fitófagos, debido a que producen grandes afectaciones a la agricultura a nivel mundial. En México la NMX-AA-087-SCFI-2010 establece el método para la medición de un bioensayo de toxicidad aguda de un organismo dulceacuícola (*Daphnia magna straus*) en cuerpos de agua dulce, aguas residuales, industriales, municipales, efluentes agrícolas y sustancias puras o combinadas disolubles o lixiviados y la fracción solubilizable en suelos y sedimentos.

No existen suficientes métodos descritos para realizar bioensayos con ácaros, sin embargo, el “Comité de Acción Contra la Resistencia a Insecticidas” o por sus siglas en inglés IRAC establece el “Método No. 4 de susceptibilidad” (ver **Anexo 2**) para realizar bioensayos en el ácaro de los cítricos (*Panonychus citri*), la araña roja de los frutales (*Panonychus ulmi*) y el ácaro de dos puntos (*Tetranychus urticae*).

El objetivo de este comité es promover el desarrollo de estrategias de manejo de la resistencia para mantener la eficacia de los insecticidas y apoyar la agricultura sostenible, algunas compañías internacionales que siguen estos métodos son Bayer, AgBiTech, CropScience entre otros.

## **2.8 ESPECIES VEGETALES A ESTUDIAR**

### **2.8.1 HIGUERILLA (ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN)**

La Higuierilla (*Ricinus communis L.*), es una especie procedente de África tropical e India, aunque se cree que pudo haber sido nativa del Medio Oriente (Espinosa et al., 2013). El autor Robles (1980) considera que el origen es asiático específicamente de la India, por su parte el autor Purseglove (1968) indica que es originaria de África y que se encuentra de forma silvestre en el Medio Oriente, Yemen y el Norte de África.

Actualmente se encuentra ampliamente distribuida a nivel mundial ,en el continente Europeo se distribuye en los países de Austria, Bulgaria, Croacia, Gran Bretaña, Italia, España, Dinamarca, Estonia, Francia, Grecia, Hungría, Rumanía, Polonia, Portugal, Suecia, Ucrania y Escocia (DAISIE, 2014) , en Norte América en Estados Unidos ,Canadá y México (USDA-NRCS, 2014; Villaseñor et al., 2014 ), en Asia en países como China, Pakistán, Qatar, Sri Lanka ,Turquía, Camboya, el archipiélago de Chagos, India, las Maldivas, Pakistán y Tailandia (Weber et al., 2008) en África en países como Angola, Argelia, Botsuana, Egipto, Burundi, Cape Verde, República Central Africana, Chad, Gambia, Libia, Mali, Etiopía, Senegal, Gabón, Guinea, Rwanda y Somalia (Govaerts, 2014). En Centro América y el Caribe en las Bahamas, Belice, Costa Rica, Haití, Aruba, Bahamas, Barbados, Isla Bonaire, las Islas Británicas Vírgenes, Isla Caimanes, Cuba, Curacao, Salvador, Nicaragua, Panamá, Dominica, Guadalupe, Martinica, Montserrat, Santa Lucía, San Vicente, las Granadinas y Puerto Rico (Acevedo- Rodríguez, 2012 ; Govaerts, 2014; Oviedo prieto et al., 2012; Brome et al., 2007). En Sudamérica en Argentina, Brasil, Chile, Ecuador y Paraguay (I3N-Argentina, 2014; I3N-Brasil, 2014; IABIN, 2014) llegando hasta el continente de Oceanía en países como Australia, Fiji, la Polinesia Francesa, Guam, Islas Marshall, Nueva Caledonia, Nueva Zelanda, Samoa, Tonga, Vanuatu, Islas Salomón, Palad, Samoa, Isla Norfolk y Papua Nueva Guinea (PIER, 2014).

En México se registra en Chiapas, Chihuahua, Coahuila, Colima, Distrito Federal, Guanajuato, Guerrero, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Oaxaca, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Tlaxcala, Veracruz, Yucatán y Quintana Roo (CONABIO, 2009).

## DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA:

De acuerdo al autor Sánchez (2006) su ubicación taxonómica es la siguiente.

**Reino:** *Plantae*

**Subreino:** *Traqueobionta*

**División:** *Magnoliophyta*

**Clase:** *Magnoliopsida*

**Subclase:** *Rosidae*

**Orden:** *Malpighiales*

**Familia:** *Euphorbiaceae*

**Género:** *Ricinus*

**Especie:** *communis*

Algunos de sus nombres comunes son: Palmacristi, ricino, higerilla, higuera del diablo Higerilla, higerilla del diablo, palma cristi o ricino (Martínez, 1979). Se presenta en la **Figura 2.8.1** una fotografía de la Higerilla encontrada en la zona urbana de Chetumal, Quintana Roo.



**Figura 2.8.1** *Ricinus communis mayor* ubicado en terreno baldío de la Av. Universidad de la cd. Chetumal, Quintana Roo.

### 2.8.1.1 FAMILIA Y ESPECIES

La familia *Euphorbiaceae* es una de las más grandes en México, pues cuenta con 782 especies conocidas, ubicadas en 43 géneros. La mayoría de las especies son endémicas y el país representa un centro de diversidad para muchos géneros. A pesar de su gran importancia tanto sistemática como florística, el conocimiento de las *Euphorbiaceae* en México es aún sumamente pobre (Steinmann, 2002).

Correal et al (1992) indican que los géneros más importantes son: *Euphorbia* (1000 especies), *Crotón* (500-600 especies) y *Phyllanthus* (400 especies), existe una gran diversidad en su hábito de crecimiento desde altos árboles forestales hasta lianas, incluyendo hierbas anuales y perennes, arbustos, suculentas geófilas y plantas acuáticas flotadoras, todos los taxones presentan flores unisexuales y su polinización se realiza por medio de agentes como insectos, pájaros, viento, murciélagos y mamíferos no voladores.

*Ricinus Communis* (castor bean o higuerrilla) es una planta herbácea grande o semi arbolado perteneciente a la familia *Euphorbiaceae*, crece en climas templados y es considerada una maleza nociva. La CONABIO (2009) indica que en México es considerada una planta exótica e invasiva, suele acompañar a las carreteras y es dominante en terrenos abandonados.

La autora Meneses (2012) menciona que existe una extensa variedad y especies de Higuerrilla que varía por el color, tamaño, tallos, racimos, semillas y serosidad de los peciolos. A continuación, se describen algunas de ellas.

- ***Ricinus communis mayor*** o Ricino grande: El más común, sus hojas son grandes de color verde glauco, sus frutos son numerosos, indehiscentes y casi esféricos, su aceite es el que más se utiliza en la industria.
- ***Ricinus communis minor***: Es pequeño y muy ramificada desde la base, es dehiscente y madura bien.

- ***Ricinus communis sanguineus*** o ricino sanguíneo. Los frutos y tallos son de un color rojo intenso, sus semillas son grandes de color pardo claro y con manchas oscuras, crece en regiones frías y se cultiva de manera ornamental (ver **Figura 2.8.2**).
- ***Ricinus communis viridis*** o ricino viridis: sus peciolos y tallos son de color verde claro con un tinte rosa, sus semillas son pequeñas y grisáceas manchadas de pardo, crece lentamente y se adapta a regiones templadas con lluvias.
- ***Ricinus communis inermiso*** o ricino enérme: es pequeño los tallos y hojas jóvenes presentan un color rojizo que al madurar se tornan de color verde, los frutos no tienen espinas, sus semillas son de color castaño.
- ***Ricinus communis zanzibarensis*** o ricino zanzibar: Crece en climas tropicales, sus tallos son rojizos y sus hojas grandes, es lento en su fructificación, sus semillas son grandes y solo tiene valor como planta ornamental



**Figura 2.8.2.** *Ricinus Communis sanguineus* utilizado como planta ornamental en una casa de Chetumal, Quintana Roo fuente: propia.

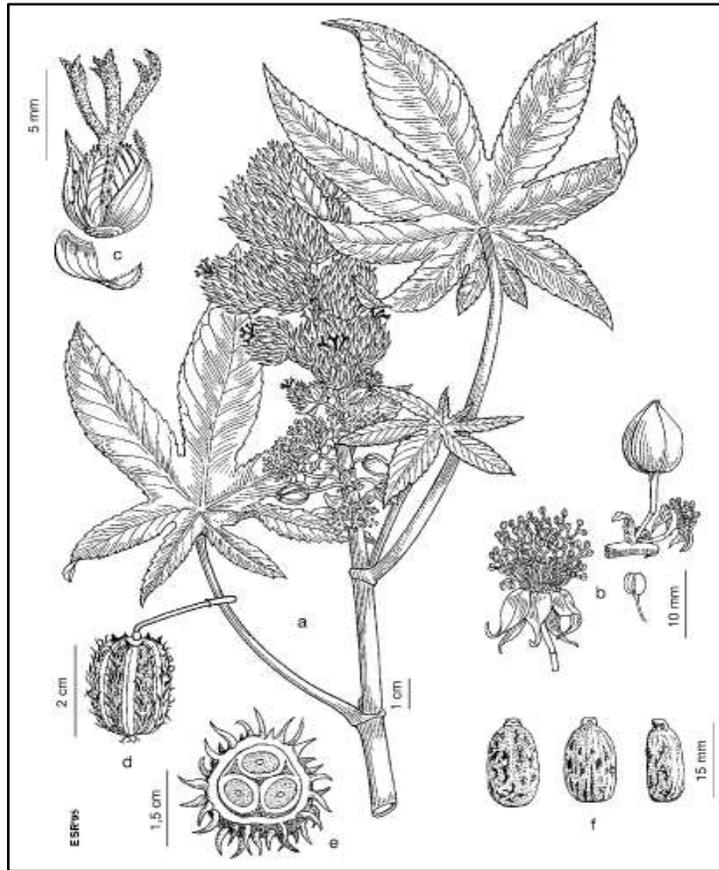
### 2.8.1.2 DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA

Es una planta monoica, herbácea, perenne o anual, varia en el color del follaje, tallo, tamaño de la semilla, y contenido de aceite, pueden ser plantas enanas, pero a menudo se desarrollan como arboles de hasta de más de 7 metros de altura (Weiss, 1983; Rzedowski, 2011). A continuación, se presenta una figura con las características morfológicas de *R. Communis*. En la **Figura 2.8.3** se muestra la anatomía de la higuera, donde se detallan cada una de sus partes, y a continuación se hace una descripción en la **Tabla 2.5** de cada una de ellas.

**Tabla 2.5** Características morfológicas de *R. Communis*. Adaptado de Rzedowski (2001).

Morfología	Descripción
Hojas	Son alternas, largamente pecioladas, peltadas y palmatilobadas de 10 a 60 cm de diámetro, borde irregularmente dentado-glanduloso, apreciadas por su uso medicinal.
Tallo	El rabillo que une la lámina de la hoja al tallo es tan largo o más largo que la lámina, ésta es casi orbicular, de 10 a 60 cm de diámetro, profundamente palmatilobada.
Flores	Flores masculinas en la parte inferior de la inflorescencia de 6 a 12 mm de largo, con 3 a 5 valvas en la floración; flores femeninas en la parte superior de la inflorescencia de 4 a 8 mm de largo, ovarios cubiertos por largos tubérculos blandos, densamente equinada.
Frutos y semillas	Las semillas son cápsulas subglobosas que miden entre 1.5 a 2.5 cm de largo, generalmente equinados. Frutos elipsoides algo aplanados de 10 a 17 mm de largo, lisos y brillantes frecuentemente jaspeadas de café y gris, conspicuamente carunculadas.

En México es esporádica y crece cerca de lugares habitados, crece en mayor cantidad en zonas cálidas; en la península de Yucatán es común encontrarla con un color verde oscuro.



**Figura 2.8.3.** Morfología *Ricinus Communis* a) rama con hojas e inflorescencias y hojas; b) botón floral y flor masculina con detalle de un estambre; c) flor femenina; d) fruto; e) sección transversal del fruto; f) semilla. Fuente: Talavera & Castroviejo (2000).

### 2.8.1.3 USOS

La baja competencia de la higuierilla con los cultivos alimenticios y su fácil adaptación en tierras marginales la hacen una buena candidata para usarse como cultivo de alternativa; sí se maneja correctamente puede resultar útil en el abastecimiento de aceite, ya que el principal producto del cultivo de higuierilla es el grano o la semilla ya que de ahí se extrae el aceite de castor o ricino (Jiménez-Ocampo et al., 2016). La CONABIO (2009) indica que sus tallos pueden ser utilizados para la fabricación de papel.

El aceite de higuierilla no es comestible, pero presenta en su estructura grupos hidroxilos y enlaces dobles que lo hacen adecuado para reacciones químicas, por lo que es ampliamente utilizado como materia prima en la industria química (Ogunniyi, 2006). El aceite de ricino tiene diversas aplicaciones en la industria química, cosmética, farmacéutica,

aeronáutica y energética en donde sobresale el procesamiento de textiles, la fabricación de labiales, tónicos capilares, shampoos anticaspa, brillos, emulsificantes, desodorantes, ceras, laxantes, purgantes, lubricantes, materiales plásticos, impermeabilizantes, fluidos hidráulicos, jabones, revestimientos protectores (barnices), fertilizantes entre muchos más (Mendoza et al., 1985; córdoba, 2012).

El autor Jaramillo et al (2007) explica que el aceite de higuierilla es una fuente alternativa renovable en el sector de los plásticos; el cual actualmente sufre una crisis con respecto a la escasez de los hidrocarburos y con ello de los polímeros tradicionales, este aceite puede ser utilizado como materia prima hidrocarbonada para obtener polímeros, como poliamidas, resinas epóxicas, poliuretano, entre otros.

Actualmente se está impulsando la investigación mundial hacia los combustibles de origen vegetal (biodiesel) que ofrecen una mejor alternativa para sustituir al diésel derivado del petróleo, ya que existen un alto consumo de energía primaria y de contaminación atmosférica por parte del sector transporte (Benavides et al., 2007).

Pérez et al (2009) realizaron en Veracruz, México, una investigación sobre la viabilidad de ciertas especies vegetales y su uso como biocombustibles, en donde evaluaron 57 muestras de 7 especies vegetales locales en donde destacaron ocho de higuierilla, cuatro de piñón tropical, una de aguacate y otra de nopal, lo que indica que se puede tener éxito en la producción de combustibles en estas regiones de México, sin competir con los sistemas agrarios diversificados.

El autor Pérez (2012) explica que tanto las hojas como el aceite se usan como repelente en plantas de ornato y productos almacenados, contra moscas, zancudos, hongos, nematodos, ácaros y algunos unos insectos, además la higuierilla es planta huésped de insectos benéficos.

En América Latina y el Caribe la medicina tradicional representa una opción muy importante ante la atención de salud en los diferentes países, la higuierilla es utilizada para

distintos males. Mejía et al (2000) describen que en la Amazonia peruana las semillas son utilizadas para la parasitosis intestinal, las semillas son descascaradas, tostadas y trituradas, después se hierven, se decantan en aceite del que se toma una copita de 20 ml en ayunas.

Los autores Argueta et al (1994) explican que las hojas se aplican con grasa de chivo o borrego en pies, espalda y estómago para tratar la bilis, las hojas frescas se colocan en el estómago para dolores de parto, con aceites sirven para la tos, molidas se ponen sobre el abdomen para problemas digestivos, fritas con una mezcla de distintas hierbas se utilizan para tratar el acné o leves heridas en la piel, cocidas se da a beber cuando hay dolores de hígado y en recién nacidos con cabezas deformes se frota junto con aceite de cocina.

En varias entidades de México esta planta ha sido utilizada durante muchos años debido a sus componentes y sustancias para el tratamiento de verrugas, callos, lunares, endurecimiento de órganos abdominales, abscesos, tumores, dolor en glándulas mamarias, purgante, para contrarrestar la irritación de los piquetes de escorpión y para el envenenamiento con pescado, de igual manera representa una fuente de ingresos para algunas áreas marginadas que colectan las semillas para comercializarlas con las industrias (Jiménez-Ocampo, 2016).

En Veracruz la organización de parteras y médicos indígenas tradicionales “Nahuatlxihiuitl”, utilizan esta planta en afecciones respiratorias como anginas, dolor de pecho, calmar el vómito y la diarrea (Ghen-Heredia et al., 2011). Para bajar la calentura en Quintana Roo se aplica una cataplasma de café (*coffea arábica*) y sebo de res sobre las hojas y se colocan sobre las palmas del enfermo (Argueta, 1994).

La torta de higerilla es un excelente abono por el alto contenido de nutrientes, superior al de la torta de algodón y al abono fresco de establo. Su composición es de 1.91% de nitrógeno, 0.28% de fósforo, 3.02% de potasio, 33.8% de proteína cruda. Puede utilizarse como fertilizante y se considera especialmente buena para cultivos de período corto, pierde su toxicidad 2 o 3 semanas después de aplicada y se le atribuyen propiedades insecticidas (Meneses, 2012). En algunos lugares se utilizan las hojas como forraje para bovinos en

épocas de mayor escasez y se aprovechan los tallos secos como leña en los hogares (Espinosa et al., 2013).

#### 2.8.1.4 ACTIVIDAD BIOLÓGICA

Las semillas son muy tóxicas ya que presentan una albumina llamada ricina y es una de las toxinas biológicas más potentes que se conocen (ver **Figura 2.8.4**) estas semillas contienen alrededor de 50% de aceite de ricino que se obtiene por el prensado y calentado de las semillas para destruir la ricina que se encuentra dentro de la pulpa de la semilla (pita et al., 2004).



**Figura 2.8.4** Colecta de semillas de *Ricinus Communis*. Fuente: Martínez (2013).

El autor Martí (2007) indica que la ricina es una de las toxinas más potentes que existe y afecta tanto a animales, insectos como seres humanos; basta tan solo un miligramo para matar a una persona adulta, entre los síntomas de envenenamiento se encuentran el dolor abdominal, vómitos y diarrea sanguinolenta que producen una severa deshidratación e hipotensión por lo que se dice que la toxina podría utilizarse como arma biológica.

La ricina puede encontrarse en todas las partes de la planta y es un insecticida bastante fuerte; también se han encontrado otros compuestos como ácidos grasos, flavonoides y saponinas que exhiben efectos nocivos sobre bacterias, virus, hongos, invertebrados y

animales superiores, aparentemente brindando a la planta algún tipo de protección en un ambiente hostil (Hussein et al., 2015).

La **Tabla 2.6** que se presenta a continuación indica los tipos de metabolitos presentes en las distintas partes de esta planta y además se describe su actividad biológica sobre insectos.

**Tabla 2.6** Moléculas presentes en distintas partes de la higuera con actividad biológica sobre insectos (Pacheco, 2009).

<b>Molécula (metabolitos secundarios)</b>	<b>Actividad biológica</b>	<b>Parte de la planta</b>
Ácido clorogénico	Actúa sobre la hormona juvenil repelente	Toda la planta
Ácido elágico	Actúa sobre la hormona juvenil	Hoja
Ácido ferúlico	Repelente	Hoja
Ácido linoleico	Repelente	Semilla
Ácido Oleico	Repelente	Semilla
Beta-amirina	Mosquicida	Hoja
Ácido cianhídrico	Insecticida	Semilla
Isoquercitrina	Atrayente	Hoja
Kaemperol	Insecticida, ovicida y disuasor de la oviposición.	Toda la planta
Quercetina	Ovicida y disuasor de la oviposición, larvaestático e Insecticida	Toda la planta
Quercitrina	Atrayente	Hoja
Ricina	Insecticida	Semilla
Ricinina	Insecticida	Hoja
Rutina	Actúa sobre la hormona juvenil, estimulante de la oviposición, larvaestático insecticida atrayente	Hoja

## 2.8.2 NONI (ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN)

El noni es el nombre Hawaiano que recibe la fruta de *Morinda citrifolia* L. (*Rubiaceae*). El noni es originario de la región comprendida desde el sureste asiático hasta Australia y se cultiva en Polinesia, India, el Caribe, México, América Central y la parte sur de América del Sur.

El autor Jiménez (2004) explica que esta especie posee la característica de reproducirse y sobrevivir en condiciones adversas y climas extremos ya que puede crecer en suelo volcánico rico en cenizas, clima húmedo o templado de las islas tropicales, se tiene conocimiento que puede crecer en las zonas costeras, por lo que sus frutos pueden encontrarse con relativa facilidad. En la **Figura 2.8.5** podemos observar la facilidad con la que esta planta puede desarrollarse en ambientes de difícil desarrollo para las plantas.



**Figura 2.8.5.** Noni creciendo en una grieta de una roca de lava en un área seca de Kona, Hawái. Fuente: Nelson (2006).

*M. citrifolia* es nativa de Asia tropical y subtropical y Australia y ahora tiene una distribución pantropical (Govaerts, 2017) que se produce aproximadamente entre las latitudes 19° N y S. La distribución del Indo-Pacífico incluye la Polinesia Oriental (Hawái, las Islas Line, Marquesas, Islas de la Sociedad, Austriacos, Tuamotus, Pitcairn y las Islas Cook), Melanesia (Fiji, Vanuatu, Nueva Guinea, Nueva Caledonia y las Islas Salomón),

Polinesia occidental (por ejemplo, Samoa, Tonga, Niue, Uvea / Futuna, Rotuma y Tuvalu) y Micronesia (Pohnpei, Guam, Chuuk, Palau, las Islas Marshall y las Islas Marianas del Norte), Indonesia, Australia y el sudeste asiático. La especie también se ha naturalizado en las costas abiertas de América Central y del Sur (de México a Panamá, Venezuela y Surinam) y en muchas islas de las Indias Occidentales, las Bahamas, las Bermudas, los Cayos de Florida y partes de África (Janick y Paull, 2008).

### **DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA:**

Su ubicación taxonómica es la siguiente de acuerdo con los autores Neyra (2006) & Rojas (2006).

**Reino:** *Plantae*

**División:** *Magnoliophyta*

**Clase:** *Magnoliopsida*

**Orden:** *Gentianales*

**Familia:** *Rubiaceae*

**Género:** *Morinda*

**Especie:** *M. citrifolia*

Algunos de sus nombres comunes son: yema de huevo, anona de playa, fruta del diablo, mora de la India, piña de puerco, gardenia hedionda, fruta de queso, noni (Neyra, 2006; Rojas, 2006).

#### 2.8.2.1 FAMILIA Y ESPECIES:

El género *Morinda* (*Rubiaceae*), que incluye la especie de *Morinda citrifolia* L., está formado por alrededor de 80 especies. Las especies más conocidas descritas por Halford y A.J. Ford (2004) son las siguientes:

- ***Morinda ammitia*:** Es una especie de planta de floración de la familia *Lepironia*. *Morinda citrifolia*. Es un árbol frutal de la familia del café, se cultiva en todo el trópico y está ampliamente naturalizada.

- ***Morinda coreia***: Árboles de hasta 15 m; con ramas jóvenes de corteza lisa, verdosa, glabra, hojas elípticas de 8.5–11.5 por 18–25.5 cm la superficie superior de la hoja es verde claro y la inferior es verdosa, glabra en ambas superficies.
- ***Morinda elliptica***: Árboles hasta 10 m; ramas jóvenes, corteza lisa, verdosa, glabra, la corteza está poco fisurada, de color pardo a gris, la hojas son elípticas, verdosas y glabras en ambas superficies.
- ***Morinda nana***. Arbustos de ramas jóvenes teretes, corteza suave, verdosa, con pelos escasos y cortos, la corteza es suave, de color pardo a gris, hojas variables, elípticas o en forma de violín verdosas, con pelos escasos y cortos en ambas superficies.
- ***Morinda pandurifolia***. Arbustos o arbustos scandent, ramas jóvenes teretes, corteza suave, verdosa, con pelos escasos y cortos, de color pardo a gris, las hojas elípticas, lanceoladas, oblongas o en forma de violín, con pelos escasos y cortos en ambas superficies.
- ***Morinda scabrida Craib***. Arbustos de hasta 1 m; Ramas jóvenes terete a subterete, corteza suave, verdosa, con pelos escasos y cortos, hojas elípticas, oblongas u obovadas, 6–12 por 17–28 cm, superficie superior de la hoja verde oscuro, con pelos escasos y cortos.
- ***Morinda talmyi***. Arbustos pequeños o arbustos; Hojas elípticas, lanceoladas, oblongas o en forma de violín, 1–3.5 por 3–11.5 cm, superficie superior de la hoja verde claro, superficie inferior de la hoja verdosa, glabra en ambas superficies;

- *Morinda tomentosa*. Árboles hasta 15 m; Ramas jóvenes teretes, de corteza lisa y verdosas, la corteza está poco fisurada, de color pardo a gris, con pelos escasos y cortos, hojas elípticas verdosas de 8–9.5cm.

### 2.8.2.2 DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA

Es un arbusto pequeño de hoja perenne que florece durante todo año, puede alcanzar una altura de entre 3 a 10 m de altura, esta especie crece generalmente al nivel del mar sin embargo puede crecer hasta los 400 m, sin embargo, prefiere zonas costeras (Halford, 2004; Ulloa et al., 2012).

En la **Figura 2.8.6** se exhibe la anatomía del Noni y seguido en la **tabla 2.8.6** se realiza una descripción detallada sobre la morfología de esta especie vegetal.



**Figura 2.8.6.** *Morinda citrifolia*, hábitos (1 & 10), Inflorescencia (2) Flor(3), corola abierta y cerrada (4 & 5) , estambre(6), pistilo(7) ovario (8 & 9) múltiples frutos (11), semillas (12). Fuente: Peter & Peter (2018)

**Tabla 2.7.** Morfología de *Morinda citrifolia* (Halford, 2004; Ulloa et al., 2012).

<b>Morfología</b>	<b>Descripción</b>
Hojas	Abundantes hojas anchas elípticas (5-17 cm de largo, 10 a 40 cm de ancho) margen entero o menos ondulado; ápice agudo; superficie superior de la hoja verde brillante, superficie inferior de la hoja verde pálido, glabra en ambas superficies.
Flores	Flores aromáticas dispuestas en cabezuelas globosas, con el cáliz truncado y la corola tubular de color blanco de 5-6- merosas, fragantes, bisexuales, con pelos largos o vellosos en la parte superior, estambres incluidos en el tubo de la corola o inmediatamente debajo de la garganta de la corola.
Frutos	Se producen durante todo el año despidiendo un olor a rancio semejante al ácido butírico y que pueden llegar medir hasta 12 cm (3-10 cm largo, 3-6 cm de ancho) ovales, colores variados de verde amarillo hasta casi blanco y con una cascara cubierta de pequeñas protuberancias con 4 semillas dentro, su pulpa es jugosa y amarga.
Semillas	Semilla cóncava-convexa u ovoide, 4-5 por 8-11 mm, con una hendidura en la parte inferior, testa rugosa.

### 2.8.2.3 USOS

La fruta de noni es famosa por sus características beneficiosas para la salud. Según el autor McClatchey (2002) el noni cuenta con elementos importantes para la alimentación humana como la fibra, proteína, hierro, vitamina c y puede ayudar a mejorar condiciones como la diabetes o hipoglucemia, colesterol calambres menstruales, presión sanguínea alta o baja, gota y artritis.

Los polinesios la han usado durante más de 2000 años con propósitos alimenticios y medicinales, es recomendada para prevenir y curar diversas enfermedades principalmente se usa para estimular el sistema inmune y de esa forma combatir bacterias, virus, parásitos e infecciones fúngicas, así como para prevenir la formación y proliferación de tumores,

incluyendo algunos de tipo maligno, algunos estudios reportan el alivio de diabetes y gastritis. En Occidente se comercializa como suplemento dietario y pese a su intenso olor se consume en situaciones de hambruna en varias islas del pacifico ya sea crudo o cocido , al sur de México se utiliza para controlar los niveles de glucosa en la sangre de igual manera las semillas se emplean tostadas y de la raíz y corteza se extraen tintes de distintos colores como el amarillo, púrpura y rojo (Elkins, 1998; Salomon, 1998).

#### 2.8.2.4 ACTIVIDAD BIOLÓGICA

*Morinda citrifolia* ha manifestado efectos antimicrobianos, antioxidantes, anticancerígenos y antiinflamatorios, existen estudios que indican que inhibe el crecimiento de ciertas bacterias como *Bacillus subtilis*, *Staphylococcus aureus*, *Salmonella*, entre otros, y se estima que puede ser debido a ciertos compuestos fenólicos como la acubina, alizarina, y otras antraquinonas ( Atkison, 1956; Wang et al., 2002; ChangBlanco et al., 2006).

A continuación, se presenta en la **Tabla 2.8** los metabolitos secundarios encontrados en un estudio fisicoquímico por cromatografía de capa delgada en *Morinda citrifolia*.

**Tabla 2.8.** Metabolitos secundarios, resultados del estudio fisicoquímico por cromatografía de capa delgada (García et al., 2009).

Compuestos	<i>M. citrifolia</i>
Terpenos	Sí
Flavonoides	Sí
Glicósidos terpenoides	No
Aminas y aminoácidos	Sí
Azúcar y oligosacáridos	Sí
Alcaloides	No
Compuestos antraquinónicos	Sí
Coumarinas	No

### 2.8.3 BUGAMBILIA (ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN)

La Bugambilia (*Bougainvillea glabra Choisy*) es nativa de Sudamérica, el nombre proviene de Louis Antonie de Bougainville un navegador francés y comandante militar quien fue el primer europeo en tomar nota de la planta en Brasil en el año de 1768 (Nichat, 2018).

La especie *Bougainvillea glabra Choisy* fue identificada por primera vez por el botánico suizo Jacques Denys Choisy en 1850. Son nativas de las regiones tropicales y subtropicales de América del Sur (Brasil y Perú) y se distribuye en climas cálidos, semicálidos y templados (Chittenden, 2001). Esta especie cuenta con distintas variedades, entre las que se encuentran: la morada, la sorpresa (brácteas bicolors), la dorada, la blanca y la Variegata, entre otras (Cabrera et al., 2006).

#### **UBICACIÓN TAXONOMICA:**

A continuación, se menciona su ubicación taxonómica de acuerdo al autor Cabrera et al (2006).

**Reino:** *Plantae*

**Subreino:** *Tracheobionta*

**División:** *Magnoliophyta*

**Clase:** *Magnoliop*

**Subclase:** *Caryophyllidae*

**Orden:** *Caryophyllales*

**Familia:** *Nyctaginaceae*

**Género:** *Bougainvillea*

**Especie:** *Bougainvillea Glabra Choisy*

Nombre común o vulgar: Buganvilla, Bugambilia, Santa Rita, Veranera, Trinitaria, Veraneras, flor de papel, enredadera de papel, buganvilia, buganvil, santarrita, camelina (Cabrera et al., 2006).

La **Figura 2.8.7** representa un ejemplo de una bugambilia color magenta ubicada en la Universidad de Quintana Roo.



**Figura 2.8.7.** *Bougainvillea glabra choisy* color magenta ubicada en los jardines de la Universidad de Quintana Roo.

#### 2.8.3.1 FAMILIA Y ESPECIES

El género *Bougainvillea* pertenece a la familia de plantas *Nyctaginaceae* que cuenta con 14 especies de las cuales tres son importantes para la horticultura: *B. spectabilis*, *Glabra* y *B. peruviana*; también existen muchos cruces entre las diversas especies que han producido nuevas especies híbridas (Sahu & Saxena, 2012). A continuación, se describen los géneros e híbridos de bugambilias según los autores Kobayashi et al (2007).

***B. Glabra:*** Fue identificada por primera vez por el botánico suizo Jacques Denys Choisy en 1850. Sus hojas son elípticas verdes o variadas, son glabras (lisas, sin pelo), sus brácteas son generalmente triangulares y pueden ser de color de color púrpura, malva, manganeta entre otros, sus flores son pequeñas de color crema y posee pequeñas espinas en las puntas.

***B. spectabilis:*** Este fue el primer miembro del género identificado en Brasil en 1798; esta especie se caracteriza por sus hojas y tallos peludos, las hojas son grandes y ovaladas, con ondulaciones a lo largo de los bordes y pelos en la parte inferior, las brácteas son rojas,

rosa oscuro o púrpura, mientras que las flores pequeñas son de color crema. Sus espinas son grandes y pueden ser curvas.

**B. peruviana:** Fue identificado por primera vez por el alemán Alexander von Humboldt en 1810, esta especie se caracteriza por su corteza verde, las hojas largas y delgadas son fuertemente ovadas y glabras, las brácteas redondeadas son de color magenta a rosa y pueden presentar cierta distorsión o arrugas, y las flores son amarillas.

### **Híbridos de Bugambilias:**

Entre los híbridos de bugambilias el más común es *B. glabra x B peruviana*, fue descubierto por la Sr. R. Butt, sus hojas son grandes y ovadas en forma de corazón con un ligero vello en los lados superior e inferior, las brácteas son redondas, rojas o rosas oscuro, las espinas cortas y rectas y las flores pequeñas. En la **Figura 2.8.8** podemos observar algunos de los diferentes tipos de colores que hay.

- ***Bougainvillea x spectoperuviana:*** Otro híbrido común, sus hojas son grandes de color verde oscuro, no presentan pelos, sus brácteas son de color rojo cobrizo y a medida que envejecen cambian a varios tonos de magenta o rosa, las espinas son rectas y las flores de color crema, generalmente es grande.

- ***Bougainvillea x spectoglabra:*** La última de las bugambilias híbridas comunes, sus hojas son de color verde oscuro, con brácteas de color púrpura o malva, sus espinas son numerosas y curvas, las flores pequeñas y blancas, el hábito de crecimiento es ramificado y espeso, florece varias veces al año.



**Figura 2.8.8.** Distintos colores del género *Bougainvillea* encontrados en la zona urbana de la Ciudad de Chetumal Q. Roo. Fuente: Propia.

### 2.8.3.2 DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA

Planta tropical o subtropical perenne, arbustiva y trepadora, que posee ramificaciones con varios troncos o tallos aglomerados provistos de espinas que le ayudan a trepar sobre distintas estructuras, tiene un hábito de plantas redondas con una altura de hasta doce metros. (Kobayashi et al., 2017; Cabrera et al., 2006). La **Figura 2.8.9** representa con una imagen la morfología de la bugambilia.



**Figura 2.8.9.** *Bougainvillea glabra* Choisy a) Ramo, b) Flor fecundada, c) estambre. Fuente: Marchioretto et al (2011).

La **Tabla 2.9** describe de manera detallada las características morfológicas de cada parte de la planta de bugambilia.

**Tabla 2.9** Características morfológicas de *B. glabra choisy* (Kobayashi et al., 2017; Cabrera et al., 2006)

<b>Morfología:</b>	<b>Descripción:</b>
Hojas	Las hojas son simples, alternas, con un margen de hoja ondulado, ápice agudo, glabras (lisas, sin pelo), o con pubescencia esparcida (presencia de pelos pequeños), pueden llegar a medir de 2-4 pulgadas; de color verde brillante a profundo, el envés suele ser más pálido y algunos cultivares tiene un follaje abigarrado.
Tallo	Los tallos son ramificados y pueden estar provistos o no de espinas (lisos o pubescentes). A lo largo del tiempo cambian de color de verde medio a verde marrón opaco y llegan a alcanzar una longitud de 20 m de altura.
Flores e inflorescencia	Sus “flores” poseen distintos colores como el magenta, rosa, blanco, rojo, amarillo, naranja etc. son en realidad brácteas u hojas modificadas de ½ -2 pulgadas que se adhieren a las verdaderas flores a la mitad de la costilla; las flores verdaderas son pequeñas (24 mm), hermafroditas rara vez unisexuales, amarillas o blancas, tubulares y generalmente se encuentran solitarias y en grupos de tres rodeadas de seis brácteas.
Frutos	La fruta mide menos de ½ pulgada de largo, es discreta, no llamativa y tiene una cubierta de fruta seca y dura.

### 2.8.3.3 USOS

La bugambilia atrae mucha atención por todas partes del mundo por su carácter ornamental, medicinal y comercial, en la India muchos institutos nacionales de investigación han llevado a cabo varias investigaciones para el desarrollo de diferentes variedades y como resultado se han desarrollado un gran número de nuevos cultivares en India (Nichat, 2018).

El uso principal de estas plantas es ornamental (ver **Figura 2.8.11**) ya que cuentan con una gran diversidad de colorido debido a las brácteas y a los contrastes con las hojas

(Cabrera et al., 2006). Se utilizan como arbustos ornamentales ya que proporciona barreras y revestimientos para grandes áreas (Kobayashi et al., 2017).

En México se utiliza para tratar distintas afecciones; la parte que más se utiliza de la planta son las brácteas de la cual se elaboran jarabes e infusiones que se ingieren para aliviar el ronquido y dolores de pulmón, en pocos casos también se hace mención de su empleo para tratar alferecía de niños, ahogamiento, dolor de estómago, barros, mal de orín, tos ferina y para realizar limpieas (Argueta et al., 1994).



**Figura 2.8.11.** Uso ornamental de la bugambilia en la pared de un domicilio en la zona urbana de Chetumal, Quintana Roo. Fuente: propia .

#### 2.8.3.4 ACTIVIDAD BIOLÓGICA

En *B. glabra* se ha reportado la presencia de compuestos como: alcaloides, saponinas, flavonoides, betacianinas (Susanne et al., 1999); taninos, compuestos fenólicos (Gupta et al., 2009); azúcares reducidos, glicósidos cardiotónicos, terpenos y fenoles (Rani et al., 2012). Hussein (2014), aisló e identificó cinco flavonoides conocidos del extracto metanólico de hoja de *Bougainvillea glabra*: vitexina, isovitexina, crisoeriol, apigenina y luteolina; e identificó un nuevo flavonoide: luteolina. Rani et al (2012), indicaron que en las hojas de *B. glabra* se encuentran presentes: taninos, flavonoides, saponinas, esteroides, terpenoides y glicósidos cardiotónicos.

Sharma y Singh (2008) indican que *B. Glabra* es toxica para adultos jejenes o moscas de la arena (*Phlebotomus argentipes*) los cuales son vectores de una infección que afecta a los seres humanos llamada leishmaniosis.

Kalirajan et al (2012) realizaron una investigación sobre el extracto acuoso de brácteas de *B. Glabra* en donde explican que a una concentración de 100% provoca la muerte del 80% del gorgojo del arroz (*Shitophilus Oryzae*), mientras que concentraciones menores de 40% y 50% provocan la muerte del 25% y 60% respectivamente.

Medeiros et al (2005) reportaron que el extracto acuoso *B. Glabra* posee un 95% de efecto sobre la ovoposición de la palomilla dorso de diamante o polilla de la col (*Plutella xylostella*) sobre hojas de col. Los autores Haq et al (2005) estudiaron hojas frescas de *B. glabra* y concluyen en que ayudan en el control de la infestacion del escarabajo rojo de la harina hasta en un 36%. Srivastava y guleria (2003) explican que el *B. glabra* tiene una actividad insecticida sobre la plaga del afido de la mostaza (*Lipaphis erysimi*) provocando el 10% de su mortalidad.

La información sobre sus metabolitos secundarios son escasos ya que no existen suficientes estudios de estos en las distintas especies de bugambilia. La **Tabla 2.11** describe algunos metabolitos que se han encontrado en *B. glabra Choisy*.

**Tabla 2.11.** Metabolitos descritos en *B. glabra choisy* (Reyes,2018)

<b>Metabolito secundario:</b>	<b>Actividad:</b>
Alcaloides	Antidiabético
Flavonoides	Antilipidémico
Saponinas	Antibacterial
Glicósidos cardiotónicos	Antimicrobial
Esteroides	Antioxidante
Compuestos fenólicos	Antioxidante
Taninos	-
Antroquinonas	Antioxidante
Fenoles	-
Terpenoides	
Betacianinas	Antioxidante

# CAPITULO III. METODOLOGÍA

## 3.1 EXTRACTOS VEGETALES

### 3.1.1 BIOMASA PARA EXTRACTOS VEGETALES

En el presente estudio se utilizaron hojas de higuera (*Ricinus communis*), noni (*Morinda citrifolia*) y bugambilia (*B. glabra choisy*), que fueron seleccionadas debido a su rápido crecimiento y su cantidad de biomasa, además de que no existen suficientes estudios acerca de sus propiedades insecticidas.

### 3.1.2 PRETRATAMIENTO FÍSICO PARA LA BIOMASA

- Las hojas se colectaron en distintos puntos de áreas verdes de la ciudad de Chetumal, Quintana Roo, la higuera se tomó la calle Av. Universidad (lote baldío), el noni se tomó de la calle Independencia esquina Zaragoza (camellón), mientras que la bugambilia se tomó dentro de la universidad de Quintana Roo, estas hojas fueron seleccionadas cuidadosamente para asegurarse de estar libres de perforaciones, insectos, manchas y/o cuerpos extraños.
- Posteriormente estas muestras se lavaron con agua corriente y fueron enjuagadas con agua destilada y se dejaron secar a temperatura ambiente bajo sombra durante una semana y media.
- Transcurrido el tiempo de secado las hojas fueron molidas con ayuda de un molino eléctrico de café y una licuadora hasta obtener un polvo fino.

Las **figuras 3.1.1, 3.1.2 y 3.1.3** representan el tratamiento que se le brindo a la biomasa para poder ser utiliza en el extracto vegetal.



**Figura 3.1.1.** Pretratamiento para higuerilla (*Ricinus communis*)



**Figura 3.1.2.** Pretratamiento para Bugambilia (*B. glabra choisy*)

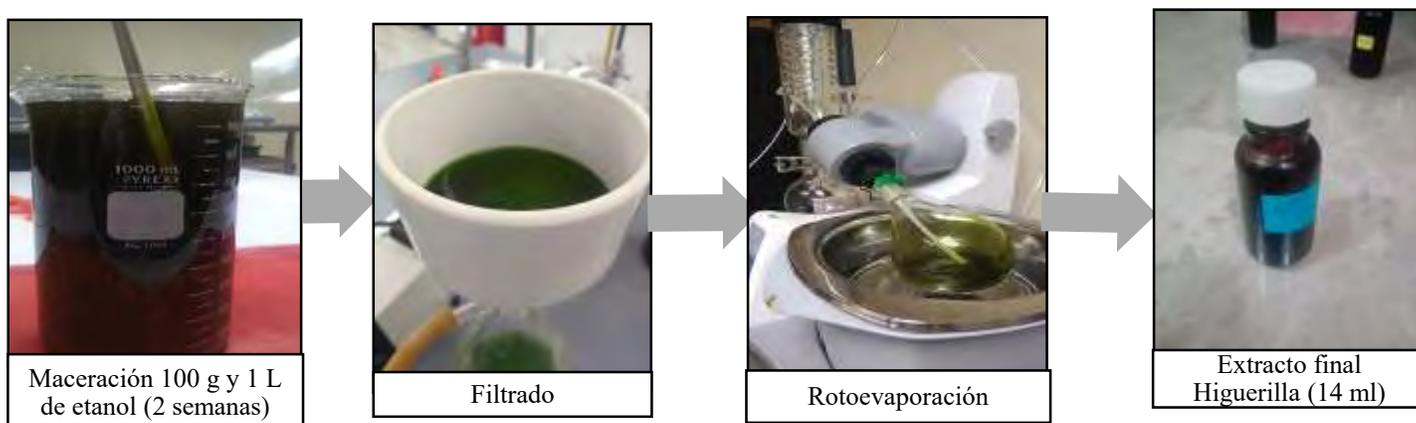


**Figura 3.1.3.** Pretratamiento para noni (*Morinda citrifolia*).

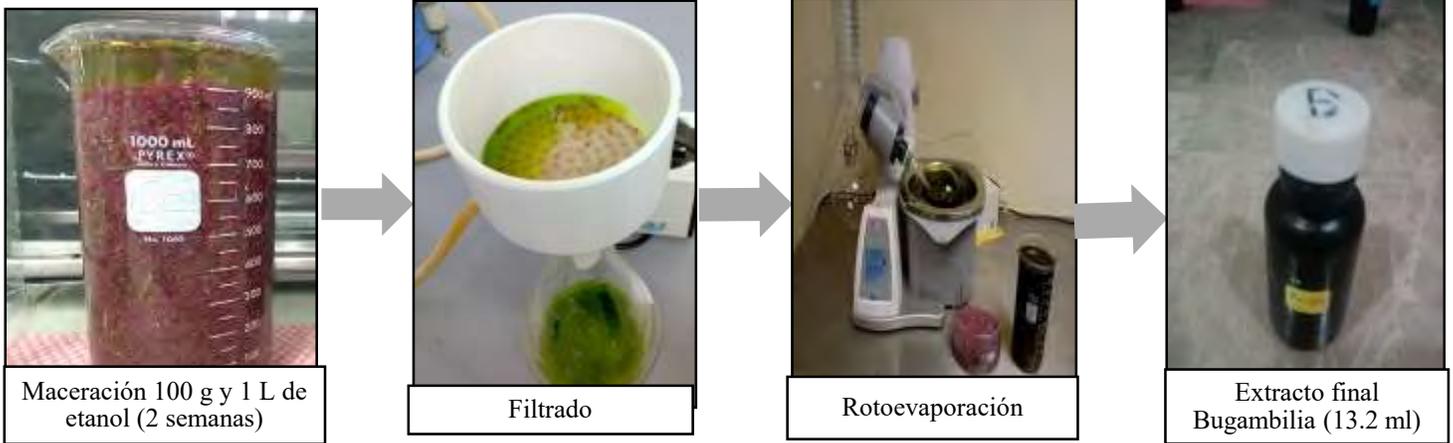
### 3.1.3 OBTENCIÓN DE LOS EXTRACTOS ETANOLICOS VEGETALES

- Se seleccionó una porción de 100 g de planta molida y se agregó a un matraz de Erlenmeyer (1 L) al cual se le adicionó 1 L de etanol (96%) hasta el aforo y se dejó macerar durante dos semanas en un lugar protegido de la luz.
- Al terminar la maceración, la solución se filtró al vacío con papel Whatman N° 4 y se evaporó el disolvente con ayuda de un rotavapor a 50°C y 100 RPM hasta obtener el extracto final.
- Se obtuvieron los extractos etanólicos vegetales los cuales se conservaron en un frasco esterilizado de color ámbar y se mantuvieron en refrigeración hasta llevar a cabo los bioensayos.

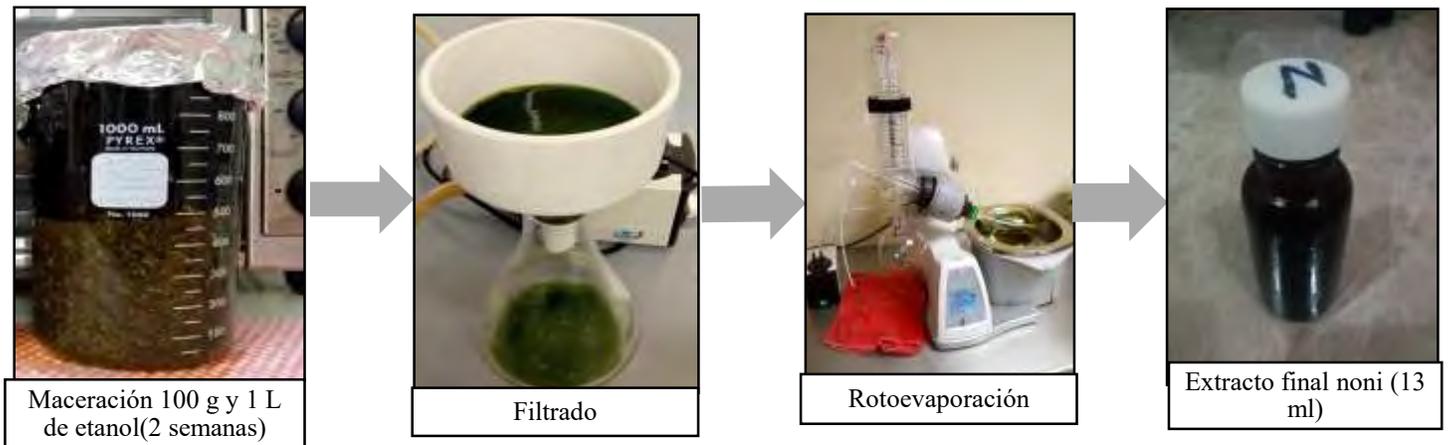
En las **figuras 3.1.4, 3.1.5 y 3.1.6** que se muestran a continuación representan de manera fotográfica un diagrama del proceso de extracción de los metabolitos secundarios para cada uno de los extractos.



**Figura 3.1.4.** Proceso para la obtención de extracto etanólico vegetal de Higuierilla.



**Figura 3.1.5.** Proceso para la obtención de extracto etanólico vegetal de bugambilia.



**Figura 3.1.6.** Obtención de extracto etanólico vegetal de noni.

## 3.2 PROCESO PREVIO A LA ELABORACIÓN DE BIOENSAYOS

Todas las pruebas se hicieron en el Laboratorio de Biotecnología del Taller de Ingenierías en la Universidad de Quintana Roo. Este proceso comenzó inmediatamente después de cosechar el material vegetal en campo.

### 3.2.1 EQUIPO Y MATERIALES

- 12 cajas de Petri (9 cm de diámetro)
- 100 g de algodón absorbente
- 18 foliolos sanos de palma de coco
- 2 Pincel del número 000
- 1 L de agua destilada
- Microscopio estereoscópico
- Lupa
- Termómetro
- 12 placas de acrílico de 5x5 cm con orificio de 2.5 cm en el centro.
- 1 L de etanol (96%)

### 3.2.2 PREPARACIÓN DE LAS SOLUCIONES

Para la preparación de las soluciones se utilizó el extracto etanólico de cada una de las tres especies vegetales y agua destilada. Se emplearon pipetas de 1 ml y las concentraciones fueron 2.5, 5 y 10% con un volumen de solución de 1 ml (ver **Tabla 3.1**). Las soluciones fueron vertidas en crisoles ya que debido a su forma otorgan una facilidad para sumergir los foliolos y lograr una buena humectación sobre estos.

**Tabla 3.1.** Cantidades requeridas para la preparación de las soluciones del bioensayo

Concentraciones	Preparación
2.5%	0.025 ml de extracto + 0.975 ml de agua destilada
5%	0.050 ml de extracto + 0.950 ml de agua destilada
10%	0.10 ml de extracto + 0.900 ml de agua destilada

Las figuras 3.2.1, 3.2.2 y 3.2.3 representan las diluciones que se realizaron por cada extracto vegetal (2.5%, 5%, 10%), se puede notar a simple vista el cambio de coloración dependiendo de la concentración.



**Figura 3.2.1.** Diluciones del extracto etanólico de bugambilia.



**Figura 3.2.2.** Diluciones del extracto etanólico de higuera.

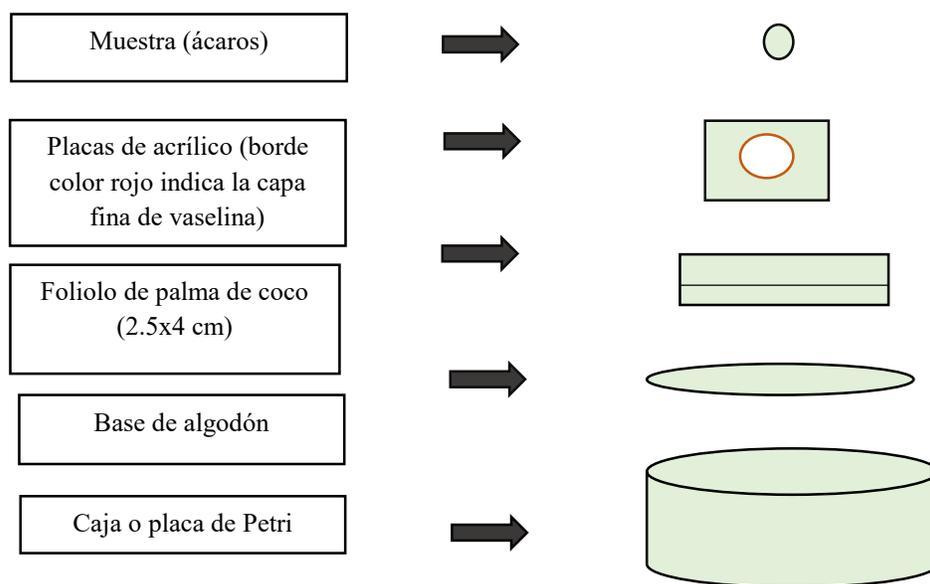


**Figura 3.2.3.** Diluciones del extracto etanólico de noni.

### 3.3 PRUEBA PRELIMINAR CON UNIDADES EXPERIMENTALES

Antes de realizar los bioensayos se realizaron pruebas preliminares para evaluar la efectividad del “método no. 4” de las series de métodos para pruebas de susceptibilidad del Comité de Acción de Resistencia a los Insecticidas y observar el comportamiento del ácaro rojo en situaciones de confinamiento, para esto se construyeron las cámaras de prueba y se sometió al ácaro a condiciones de aislamiento.

Cabe mencionar que durante esta prueba no se utilizó ningún extracto vegetal y sólo se mantuvo el algodón humedecido con agua destilada; sin embargo durante la aplicación de este método se tuvieron que hacer adecuaciones debido a que se observó que los ácaros escapaban del espacio del foliolo delimitado dificultando su estudio, para resolver este problema se agregó una placa de acrílico cortada en forma cuadrada con un orificio circular en la parte de en medio la cual se agregaba sobre el foliolo de palma de igual manera se recurrió a utilizar la recomendación emitida por la doctora María Magdalena Vázquez González la cual consistió en aplicar una capa fina de vaselina en el borde estas placas para evitar su escape (comunicación personal, 2019) (ver **Figura 3.3.1**), adicionalmente se procuró realizar las pruebas a una temperatura en la que el ácaro se desarrollara con normalidad.



**Figura 3.3.1.** Representación del método del IRAC No. 4 modificado. Fuente: elaboración propia.

### 3.3.1 COLECTA Y PREPARACIÓN DEL MATERIAL VEGETAL PARA UNIDADES EXPERIMENTALES

Para este experimento fue necesario emplear folíolos completamente sanos ya que estos se utilizarían como alimento y sustrato dentro del bioensayo. Se optó por buscar palmeras sanas en distintos puntos de la ciudad de Chetumal, sin embargo, todas las palmeras avistadas presentaban síntomas de infestación por lo que se decidió tomar muestras en un lugar distante a la zona urbana. Se obtuvieron muestras de folíolos sanos de palma de coco en la carretera Chetumal-Cancún km 16 en un terreno privado los cuales pasaron por un pretratamiento antes de poder ser utilizados en los bioensayos (ver **Tabla 3.2**). Cabe resaltar que algunas palmas ya se encontraban infestadas con *R. indica*, por lo que fue necesario limpiarlas con delicadeza cuidando no rasgar la corteza del folíolo.

**Tabla 3.2.** Proceso de colecta y preparación de foliolos sanos para bioensayos. Fuente: propia

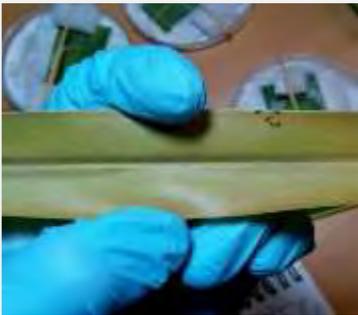
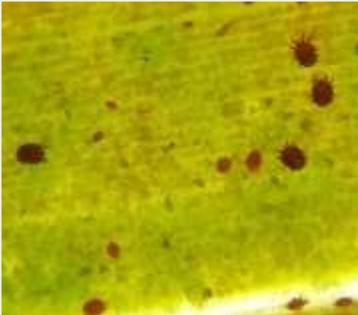
COLECTA Y SELECCIÓN	DESCRIPCIÓN
	<ul style="list-style-type: none"> <li>Se seleccionaron y cortaron foliolos enteros de palmas jóvenes y sanas que no tuvieran ningún tipo de afectación física, plaga o enfermedad y con una bolsa tipo ziploc fueron transportadas al laboratorio de Biotecnología (UQROO)</li> </ul>
CORTADO	
	<ul style="list-style-type: none"> <li>Estos foliolos fueron examinados nuevamente con ayuda de una lupa y un microscopio y al finalizar se cortaron en porciones de 2.5 x 4 cm.</li> </ul>
LAVADO Y SECADO	
	<ul style="list-style-type: none"> <li>Las porciones fueron limpiadas con un algodón humedecido de agua destilada</li> </ul>

### 3.4 COLECTA Y MANEJO DEL ÁCARO ROJO

Para seleccionar la zona de muestreo del ácaro rojo, se procedió a valorar el estado físico de las palmeras presentes en las inmediaciones de la Universidad de Quintana Roo por lo que se seleccionaron aquellas palmas con mayor afectación visible (frutos secos, foliolos necrosados y foliolos con amarillamiento), estas palmas se encontraban en el ciberjardín del cual se seleccionaron dos palmas que mostraban afectaciones físicas visibles, en donde se

procedió a seleccionar y coleccionar las muestras para los bioensayos correspondientes. La **Tabla 3.3** describe el proceso de colecta de ácaro rojo. Según los estudios realizados por Peña et al (2006) se deben de emplear preferentemente los ejemplares más grandes ya que se trata de hembras y una sola es capaz de formar una colonia debido a que son partenogenéticas, por lo que estas representan mayor riesgo de producir nuevas infestaciones.

**Tabla 3.3.** Descripción del proceso de colecta de ácaro rojo. Fuente: Elaboración propia

COLECTA	DESCRIPCIÓN
	<ul style="list-style-type: none"> <li>Se cortaron los foliolos que presentaban los daños más visibles como el amarillamiento y con ayuda de bolsas tipo ziploc fueron llevados al laboratorio de Biotecnología de la Universidad de Quintana Roo.</li> </ul>
OBSERVACIÓN	
	<ul style="list-style-type: none"> <li>En el laboratorio cada uno de los foliolos se revisaron con ayuda de un microscopio y una lupa, cabe resaltar que se mantuvieron a una temperatura de <math>28 \pm 2</math> °C, temperatura bastante parecida a la del medio natural en donde se desarrollan estos organismos.</li> </ul>
SELECCIÓN	
	<ul style="list-style-type: none"> <li>Con ayuda de un pincel (000) se seleccionaron hembras jóvenes de ácaro rojo, cabe destacar que éstas presentan un cuerpo grande y oval, con manchas oscuras en el dorso y son de un color rojo carmín intenso.</li> </ul>

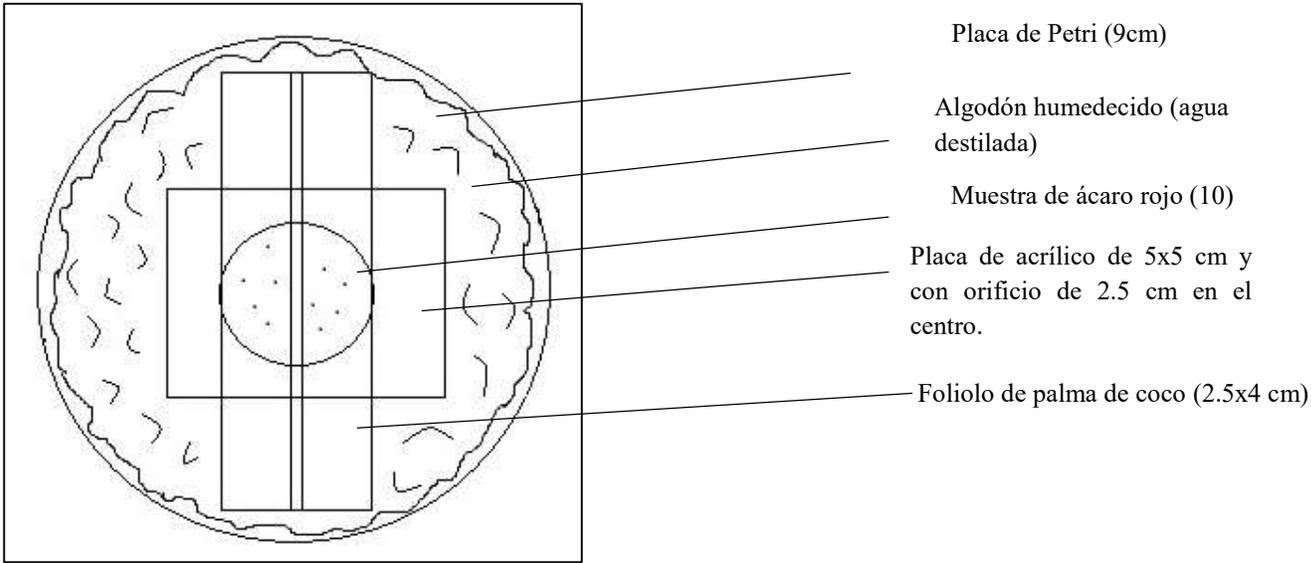
### 3.5 BIOENSAYOS PARA *Raoiella indica*

No existe un método establecido para realizar bioensayos de toxicidad con el ácaro rojo de las palmas por lo que se siguieron otros métodos ya descritos para otras especies de ácaros los cuales fueron modificados a las condiciones de desarrollo este ácaro, el método que se utilizó lleva por título “Método No.4 de susceptibilidad” descrito por el “Comité de Acción Contra la Resistencia a Insecticidas” o IRAC (**ver anexo 2**).

#### 3.5.1 PROCESO PARA LA ELABORACIÓN DE LOS BIOENSAYOS

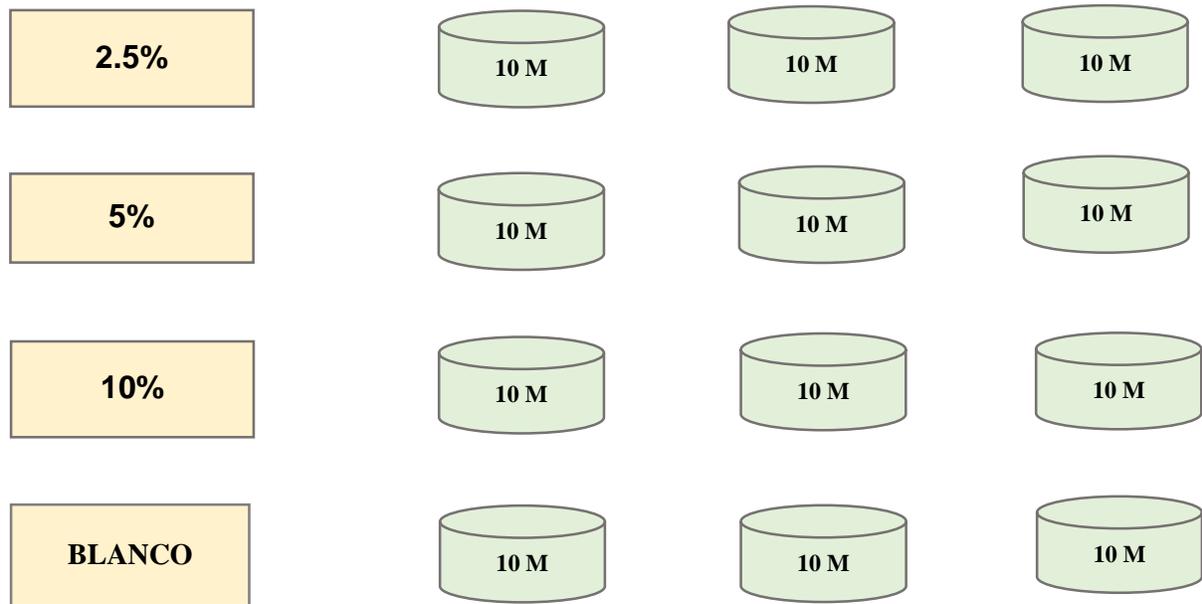
- i. Se utilizaron 10 hembras adultas de ácaro rojo las cuales fueron colectadas previamente.
- ii. Para cada réplica se utilizaron los folíolos previamente lavados y cortados en porciones de 2.5 x 4 cm.
- iii. Se prepararon las soluciones para realizar cada prueba, no se utilizaron humectantes distintos al agua destilada.
- iv. La agitación de las soluciones de prueba fue importante para evitar la sedimentación. Cada porción de folíolo sano fue sumergida en la solución de forma individual durante 5 segundos procurando una completa humectación. El líquido superficial que quedó en el folíolo sano se secó a temperatura ambiente por 10 minutos ( $28\pm 2$  °C).
- v. En este bioensayo se emplearon tres réplicas por cada prueba, es decir tres réplicas para el 2.5% de concentración, otras tres réplicas para el 5% y tres más para el 10%.
- vi. En cada cámara de prueba se colocaron los folíolos tratados (con los extractos vegetales correspondientes), con la cara abaxial hacia arriba, sobre una base húmeda de algodón.

- vii. Se colocaron las placas de acrílico encima de las porciones del foliolo dentro de las cámaras de prueba y con un pincel se añadió a los bordes del agujero del acrílico una capa de vaselina evitando manchar los foliolos (ver **Figura 3.5.1**).
- viii. Con un pincel número 000 se colocaron las 10 hembras adultas de ácaro en la superficie de cada hoja tratada.
- ix. Las pruebas se mantuvieron a una temperatura de  $28 \pm 3$  ° C en una zona en donde no estuvieran expuestas a la luz solar directa, las placas de Petri no fueron cerradas.
- x. Utilizando una lupa, se evaluó la mortalidad después de cada hora transcurrida una vez iniciada la prueba. Durante 12 horas.
- xi. Fue necesario estimular a los ácaros de forma individual, esto se realizó con el pincel. Los ácaros incapaces de caminar se registraron como muertos.



**Figura 3.5.1.** Representación de las cámaras de cría utilizadas para la realización del bioensayo. Fuente: Elaboración propia.

La **Figura 3.5.2** representa las réplicas que se utilizaron para cada una de las concentraciones del extracto, en donde se utilizaron por concentración 30 ácaros, por lo que para cada bioensayo de cada extracto se utilizaron 120 ácaros y ya que fueron utilizados tres extractos se seleccionaron y utilizaron un total de 360 ácaros.



**Figura 3.5.2.** Representación de las réplicas de cada uno de las concentraciones de los extractos (higuerilla, noni y bugambilia) 10M representa la cantidad de ácaros muestra. Fuente. Elaboración propia.

La **Tabla 3.4.** representa un resumen fotográfico del proceso que se realizó para la elaboración de los bioensayos de cada uno de los extractos vegetales.

**Tabla 3.4.** Resumen fotográfico del proceso para la realización de los bioensayos con los extractos de higuera, noni y bugambilia.

		
<p>1) Proceso de preparación de las cámaras de prueba para el inicio de los bioensayos</p>	<p>2) Se colectaron, limpiaron y cortaron (2.5x4cm) hojas de foliolo sanas.</p>	<p>3) Cada uno de estos foliolos fue inmerso durante 5 segundos en las soluciones previamente elaboradas</p>
		
<p>4) Al finalizar los foliolos se dejaron secar durante 5 minutos antes de ser situados en las cámaras de prueba.</p>	<p>5) Con ayuda de una lupa se observaron los foliolos infestados y con un pincel se seleccionaron las hembras de ácaro rojo.</p>	<p>6) Las hembras de ácaro rojo fueron situadas en la superficie de los foliolos tratados con los extractos y se procedió a esperar cada hora para contabilizar el número de organismos muertos hasta las 12 horas.</p>

### 3.6 CÁLCULO DE LA $CL_{50}$

La toxicidad se divide en dos categorías generales: aguda cuando se refiera a una gran dosis de contaminantes, pero de corta duración, cuyos efectos son fatales por lo general, y la crónica, ocasionada por bajas concentraciones durante largos períodos. Las pruebas de toxicidad aguda son cortas y permiten estimar las concentraciones del contaminante que causan una respuesta en un tiempo determinado, tales como la concentración letal media ( $CL_{50}$ ), a la cual muere el 50% de los organismos en diferentes tiempos (Pinilla, 1985). Por otra parte, la Dosis letal media,  $DL_{50}$ , es la dosis única de la sustancia ensayada administrada a los animales de ensayo y que estadísticamente causa la muerte del 50% de los mismos. Se suele expresar en masa de sustancia ensayada por unidad de masa (peso) del animal a ese ensayo (mg/kg) (Grau, 2010).

Para el cálculo de la  $CL_{50}$  fue necesario utilizar el “Método de Unidades Probabilísticas (PROBIT)”. El análisis PROBIT es una técnica que permite analizar datos categóricos y dependencia estocástica en los mismos a través de variables cuantitativas. La distribución normal de probabilidades se utiliza como parte de la transformación que define probabilidades en función de los datos categóricos. Así, primeramente, se transforman los datos categóricos a variables cuantitativas y posteriormente estas variables se utilizan como argumento en la función de distribución Normal, esto define una probabilidad. Este método consiste en la aplicación de correlaciones estadísticas para estimar las consecuencias desfavorables sobre la población u otros elementos vulnerables a los fenómenos físicos peligrosos, asociando a la probabilidad de un daño (Sánchez, 1991). Que de acuerdo a la NMX-AA-087-1995 se basa en los siguientes lineamientos:

A) Elaboración de una tabla con los siguientes datos:

Concentración (%)	No. De organismos	No. De organismos muertos	% Mortalidad	Log <sub>10</sub> Concentración	Probit Empírico	Probit Calculado
(%)	(N)	(r)	(P)	(X)	(EP)	(CP)

B) Obtener la concentración (%), número de organismos (N), **Log<sub>10</sub>**, mortalidad observada (r) y el porcentaje de mortalidad (P) a través de los resultados obtenidos directamente del bioensayo.

C) El valor de PROBIT empírico se obtiene del ANEXO 4, a partir del 5 % de mortalidad por concentración.

$$\frac{\text{N}^\circ \text{ de organismos muertos}}{\text{N}^\circ \text{ total de organismos}} \times 100 = \text{Mortalidad (\%)}$$

D) Graficar el Log<sub>10</sub> de las concentraciones en el eje X y los EP en el eje “Y”. Posteriormente hacer el ajuste de la recta por el método de mínimos cuadrados:

$$Y = mx + b$$

E) Una vez obtenido el valor de Log<sub>10</sub> de la CL<sub>50</sub> determinar la CL<sub>50</sub> mediante la relación:

$$CL_{50} = \text{Antilog}_{10} X \text{ (en } Y = 5)$$

F) Determinar el error patrón mediante:

$$S = \frac{X2 - X1}{CP2 - CP1}$$

G) Preparar una tabla para calcular el error patrón de la siguiente manera

Log <sub>10</sub> Concentración X	No. Organismos	Probit Calculado PC	Factor Ponderado w	Producto Nw	Producto NwX	Producto NwX <sup>2</sup>
(X)	(NN)	(CP)				

Obtener el factor ponderado con la ayuda del **Anexo 3** para cada prueba. El error patrón se calcula con la siguiente ecuación:

$$EsLog_{10}CL_{50} = s^2 \left[ \left( \frac{1}{\sum Nw} \right) + \left( \frac{\sum Nw(m - z)^2}{\sum Nw(\sum NwX^2) - (\sum NwX)^2} \right) \right]^{0.5}$$

# CAPITULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

## 4. RESULTADOS

A continuación, se presentan todos los resultados obtenidos en las pruebas de toxicidad aguda de los distintos extractos etanólicos sobre *Raoiella indica* que se obtuvieron a partir de la metodología antes descrita. Para la obtención de las gráficas se trabajó con los anexos 4, 5 y 6, estos anexos se obtuvieron a partir de una hoja de cálculo de EXCEL utilizando la herramienta de análisis de datos para obtener la regresión lineal (método estadístico PROBIT). Una vez obtenida la regresión lineal de los datos se puede calcular la  $CL_{50}$ , cabe recalcar que estas hojas de cálculo se emplearon para comprobar los resultados obtenidos a partir del desarrollo manual de las fórmulas presentadas en la NMX-AA-087-1995. Los bioensayos fueron realizados en un periodo total de 12 horas y las cámaras de prueba se revisaron de forma continua durante cada hora. Al concluir todo el periodo del experimento se observó que la mayoría de los ejemplares habían muerto por lo que se decidió emplear los resultados de las primeras 4 horas del experimento para hacer el cálculo del análisis PROBIT ya que en este tiempo había muerto al menos la mitad de los ejemplares en cada cámara de prueba. El extracto utilizado sólo fue aplicado al inicio de la prueba por lo que no fue renovado durante las horas siguientes.

### 4.1 PRUEBA DE TOXICIDAD AGUDA EMPLEANDO EXTRACTO DE *Morinda citrifolia*

En la prueba realizada se emplearon un total de 30 organismos por concentración (2.5%, 5% y 10% respectivamente) en un tiempo total de 4 horas. Los organismos mostraron sensibilidad ante el contacto directo con los folíolos impregnados del extracto. Durante los primeros minutos los ácaros buscaron retirarse del folíolo, a medida que pasó el tiempo se volvieron más lentos, con movimientos letárgicos y la mayoría murió en la concentración al 10%.

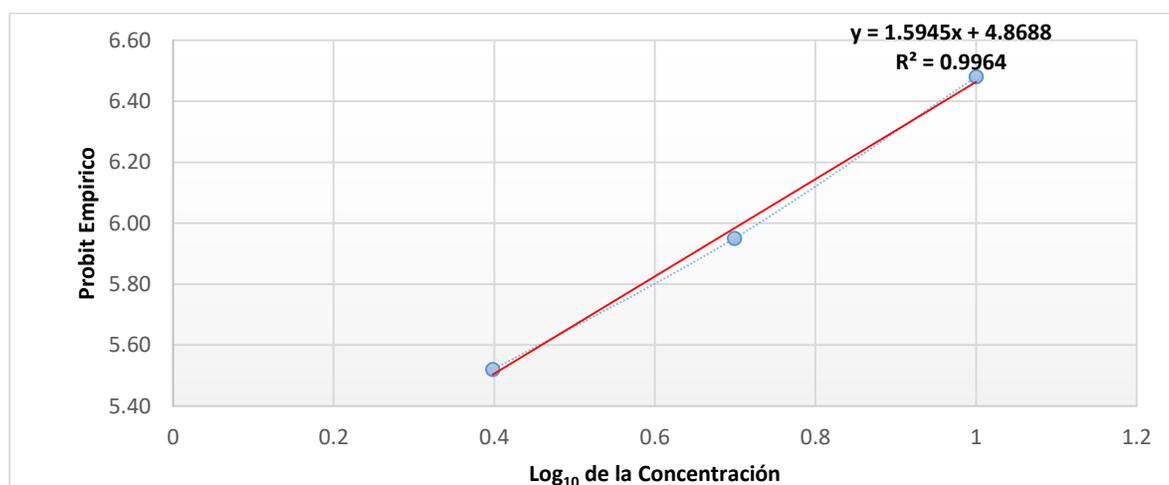
**Tabla 4.1.** Resultados de las pruebas de toxicidad con extracto de *Morinda citrifolia*

Concentraciones (%)	No. De organismos	No. De organismos muertos.	% Mortalidad por Concentración	Log <sub>10</sub> Concentración X	Probit Empírico
10	30	28	93.3333333	1	6.48
5	30	25	83.3333333	0.69897	5.95
2.5	30	21	70	0.39794001	5.52

La **Tabla 4.1** permite observar claramente que la concentración  $CL_{50} - 4hrs$  del extracto etanólico de *Morinda citrifolia* se encuentra por debajo de la concentración de 2.5%. El valor exacto se obtuvo mediante el análisis PROBIT. Podemos observar que la mortalidad mayor fue de 93.3% mientras que la más baja fue de 70%.

#### 4.1.1 ANÁLISIS DE MORTALIDAD (PROBIT) EMPLEANDO *Morinda citrifolia*

La  $CL_{50} - 4$  a partir del método PROBIT para el extracto de *Morinda citrifolia* arrojó un resultado de **1.2%** de concentración. Lo cual hace mucha coherencia con los resultados obtenidos a partir del bioensayo. Entre el 2.5% y el 5% de concentración en un plazo de dos horas ya había muerto, al menos, la mitad de los organismos. Se obtuvo un límite del 95 % de confiabilidad de  $\pm 0.7\%$  (ver **Gráfica 4.1**).



**Gráfica 4.1.** - Comportamiento de la  $CL_{50} - 4hrs$  para *Morinda citrifolia*.  
 - Tendencia lineal  $CL_{50} - 4hrs$

## 4.2 PRUEBA DE TOXICIDAD AGUDA EMPLEANDO EXTRACTO DE *Ricinus communis*

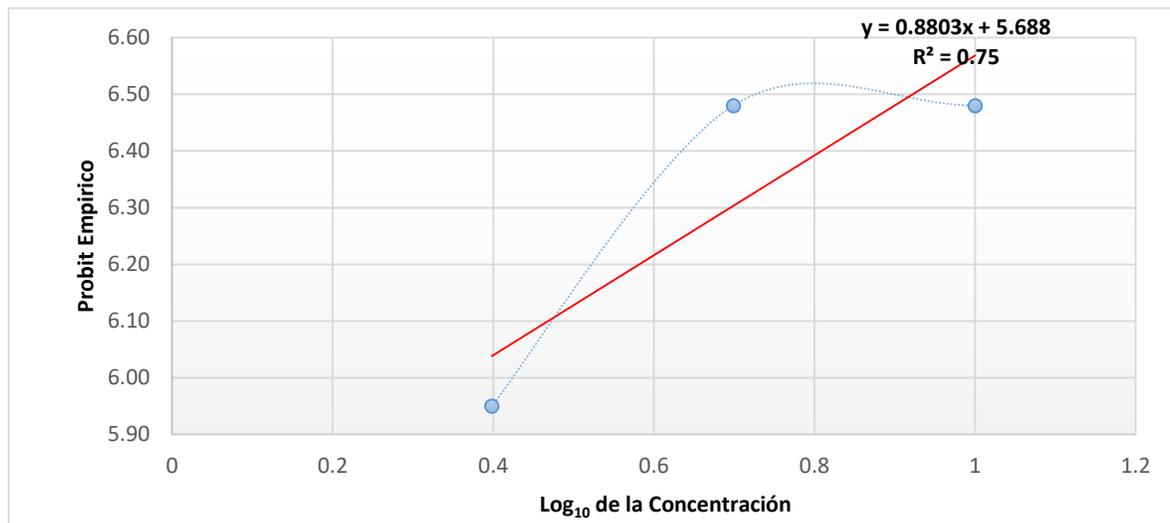
*Ricinus communis* resultó ser el extracto más tóxico, en un lapso corto de tiempo la toxicidad de este extracto logró erradicar a una fracción muy importante del total de organismos sometidos a esta prueba. En la **Tabla 4.2** se aprecia que al aplicar la concentración más baja erradicó a más de la mitad de los organismos por lo que al comprobar con el método PROBIT resultó tener una  $CL_{50}$  - 4hrs de **0.16%**, la más baja de todas las pruebas, eso quiere decir su toxicidad es muy elevada Vs los otros dos extractos probados en este trabajo.

**Tabla 4.2.** Resultados de las pruebas de toxicidad aguda con extracto de *Ricinus communis* a dos horas

Concentraciones (%)	No. De organismos	No. De organismos muertos.	% Mortalidad por Concentración	Log <sub>10</sub> Concentración X	Probit Empírico
10	30	28	93.3333333	1	6.48
5	30	28	93.3333333	0.69897	6.48
2.5	30	25	83.3333333	0.39794001	5.95

### 4.2.1 ANÁLISIS DE MORTALIDAD EMPLEANDO *Ricinus communis*

La  $CL_{50}$  -4hrs a partir del método PROBIT para el extracto de *Ricinus communis* arrojó un resultado de 0.16% de concentración. Esta concentración estuvo muy por debajo de la que se aplicó en el bioensayo, sin embargo, fue muy notorio su grado de toxicidad al entrar en contacto con los ácaros en la prueba. Con el método PROBIT se obtuvo un límite del 95 % de confiabilidad de  $\pm 0.12$  % (ver **Gráfica 4.2**).



**Gráfica 4.2.** - Comportamiento de la  $CL_{50}$  - 4hrs para *Ricinus communis*.  
 - Tendencia lineal      -  $CL_{50}$  - 4hrs

### 4.3 PRUEBA DE TOXICIDAD AGUDA EMPLEANDO EXTRACTO DE *Buganvillea glabra choisy*

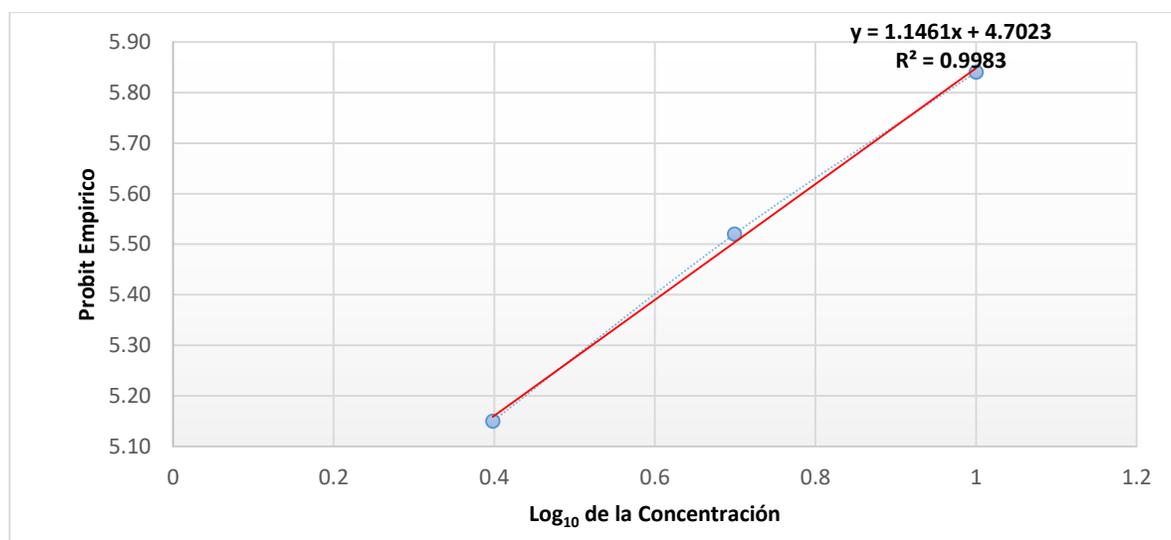
Este extracto fue el menos tóxico de los tres extractos empleados en este trabajo. Se logró obtener a través del método PROBIT una mortalidad de 80% para la concentración más alta mientras que para la concentración de extracto más baja se obtuvo un 56.6% de mortalidad. En la **Tabla 4.3** se observan los diferentes resultados de las concentraciones empleadas.

**Tabla 4.3** Resultados de la prueba de toxicidad aguda con extracto de *Buganvillea glabra c.*

Concentraciones (%)	No. De organismos	No. De organismos muertos.	% Mortalidad por Concentración	Log <sub>10</sub> Concentración X	Probit Empírico
10	30	24	80	1	5.84
5	30	21	70	0.69897	5.52
2.5	30	17	56.6666667	0.39794001	5.15

### 4.3.1 ANÁLISIS DE MORTALIDAD EMPLEANDO *Bougainvillea glabra Choisy*

La  $CL_{50}$  -4 a partir del método PROBIT para el extracto de *Bougainvillea glabra choisy* arrojó un resultado de 1.81% de concentración. Con el método PROBIT se obtuvo un límite del 95 % de confiabilidad de  $\pm 0.96$  % (ver **Gráfica 4.3**).

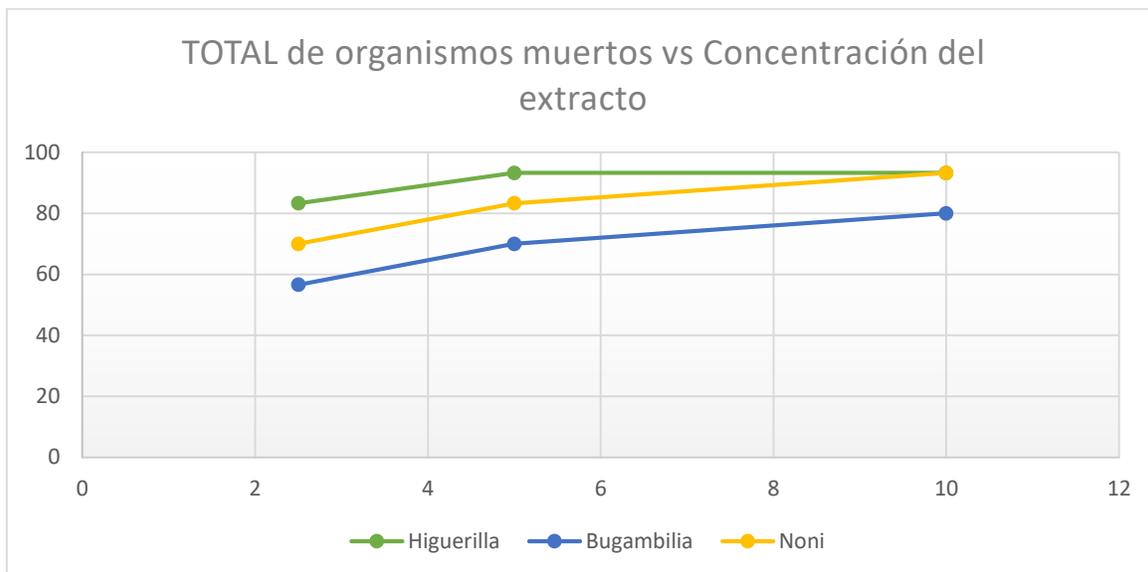


**Gráfica 4.3.** Comportamiento de la  $CL_{50}$  para *Bougainvillea glabra choisy*  
- Tendencia lineal      -  $CL_{50}$  - 4hrs

### 4.4 COMPARACIÓN DEL TOTAL DE ORGANISMOS MUERTOS VS CONCENTRACIÓN DEL EXTRACTO

En la **Gráfica 4.4** se hace una comparación del comportamiento de las diferentes concentraciones de los tres extractos empleados en las pruebas. Se observa que el extracto etanólico de *Morinda citrifolia* y el de *Ricinus communis* tienen un efecto tóxico alto al inicio de la exposición hacia *Raoiella indica*. Posteriormente el efecto de la toxicidad del extracto de *Ricinus communis* no tuvo gran diferencia al emplearse el 10% de la concentración. Para el caso del extracto de *Morinda citrifolia* se observa un crecimiento lineal a medida que la concentración va aumentando hasta alcanzar un máximo de 30 organismos muertos (100% mortalidad), lo que hace notar la alta toxicidad. La *Bougainvillea glabra choisy* presenta un incremento lineal importante en la mortalidad del ácaro pero que, después del 5% de

concentración dicho crecimiento se vuelve más significativo con respecto a la tendencia inicial.



**Gráfica 4.4.** Total de organismos muertos (eje "Y") vs concentración de los diferentes extractos (eje "X")

#### 4.5 Mortalidad de los ácaros en 12 horas

Para la representación gráfica se obtuvo el promedio del resultado de las tres réplicas empleadas en cada prueba de toxicidad, esto con el fin de obtener cifras homogéneas que representen la tendencia de la mortalidad en cada hora de la prueba.

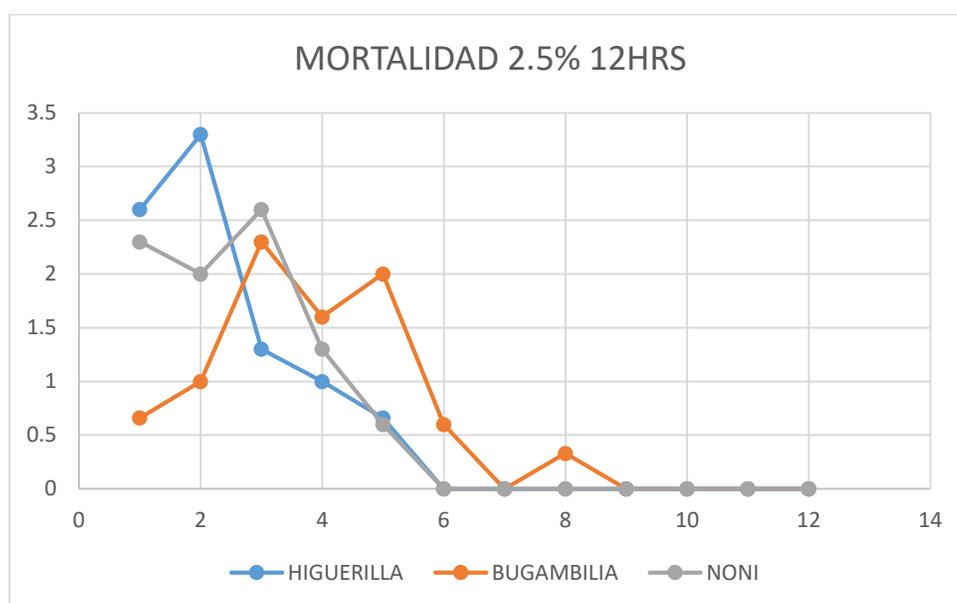
##### 4.5.1 Mortalidad al 2.5%

La Gráfica representa la comparación de la mortalidad en 12 horas con los tres extractos a una concentración de 2.5%. Para el caso de la Higuierilla se observa que durante la segunda hora de prueba tiene su mayor efecto tóxico sobre el ácaro y disminuye abruptamente con el paso de las horas. La Bugambilia, según los resultados, nos arroja una actividad tóxica de larga duración con respecto a los otros dos extractos (ver **Gráfica 5**). En la **Tabla 4.4** se interpreta la mortalidad del ácaro en un lapso de 12 horas de bioensayo, cabe destacar que se trata del promedio de las tres réplicas por cada prueba, es por eso que los

números no son enteros y están en decimales, sin embargo, representan una tendencia en un tiempo definido.

**Tabla 4.4.** Mortalidad en un lapso de 12 horas con tres extractos diferentes a una concentración de 2.5%

HORA	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
HIGUERILLA	2.6	3.3	1.3	1	0.66	0	0	0	0	0	0	0
BUGAMBILIA	0.66	1	2.3	1.6	2	0.6	0	0.33	0	0	0	0
NONI	2.3	2	2.6	1.3	0.6	0	0	0	0	0	0	0



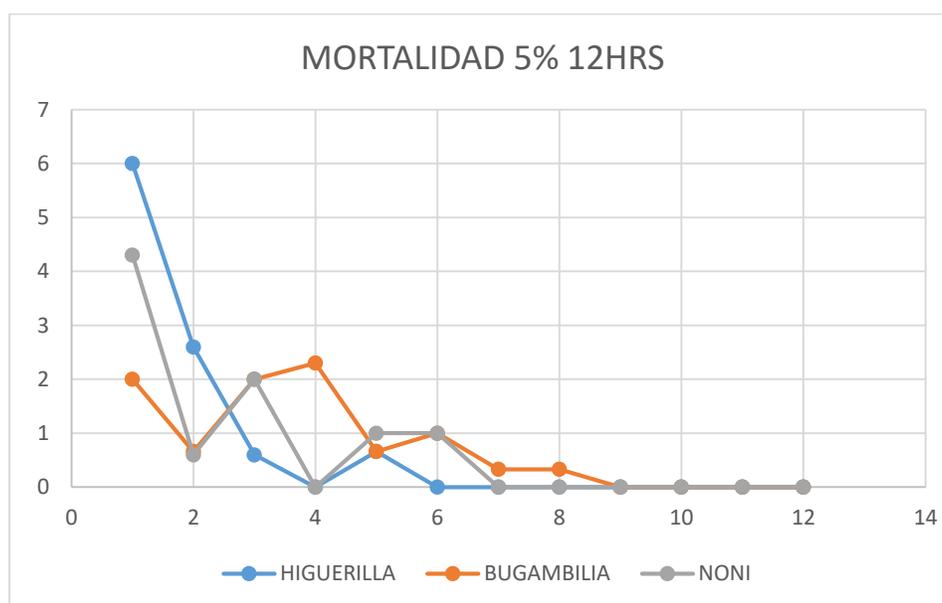
**Gráfica 4.5.** Representación de la mortalidad en un periodo de 12 horas para los tres extractos a una concentración de 2.5%

#### 4.5.2 Mortalidad al 5%

A esta concentración se aprecia que la higuerrilla es más tóxica que los demás extractos mientras que el efecto de la bugambilia mantiene una tendencia intermedia entre los otros dos extractos. En la **Tabla 4.5** se aprecia el promedio de las tres réplicas utilizadas para cada bioensayo, se aprecia un periodo de permanencia y una toxicidad baja pero prolongada de la bugambilia. En la **Gráfica 6** podemos observar la tendencia antes mencionada sobre el efecto prolongado de la toxicidad de la bugambilia.

**Tabla 4.5.** Mortalidad en un lapso de 12 horas con tres extractos diferentes a una concentración de 5%

HORA	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
<b>HIGUERILLA</b>	6	2.6	0.6	0	0.66	0	0	0	0	0	0	0
<b>BUGANVILLA</b>	2	0.66	2	2.3	0.66	1	0.33	0.33	0	0	0	0
<b>NONI</b>	4.3	0.6	2	0	1	1	0	0	0	0	0	0



**Gráfica 4.6.** Representación de la mortalidad en un periodo de 12 horas para los tres extractos a una concentración de 5%

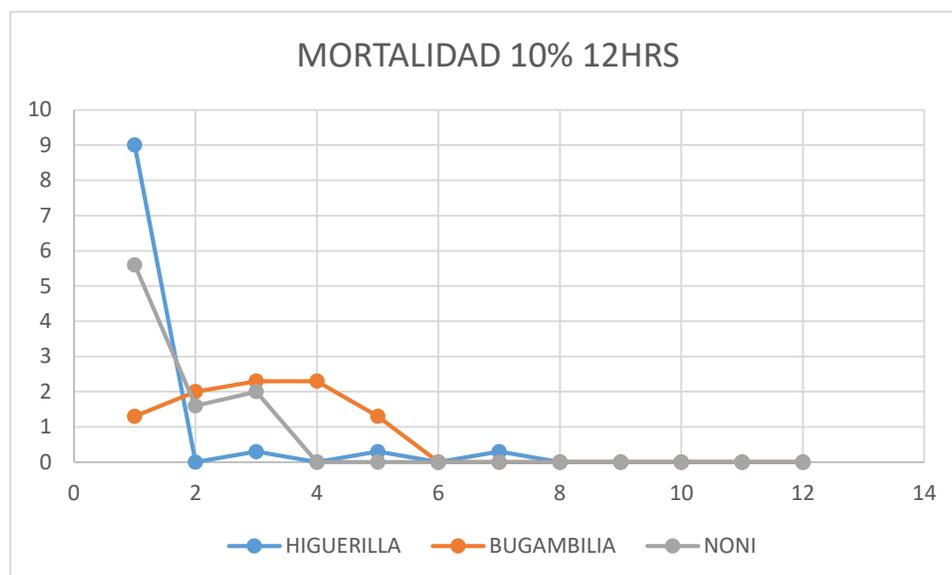
#### 4.5.3 Mortalidad al 10%

La higuierilla a una concentración del 10% posee una alta actividad acaricida por lo que durante la primera hora erradicó casi al 100% de los ácaros. Podemos observar que el efecto tóxico de la Baganvilla tiene una tendencia lineal que disminuye a partir de la cuarta hora de prueba. Es importante mencionar que el extracto de noni también fue altamente tóxico durante las primeras dos horas de la prueba, en donde se registró al menos el 50% de mortalidad e los organismos empleados (ver **Tabla 4.6**). En la **Gráfica 7** se representa de forma clara la alta toxicidad de la higuierilla mientras que para el caso del noni hay una

permanencia prolongada que sigue provocando mortalidad después de varias horas de iniciada la prueba.

**Tabla 4.6.** Mortalidad en un lapso de 12 horas con tres extractos diferentes a una concentración de 10%.

HORA	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
<b>HIGUERILLA</b>	9	0	0.3	0	0.3	0	0.3	0	0	0	0	0
<b>BUGAMBILIA</b>	1.3	2	2.3	2.3	1.3	0	0	0	0	0	0	0
<b>NONI</b>	5.6	1.6	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0



**Gráfica 1.7.** Representación de la mortalidad en un periodo de 12 horas para los tres extractos a una concentración de 10.

Es importante mencionar que la mortalidad de los organismos en cada blanco fue muy baja, lo cual nos indicó que no existió perturbación de consideración que pudiera afectar sus condiciones de vida, en la Tabla 4.7 se observan los registros para cada prueba.

**Tabla 4.7.** Organismos muertos pertenecientes al blanco de cada prueba

	BLANCO (2.5%)	BLANCO (5%)	BLANCO (10%)
<b>Organismos muertos para la prueba de noni</b>	0	0	1
<b>Organismos muertos para la prueba de bugambilia</b>	1	0	1
<b>Organismos muertos para la prueba de higuierilla</b>	0	0	0

## DISCUSIÓN

Según se ha podido analizar los extractos de higuierilla (*Ricinus communis*), noni (*Morinda citrifolia*) y bugambilia (*Bougainvillea glabra choisy*) presentan buenos resultados de actividad acaricida sobre las hembras adultas de *R. indica*. A través del método PROBIT y con las pruebas realizadas en laboratorio se ha llegado a la conclusión de que la Higuierilla tiene un potencial acaricida muy alto debido a su alta toxicidad en un periodo de tiempo muy corto comparada con los otros dos extractos, sin embargo, las tres especies vegetales empleadas en este trabajo poseen un buen grado de toxicidad para poder erradicar a *Raoiella indica* bajo condiciones de laboratorio.

Por otro lado, se observó que los ácaros hembras presentaban sensibilidad hacia estos extractos ya que se comportaban de una manera errática e intentaban escapar de las cámaras de prueba, lo que coincide con los autores Vázquez et al (2018) quienes en un reciente estudio utilizaron extractos etanólicos vegetales de crisantemo sobre esta misma plaga e indicaron que durante la realización de sus pruebas los ácaros presentaban repelencia ya que intentaban escapar, en dicha investigación se utilizaron concentraciones de 0,25; 0,50; 1,0; 1,5; 2,5; 5; 10 y 15 % durante 24 horas y se concluyó que las concentraciones menores a 1% obtuvieron una mortalidad del 70% mientras que las concentraciones mayores a 1% obtuvieron una mortalidad mayor a 80%, de igual manera hacen mención que dicho extracto presenta una permanencia sobre las hojas , y esto se comprueba debido a que después de las 24 horas las concentraciones más bajas (de 1%) comenzaron a presentar una mortalidad del 80% , caso contrario a este estudio que presentó una rápida acción sobre esta plaga presentando en un lapso menor a 12 horas mortalidades mayores al 90% .

El efecto acaricida de los extractos etanólicos vegetales ha sido demostrado sobre otros ácaros plaga como el realizado por los autores Cuca-Suarez et al (2012) quienes experimentaron con extractos etanólicos de 7 especies de Lauráceas colombianas y los utilizaron sobre ácaros de polvo intradomiciliarios, *Dermatophagoides farinae* y *Blomia*

*tropicali* y que al finalizar las pruebas obtuvieron buenos resultados ya que eliminaron al 100% del *Dermatophagoides farinae* y el 83.4% de *blomia tropicalis* después de 2 horas de exposición a 0.1 mg/mL , también los autores Gonzales et al (2009) estudiaron el efecto de los extractos etanolicos de las plantas Yerbanis (*Tagetes lucida*), Gobernadora (*Larrea tridentata*) Romero(*Salvia rosmarinus*) y Oregano (*Origanum vulgare*) a concentraciones .01, 0.1,1 y 5% sobre el acaro *Tetranychus Sp.* Del maíz , los bioensayos arrojaron que el extracto de yerbanis y gobernadora al 5% resultaron ser altamente tóxicos causando la mortalidad de 100%, a la misma concentración el romero causó el 98.95% de mortalidad y el orégano el 87.5%, sin embargo, existen otras investigaciones en donde los extractos etanólicos no presentan una alta efectividad acaricida como el realizo por el autor Ospina(2014) quien determino el efecto acaricida y repelente de los extractos etanolicos de albahaca (*ocimum basilicum L.*) y altamisa (*ambrosia cumanensis kunth*) sobre la arañita roja (*tetranychus urticae Koch*) y concluyó que no presentan ningún efecto acaricida sobre esta plaga ya que ninguna mortalidad superó al 50% de mortalidad.

# CAPITULO V. CONCLUSIONES

## CONCLUSIÓN

Los extractos etanólicos de higuerrilla, noni y bugambilia presentaron un efecto acaricida sobre la especie *R. indica* la cual en la actualidad representa una amenaza tanto para la palma de coco (*Cocos nucifera*) como para otras especies de palma; desde su fecha de descubrimiento en México hasta la actualidad no existe suficiente información para su erradicación por lo que para su control se continúan utilizando productos químicos que como ya es conocido causan efectos negativos sobre el medio ambiente.

De acuerdo a los resultados obtenidos en esta investigación se puede concluir que el extracto que presentó un mayor efecto tóxico que influyó en la mortalidad ha sido la higuerrilla que, como ya se mencionó es cultivada normalmente para el aprovechamiento de su aceite de ricino (semillas) por lo que gran parte de su biomasa (hojas) es desaprovechada e inclusive considerada en algunas zonas maleza invasiva, los estudios que existen sobre su uso como plaguicida y metabolitos secundarios se centran en sus semillas ya que poseen un alto contenido de ricina, no obstante, algunos estudios como el realizado por Pacheco (2012) indican que sus hojas, aunque en menores cantidades presentan metabolitos secundarios como ricina, rutina, quercetina, ácido elágico, ácido ferúlico, betamirina e isoquercitrina lo que explicaría su marcada efectividad sobre esta plaga.

El noni y la bugambilia presentaron mejores resultados de los esperados, esto indica que ambas especies resultan ser prometedoras para el control del ácaro rojo y que para ser su primera prueba contra esta especie obtuvieron resultados favorables. Los estudios relacionados con el noni se centran en el aprovechamiento de su fruto que a lo largo de los años se ha popularizado en México y otras partes del mundo para tratar diferentes enfermedades en la medicina tradicional, sin embargo, los estudios sobre su potencial plaguicida son insuficientes, por su parte la bugambilia es una especie utilizada por su belleza ornamental y por sus propiedades medicinales que ha sido poco estudiada con respecto a sus propiedades plaguicidas.

Este experimento resulta ser uno de los primeros que se realizan con extractos vegetales de las especies ya mencionadas para el control de esta plaga; la bugambilia, aunque

presentó resultados positivos, no resulta ser una opción accesible durante la elaboración del extracto ya que se requiere de un volumen elevado de biomasa lo que implicaría una dificultad al momento de recolectar el material vegetal. Por su parte la higuierilla resultó ser el extracto con los mejores resultados con respecto al tiempo y mortalidad, sin embargo sus hojas aunque en menores cantidades presentan ricina una toxina peligrosa para los seres humanos por lo que requiere de precaución durante su manipulación, por lo ya mencionado y los buenos resultados obtenidos se recomienda el uso del noni que dentro de sus ventajas se encuentra que su biomasa es de gran tamaño, la recolección es de fácil acceso y presenta una baja toxicidad para los seres humanos.

Aunque los bioensayos no puedan determinar con exactitud las dosis de aplicación en campo y no se consideren diversos factores que puedan afectar el resultado de los mismos; como el escape de las muestras, el estrés provocado por su manipulación y las condiciones ambientales, si pueden ayudar para comparar la toxicidad de los extractos ya mencionados. Por lo ya mencionado se aconseja el uso del noni para ser considerado como una alternativa en los programas de manejo de problemas fitosanitarios contra esta plaga.

# CAPITULO VI.

# RECOMENDACIONES

## RECOMENDACIONES

Las líneas de investigación futuras que a continuación se presentan se proponen para mejorar las investigaciones posteriores, la metodología durante la realización de los extractos vegetales y los bioensayos, a continuación, se enumeran algunas de ellas:

- Efectuar un análisis fitoquímico de los extractos del noni, higuerilla y bugambilia para identificar cuáles son los metabolitos secundarios que causan la mortalidad sobre *R. indica*.
- Combinar homogéneamente los tres extractos para ponerlo a prueba a diferentes concentraciones con el mismo organismo, con el fin de averiguar si el efecto toxico se potencializa y su tiempo de permanencia aumenta.
- Experimentar con otro tipo de aplicación de los extractos durante los bioensayos; en este caso utilizamos el método de inmersión de hoja, sin embargo, sería interesante probar un spray para rociar directamente a las muestras y observar si presentan una reacción diferente o parecida a los resultados obtenidos.
- Cambiar la metodología durante la elaboración de los extractos vegetales; por ejemplo, extender o acortar el tiempo en el que la biomasa permanece en maceración o cambiar el tipo de solvente que se utiliza, en este caso se usó etanol, pero existen otros tipos como son el metanol, la acetona, el propanol, el hexano entre otros más.
- Realizar una experimentación en campo e identificar si existe un resultado significativo en el comportamiento y mortalidad de esta especie.
- Replicar los bioensayos y probar a diferentes concentraciones los extractos de noni y bugambilia, en el caso de la higuerilla se proponer utilizar concentraciones aún más bajas y comparar los resultados obtenidos con los de este experimento.

- Elaborar cámaras de cría más eficientes para el confinamiento o retención de los ácaros durante los bioensayos, ya que, por su reducido tamaño, es común que, sin el cuidado apropiado durante su manipulación se escapen o huyan en algún agujero del acrílico dificultando el proceso de experimentación.
- Experimentar con los extractos vegetales ya mencionados su efecto sobre otras especies de ácaro que también representan un daño a otras especies de hortalizas y cultivos importantes en la agricultura como son el acaro rojo de los frutales (*Panonychus ulmi*), la araña roja de los cítricos (*Panonychus citri*) y el acaro rojizo del tomate (*Aculops lycopersici*).

## REFERENCIAS

- Adebayo G. I., Oluwakemi T. A., Bamidele V. O. y Ayodele O. S. (2009). Antidiabetic Properties of the Aqueous Leaf Extract of *Bougainvillea glabra* (Glory of the Garden) on Alloxan-Induced Diabetic Rats. *Records of Natural Products* 3(4):187-192.
- Atkinson, N. (1956). ANTIBACTERIAL SUBSTANCES FROM FLOWERING PLANTS. *Australian Journal of Experimental Biology & Medical Science*, 34(1).
- Avilés, G. M. C., Garzón, T. J. A., Marín, J. A., & Caro, M. P. H. (2002). El Psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc): biología, ecología y su control. Taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc. Como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas, 21-35.
- Baker, E. W., & Tuttle, D. M. (1987). The false spider mites of Mexico (Tenuipalpidae: Acari). The false spider mites of Mexico (Tenuipalpidae: Acari)., (1706).
- CABI/EPPO, (2007). *Raoiella indica*. Distribution Maps of Plant Pests, No. June. Wallingford, UK: CABI, Map 210 (1st Revision).
- CABI, (2019). *Raoiella indica*. In: *Invasive Species Compendium*. Wallingford, UK: CAB International. Consultado en <http://www.cabi.org/isc/datasheet/46792>.
- Cabrera R. J., Armas F. y Granada L. (2006). Producción de *Bugambilia Bougainvillea* spp. en Morelos. Ficha Técnica no. 24 INIFAP
- Carrillo, D., Peña, J. E., Hoy, M. A., & Frank, J. H. (2010). Development and reproduction of *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) feeding on pollen, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae), and other microarthropods inhabiting coconuts in Florida, USA. *Experimental and Applied Acarology*, 52(2), 119-129.
- Carrillo, D., Navia, D., Ferragut, F., & Peña, J. E. (2011). First report of *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) in Colombia. *Florida Entomologist*, 94(2), 370-371.
- Centro Estatal de Sanidad Vegetal de Veracruz (CESVVER): “Ácaro rojo de las palmas” (*Raoiella indica*). Disponible en <http://www.cesvver.org.mx/acaro-rojo-de-las-palmas-raoiella-indica/> (Consultado: 12 de marzo de 2019).
- Convenio sobre la Diversidad Biológica. 2002. Decisión VI/23 adoptada por la Sexta Conferencia de las Partes a la Convención sobre Diversidad Biológica. La Haya, Países Bajos 7-19 de abril de 2002. Disponible en: [www.cbd.int/invasive/](http://www.cbd.int/invasive/).
- Chan-Blanco, Y., Vaillant, F., Pérez, A.M., Reynes, M., Brillouet, J.M., Brat, P. 2006. The noni fruit (*Morinda citrifolia* L.): A review of agricultural research, nutritional and therapeutic properties. *Journal of Food Composition and Analysis* 19: 645–654. Elkins, R. (1998).
- Chittendon, F. (2001). Listing of Species and How to Grow Them. *RHS Dictionary of plant supplement*. Oxford Univ.
- Cuca-Suárez, L. E., Mendoza-Meza, D. L., Álvarez-Caballero, J. M., Macías-Villamizar, V. E., & Coy-Barrera, E. D. (2012). Actividad acaricida de extractos de lauráceas sobre los ácaros intradomiciliarios *Dermatophagoides farinae* y *Blomia tropicalis*. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 17(4), 308-319.
- De la Torre PE, Suárez A, Iris A (2010) Presencia del acaro *Raoiella indica* Hirst (Acari:Tenuipalpidae) en Cuba. *Rev. Protección veg.* 25 (1): 1-4
- Dirección General de Sanidad Vegetal-Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria (DGSV-CNRF). 2011. Ácaro rojo de las palmas (*Raoiella indica* Hirst). Ficha técnica. SAGARPA-SENASICA. México, D.F. 8p.
- Dirección General de Sanidad Vegetal. 2016. Manual Operativo de la campaña Contra el Ácaro Rojo de las Palmas. SAGARPA. México.
- Dominique, M. 2001. The fauna of oil palm and coconut. Insect and mite pests and their natural enemies. Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement. 266 p.

- Edith G. Estrada-Venegas (2014) ESTATUS DE *Raoiella indica hirst* (ACARI: TENUIPALPIDAE) A CINCO AÑOS DE SU ARRIBO A MÉXICO. Instituto de Fitosanidad, Programa de Entomología y Acarología.
- Elkins, R. (1998). Hawaiian Noni (Morinda Citrifolia): Prize Herb of Hawaii and the South Pacific. Houghton Mifflin Harcourt.
- Enciso-Díaz, O. J., Méndez-Gutiérrez, A., De Jesús, L. H., Sharma, A., Villarreal, M. L., & Taketa, A. C. (2012). Antibacterial activity of Bougainvillea glabra, Eucalyptus globulus, Gnaphalium attenuatum, and propolis collected in Mexico. Pharmacology & Pharmacy, 3(04), 433.
- Estrada-Venegas, E. G. (2011). Diagnóstico y Alternativas de Manejo del ácaro rojo de las palmas en Quintana Roo. Reporte Final de Proyecto. CONAFOR.
- Estrada-Venegas, E. G. (2014). Estatus de *Raoiella indica hirst* (acari: tenuipalpidae) a cinco años de su arribo a México. sociedad mexicana de entomología 6-7 vol. 33, no 1, p. 3-5. 1: 2-12.
- Elkins, R. (1998). Hawaiian Noni (Morinda citrifolia) prize herb of Hawaii and the South Pacific. Utah: Woodland Publishing.
- Estrada-Venegas, E. G. 2011. Diagnóstico y Alternativas de Manejo del ácaro rojo de las palmas en Quintana Roo. Reporte Final de Proyecto. CONAFOR.
- Evangelista, L. S., Manzanares, C. Y., Escobar, A. S., Ventura, Z. E. (2005). Propagación de tres cultivares de Bougainvillea glabra Choisy mediante esquejes en diferentes sustratos. Interamerican Society For Tropical Horticulture 48:161-163.
- FDACS. (May 2009). Protecting Florida palms: Effectively managing red palm mites in nursery environments. FDACS-Division of Plant Industry
- Feiber, D. 2009. Effectively managing red palm mites in nursery environments. Florida Department of Agriculture & Consumer Services. 2 pp.
- Flechtmann, C. H. W., Kreiter, S., Etienne, J., & De Moraes, G. J. (1999). Plant mites (Acari) of the French Antilles. 1. Tetranychoida (Prostigmata). Acarologia, 40(2), 137-144.
- Flores-Galano, G., Montoya, A., & Rodríguez, H. (2010). Biología de *Raoiella indica hirst* (Acari: Tenuipalpidae) sobre Areca catechu L. Revista de Protección Vegetal, 25(1), 11-16.
- Haq, T., Usmani, N. F., & Abbas, T. (2005). Screening of plant leaves as grain protectants against Tribolium castaneum during storage. Pakistan Journal of Botany, 37(1), 149-153.
- García, A. Á. (2009). Metabolismo secundario de plantas. REDUCA, 119-145.
- Govaerts R, 2017. World Checklist of Rubiaceae. Richmond, UK: Royal Botanic Gardens, Kew. <http://apps.kew.org/wcsp/>
- González Castillo, M. P., Quintos Escalante, M., & Guerrero Guerrero, C. (2009). EFECTIVIDAD BIOLÓGICA DE EXTRACTOS PARA EL CONTROL DEL ACARO Tetranychus sp DEL MAÍZ
- Grau-Ríos, Mario. (2010). Riesgos Ambientales en la Industria. Universidad Nacional de Educación a Distancia.
- Gupta V., George, M., Joseph, L., Singhal, M. y Singh, H. P. (2009). Evaluation of Antibacterial Activity of Bougainvillea glabra „Snow White“ and Bougainvillea glabra Choisy. Journal of Chemical and Pharmaceutical Research 1(1):233-237.
- Hirst, S. (1924). LV.—On some new species of red spider. Journal of Natural History, 14(83), 522-527.
- Hounsom, N., Hounsom, B., Tomos, D., & Edwards-Jones, G. (2008). Plant metabolites and nutritional quality of vegetables. Journal of food science, 73(4), R48-R65.
- Hoy, M. A., Peña, J., & Nguyen, R. (2006). Red Palm Mite, *Raoiella indica Hirst* (Arachnida: Acari: Tenuipalpidae). Institute of Food and Agricultural Sciences (IFAS) University of Florida, Florida. Pág. 6.
- Hussein A. A. (2014). New flavone from the aerial parts of Bougainvillea glabra. International Journal of Computational Engineering Research 4(10):2250- 3005.
- Janick, J., Paull, R. E., 2008. The encyclopedia of fruit & nuts, CABI.xviii + 954 pp. <http://www.cabi.org/cabebooks/ebook/20113366221> doi:10.1079/9780851996387.0000.

- Jiménez, L. A., Solórzano, J. M. C., Obando, P. G., Rodríguez, K. V., & Monge, G. G. (2004). *Morinda citrifolia* (Noni) y sus posibles efectos como planta medicinal. *Tecnología en marcha*, 17(1), 30-33.
- Jiménez, G. S. (2003). La Participación de los Metabolitos Secundarios en la Defensa. *Revista Mexicana de FITOPATOLOGIA*, 355-363.
- Kobayashi K. D., McConnell J. y Griffis J. (2007). *Bougainvillea*. *Ornamentals and Flowers* 38:1-12.
- Juárez-Durán, M. 2010. Vigilancia epidemiológica del ácaro rojo de las palmas (*Raoiella indica*) en México. Memoria del Primer Simposio Internacional de Acarología. 4 al 6 de agosto del 2010. Universidad Autónoma Chapingo.
- Kane, E. C., & Ochoa, R. (2006). Detection and identification of the red palm mite *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae). USDA-ARS, Beltsville, 6.
- Kane, E.C., R. Ochoa, G. Mathurin, and E.F. Erbe. (2005). *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae): An island-hopping mite pest in the Caribbean. Entomological Society of America, Annual Meeting, Florida- poster. Available at: [http://www.sel.barc.usda.gov/acari/PDF/Raoiella indica-Kane et al.pdf](http://www.sel.barc.usda.gov/acari/PDF/Raoiella%20indica-Kane%20et%20al.pdf).
- Kalirajan, A., Mariselvam, R., Michael, J. S., Narayanan, K. R., Narayanan, G. A., & Singh, A. R. (2012). Utilization of *Bougainvillea glabra* for prepared natural colouring agent and biopesticides. *Int J Curr Res*, 4(9), 009-011.
- Martínez, M., 1979. Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.
- Medeiros, C. A. M., Boiça Junior, A. L., & Torres, A. L. (2005). Efeito de extratos aquosos de plantas na oviposição da traça-das-crucíferas, em couve. *Bragantia*, 227-232.
- McClatchey W. From Polynesian healers to health food stores: changing perspectives of *Morinda citrifolia* (Rubiaceae). *Integr Cancer Ther*. 2002;1(2):110-20.
- Mendonça RS, Navia D, Fletchmann CHW. *Raoiella indica* Hirst (Prostigmata: Tenuipalpidae), o ácaro érmelo das palmeiras- uma ameaça para las Américas. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2005. Documentos 146. (En línea). Disponible en <http://www.cenargen.embrapa.br/publica/trabalhos/doc146.pdf>. 2005.
- More, H. R. (2017). Biología, ecología y manejo de *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae), especie exótica para Cuba. *Anales de la Academia de Ciencias de Cuba*.
- Moutia, L. A. (1958). Contribution to the study of some phytophagous Acarina and their predators in Mauritius. *Bulletin of Entomological Research*, 49(1), 59-75.
- Nagesha-Chandra, B. K. N., and G.P., Channabassanna. 1984. Development and ecology of *Raoiella indica* Hirst (Acari:Tenuipalpidae) on coconut. In: Chichester, E., and Horwood, publ. *Acarology* VI: 2: 785-790.
- NAPPO (2009) Detección del ácaro rojo de las palmas (*Raoiella indica*) en Isla Mujeres y Cancún, Quintana Roo, México. Sistema de Alerta Fitosanitaria-NAPPO.
- Navia, D., Morais, E. G. F., Mendonça, R. S., & Gondim Jr, M. G. C. (2012). Acaro-vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica* Hirst (Prostigmata: Tenuipalpidae). *Pragas Introduzidas: Insetos e Acaros*, 2nd edn. FEALQ, Sao Paulo.
- Nelson, S. C. (2006). *Morinda citrifolia* (noni). Species profiles for Pacific Island forestry. Permanent Agricultural Resources, Holualoa, Hawaii, USA, 1-13.
- Nusantara, A., Trisyono, Y. A., Suputa, S., & Martono, E. (2017). Biology of Red Palm Mite, *Raoiella indica*, on different coconut varieties. *Jurnal Perlindungan Tanaman Indonesia*, 21(1), 23-29.
- Pacheco, C. (2009). Efecto del extracto hidroetanólico de *Higuerilla Ricinus communis* L. sobre el adulto del picudo del agave *Scyphophorus acupunctatus* Gyllenhal (Doctoral dissertation, Tesis Maestría]. Yautepec, Inst politécnico Nacional, centro de desarrollo de productos bióticos).
- Peña, J. E., Carrillo, D., Rodrigues, J. C. V., & Roda, A. (2010). El ácaro rojo de las palmas, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae), una plaga potencial para América Latina. In Primer Simposio Internacional de Acarología en México–Memorias. Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo, México
- Peña, J. E., Mannion, C. M., William Howard, F., & Hoy, M. A. (2008). Red Palm Mite, *Raoiella indica* Hirst (Acari: Prostigmata: Tenuipalpidae). *Encyclopedia of Entomology*, 3123-3127.

- Pinilla-Agudelo, A. (1985). Indicadores Biológicos en Ecosistemas Acuáticos Continentales de Colombia. Centro de investigaciones científicas. Fundación Universidad de Bogotá JORGE TADEO LOZANO.
- Ramos L.M. y Aguilar V. (2014) Registro del ácaro exótico *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) en Managua, Nicaragua. En: III Simposio Latinoamericano y del Caribe "Biodiversidad Acarina" Utilización, protección y Conservación. VII Seminario Internacional de Sanidad Vegetal, La Habana Cuba. 7-11 de abril 2014.
- Ramos-Lima, M., Moreno-Rodríguez, D., & Vargas-Sandoval, M. (2017). New host palms of *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) en Cuba. Revista Colombiana de Entomología, 43(1), 113-120.
- Rodríguez, J.C.V., Ochoa, R. & Kane, E. 2007. First report of *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) and its damage to coconut palms in Puerto Rico and Culebra Island. Int. J. Acarol. 33: 3-5
- Rojas-Rodríguez, F. (2012). Árboles que curan: el noni. Revista Forestal Mesoamericana Kurú, 4(10), pág. 66-69. Recuperado a partir de <https://revistas.tec.ac.cr/index.php/kuru/article/view/502>.
- López-Casamayor, E. 2007. Estudio fitoquímico y Aproximación genética en especies de la sección PLINTHINE del Género Arenaria (Caryophyllaceae). Tesis (Dr. Sc). Granada, ES: Universidad de Granada. Recuperado desde: <http://hera.ugr.es/tesisugr/16727216.pdf>.
- Mariajancyranil J., Chandramohan, G., Saravanan y Elayaraja, A. (2013). Isolation and antibacterial activity of terpenoid from Bougainvillea glabra choisy leaves. Asian Journal of Plant Science and Research 3(3):70-73.
- Martínez V. E. A. (1997). Aislamiento y caracterización de metabolitos secundarios de Bougainvillea glabra, Choisy, (Nictaginácea); Leucophyllum frutescens, (Rerl) I. M. Jonst, (Scrophulariaceae) y Eriobotry a japónica, Linsl (Rosaceae). Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- NEYRA, S. 2006. "EL NONI: cultivo, derivados y aplicaciones". Ediciones Ripalme E.I.RL 'Lima- Perú. 135 p.
- Ospina Mosquera, S. M. (2014). Determinación del efecto acaricida y repelente de los extractos de albahaca (ocimum basilicum L.) y altamisa (ambrosia cumanensis kunth) sobre la arañita roja (tetranychus urticae Koch).
- Rani J. J. M., Chandramohan G. y Renganathan R. (2012). Antioxidant activity, preliminary phytochemical investigation and GC-MS study of Bougainvillea glabra Choicy leaves. International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences 4(S2):12-16.
- Rojas-Rodríguez, F. (2012). Árboles que curan: el noni. Revista Forestal Mesoamericana Kurú, 4(10), pág. 66-69. Recuperado a partir de <https://revistas.tec.ac.cr/index.php/kuru/article/view/502>.
- Sánchez. (2006). La Higuierilla (Ricinus communis L.) Una alternativa de producción para los productores y el mercado energético. CEIEGDRUS, boletín estadístico del sector agropecuario, 7 (2).
- Sánchez Pérez, F. J. (1991). Introducción al Análisis Probit. Revista Interfase. V. II N° 1. Pág. 9-20.
- SENASICA (2014). Ácaro rojo de las palmas (*Raoiella indica* Hirst). Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria-Dirección General de Sanidad Vegetal - Programa de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. México, D.F. Ficha Técnica No. 14. 22 p.
- SENASICA, (2015). Diagnóstico del acaro rojo (*Raoiella indica*) mediante microscopía óptica. Dirección general de sanidad vegetal. -Centro nacional de referencia fitosanitaria departamento de entomología y acarología.
- SENASICA (2018) Estrategia operativa de la campaña contra ácaro rojo de las palmas. Sanidad vegetal. Consultado en línea: [http://www.osiap.org.mx/senasica/sites/default/files/Estrategia\\_operativa\\_ARP\\_0.pdf](http://www.osiap.org.mx/senasica/sites/default/files/Estrategia_operativa_ARP_0.pdf).
- SENASICA. (2018). Octavo Informe Mensual: Campaña Contra Ácaro Rojo De Las Palmas. Informe de acciones operativas.
- SIAP. (2013) Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Ciclo agrícola 2013. Consultado en línea: <http://www.siap.gob.mx>
- SINAVEF-LaNGIF. 2011. Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria– Laboratorio Nacional de Geoprocamiento de Información Fitosanitaria Coordinación para la Innovación y

Aplicación de la Ciencia y la Tecnología Universidad Autónoma de San Luis Potosí. Consultado en línea: <http://langif.uaslp.mx/>.

- Srivastava, A., & Guleria, S. (2003). Evaluation of botanicals for mustard aphid, *Lipaphis erysimi* (Kalt.) control in Brassica. *Himachal Journal of Agricultural Research*, 29(1/2), 116-118.
- Su, C., Wang, M., Nowicki, D., Jensen, J., Anderson, G., 2001. Selective COX-2 inhibition of *Morinda citrifolia* (Noni) in vitro. In: *The Proceedings of the Eicosanoids and other Bioactive Lipids in Cancer, Inflammation and Related Disease. The 7th Annual Conference, 2001 October 14–17. Loews Vanderbilt Plaza, Nashville, Tennessee, USA.*
- Sussane H., Sabine R., Jorg W. M., Víctor, W., Manfred, N. y Bieter, S. (1999). Betacyanins from the bracts of *Bougainvillea glabra*. *Phytochemistry* 37(3):761-767.
- Taiz, L., & Zeiger, E. (2006). *Fisiología vegetal* (Vol. 10). Universitat Jaume I.
- Ulloa, J. A., ROSAS ULLOA, P. E. T. R. A., RAMIREZ RAMIREZ, J. C., & ULLOA RANGEL, B. E. (2012). El noni: propiedades, usos y aplicaciones potenciales. CONACYT
- Vásquez, C., Quiros De G, M., Aponte, O., & Sandoval, D. M. F. (2008). First report of *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) in South America. *Neotropical Entomology*, 37(6), 739-740.
- Vásquez, C., Velandia, P., Jiménez, M., Pazmiño, P., Velastegui, G., & Pérez-Salinas, C. (2018). Efectividad in vitro del extracto etanólico de crisantemo y de hongos acaropatógenos en el control del ácaro rojo de las palmeras. *Bioagro*, 30(2), 135-144.
- Vaquero, L. R. (2015). IDENTIFICACIÓN DE METABOLITOS DE *Bougainvillea glabra* CHOISE VARIEDAD VARIEGATA Y SU EFECTO CONTRA *Spodoptera frugiperda* JE SMITH TESIS (Doctoral dissertation, INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL).
- Welbourn, C. (2006). Red palm mite *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae). *Pest Alert. Florida Department of Agriculture & Consumer Services, Division of Plant Industry. Disponible en: Disponible en: <http://www.doacs.state.fl.us/pi/enpp/ento/r.indica.html>.*
- Welbourn, C. (2007). Pest Alert: Red palm mite *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae). Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry.

## ANEXOS

**Anexo 1.** Lista de taxones muestreados en distintas localidades que fueron positivos a la presencia de *R. indica* (JPR: Jardín Botánico de Pinar del Río, JBN: Jardín Botánico Nacional, JQM: Jardín Botánico Quinta de los Molinos, JMT: Jardín Botánico de Matanzas, JCI: Jardín Botánico de Cienfuegos, JVC: Jardín Botánico de Villa Clara, JSS: Jardín Botánico de Sancti Spíritus, JLT: Jardín Botánico de las Tunas, JHO: Jardín Botánico de Holguín, JGR: Jardín Botánico de Granma, ARE: vivero ARENTUR y VAR: jardines y avenidas de las playa Varadero.

Taxones de palmas muestreados	Localidades con presencia de <i>R. indica</i>	Catalogada como:
<i>Acoelorrhaphe wrightii</i> (Griseb. & H. Wendl.) H. Wendl. ex Becc.		
<i>Acrocomia aculeata</i> (Jacq.) Lodd. ex Mart.		
<i>Acrocomia crispa</i> (Kunth) C. F. Baker x Becc.	JBN	nuevo género y especie
<i>Actinorhynchus calapparia</i> (Blume) H. Wendl. & Drude ex Scheff.		
<i>Adonidia merrillii</i> (Becc.) Becc.	JMT, ARE VAR, JCI, JSS	
<i>Aiphanes horrida</i> (Jacq.) Burret		
<i>Aiphanes lindeniana</i> (H. Wendl.) H. Wendl.	JCI	nueva especie
<i>Aiphanes minima</i> (Gaertn.) Burret		
<i>Allagoptera arenaria</i> (Gomes) Kuntze	JLT	
<i>Archontophoenix alexandrae</i> (F. Muell.) H. Wendl. & Drude	JBN, JLT	
<i>Areca novohibernica</i> (Lauterb.) Becc.	JBN	nueva especie
<i>Areca</i> sp.		
<i>Areca triandra</i> Roxb. Ex Buch.-Ham.		
<i>Arenga australasica</i> (H. Wendl. & Drude) T. S. Blake ex H. E. Moore		
<i>Arenga caudate</i> (Lour.) H. E. Moore	JBN, JLT	
<i>Arenga engleri</i> Becc.		
<i>Arenga microcarpa</i> Becc.	JCI	
<i>Arenga pinnata</i> (Wurmb) Merr.	JLT	
<i>Arenga</i> sp.		
<i>Arenga tremula</i> (Blanco) Becc.		
<i>Arenga undulatifolia</i> Becc.		
<i>Astrocaryum</i> sp.		
<i>Attalea allenii</i> H. E. Moore		
<i>Attalea butyracea</i> (Mutis ex L.F.) Wess. Boer		

<i>Attalea</i> sp.		
<i>Bactris cubensis</i> Burret		
<i>Bactris gasipaes</i> Kunth		
<i>Bactris major</i> Jacq.		
<i>Bactris</i> sp.		
<i>Bentinckia nicobarica</i> (Kurz) Becc.	JLT	nuevo género y especie
<i>Bismarckia nobilis</i> Hildebr. & H. Wendl.		
<i>Borassus aethiopum</i> Mart.	JCI	nuevo género y especie
<i>Borassus</i> sp.		
<i>Brahea armata</i> S.Watson		
<i>Brahea brandegeei</i> (Purpus) H. E. Moore	JCI	nueva especie
<i>Butia capitata</i> (Mart.) Becc.		
<i>Butia eriospatha</i> (Mart. ex Drude) Becc	JBN	nueva especie
<i>Calamus ciliaris</i> Blume		
<i>Calyptronoma plumeriana</i> (Mart.) Lourteig	JBN	nuevo género y especie
<i>Carpentaria acuminata</i> (H. Wendl. & Drude) Becc.	JPR	nuevo género y especie
<i>Caryota cumingii</i> Lodd. ex Mart.		
<i>Caryota mitis</i> Lour.	JGR	

<i>Cocos nucifera</i> L.	JHO	JBN, JMT, VAR, JCI, JVC, JSS,
<i>Cocos nucifera</i> L. var. <i>pinkinside</i>		
<i>Colpothrinax wrightii</i> Griseb. & H. Wendl. ex Voss	JPR, JBN, JLT	nuevo género y especie
<i>Copernicia baileyana</i> Leon	JLT	nuevo género y especie
<i>Copernicia</i>		
<i>brittonorum</i> Leon		
<i>Copernicia cowellii</i>		
Britton & P. Wilson		
<i>Copernicia curbeloi</i>		
Leon		
<i>Copernicia curtissii</i> Becc.		
<i>Copernicia fallaensis</i> Leon		
<i>Copernicia fallaensis</i> Leon x <i>Copernicia curbeloi</i> Leon		
<i>Copernicia gigas</i> Ekman ex Burret		
<i>Copernicia glabrescens</i> H. Wendl. ex Becc.		

<i>Caryota</i> sp.		
<i>Caryota urens</i> L.	ARE, VAR	
<i>Chamaedorea microspadix</i> Burret		
<i>Chamaedorea radicalis</i> Mart.		
<i>Chamaedorea seifrizii</i> Burret	ARE	nuevo género y especie
<i>Chamaedorea tepejilote</i> Liebm.		
<i>Chamaerops humilis</i> L.		
<i>Chambeyronia macrocarpa</i> (Brongn.) Vieill. ex Becc.		
<i>Coccothrinax alexandri</i> Leon		
<i>Coccothrinax alexandri</i> subsp. <i>nitida</i> (Leon) Borhidi & O. Muñiz		
<i>Coccothrinax argentea</i> (Lodd. ex Schult. & Schult.f.) Sarg. Ex Becc.		
<i>Coccothrinax barbadensis</i> (Lodd. ex Mart.) Becc.		
<i>Coccothrinax borhidiana</i> O. Muñiz		
<i>Coccothrinax boschiana</i> M.M. Mejia & R. García		
<i>Coccothrinax crinita</i> (Griseb. & H. Wendl. ex C.H. Wright) Becc.	ARE	nueva especie
<i>Coccothrinax elegans</i> O. Muñiz & Borhidi		
<i>Coccothrinax fagildei</i> Borhidi & O. Muñiz		
<i>Coccothrinax garciana</i> Leon		
<i>Coccothrinax guantanamensis</i> (Leon) O. Muñiz & Borhidi		
<i>Coccothrinax litoralis</i> Leon		
<i>Coccothrinax macroglossa</i> (Leon) Borhidi & O. Muñiz		
<i>Coccothrinax miraguama</i> (Kunth) Becc.		
<i>Coccothrinax miraguama</i> subsp. <i>arenicola</i> (Leon) Borhidi & O. Muñiz		
<i>Coccothrinax muricata</i> Leon		
<i>Coccothrinax pauciramoza</i> Burret		
<i>Coccothrinax pseudorigida</i> Leon		
<i>Coccothrinax salvatoris</i> Leon		
<i>Coccothrinax savannarum</i> (Leon) Borhidi & O. Muñiz		
<i>Coccothrinax</i> sp.		
<i>Coccothrinax spissa</i> L. H. Bailey		
<i>Coccothrinax torrida</i> Morici & Verdecia		
<i>Coccothrinax victorini</i> Leon		
<i>Coccothrinax yuraguana</i> (A. Rich.) Leon		

<i>Copernicia hospital</i> Mart.		
<i>Copernicia macroglossa</i> H. Wendl. ex Becc.		
<i>Copernicia prunifera</i> (Mill.) H. E. Moore		
<i>Copernicia rigida</i> Britton & P. Wilson		
<i>Copernicia roigii</i> Leon	JLT	nuevo género y especie
<i>Copernicia</i> sp.	JBN	nuevo género
<i>Copernicia x shaferi</i> Dahlgren & Glassman		
<i>Copernicia yarey</i> Burret		
<i>Corypha umbraculifera</i> L.	JBN, JLT	
<i>Corypha utan</i> Lamarck		
<i>Cryosophila warscewiczii</i> (H. Wendl.) Bartlett		
<i>Cyrtostachys renda</i> Blume		
<i>Desmoncus isthmus</i> L. H. Bailey		
<i>Dictyosperma album</i> (Bory) Scheff.		
<i>Dictyosperma album</i> var. <i>conjugatum</i> (Bory) Scheff.	JMT	
<i>Dictyosperma album</i> var. <i>aureum</i> Balf.f.		
<i>Drymophloeus pachycladus</i> (Burret) H. E. Moore		
<i>Drymophloeus</i> sp.	JLT	nuevo género y especie
<i>Dypsis cabadae</i> (H. E. Moore) Beentje & J. Dransf.	JGR, JHO	nueva especie
<i>Dypsis decaryi</i> (Jum.) Beentje & J. Dransf.	JBN	
<i>Dypsis leptocheilos</i> (Hodel) Beentje & J. Dransf.		
<i>Dypsis lokohensis</i> J. Dransf.	JBN	nueva especie
<i>Dypsis lutescens</i> (H. Wendl.) Beentje & J. Dransf.	VAR	
<i>Dypsis madagascariensis</i> (Becc.) Beentje & J. Dransf.	ARE, JHO	nueva especie
<i>Elaeis guineensis</i> Jacq.	JCI	
<i>Elaeis guineensis</i> Jacq. var. Nigerian thick shell		
<i>Elaeis guineensis</i> Jacq. var. <i>poissonii</i>		nueva variedad
<i>Elaeis guineensis</i> Jacq. var. <i>ussu</i>		
<i>Elaeis oleifera</i> (Kunth) Cortés		
<i>Eleiodoxa conferta</i> (Griff.) Burret		
<i>Euterpe edulis</i> Mart.		
<i>Gaussia gomez-pompae</i> (H. J. Quero) H. J. Quero		
<i>Gaussia maya</i> (O. F. Cook) H. J. Quero & Read		
<i>Gaussia princeps</i> H. Wendl.	JPR	
<i>Gaussia spirituana</i> Moya & Leiva	JBN, JSS,	nueva especie
<i>Geonoma</i> sp.		
<i>Hemithrinax compacta</i> (Griseb. & H. Wendl.) M. Gómez		
<i>Hemithrinax ekmaniana</i> Burret		
<i>Hemithrinax rivularis</i> Leon		
<i>Hydriastele ramsayi</i> (Becc.) W. J. Baker & Loo		
<i>Hydriastele wendlandiana</i> (F. Muell.) H. Wendl. & Drude		
<i>Hyophorbe indica</i> Gaertn.		
<i>Hyophorbe lagenicaulis</i> (L. H. Bailey) H. E. Moore		
<i>Hyophorbe verschaffeltii</i> H. Wendl.		
<i>Hyphaene compressa</i> H. Wendl.		

<i>Hyphaene coriacea</i> Gaertn.		
<i>Hyphaene guineensis</i> Schumach. & Thonn.		
<i>Itaya amicornum</i> H. E. Moore	JBN	nuevo género y especie
<i>Latania loddigesii</i> Mart.		
<i>Latania loddigesii</i> Mart. x <i>Latania lontaroides</i> (Gaertn.) H. E. Moore	JBN, VAR	nueva especie
<i>Latania lontaroides</i> (Gaertn.) H. E. Moore	JLT	nueva especie
<i>Latania verschaffeltii</i> Lem.	JCI	nueva especie
<i>Leucothrinax morrisii</i> (H. Wendl.) C. Lewis & Zona		
<i>Licuala grandis</i> H. Wendl.		
<i>Licuala auterbachii</i> Dammer & K. Schum.		
<i>Licuala paludosa</i> Griff.		
<i>Licuala rumphii</i> Blume		
<i>Licuala</i> sp.		
<i>Licuala spinosa</i> Wurm	JBN, ARE, JCI	
<i>Livistona chinensis</i> (Jacq.) R. Br. ex Mart. JQM	JQM, JMT, ARE, VAR, JCI, JLT	
<i>Livistona decora</i> (W. Bull) Dowe	JBN	nueva especie
<i>Livistona fulva</i> Rodd		
<i>Livistona lamuginosa</i> Rodd	JLT	nueva especie
<i>Livistona mariae</i> F. Muell.		
<i>Livistona muelleri</i> F. M. Bailey	JLT	
<i>Livistona saribus</i> (Lour.) Merr. ex A. Chev.		
<i>Livistona</i> sp.		
<i>Oncosperma horridum</i> (Griff.) Scheff.		
<i>Phoenix acaulis</i> Roxb.		
<i>Phoenix canariensis</i> Chabaud	JLT, JHO	
<i>Phoenix dactylifera</i> L.	JPR	
<i>Phoenix pusilla</i> Gaertn.	JCI	nueva especie
<i>Phoenix reclinata</i> Jacq.	VAR, JSS, JLT	
<i>Phoenix roebelenii</i> O'Brien	JQM, JMT, ARE, JLT	
<i>Phoenix rupicola</i> T. Anderson		
<i>Phoenix sylvestris</i> (L.) Roxb.		
<i>Phytelephasa equatorialis</i> Spruce		
<i>Pinanga caesia</i> Blume		
<i>Pinanga coronata</i> (Blume ex Mart.) Blume		
<i>Ponapea hosinoi</i> Kaneh.		
<i>Pritchardia pacifica</i> Seem. & H. Wendl.	JGR, JHO	
<i>Pritchardia thurstonii</i> F. Muell. & Drude		
<i>Pseudophoenix ekmanii</i> Burret	JBN	
<i>Pseudophoenix sargentii</i> H. Wendl. ex Sarg.		
<i>Pseudophoenix vinifera</i> (Mart.) Becc.	JLT	
<i>Ptychosperma elegans</i> (R. Br.) Blume	JQM, VAR, JHO	
<i>Ptychosperma macarthurii</i> (H. Wendl. ex H. J. Veitch) H. Wendl. ex Hook.f.	JMT, ARE, JCI, JGR	
<i>Ptychosperma nicolai</i> (Sander ex André) Burret		
<i>Ptychosperma propinquum</i> (Becc.) Becc. ex Martelli		
<i>Ptychosperma salomonense</i> Burret		

<i>Ptychosperma sanderianum</i> Ridl.	JCI	
<i>Ptychosperma</i> sp.		
<i>Ptychosperma waitianum</i> Essig		
<i>Reinhardtia gracilis</i> (H. Wendl.) Burret		
<i>Rhapis excelsa</i> (Thunb.) Henry	JQM, VAR, JLT	
<i>Rhapis subtilis</i> Becc.		
<i>Rhopaloblaste augusta</i> (Kurz) H. E. Moore		
<i>Roystonea lenis</i> Leon		
<i>Roystonea maisiana</i> (L. H. Bailey)		
<i>Roystonea regia</i> (Kunth) O. F. Cook		
<i>Roystonea</i> sp.		
<i>Roystonea violacea</i> Leon		
<i>Sabal bermudana</i> L. H. Bailey		
<i>Sabal causiarum</i> (O. F. Cook) Becc.	JCI	nueva especie
<i>Sabal domingensis</i> Becc.		
<i>Sabal mauritiiformis</i> (H. Karst.) Griseb. & H. Wendl.		
<i>Sabal mexicana</i> Mart.		
<i>Sabal minor</i> (Jacq.) Pers.		
<i>Sabal palmetto</i> (Walter) Lodd. ex Schult & Schult. f.	JPR, JQM, JCI	
<i>Sabal rosei</i> (O. F. Cook) Becc.	JLT	nueva especie
<i>Sabal</i> sp.		
<i>Sabal yapa</i> C. Wright ex Becc.	JCI	nueva especie
<i>Saribus merrillii</i> (Becc.) Bacon & W. J. Baker		
<i>Saribus rotundifolius</i> (Lam.) Blume	JBN	nuevo género y especie
<i>Serenoa repens</i> (W. Bartram) Small		
<i>Socratea salazarii</i> H. E. Moore		
<i>Syagrus flexuosa</i> (Mart.) Becc.		
<i>Syagrus romanzoffiana</i> (Cham.) Glassman		
<i>Syagrus schizophylla</i> (Mart.) Glassman	JCI, JLT	
<i>Syagrus</i> sp.		
<i>Thrinax radiata</i> Lodd. ex Schult. & Schult.f.	ARE, VAR, JLT	
<i>Washingtonia filifera</i> (Linden ex André) H. Wendl. ex de Bary	JLT	
<i>Washingtonia robusta</i> H. Wendl.	JBN, JQM	
<i>Wodyetia bifurcata</i> A. K. Irvine		
<i>Zombia antillarum</i> (Descourt.) L. H. Bailey		

## ANEXO 2. MÉTODO 004 SERIE DE MÉTODOS DE PRUEBA DE SUSCEPTIBILIDAD DEL IRAC



### Serie de métodos de prueba de susceptibilidad de IRAC

Método No: 004

Versión: 3 (junio de 2009)

Para obtener más información, comuníquese con el Coordinador internacional de IRAC:

**Alan Porter:** [aporter@intraspin.com](mailto:aporter@intraspin.com)

[www.irac-online.org](http://www.irac-online.org)

#### Detalles:

Método: No 004 (Método anterior No. 4a) Estado: Aprobado Especies: <i>Panonychus ulmi</i> , <i>Tetranychus spp.</i> , <i>Panonychus citri</i> . Etapa de especies: Adulto Clase de producto: bromopropilato, chexatin, dicofol, metanato y propargita
---

#### Descripción.

##### Materiales:

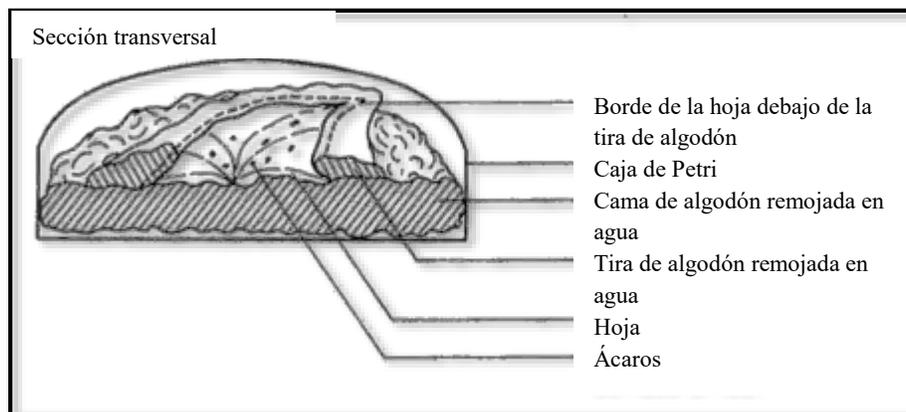
Placas de Petri (9 cm de diámetro), algodón absorbente, hojas sin tratar (para *Tetranychus spp.*), las hojas de frijol son particularmente adecuadas; para *P. ulmi* use hojas de manzana o ciruela; para *P. citri* hojas jóvenes de naranja agria, *Citrus aurantium*, o naranja dulce, *Citrus sinensis*, tijera para cortar algodón en tiras para dimensiones uniformes, pinzas pequeñas, cepillos finos de marta (para reducir el riesgo de contaminación cruzada, es aconsejable usar cepillos separados para manipular los ácaros en cada conjunto de hojas tratadas), vasos de precipitados o frascos de vidrio (250 ml de capacidad) para líquidos de prueba, agente humectante Agral o similar, microscopio binocular, equipo para preparar soluciones estándar, termómetro.

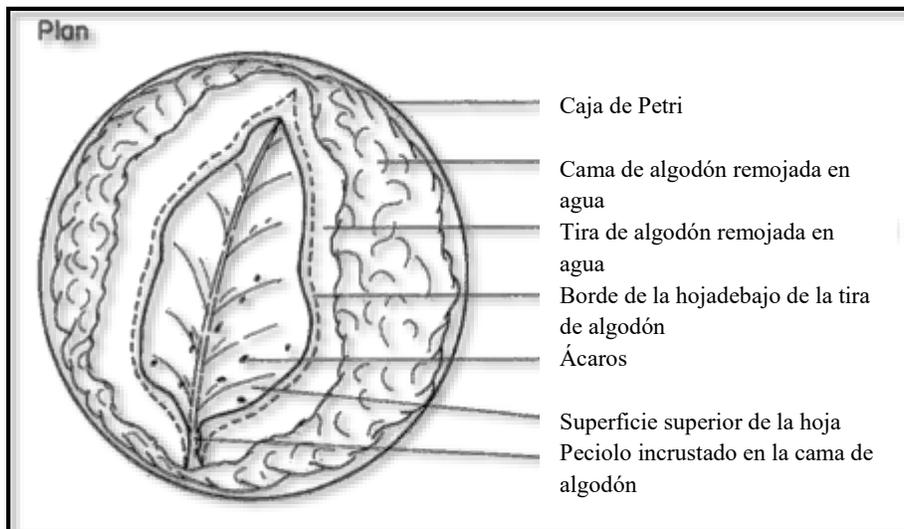
##### Método:

- Recoge ácaros adultos del campo. Se recomienda una población de al menos 10 ácaros adultos por hoja.
- Recoge un suministro de hojas sin tratar. Para *P. ulmi*, se pueden usar hojas de manzana. Sin embargo, el uso de hojas de arbustos relacionados como myrobalan (*Prunus cerasifera*) proporcionan un experimento más duradero.
- Preparar líquidos de prueba.
- Agite los líquidos de prueba y sumerja las hojas individuales durante 5 s. Deje que el líquido superficial se seque de las hojas antes colocándolos en platos de Petri. Use un mínimo de cinco réplicas por tratamiento.

- (e) Coloque una capa de algodón sobre la base de la placa de Petri. Agregue agua del grifo hasta el punto de saturación, pero evite la acumulación de agua estancada.
- (f) Coloque las hojas tratadas, la superficie superior en la parte superior, sobre una base húmeda de algodón.
- (g) Corte tiras de algodón de aproximadamente 1 cm de ancho y remójelas en agua corriente. Coloque tiras de algodón alrededor del perímetro de cada hoja tratada, la mitad sobre la hoja y la otra mitad sobre la cama de algodón. Coloque un pequeño trozo de algodón húmedo alrededor del pecíolo de cada hoja.
- (h) Use un microscopio binocular o una lente manual para asegurarse de que no haya espacios entre las hojas y el algodón. tiras de lana. Retire los ácaros que ya están en las hojas.
- (i) Use un cepillo de marta fina para colocar 10 ácaros hembras adultas en la superficie de cada hoja tratada.
- (j) Mantenga las pruebas a  $21 \pm 3$  ° C en una habitación donde no estén expuestas a la luz solar directa y al 65-90% humedad relativa. Las placas de Petri deben dejarse abiertas.
- (k) Usando una lente manual o un microscopio binocular, evalúe la mortalidad después de 72 o 96 h dependiendo de la velocidad de acción del compuesto de prueba. Use un pincel fino de sable para estimular los ácaros individuales. Si son incapaces de caminar, registrarlos como muertos.
- (l) Exprese los resultados como porcentaje de mortalidad y corrija la mortalidad no tratada utilizando la fórmula de Abbott. La mortalidad no tratada debe registrarse.

**Diagrama:**





### Precauciones y Notas:

Para *Tetranychus spp.* que vive principalmente en la superficie inferior de la hoja, las hojas pueden necesitar colocarse más abajo. Dado que se utilizan compuestos formulados, la adición de humectación se considera innecesaria, particularmente en las pruebas en donde se emplean dosis altas para determinar la resistencia. Sin embargo, en casos especiales, p. Ej., donde las dosis bajas son para ser utilizado para determinaciones de valores LD 50 y / o con hojas de cítricos, puede ser necesario agregar un líquido más húmedo para lograr la humectación de la hoja. En este caso, el tipo y la concentración de la humedad deben anotarse y citarse con los resultados. Los adultos escapados deben ser descartados del cálculo del porcentaje de mortalidad.

**ANEXO 3. FACTOR PONDERADO PARA EL CÁLCULO DE PROBIT**

	0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5	0.6	0.7	0.8	0.9
1	0.001	0.001	0.001	0.002	0.002	0.003	0.005	0.006	0.008	0.01
2	0.015	0.019	0.025	0.031	0.04	0.05	0.062	0.076	0.092	0.11
3	0.131	0.154	0.18	0.208	0.238	0.269	0.302	0.336	0.37	0.4
4	0.439	0.471	0.503	0.532	0.558	0.581	0.601	0.616	0.627	0.63
5	0.637	0.634	0.627	0.616	0.601	0.581	0.558	0.532	0.503	0.47
6	0.439	0.405	0.37	0.336	0.302	0.269	0.238	0.208	0.18	0.155
7	0.131	0.11	0.092	0.076	0.062	0.05	0.04	0.031	0.025	0.01
8	0.015	0.011	0.008	0.008	0.005	0.003	0.002	0.002	0.001	0

**ANEXO 4. RELACIÓN DEL PORCENTAJE DE MORTALIDAD / PROBIT EMPÍRICO (NMX-AA-087-1995)**

%	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9
<b>0</b>		2.67	2.95	3.12	3.25	3.36	3.45	3.52	3.59	3.66
<b>10</b>	3.72	3.77	3.82	3.87	3.92	3.96	4.01	4.05	4.08	4.12
<b>20</b>	4.16	4.19	4.23	4.26	4.29	4.33	4.36	4.39	4.42	4.45
<b>30</b>	4.48	4.5	4.53	4.56	4.59	4.61	4.64	4.67	4.69	5.75
<b>40</b>	4.75	4.77	4.8	4.82	4.85	4.87	4.9	4.92	4.95	4.97
<b>50</b>	5	5.03	5.05	5.08	5.1	5.13	5.15	5.18	5.2	5.23
<b>60</b>	5.25	5.28	5.31	5.33	5.36	5.39	5.41	5.44	5.47	5.5
<b>70</b>	5.52	5.55	5.58	5.61	5.64	5.67	5.71	5.74	5.77	5.81
<b>80</b>	5.84	5.88	5.92	5.95	5.99	6.04	6.08	6.13	6.18	6.23
<b>90</b>	6.28	6.34	6.41	6.48	6.55	6.64	6.75	6.88	7.05	7.33
<b>%</b>	0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5	0.6	0.7	0.8	0.9
<b>99a</b>	7.33	7.373	7.41	7.46	7.51	7.58	7.65	7.75	7.88	8.09

**ANEXO 5. DATOS DE REGRESIÓN PARA HIGUERILLA (CL<sub>50</sub> DURANTE 4 HORAS)**

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0.8660254
Coeficiente de determinación R <sup>2</sup>	0.75
R <sup>2</sup> ajustado	0.5
Error típico	0.21637159
Observaciones	3

**ANÁLISIS DE VARIANZA**

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	0.14045	0.14045	3	0.33333333
Residuos	1	0.04681667	0.04681667		
Total	2	0.18726667			

	<i>Coefficientes</i>	<i>Error típico</i>	<i>Estadístico t</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Inferior 95%</i>	<i>Superior 95%</i>	<i>Inferior 95.0%</i>	<i>Superior 95.0%</i>
Intercepción	5.68802239	0.37657413	15.1046552	0.04208584	0.9031944	10.4728504	0.9031944	10.4728504
Variable X 1	0.88031095	0.50824776	1.73205081	0.33333333	5.57758916	7.33821106	5.57758916	7.33821106

## ANEXO 6. DATOS DE REGRESIÓN PARA NONI ( $CL_{50}$ DURANTE 4 HORAS)

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0.99819644
Coeficiente de determinación $R^2$	0.99639614
$R^2$ ajustado	0.99279227
Error típico	0.04082483
Observaciones	3

### ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	0.4608	0.4608	276.48	0.038240669
Residuos	1	0.00166667	0.00166667		
Total	2	0.46246667			

	<i>Coeficientes</i>	<i>Error típico</i>	<i>Estadístico</i>		<i>Inferior 95%</i>	<i>Superior 95%</i>	<i>Inferior 95.0%</i>	<i>Superior 95.0%</i>
			<i>t</i>	<i>Probabilidad</i>				
Intercepción	4.86880785	0.07105172	68.5248389	0.00928969	3.966010113	5.77160558	3.96601011	5.77160558
Variable X 1	1.59452549	0.0958958	16.6276878	0.03824067	0.376053767	2.8129972	0.37605377	2.8129972

**ANEXO 7. DATOS DE REGRESIÓN PARA BUGAMBILIA ( $CL_{50}$  DURANTE 4 HORAS)**

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0.99912598
Coeficiente de determinación $R^2$	0.99825273
$R^2$ ajustado	0.99650545
Error típico	0.02041241
Observaciones	3

**ANÁLISIS DE VARIANZA**

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	0.23805	0.23805	571.32	0.02661872
Residuos	1	0.00041667	0.00041667		
Total	2	0.23846667			

	<i>Coefficientes</i>	<i>Error típico</i>	<i>Estadístico t</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Inferior 95%</i>	<i>Superior 95%</i>	<i>Inferior 95.0%</i>	<i>Superior 95.0%</i>
Intercepción	4.70226814	0.03552586	132.361834	0.0048096	4.25086927	5.15366701	4.25086927	5.15366701
Variable X 1	1.14606519	0.0479479	23.9023011	0.02661872	0.53682933	1.75530105	0.53682933	1.75530105