

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERIA AGRONÓMICA



TESIS DE GRADO

EVALUACIÓN DEL EXTRACTO ACUOSO A BASE DE SEMILLAS DE RICINO
(*Ricinus communis*) COMO METODO DE CONTROL DEL NEMATODO NODULADOR
(*Nacobbus aberrans*) EN CONDICIONES DE LABORATORIO.

MARIA RENE MAMANI CORTEZ

LA PAZ-BOLIVIA

2024

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERIA AGRONÓMICA

EVALUACIÓN DEL EXTRACTO ACUOSO A BASE DE SEMILLAS DE RICINO
(*Ricinus communis*) COMO METODO DE CONTROL DEL NEMATODO
NODULADOR (*Nacobbus aberrans*) EN CONDICIONES DE LABORATORIO

Tesis de grado presentado como
requisito para optar el título de
Ingeniero agrónomo

MARIA RENE MAMANI CORTEZ

Asesores:

Ing. Ph. D. David Cruz Choque

Ing. M. Sc. Teresa de Jesús Ruiz Diaz Luna Pizarro

Ing. Soledad Lutino Flores

Tribunal examinador:

Ing. Gregorio Zapata Limachi

M. Sc. Freddy Antonio Cadena Miranda

Ing. Williams Alex Murillo Oporto

APROBADO

Presidente Tribunal Examinador

LA PAZ-BOLIVIA

2024

DEDICATORIA

Dedicado con todo mi cariño a mi querida familia, especialmente a mis padres, Rómulo René y Juana María. Con mucho esfuerzo y sacrificio, siempre me brindaron su apoyo incondicional. Desde el primer día, han sido mi mayor fuente de inspiración y motivación. Gracias por creer en mí; sin ustedes, no estaría aquí cumpliendo una de mis metas. Los amo.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por darme la fuerza para seguir cada día, la oportunidad de superarme y formarme como profesional. Gracias por la salud, la vida y el amor de mis seres queridos. Tu amor infinito me ha sostenido siempre, en la alegría y en el dolor.

A la Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía – Carrera Ingeniería Agronómica, por la excelente formación profesional impartida por sus docentes y auxiliares de docencia.

A mis asesores, el Ing. Ph. D. David Cruz Choque, la Ing. M. Sc. Teresa de Jesús Ruiz Díaz Luna Pizarro y la Ing. Soledad Lutino Flores, por su asesoramiento, colaboración y confianza, que han hecho posible la realización de este trabajo de la mejor manera.

A los tribunales revisores: Ing. Gregorio Zapata Limachi, M. Sc. Freddy Antonio Cadena Miranda y Ing. Williams Alex Murillo Oporto, por dedicar su tiempo a la revisión de este trabajo de investigación, y por las correcciones y sugerencias realizadas, que han permitido concluir este estudio satisfactoriamente.

Al Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal (INIAF), por permitirme en realizar pasantía en su laboratorio, donde se gestó la idea inicial de este trabajo experimental. Agradezco la oportunidad de aprender y aplicar conocimientos prácticos que fueron fundamentales para el desarrollo de esta investigación.

A mis queridos padres, Romulo René y Juana María, por su apoyo incondicional, su inmenso amor y cariño, y por la educación que me brindaron, que ha sido la sólida base de mi formación como persona. Su constante guía y ejemplo han sido fundamentales para alcanzar mis metas y enfrentar los desafíos de la vida con determinación y amor. Los amo profundamente y estoy eternamente agradecido por todo lo que han hecho por mí.

A mis queridos hermanos, Max M., Dayane E., Joel P., por su amor incondicional, constante cuidado y sabios consejos. Gracias por ser mi fuente de inspiración y por motivarme a soñar en grande. Siempre han estado a mi lado, brindándome un apoyo sincero y lleno de cariño. Su presencia en mi vida ha sido un regalo valioso que atesoro profundamente.

A mis amigos (as) y compañeros (as), con quienes compartimos momentos gratos. Su amistad y apoyo incondicional han sido valiosos no solo en el ámbito académico, sino también en mi crecimiento personal.

ÍNDICE

ÍNDICE	I
LISTA DE FIGURAS	VI
LISTA DE TABLAS	VII
LISTA DE GRÁFICOS	IX
RESUMEN	X
CAPÍTULO I. MARCO INTRODUCTORIO	1
1.1. Introducción	1
1.2. Antecedentes	2
1.3. Justificación	3
1.4. Objetivos	4
1.4.1. Objetivo General	4
1.4.2. Objetivos Específicos	4
CAPÍTULO II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.	5
2.1. Trayectoria Histórica de <i>Nacobbus aberrans</i>	5
2.2. Distribución Geográfica de <i>Nacobbus aberrans</i>	6
2.3. Taxonomía de <i>Nacobbus aberrans</i>	8
2.4. Morfología de <i>Nacobbus aberrans</i>	8
2.5. Biología de <i>Nacobbus aberrans</i>	9
2.5.1. Huevo	9

2.5.2. Primer estadio juvenil (J1)	10
2.5.3. Segundo estadio juvenil (J2).....	10
2.5.4. Tercer estadio joven (J3)	11
2.5.5. Cuarto estadio juvenil (J4)	11
2.5.6. Hembra joven o vermiforme.....	11
2.5.7. Hembra adulta o arriñonada	12
2.5.8. Macho	12
2.6. Cultivos Susceptibles y Hospederos de Nacobbus aberrans.....	13
2.7. Interacción Nematodo-Plata Hospedante	13
2.8. Supervivencia de Nacobbus aberrans	14
2.9. Síntomas y Daños.....	14
2.10. Efecto en el Cultivo Principal	15
2.11. Habidad de Nacobbus aberrans	16
2.12. Toma de Muestras para el Diagnóstico de Nematodos	16
2.12.1. Muestra en Suelo.....	16
2.12.2. Muestreo en Cultivos	18
2.13. Control de Nacobbus aberrans	20
2.13.1. Control Cultural.....	20
2.13.2. Control Biológico.....	21
2.13.3. Control Químico.....	22

2.13.4. Control Ecológico.....	23
2.14. Características Botánicas del Ricino.....	23
2.15. Taxonomía.....	24
2.16. Morfología del Ricino	24
2.16.1. Raíz	24
2.16.2. Tallo.....	25
2.16.3. Hojas.....	25
2.16.4. Inflorescencia.....	26
2.16.5. Semilla.....	26
2.17. Toxicidad y Usos.....	26
2.17.1. Torta de Ricino	27
2.18. Procesamiento del Material Vegetal para un Estudio Fitoquímico	28
2.19. Fitoquímica y Farmacología de <i>Ricinus communis</i>	29
2.19.1. Ricina.....	30
2.20. Composición Química de la Semilla de Ricino.....	31
CAPÍTULO III. PROCESO EXPERIMENTAL	32
3.1. Requerimiento por PROINPA-Método de Flotación y Centrifugación.	32
3.2. Recolección de Muestra de Suelo con Presencia de Nematodo	35
3.2.1. Identificación de Presencia de Nódulos en Raíces.....	35
3.2.2. Materiales y Equipos Utilizados	36

3.2.3. Procedimiento para la Obtención de Nemátodos en Muestras de Suelo.....	36
3.3. Identificación Morfológica del <i>Nacobbus aberrans</i> en Laboratorio (INIAF)	38
3.4. Recolección de Muestra de Ricino.....	40
3.4.1. Sitio de Recolecta de Ricino	40
3.4.2. Descripción del Ricino Recolectado	41
3.5. Procedimiento del Extracto de Ricino	42
3.5.1. Materiales y Equipos Utilizados para la Obtención del Extracto	42
3.5.2. Preparación del Extracto Acuoso.....	42
3.6. Análisis Fitoquímico	43
3.6.1. Taninos y Grupo fenólicos	44
3.6.2. Flavonoides	45
3.6.3. Quinonas	46
3.6.4. Coumarinas	46
3.7. Concentraciones del Extracto de Ricino	46
3.8. Concentraciones del Extracto Aplicada en Nematodos	47
3.8.1. Materiales y Equipos Utilizados	47
3.8.2. Procedimiento del Extracto Aplicada en Nematodos	48
3.9. Análisis Estadístico	50
3.10. Modelo Estadístico.....	50
3.11. Variables de Respuesta.....	50

CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	51
4.1. Identificación de Metabolitos Secundarios	51
4.1.1. Taninos y Grupos fenólicos	51
4.1.2. Flavonoides	52
4.1.3. Quinonas	53
4.1.4. Coumarinas	54
4.2. Resultados de las Concentraciones.....	55
4.3. Efecto Nematicida a 5 Horas de Exposición del Extracto Acuoso	55
4.3.1. Análisis de Varianza a 5 horas	56
4.4. Efecto Nematicida a 10 Horas de Exposición del Extracto Acuoso	57
4.4.1. Análisis de Varianza a 10 horas	58
4.5. Efecto Nematicida a 24 Horas de Exposición del Extracto Acuoso	59
4.5.1. Análisis de Varianza a 24 horas	61
4.6. Efecto Nematicida a 36 Horas de Exposición del Extracto Acuoso	61
4.6.1. Análisis de Varianza a 36 horas	63
4.7. Análisis de los Efectos Nematicidas	64
CAPÍTULO V. CONCLUSIÓN	66
CAPÍTULO VI. RECOMENDACIONES	67
BIBLIOGRAFÍA	68
ANEXOS	77

LISTA DE FIGURAS

Figura II-1. Distribución de los nematodos <i>Nacobbus aberrans</i> y <i>Globodera</i> spp. en Bolivia.....	7
Figura II-2. <i>Nacobbus aberrans</i>	9
Figura II-3. Estadios de <i>Nacobbus aberrans</i>	12
Figura II-4. Métodos de toma muestras de suelo	17
Figura II-5. Métodos de toma de muestra en planta.....	19
Figura III-1. Procedimiento del Método de Flotación y Centrifugación.	34
Figura III-2. Bioensayos obtenidos de Laboratorio de INIAF con presencia de <i>Nacobbus aberrans</i>	35
Figura III-3. <i>Nacobbus aberrans</i> presente en raíces y suelo.....	38
Figura III-4. Características Morfológicas de <i>Nacobbus aberrans</i>	40
Figura III-5. Obtención de Ricino por las Orillas del Río Yara-Caranavi.....	41
Figura III-6. Procedimiento del extracto aplicado en nematodos.....	49

LISTA DE TABLAS

Tabla II-1. Clasificación taxonómica de <i>Nacobbus aberrans</i>	8
Tabla II-2. Descripción taxonómica de la especie <i>Ricinus communis</i> L.....	24
Tabla II-3. Contenido de nutrientes en la torta de Ricino	27
Tabla II-4. Moléculas presentes en las semillas de la higuera con actividad biológica contra insectos.	30
Tabla III-1. Características morfológicas para identificar nematodos fitoparásitos.	39
Tabla IV-1. Evaluación fitoquímica de taninos y grupos fenólicos en extractos a base de semillas de ricino (<i>Ricinus communis</i>)	52
Tabla IV-2. Evaluación fitoquímica de flavonoides en extractos a base de semilla de Ricino (<i>Ricinus communis</i>).....	52
Tabla IV-3. Evolución fitoquímica de quinonas en extractos a base de semillas de Ricino (<i>Ricinus communis</i>).....	53
Tabla IV-4. Evaluación fitoquímica de coumarinas de los extractos a base de semillas de Ricino (<i>Ricinus communis</i>).....	54
Tabla IV-5. Análisis de varianza para mortalidad de nematodos en un diseño completamente al azar a la observación de 5 horas en el experimento.....	56
Tabla IV-6. Agrupación de medias de las concentraciones por la prueba de Duncan para el control de nematodos a 5 horas de exposición	57
Tabla IV-7. Análisis de varianza para mortalidad de nematodos en un diseño completamente al azar a la observación de 10 horas en el experimento.....	58

Tabla IV-8. Agrupación de medias de las concentraciones por la prueba de Duncan para el control de nematodos a 10 horas de exposición.	59
Tabla IV-9. Análisis de varianza para mortalidad de nematodos en un diseño completamente al azar a la observación de 24 horas en el experimento.....	61
Tabla IV-10. Agrupación de medias de las concentraciones por la prueba de Duncan para el control de nematodos a 24 horas de exposición.	61
Tabla IV-11. Análisis de varianza para mortalidad de nematodos en un diseño completamente al azar a la observación de 36 horas en el experimento.....	63
Tabla IV-12. Agrupación de medias de las concentraciones por la prueba de Duncan para el control de nematodos a 36 horas de exposición.	64

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico II-1. Descripción bromatológica de la semilla de Ricino.....	31
Gráfico IV-1. 5 Horas de exposición.....	56
Gráfico IV-2. 10 horas de exposición	58
Gráfico IV-3. 24 horas de exposición.	60
Gráfico IV-4. 36 Horas de exposición.....	63
Gráfico IV-5. Relación entre las diferentes concentraciones desde las 5,10,24 y 36 horas de exposición el control de nematodo <i>Nacobbus aberrans</i>	65

RESUMEN

En la actualidad resuena con más frecuencia los problemas de impacto ambiental, si bien los avances tecnológicos son innovadores, algunos degradaron de gran manera nuestro ecosistema. Y, dentro de la producción no hay excepción, pues se ha llegado a implementar químicos altamente tóxicos, que comprometen a la misma producción, al suelo, a la salud humana y otros. Se necesita alternativas mucho más ecológicas, naturales y amigables con el medio ambiente. La presente investigación radica en la evaluación de un efecto nematicida ecológico que haga frente a los nematodos.

El objetivo de esta investigación fue evaluar el potencial del extracto acuoso a base de semillas de ricino (*Ricinus communis*) como método de control del nematodo nodulador (*Nacobbus aberrans*) en condiciones de laboratorio. La metodología comprendió la preparación del extracto, seguida del análisis fitoquímico para detectar la presencia de compuestos como taninos, grupos fenólicos, quinonas y cumarinas. Posteriormente, se administraron 4 ml del extracto a una población de 30 nematodos en cajas Petri, con concentraciones del extracto que variaban entre 20% y 100%, y se evaluó la mortalidad a intervalos de 5, 10, 24 y 36 horas. Se utilizó un diseño completamente al azar con 6 tratamientos, incluyendo un grupo control, y se realizaron 6 repeticiones por tratamiento. Los resultados mostraron que las concentraciones más efectivas para la mortalidad de los nematodos fueron del 80% al 100%, logrando una tasa de mortalidad del 83%. Se concluye que el uso del extracto acuoso de semillas de ricino es una opción viable para el control ecológico del nematodo nodulador. Además, se observa que a concentraciones más altas y tiempos prolongados de exposición se obtiene una mayor tasa de mortalidad en los nematodos.

Palabras claves; fitoquímico, extracto, ricino, nematodo, control, mortalidad.

ABSTRAC

Nowadays, the problems of environmental impact resound more frequently, although technological advances are innovative, some of them have degraded our ecosystem in a great way. And, within the production there is no exception, because it has come to implement highly toxic chemicals, which compromise the same production, soil, human health and others. Much more ecological, natural and environmentally friendly alternatives are needed. The present research is based on the evaluation of an ecological nematicide effect against nematodes.

The objective of this research was to evaluate the potential of aqueous extract derived from castor bean (*Ricinus communis*) seeds as a method of control of the nodulating nematode (*Nacobbus aberrans*) under laboratory conditions. The methodology involved the preparation of the extract, followed by phytochemical analysis for the presence of compounds such as tannins, phenolic groups, quinones and coumarins. Subsequently, 4 ml of the extract was administered to a population of 30 nematodes in Petri dishes, with concentrations of the extract varying between 20% and 100%, and mortality was evaluated at intervals of 5, 10, 24 and 36 hours. A completely randomized design with 6 treatments, including a control group, and 6 replicates per treatment was used. The results showed that the greatest effectiveness in nematode mortality was achieved with 80% and 100% extract concentrations, achieving a mortality of 83%. In conclusion, it is established that the use of the aqueous extract of castor bean seeds is a viable alternative for the ecological control of the nodulating nematode, showing that, at higher concentrations and prolonged exposure times, greater mortality of the nematodes is observed.

Key words; phytochemical, extract, castor bean, nematode, control, mortality.

MARCO INTRODUCTORIO

1.1. Introducción

La agricultura a nivel mundial enfrenta constantes desafíos debido a diversas plagas que amenazan el rendimiento de los cultivos. Entre estas, los nematodos representan un problema significativo, destacando el nematodo nodulador (*Nacobbus aberrans*) como una plaga recurrente en numerosas regiones del mundo afectando cultivos importantes como la papa. Aunque los nematicidas químicos han sido efectivos en su control, su uso plantea inquietudes sobre su impacto ambiental y en la salud humana. En respuesta a esta preocupación, surge el interés por los extractos naturales de plantas como alternativas más sostenibles y seguras para el manejo de estas plagas.

En este contexto, esta investigación se enfoca en explorar el potencial del extracto acuoso del ricino como una opción de control para el nematodo nodulador (*Nacobbus aberrans*) en condiciones de laboratorio. Se propone evaluar la efectividad de este extracto como efecto nematicida, así como investigar su posible impacto en la salud humana y el medio ambiente. El ricino (*Ricinus communis*) es una planta con propiedades bioactivas bien documentadas, y sus metabolitos secundarios poseen actividad insecticida y nematicida conocida. Este estudio busca no solo determinar la eficacia del extracto acuoso del ricino en el control de los nematodos, sino también comprender mejor su mecanismo de acción y sus posibles implicaciones en la agricultura sostenible.

Los resultados obtenidos contribuirán significativamente a la identificación de alternativas más seguras y sostenibles para el control de nematodos en los cultivos,

abriendo nuevas perspectivas en la búsqueda de métodos agrícolas más amigables con el medio ambiente y la salud humana

1.2. Antecedentes

La presencia del nematodo nodulador (*Nacobbus aberrans*) en cultivos agrícolas, especialmente en cultivos como la papa, puede acarrear daños significativos tanto en la producción como en la calidad de los productos cosechados. Esta plaga ha demostrado ser particularmente perjudicial en zonas altiplánicas, donde su incidencia es más frecuente y su impacto más devastador. Ante este desafío, se requiere urgentemente la implementación de métodos de control que sean no solo efectivos, sino también seguros para el medio ambiente y la salud humana.

En cuanto al extracto acuoso de ricino, este se distingue por su potencial como agente nematocida. El ricino (*Ricinus communis*) alberga una gama de metabolitos secundarios, entre los cuales destacan compuestos con propiedades bioactivas que han demostrado capacidad para combatir insectos y nematodos. El extracto acuoso, obtenido a partir de las semillas de ricino, concentra estos compuestos y se presenta como una opción prometedora para el control de plagas en la agricultura. Su aplicación se ha investigado con detalle, revelando una acción efectiva contra los nematodos.

Adomako & Kwoseh (2013), En su estudio nos indica que al emplear el extracto acuoso de ricino se pudo disminuir la tasa de eclosión de los huevos del nematodo agallador y aumentar la tasa de mortalidad de los individuos jóvenes. Además, demostró que el extracto acuoso de ricino posee propiedades nematocidas y que su eficacia aumenta a medida que se incrementa la concentración utilizada. Todo esto fue evaluado en relación al rendimiento de nematodos agalladores en plantas de tomate. Abbas et al. (2016),

también demuestra que el extracto de ricino es muy efectivo en todas las concentraciones y presentó una actividad nematocida significativa. Asimismo, la tasa de mortalidad juvenil en el extracto de ricino osciló entre el 97% y 100%.

Investigaciones de este tipo, fueron mucho más desarrolladas y trabajadas en los continentes de Europa y de Asia, sin embargo, estos estudios migraron hacia nuestro continente, y de esta manera se tiene como antecedente estudios de Perú, Colombia, etc. En los que incorporan el ricino más que todo como plaguicida. Sin embargo, en nuestro entorno nacional boliviano no se aprovecha el ricino, que crece como maleza en ciertos territorios de nuestro país.

1.3. Justificación

Existen cifras en la que se ve la magnitud del problema, que los nematodos representan para la agricultura. Según la Sociedad Americana de Fitopatología (APS), se estima que las pérdidas económicas en el sector agrícola debido a los nematodos representan el 14% de las pérdidas de rendimiento de los cultivos a nivel mundial, lo que equivale a casi 125 mil millones de dólares anuales (Hay, 2019). Los nematodos *Meloidogyne incognita* y *Nacobbus aberrans* son especies importantes a nivel mundial, debido a sus grandes pérdidas económicas (Cid del Prado-Vera et al., 2001; Franco-Navarro et al., 2002), que se puede estimar alrededor de 80 mil millones de dólares (Bird & Kaloshian, 2003).

Ingresando en un contexto de América Latina las pérdidas de rendimiento en cultivos de papa oscilan del 10,9 a 88% a causa del *Nacobbus aberrans* (Ortuño et al., 1999). En cuanto al territorio nacional boliviano las pérdidas en rendimiento por

Nacobbus aberrans está entre 33 a 88% que en valor bruto nos da una pérdida económica de 51'775.118,1 dólares (Franco & Main, 2001).

Los datos mostrados anteriormente, demuestran el impacto que causa estos nematodos en la producción afectando directamente a las pérdidas económicas. La presente investigación va dirigida a encontrar una de tantas soluciones ante esta problemática capaz de reducir las pérdidas y rendimiento en los cultivos.

1.4. Objetivos

1.4.1. Objetivo General

Evaluar el extracto acuoso a base de semillas de Ricino (*Ricinus communis*) como método de control del nematodo nodulador (*Nacobbus aberrans*) en condiciones de laboratorio

1.4.2. Objetivos Específicos

- ✓ Validar un protocolo de extracción de nematodos fitopatógenos (*Nacobbus aberrans*)
- ✓ Establecer un protocolo de preparación del extracto acuoso a partir de semillas de Ricino
- ✓ Determinar la concentración del extracto que presente mayor efectividad para controlar nematodos fitoparásitos bajo condiciones de laboratorio

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.

2.1. Trayectoria Histórica de *Nacobbus aberrans*

Thorne (1935), llevó a cabo la descripción de la primera especie, la cual nombró como *Anguillulina aberrans*. Para realizar este trabajo, Thorne utilizó muestras obtenidas de plantas autóctonas de *Atriplex confertifolia*, recolectadas en las zonas desérticas de las laderas del Lago Utah, ubicado en los Estados Unidos. Tiempo después Thorne & Allen (1944), proponen el género *Nacobbus* y eligieron a *Nacobbus dorsalis*, una especie originaria del sur de California como especie tipo. Asimismo, incluyeron a *Anguillulina aberrans* en este género. Doce años después Schuster & Thorne (1956), identificaron una nueva especie y la denominaron *Nacobbus batatiformis*. Esta especie fue recolectada a partir de muestras de remolacha azucarera procedentes de Mitchel, Nebraska.

Franklin (1959), descubrió una nueva especie de *Nacobbus* en Europa, la cual fue hallada en las raíces de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) que crecían en un invernadero de Inglaterra. Esta nueva especie fue nombrada como *Nacobbus serendipiticus*. Sin embargo Lordello et al (1961), han descrito y evaluado como *Nacobbus serendipiticus bolivianus* obtenido de las raíces de variedades de *Solanum andigenum*, *Solanum* spp. e híbridos en Cochabamba. El *Nacobbus serendipiticus bolivianus* se diferencia de *N. serendipiticus* (Franklin, 1959), por una banda central del campo lateral más estrecha que las externas y en un mayor ancho corporal en los machos. En el mismo año proponen como sinónimo a *Nacobbus aberrans*.

Hasta el año 1970 se habían descrito cuatro especies del género *Nacobbus* (*Nacobbus serendipiticus*, *Nacobbus batatiformis*, *Nacobbus dorsalis* y *Nacobbus aberrans*). No obstante Sher (1970), realizó una revisión del género, dejando solo dos especies, *Nacobbus dorsalis* y *Nacobbus aberrans*, y hace mención que estas dos especies son fáciles de distinguir por las siguientes características.

El nematodo *Nacobbus dorsalis* se identifica por el número de las anulaciones que varía de 8 a 14 entre la vulva y el ano esto se observa mejor en las hembras inmaduras, la posición de la vulva en las hembras inmaduras es de 94-97% y cuerpo casi esférico; la hembra madura posee una elongación en la región posterior y en su interior está llena de huevos (Manzanilla-Lopez, 2005).

El nematodo *Nacobbus aberrans*, por su parte presenta de 15 a 24 anulaciones entre la vulva y el ano, la hembra madura tiene forma de huso y retiene los huevos en la región posterior del cuerpo únicamente (Manzanilla-Lopez, 2005).

2.2. Distribución Geográfica de *Nacobbus aberrans*

El nematodo *N. aberrans* ha sido hallado en compañía de una gran variedad de cultivos y plantas autóctonas en zonas de clima templado y subtropical en América del Norte y del Sur. Por tanto, Jones et al (2013) consideran que *Nacobbus aberrans* se originó en América del Sur, donde posteriormente se expandió al resto de América, Europa y Asia.

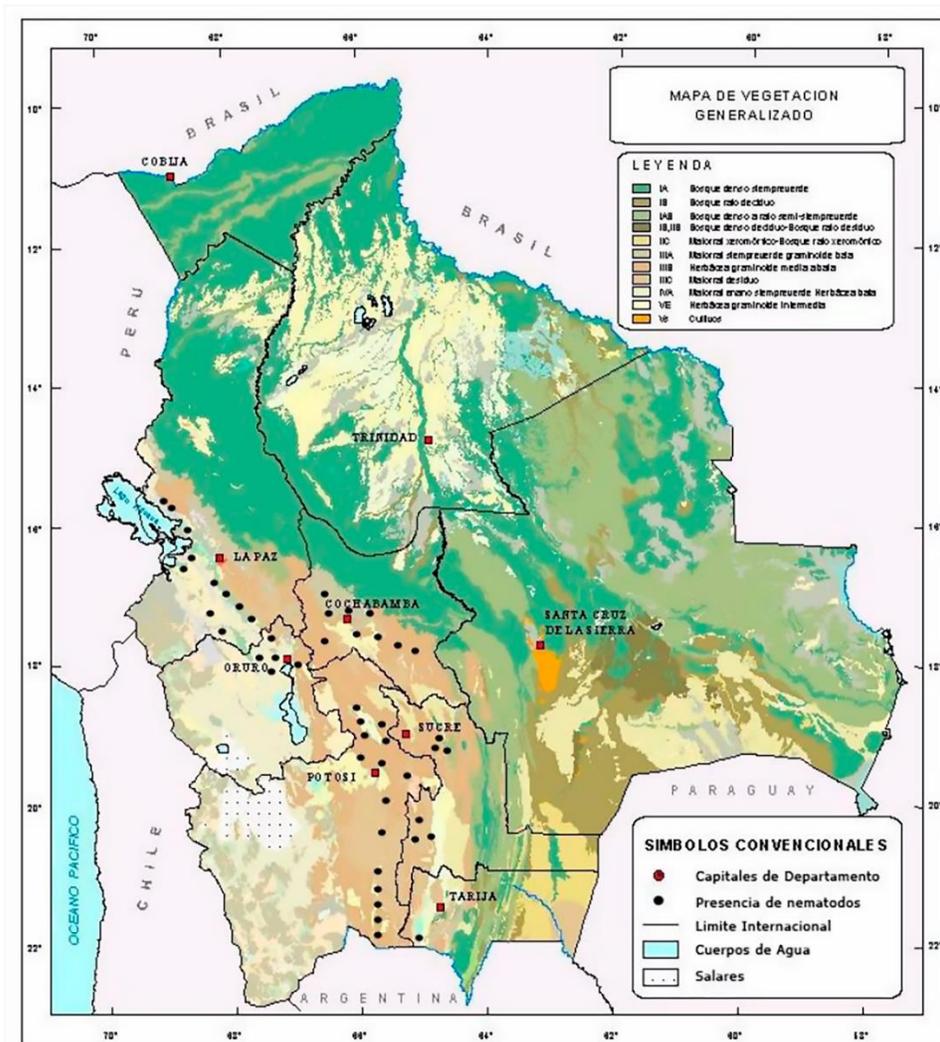
En México *Nacobbus aberrans* ha sido reportado en los estados de Coahuila, Guanajuato, Hidalgo, México, Morelos, Puebla, Oaxaca, San Luis Potosí, Tlaxcala y Zacatecas (Cid del Prado, 1986; Cruz et al., 1987; Cid del Prado et al., 1993; Toledo et al., 1993; Torres et al., 1994; García – Camargo y Trejo, 1995). En Sur América

Nacobbus aberrans ha sido reportado en Perú, Bolivia, Noreste de Chile, Argentina y Ecuador (Franco, 1994), citado por Manzanilla-Lopez et al. (2002).

Caero (1984), menciona que en Bolivia se detectó por primera vez al nematodo *Nacobbus aberrans* en el año 1961 en la localidad de Koari en Cochabamba a una altitud de 3200 m.s.n.m. posteriormente se lo encontró en mayores densidades en los departamentos de La Paz, Cochabamba, Potosí y Chuquisaca, incidiendo particularmente en zonas que se encuentran por encima de los 3000 m.s.n.m.

Figura II-1.

Distribución de los nematodos Nacobbus aberrans y Globodera spp. en Bolivia.



Fuente. Elaborado por Martínez Yucra (2017), en base a Ortuño (2007).

2.3. Taxonomía de *Nacobbus aberrans*

Tabla II-1.

Clasificación taxonómica de Nacobbus aberrans.

Pylum	Nematoda
Clase	Chromadorea
Orden	Rhabditida
Suborden	Nematoda
Infraorden	Tylenchina
Superfamilia	Tylenchomorpha
Familia	Pratylenchidae
Subfamilia	Nacobbinae
Genero	Nacobbus
Especie	<i>Aberrans</i>

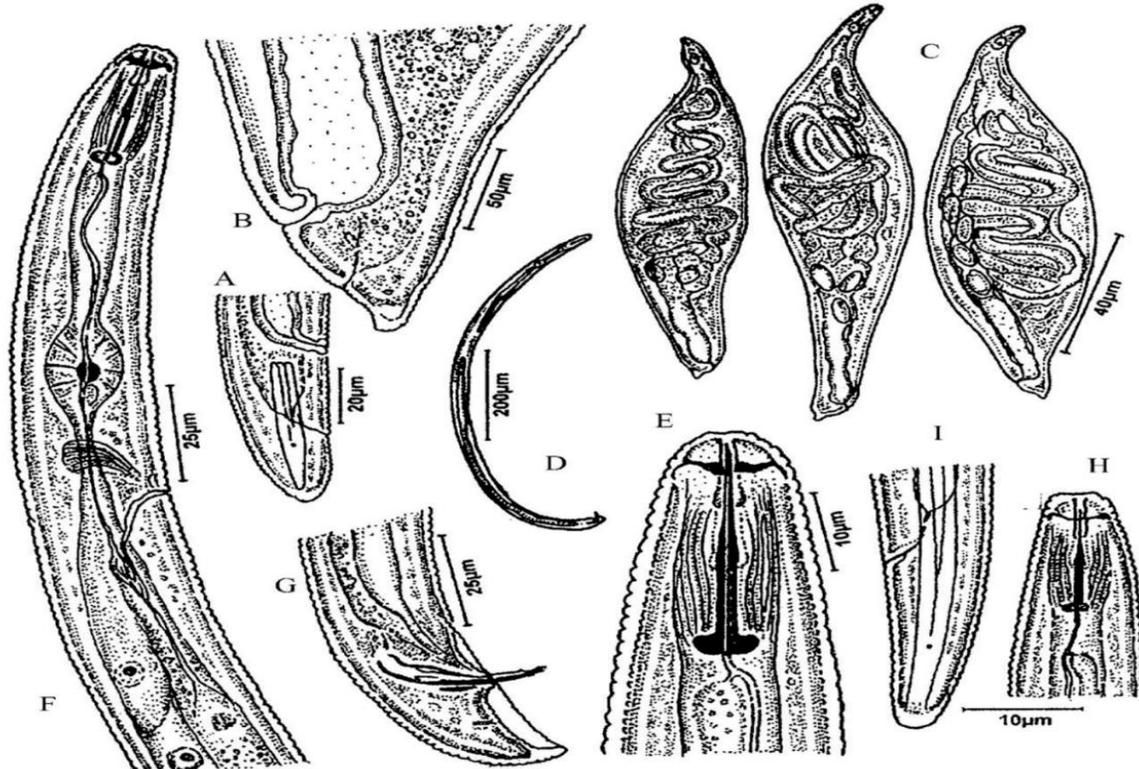
Fuente. Tabla extraída de (Decraemer & Hunt, 2013)

2.4. Morfología de *Nacobbus aberrans*

El género *Nacobbus* se caracteriza por presentar un marcado dimorfismo sexual (Manzanilla-Lopez et al., 2002). Las hembras adultas son hinchadas, irregularmente distendida, con un solo ovario y vulva subterminal. Los machos son vermiformes con una pequeña bursa que envuelve la punta de la cola; un estilete bien desarrollado en ambos sexos; cutícula anulada; campo lateral con cuatro incisuras irregularmente areoladas; deiridos ausentes; fásmidos en posición anterior sobre la cola; área labial redondeada, continua con tres o cuatro anillos; bulbo mediano redondeado con válvula prominente; glándulas esofágicas superpuestas al intestino dorsalmente; hembras jóvenes o inmaduras (vermiformes) y maduras (hinchadas) que inducen irritación en las raíces de su huésped. La clasificación de las especies en el género se basa en las características biológicas y morfológicas de las etapas adultas, especialmente las de las hembras inmaduras, como se muestra en la **Figura II-2**

Figura II-2.

Nacobbus aberrans



Nacobbus aberrans (Reproduced from Crop Protection Compendium, Global module, 2nd edition© CAB International, Wallingford, UK). A. Immature female; B. Posterior region of mature female; C. Mature females; D. Male; E. Anterior region of male; F. Oesophagus of male; G. Posterior region of male; H. Anterior region of second stage juvenile (J2); I. Posterior region of J2.

Traducción: *Nacobbus aberrans* A. Hembra inmadura; B. Región posterior de hembra madura; C. Hembras maduras; D. Masculino; E. Región anterior del macho; F. Esófago de macho; G. Región posterior del macho; H. Región anterior del segundo estado juvenil (J2); I. Región posterior de J2.

Fuente. Imagen extraída y traducida (Manzanilla-Lopez et al., 2002, p. 153)

2.5. Biología de *Nacobbus aberrans*

Según los estudios realizados por Cristóbal et al. (2001) y Ortuño et al. (2005), el ciclo de vida de *Nacobbus aberrans* se compone de un estado inicial de huevo, cuatro estados juveniles y finalmente, un estado adulto. Este ciclo se completa después de cuatro mudas, siendo la primera de ellas en la etapa de huevo.

2.5.1. Huevo

Mejia (1996), indica que el huevo de *Nacobbus aberrans* tiene una forma ovalada y mide unos 75 µm de longitud. La hembra deposita los huevos fuera de su cuerpo en

una matriz gelatinosa que se encuentra expuesta en el suelo y rodea la parte trasera de la agalla. En cada matriz puede haber entre 231 y 372 huevos y, además, la hembra puede retener algunos huevos en la parte posterior de su cuerpo. Se ha notificado que el *Nacobbus aberrans* sobrevive durante el invierno en su estado de huevo, el cual se conserva en las raíces de las plantas. Ortuño et al. (2005), propone obligatoriamente realizar rotaciones prolongadas ya que en este estado (huevos) pueden permanecer viables hasta 10 años.

2.5.2. Primer estadio juvenil (J1)

Una semana después de la primera división celular; durante el proceso de embriogénesis, se forma el primer estadio juvenil (J1), se desarrolla rápidamente y se enrosca tres o cuatro veces dentro de la cubierta del huevo (Costilla, 1985).

2.5.3. Segundo estadio juvenil (J2)

La primera muda (J1 a J2) ocurre dentro de huevo y se completa en tres a cuatro días. La eclosión del huevo libera al segundo estadio juvenil en el suelo. Es pequeño de aproximadamente 0.34 mm de largo. Posee gran movilidad por lo que constituye, el estado más efectivo (Ortuño et al., 2005). Cuando contacta las raíces de las plantas, a menudo penetra inmediatamente. Aunque los juveniles ingresan principalmente por detrás de la capsula de la raíz, la penetración puede ocurrir por otros lugares: por puntos donde las raíces laterales emergen o por tejidos agallados rodeando hembras adultas (Hussey, 1985). Dentro de las raíces, los juveniles se mueven intracelularmente hasta encontrar una localización favorable para alimentarse. Una vez que la alimentación comienza, las células en el lugar de alimentación (tejido vascular) incrementan su tamaño seguido por la necrosis de las células corticales (Costilla, 1985).

2.5.4. Tercer estadio joven (J3)

Proviene de la segunda muda que ocurre en la raíz o en el suelo. Su longitud es de 0.55 mm y su intestino se oscurece debido a la alta cantidad de gránulos de grasa. A pesar de ser menos activos que el J2, todavía tienen la capacidad de salir de la raíz y volver a ingresar, pero principalmente permanecen en estado de quiescencia en forma de "C". Es posible determinar su sexo al final de este estado observando el desarrollo de las gónadas, su tamaño relativo y su posición (Clark, 1967; Ortuño et al., 2005).

2.5.5. Cuarto estadio juvenil (J4)

El organismo proviene de su tercera etapa de desarrollo en la raíz o en el suelo. Tiene una longitud de 0.65 mm y presenta un intestino oscuro. Permanece en estado de inmovilidad dentro de la corteza, dando la apariencia de estar muerto. Las gónadas de las hembras se extienden detrás de la vulva en desarrollo, mientras que, en los machos, crecen rápidamente hacia el ano. El organismo en la etapa J4 muestra mayor resistencia a condiciones adversas (Méndez, 2020).

2.5.6. Hembra joven o vermiforme

El organismo mide 0.8 mm de longitud, es vermiforme y tiene la vulva desarrollada cerca del ano. Es móvil y es considerado el segundo más importante en términos de capacidad de infectar, después del segundo estadio juvenil (J2). Se encuentra en el suelo a lo largo del ciclo del cultivo, pero su población máxima ocurre cerca de la cosecha. Causa necrosis y ensanchamientos en las raíces después de penetrarlas y se establece cerca de los tejidos vasculares (Méndez, 2020).

2.5.7. Hembra adulta o arriñonada

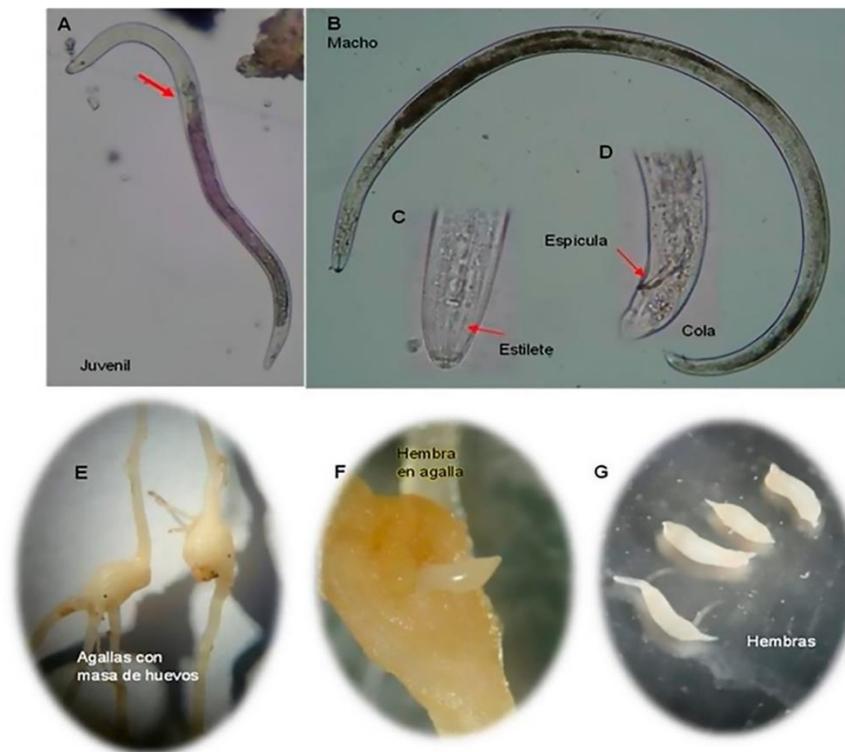
El organismo mide más de 1 mm de longitud y muestra un marcado dimorfismo sexual. La hembra se vuelve sedentaria una vez que se coloca en la periferia de la corteza, su cuerpo se hincha debido al desarrollo del ovario, formando una agalla. Deposita los huevos a través de una abertura en la raíz, utilizando una matriz gelatinosa que se vuelve amarillenta a medida que envejece (Ortuño et al., 2005).

2.5.8. Macho

Son organismos móviles de forma vermiforme, con una longitud de 0.85mm. Se encuentran en las agallas radicales, cerca de la hembra, y se amontonan alrededor del saco de huevos. La fertilización parece ocurrir en este punto, y se ha observado hasta seis machos en una matriz (Clark, 1967; Ortuño et al., 2005).

Figura II-3.

Estadios de Nacobbus aberrans



Nacobbus aberrans. Juvenil de segundo estadio (A) (la flecha indica trasposición esófago-intestino); macho (B) y detalle de la región anterior (C) y posterior (D) del macho; hembras maduras (F y G); agallamiento inducido por *N. aberrans* (E).

2.6. Cultivos Susceptibles y Hospederos de *Nacobbus aberrans*

Como señala Caero et al. (1999):

Entre los cultivos susceptibles a *Nacobbus aberrans* que se conocen además de la papa, tenemos el tomate, pimiento, zapallo, acelga, remolacha, tabaco, berenjena, zanahoria, olluco, mashua, oca y quinua. Sin embargo, entre los que no son infestados se tiene al trigo, maíz, alfalfa, poroto, arveja, ajo, soya, lechuga, avena, cebada y cebolla. Pero lo que si constituye un problema muy serio es la alta incidencia de malezas hospedantes que han sido reportadas en Perú, Bolivia y Argentina que constituyen una fuente de inóculo permanente. Entre estas tenemos el yuyo colorado o ataco (*Amaranthus sp.*), nabo silvestre (*Brassica campestris*), cenizo (*Chenopodium álbum*), abrojo o chamico (*Datura ferox*), verdolaga (*Portulaca olearacea*), *Spergula arvensis* y *Calandrineia sp.* (p.5).

2.7. Interacción Nematodo-Plata Hospedante

Sobre este punto, Gheysen & Mitchum (2011) sostiene que:

En las interacciones planta-nematodo, el estilete de los fitonematodos participa en la penetración de las paredes celulares de su hospedante, ayuda a ingerir el contenido celular y sirve además como un canal conductor de los afectores producidos en sus glándulas esofágicas, los cuales inducen la modificación de las células de alimentación de los fitonematodos, en el caso de los “agalladores” se conocen como células gigantes y básicamente son producto de divisiones nucleares repetidas sin citocinesis, mientras que los inducidos por nematodos que producen quistes y el agallador *Nacobbus* se conocen como sincitios, y son producto de la fusión de protoplastos y la disolución

gradual de las paredes de las células que los integran; ambos sitios especializados de alimentación (SEA) constituyen células de alimentación altamente metabólicas y multinucleadas, que serán la única fuente de alimentación del nematodo y le aportarán los nutrientes requeridos para su crecimiento y desarrollo (p.6).

En la opinión de Mitchum et al. (2013), la planta muestra una respuesta mediante la activación de mecanismos defensivos, como el aumento de la actividad de ciertas enzimas clave en la vía de los fenilpropanoides. Estas enzimas son responsables de la síntesis de metabolitos secundarios con propiedades antimicrobianas, así como monómeros que contribuyen a la formación de lignina, la cual desempeña un papel importante tanto estructural como defensivo en las plantas. La naturaleza de la interacción planta-nematodo, ya sea compatible o incompatible, depende de los cambios inducidos en la síntesis de estos compuestos, los cuales pueden favorecer o no la formación del sitio especializado de alimentación.

2.8. Supervivencia de *Nacobbus aberrans*

Las masas de huevos tienen la capacidad de soportar condiciones adversas, tales como las bajas temperaturas (hasta -13 °C) y la desecación por períodos prolongados de tiempo (González & Franco, 1997). Ha sido señalado que las J3 y J4 pueden permanecer viables bajo situaciones de extrema humedad, temperatura y ausencia de hospedadores susceptibles durante aproximadamente un año (Cristóbal et al., 2001). En el caso de la papa, esos dos estadios pueden sobrevivir en los tubérculos almacenados por más de 10 meses, bajo las lenticelas, en estado de quiescencia (Costilla, 1985).

2.9. Síntomas y Daños

De acuerdo con CIP (2000):

El falso nematodo del nódulo de la raíz o rosario de la papa va adquiriendo mayor importancia a medida que se diseminan en las regiones frías y altas de la zona andina. Las plantas infectadas presentan síntomas típicos de daños a la raíz: enanismo, amarillamiento y marchitez durante los periodos más cálidos del día. Este nematodo produce en la raíz agallas en forma de cuentas, ataca también a los tubérculos penetrando 1 a 2 mm debajo de la piel, pero los tubérculos infectados no muestran síntomas exteriores de infección. Por ello no se deben usar estos tubérculos como semilla, pues diseminarían nematodos a suelos no infestados (p.34).

2.10. Efecto en el Cultivo Principal

Tal como expresa Caero et al. (1999):

El cultivo de la papa es de gran importancia en Bolivia, el noroeste de Argentina y el sur del Perú, donde constituye la base de la alimentación diaria del poblador. Sin embargo, la producción de este cultivo se ve afectada por una serie de factores adversos, entre los que sobresalen las enfermedades y plagas. Dentro de estos los nematodos *Nacobbus aberrans* y *Globorera sp.* Son los que destacan, pero el primero es el causante de severas pérdidas en las áreas donde se encuentra presente. Estas pérdidas son tanto de tipo directo (hasta 40% de reducción en el rendimiento y aun mayor por la pérdida de calidad del tubérculo) como indirecto (tubérculos producidos en zonas infestadas y regulaciones cuarentenarias respectivas para evitar su dispersión). Estos daños y/o pérdidas se han incrementado severamente en los últimos años, afectando en diversas formas a las regiones andinas en las que se encuentra presente (p.2).

2.11. Habitación de *Nacobbus aberrans*

Caero et al. (1999), describió que en las zonas altas donde la temperatura máxima media es alrededor de 21°C durante los periodos de cultivo, *Nacobbus aberrans* ataca mayormente a papa y otros cultivos andinos. Es por esto de *Nacobbus aberrans* es considerado como parásito de papa en los climas fríos.

2.12. Toma de Muestras para el Diagnóstico de Nematodos

Gran parte de los errores que se producen al examinar una muestra se deben mayormente a la toma de la misma. Para reducir este error el muestreo debe realizarse en forma metódica. El muestreo para detectar la presencia de nematodos se puede efectuar tanto en suelo como en planta (Montecinos & Franco, 1993).

2.12.1. Muestra en Suelo

El Instituto Boliviano de Tecnología Agropecuaria (IBTA), y el Programa de Investigación de la Papa (PROINPA) realizaron la siguientes recomendación e instrucciones para la toma de muestras de suelo:

El muestreo de suelo puede realizarse en cualquier época del año, pero se recomienda muestrear un mes antes de establecer un cultivo de papa, es decir cuando las primeras lluvias inducen la actividad de los nematodos presentes en el suelo, Es importante que el suelo no esté muy húmedo ni muy seco.

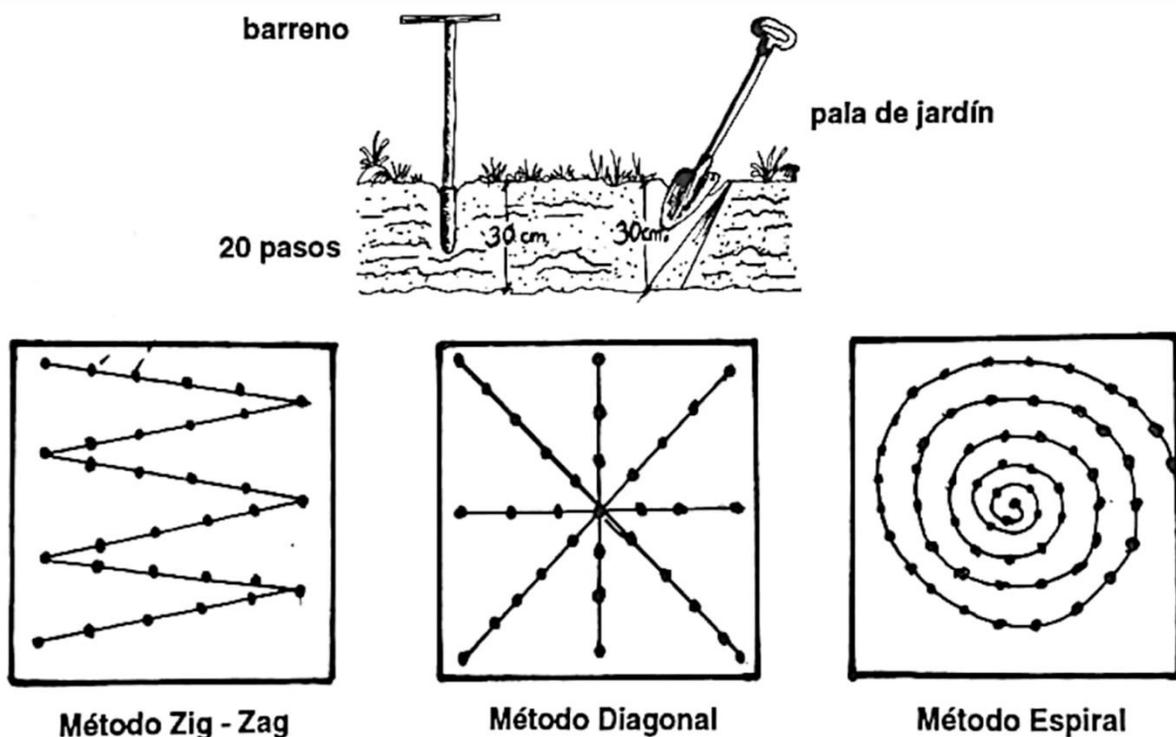
La muestra de suelo por hectárea, debe estar formada por no menos de 25 a 50 punciones (sub-muestras) haciendo un volumen aproximado de 1 500 a 3 000 cc. Las punciones se realizan con un barreno o una pala de jardín que lleguen a una profundidad de 20 a 30 cm. El barreno consiste de un tubo muestreador de 20 cm de longitud y 2 cm de diámetro, que se introduce totalmente en el suelo y extrae 60 cc aproximadamente

por punción. De utilizar una pala de jardín, se debe eliminar la capa superficial del suelo (5 cm), ya que esta ha estado expuesta a cambios climáticos severos que provoca la muerte o migración d ellos nematodos a capas más profundas.

El recorrido en el campo para la toma de sub-muestras de suelo se realiza en zig zag, espiral ó diagonalmente, estableciendo una distancia constante entre punción y punción, tal como se muestra en la **Figura II-4** (Montecinos & Franco, 1993, p. 2).

Figura II-4.

Métodos de toma muestras de suelo



Fuente. Extraída del manual de PROINPA (Montecinos & Franco, 1993, p. 2)

Cada punto en la **Figura II-4** corresponde a una punción con el barreno. Sin embargo, dependiendo del área del campo, se puede mantener o reducir la distancia entre punciones. De ser mayor a una hectárea, el campo se divide en áreas de aproximadamente 1 ha y se mantiene el número de punciones; de ser menor se reduce

la distancia para mantener el número de punciones por parcela (Montecinos & Franco, 1993, p. 2).

En el campo las sub-muestras se depositan en un balde o vasija similar, donde se homogeniza vigorosamente todo el suelo y se toman 500 cc como muestra final representativa del área muestreada (Montecinos & Franco, 1993, p. 3).

La muestra final se coloca en una bolsa de papel encerado de doble pared, para evitar la pérdida de humedad, la que a su vez se coloca en una bolsa de polietileno. Toda muestra debe acompañarse con una etiqueta en la que se indique localidad, cultivo actual, cultivo anterior, tipo de suelo, fecha de muestreo, propietario y otras anotaciones que se consideren de importancia.

Las muestras se pueden mantener durante 3 a 4 semanas si se conservan a 4 ó 5°C. Uno o dos días antes de procesar las muestras, es conveniente sacarlas a temperatura ambiente para reactivar los nematodos (Montecinos & Franco, 1993, p. 3).

2.12.2. Muestreo en Cultivos

De igual forma el Instituto Boliviano de Tecnología Agropecuaria (IBTA), y el Programa de Investigación de la Papa (PROINPA) recomiendan las siguientes instrucciones para la muestra en cultivos:

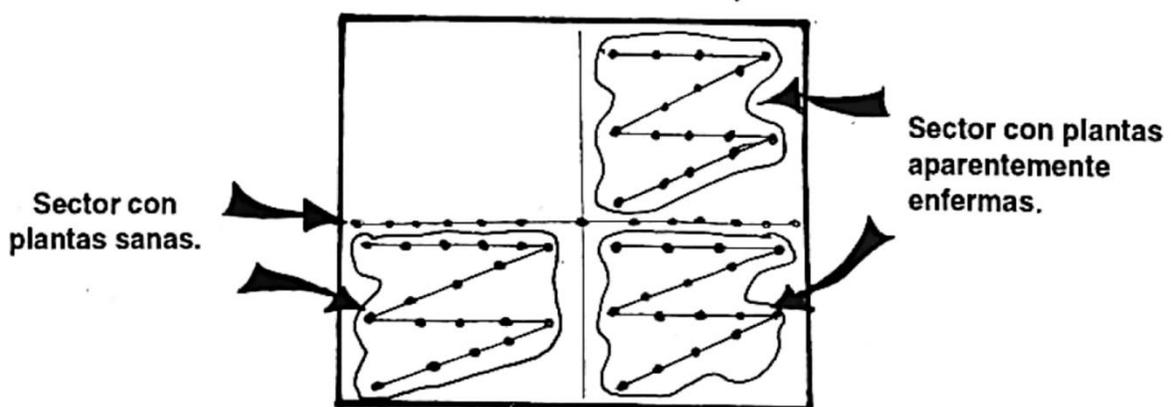
Para hacer un muestreo en cultivos, se extraen cinco plantas con algo de tierra que estén situadas en un "manchón" pobre del cultivo (guiarse por los síntomas foliares de las plantas: amarillamiento, enanismo, emergencia deficiente, etc.) y otras cinco plantas donde el cultivo tenga un desarrollo normal. Este muestreo se efectúa en forma comparativa durante el período de floración con la finalidad de saber si existe o no una correlación entre el daño observado y las poblaciones de nematodos (síntomas o signos)

en ambos lugares. Es aconsejable tomar muestras de dos a cinco manchones, los que se observarán ó analizarán separadamente. Las plantas extraídas pueden ser observadas directamente en campo o pueden ser trasladadas en bolsa de polietileno.

De acuerdo al nematodo, se observará y registrará la presencia de nódulos en forma de un "rosario" para el caso de *N.aberrans*, y la presencia de pequeños (+/-1 mm) corpúsculos esféricos prendidos en las raíces que corresponderían a las hembras inmaduras de *Globodera rostochiensis* (color amarillo intenso) ó *G,pallida* (color blanco o crema). En etapas avanzadas del cultivo se observará la presencia de estos mismos corpúsculos esféricos, pero de color marrón y textura rígida (quistes) que corresponden a las hembras inmaduras muertas. La presencia o ausencia de nódulos (*N.aberrans*), hembras o quistes (*Globodera spp.*) nos indicará la incidencia, pero la intensidad de estos nos indicará la severidad de ataque, que se califica de acuerdo a escalas establecidas (Montecinos & Franco, 1993, p. 4).

Figura II-5.

Métodos de toma de muestra en planta



Fuente: Extraída del manual de PROINPA (Montecinos & Franco, 1993, p. 4)

2.13. Control de *Nacobbus aberrans*

2.13.1. Control Cultural

2.13.1.1. Rotación de cultivos:

Zuckerman et al. (1989), indica que en áreas donde hay plantas que sufren de agallas, recomienda seguir una rotación de cultivos que no sean susceptibles a la enfermedad, como el maíz, el trigo y la avena. Además, durante al menos cinco años, se deben evitar plantar cualquier tipo de planta susceptible a la enfermedad y se deben eliminar las malezas que puedan ser atacadas. Es importante evitar al máximo el movimiento de personas y maquinaria en el área, así como controlar adecuadamente el agua de riego y trabajar al último las parcelas afectadas para evitar la propagación de la enfermedad a áreas no afectadas.

2.13.1.2. Plantas trampa:

Consisten en sembrar un hospedante susceptible, dejarlo crecer por un período de tiempo y retirarlo antes de la formación de las masas de huevos. Es importante eliminar y destruir todas las raíces antes de la siembra del siguiente cultivo. La lechuga es un ejemplo (Armendariz et al., 2015). También pueden emplearse cultivos de cobertura, que a un nivel dado de madurez se incorporan al suelo como residuos verdes secos. Entre los más empleados para la reducción de poblaciones de nematodos formadores de agallas se encuentran marigold (*Tagetes patula*), la falsa marigold (*Tagetes minuta*), la hierba de Sudán (*Sorghum vulgare var. sudanense*) y algunos representantes de los géneros *Crotalaria* y *Ricinus* (Puertas Arias & Hidalgo-Díaz, 2014).

2.13.1.3. Enmiendas orgánicas:

Cabrera & Madejón, (2014), hace conocer que la incorporación de enmiendas orgánicas ricas en nitrógeno, como la gallinaza y la vermicomposta, es una estrategia útil para controlar patógenos del suelo. Estas enmiendas tienen un efecto significativo para combatir nematodos y otros organismos perjudiciales.

2.13.2. Control Biológico

El control biológico incluye el uso de organismos benéficos (enemigos naturales), contra aquellos que causan daño (plagas), buscando reducir las poblaciones de la plaga a niveles que no causen daño. Tales como los hongos biocontroladores como: *Paecilomyces lilacinus*, *Pochinia chlamidosporia*,

Tal como expresa Monzón et al. (2009):

Paecilomyces lilacinus es un hongo que controla fitonematodos, principalmente especies del nematodo agallador *Meloidogyne spp.* Este hongo parasita huevos, adultos y quistes de nematodos. También puede afectar nematodos móviles que están fuera de las raíces. De modo que puede infectar cualquiera de estos estadios del nematodo, causándoles la muerte o evitando que el nematodo complete su ciclo de vida, disminuyendo de esa manera las poblaciones en el campo. En ausencia de nematodos el hongo puede sobrevivir como saprófito en el suelo (p. 3).

El mismo autor verbaliza que este hongo produce unas estructuras llamadas conidias las cuales son las que se encargan de realizar el efecto sobre los nematodos. Estas conidias al hacer contacto con el cuerpo de los nematodos, se fijan en la pared externa del cuerpo del nematodo, luego germinan y producen unas estructuras especializadas, a través de las cuales penetran en el cuerpo del nematodo. En el interior

del cuerpo del nematodo el hongo toma sus nutrientes del nematodo y se reproduce (pp.4-5).

Otro hongo biocontrolador es la *Pochinia chlamidosporia* que es considerado como un parasito facultativo de huevos de nematodos. Segun Proyecto-MUSA (2019), señala al hongo como un microorganismo efectivo para el control biológico de nematodos fitoparásitos del género *Meloidogyne*, que se destaca por ser buen colonizador de la rizosfera, la producción de esporas de alta resistencia (clamidosporas) y la capacidad de parasitar huevos de diferentes especies de nematodos. Además, tiene la capacidad de colonizar endofiticamente las raíces de diferentes cultivos, con efecto sobre el crecimiento y la salud de las plantas.

2.13.3. Control Químico

Una de las medidas más utilizadas a nivel mundial para el control de nematodos fitoparásitos es el uso de nematicidas químicos aplicados al suelo, principalmente organofosforados (fenamifos, ethoprofos, cadusafos), carbamatos (aldicarb, carbofuran, oxamil) y nematicidas fumigantes (ASP, 2013).

De acuerdo con Alvaro (2019):

La aplicación de productos químicos es el método de control más utilizado, especialmente cuando las técnicas agronómicas no reducen o suprimen el problema nematológico lo suficiente como para permitir al agricultor seguir cultivando la planta huésped con una frecuencia económicamente rentable. Es importante destacar que, en mayor o menor medida, la aplicación de productos químico con actividad nematicida tienen un riesgo potencial de contaminación medioambiental elevado y pueden llegar a ser muy tóxicos tanto para agricultores como para los consumidores (p.21).

2.13.4. Control Ecológico

El control ecológico, es el uso de insecticidas botánicos, elaboración de recetas caseras y bioinsecticidas que se debe considerar como una alternativa real al manejo de plagas, porque se encuentra a disposición del agricultor. Sin embargo, debemos ser conscientes y reconocer que la desventaja más notable en este método de control es la necesidad de contar con cantidades suficientes para apreciar la efectividad del mismo.

2.14. Características Botánicas del Ricino

Ricinus communis L., se encuentra clasificado dentro del reino plantae y el subreino traqueobinta que conforman las especies traqueófitas o también denominadas plantas vasculares por poseer un cuerpo vegetativo que bien diferenciado, además está considerada como una planta de gran interés económico, esta planta posee la forma de un árbol o arbusto dependiendo del sitio y el cuidado que se le confiera (Briceño & Macas, 2014).

R. communis L., posee una raíz una raíz primaria o principal de las cuales salen las raíces secundarias o laterales, sus hojas son semejantes a las de una palma con divisiones lanceoladas y presentan una especie de brillo en el haz, en cuanto a sus flores son agrupadas en racimos que poseen espigas unisexuales con una longitud que puede alcanzar 75 cm, una de las mayores cualidades de la higuera es que sus flores presentan ambos sexos aunque no se conoce con certeza la cantidad de flores masculinas y femeninas al fruto de la higuera se lo puede identificar como cápsula con un medida aproximada de 10 a 17 m.m., con apariencia lisa y brillante que por lo general presentan coloración gris o café, al tallo es erecto, ramificado de coloración rojiza y sin presencia de látex (Briceño & Macas, 2014).

2.15. Taxonomía

Tabla II-2.

Descripción taxonómica de la especie *Ricinus communis L*

Reino	Plantae
Subreino	Traqueobionta
Superdivision	Spermatophyta
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Rosidae
Orden	Euphorbiales
Familia	Euphorbiaceae
Genero	<i>Ricinus</i>
Especie	<i>Communis L.</i>

Fuente. (Chimba, 2020)

2.16. Morfología del Ricino

2.16.1. Raíz

Como señalan Portillo Márquez et al. (2017):

Las raíces de la higuera son muy desarrolladas, el crecimiento de la raíz central puede llegar a medir más de un metro de profundidad, gracias a ella la planta puede resistir a la sequía. Generalmente se encuentran solo raíces gruesas que son las más importantes para la absorción de agua. Las raíces laterales son capaces de explorar grandes áreas a su alrededor, pueden llegar a distancias superiores a los 2 m del tallo de la planta, estas tienen tendencia a mantenerse próximas a la superficie del suelo donde cuentan con mayor aireación. La cantidad de materia orgánica disponible en el suelo es muy importante ya que esta aumenta la porosidad del suelo y facilita la infiltración del oxígeno para las capas más profundas. En condiciones de suelo compactado las raíces no desarrollan adecuadamente y la planta puede sufrir acame. Es necesario tener cuidado de no dañar las raíces superficiales cuando se realiza control de

malezas, ya que cualquier daño a la raíz la planta lo resiente. La planta de higuera no tolera los encharcamientos ya que se disminuye la concentración de oxígeno, con más de dos días se presentan síntomas foliares como el marchitamiento de hojas (p.16)

2.16.2. Tallo

El tallo del Ricino generalmente es hueco cuando la planta es joven, pero tiende a ser leñoso a medida que la planta madura. El largo de los entrenudos es un indicador de las condiciones ambientales que hubo durante el crecimiento de la planta (Portillo Márquez et al., 2017). normalmente los entrenudos son extensos, cuando se orienta en cantidades aptas de agua y nutrientes, en períodos de sequía el desarrollo es lento y los entrenudos son muy cortos. El tallo de la higuera posee colores diferentes y puede o no estar cubierto de cera, estas tipologías son importantes para la caracterización de la variedad (Chimba, 2020).

2.16.3. Hojas

Lámina casi orbicular, de 10 a 60 cm de diámetro, peltada, profundamente palmatilobada, con 5 a 9 lóbulos, las divisiones ovado-oblongas a lanceoladas, agudas o acuminadas, borde irregularmente dentado-glanduloso; pecíolo tan largo o más largo que la lámina: glándulas nectíferas entre la lámina y el pecíolo (Garcés, 2009). Alternas, dentadas, con nerviación palmatinervia, los pecíolos redondos de 8.0 a 50 cm de largo y de 10 a 20 cm de longitud; con dos glándulas nectaríferas en la unión con la lámina, dos glándulas en la unión con el pecíolo; la lámina de la hoja tiene 10 a 75 cm de diámetro y de un color que va de verde a rojo (Malqui, 2014).

2.16.4. Inflorescencia

Están agrupadas en una panícula terminal de 10 a 40 cm de largo, la cual es monoica, las flores femeninas están localizadas en la parte superior y las masculinas en la parte inferior de la inflorescencia (Malqui, 2014). Además, estas plantas presentan polinización cruzada ya que el polen tiene capacidad de transportar es de la antera de una flor al estigma de otra inflorescencia (Portillo Márquez et al., 2017).

2.16.5. Semilla

Como señala Chimba. (2020):

La semilla presenta forma ovalada o aplastada, redondeadas en el extremo y con una carnosidad en el otro lado denominada carúncula de zona brillante y lisa, de coloración que puede ser variable o a la vez que suele ser gris con manchas rojas y negruzco que va de 0.4 a 1.6 cm de largo; la semilla posee una cubierta exterior semidura y quebradiza, también otra interior muy fina de color medio blanquecino, la función de ambas es proteger la semilla, en donde consta de un embrión pequeño conformado con dos cotiledones delgados y el albumen es aceitoso. En la semilla se encuentra la toxina que es la ricina “albúmina” y la ricinina “alcaloide”, el contenido de los aceites puede cambiar de acuerdo a la proporción del tegumento, catadura y de la carúncula y contiene alrededor de un 46 % de aceite y éste el 56 % de ácido ricinoléico (p. 21).

2.17. Toxicidad y Usos

Las semillas son muy tóxicas, por la presencia de una albúmina llamada ricina, ya que basta la ingestión de unas pocas, masticadas o tragadas, producen un cuadro de intensa gastroenteritis con deshidratación; puede dañar gravemente el hígado y el riñón e incluso producir la muerte. Es una de las toxinas biológicas más potentes que se

conocen (Ramos, 2015). El aceite de ricino, obtenido por prensado de las semillas y calentado para destruir la ricina, es uno de los purgantes más reputados, debiéndose su acción al ácido ricinoleico; tiene el inconveniente de su desagradable sabor (Portillo Márquez et al., 2017).

El biodiesel originado del aceite de ricino posee una mayor acción lubricante, en comparación a los demás lubricantes producidos a partir de otras materias primas, pudiendo promover en general una mayor vida útil a los motores. Los procedimientos necesarios de preparación de la materia prima para la conversión en biodiesel, tiene por objetivo hacer más efectivo la reacción de transesterificación para conseguir la máxima tasa de conversión (Durán et al., 2008).

2.17.1. Torta de Ricino

El residuo de la extracción del aceite, es la llamada torta que corresponde aproximadamente al 50% del peso de la semilla. Las tortas de aceite no comestibles como es el caso de Ricino y algunas variedades de jatropha, se utilizan como fertilizantes orgánicos (Cândido et al., 2008), que cuenta con alto contenido de nutrientes mostrados en la

Tabla II-3. Con estos valores adicionales es posible obtener un acondicionador de suelos o abono genérico, posterior al proceso de producción de bioetanol (Agudelo López et al., 2018).

Tabla II-3.

Contenido de nutrientes en la torta de Ricino

Parámetro	mg/l
Nitrogeno total	66
Potasio	176

Fosforo	24
Carbono Organico Total	>200

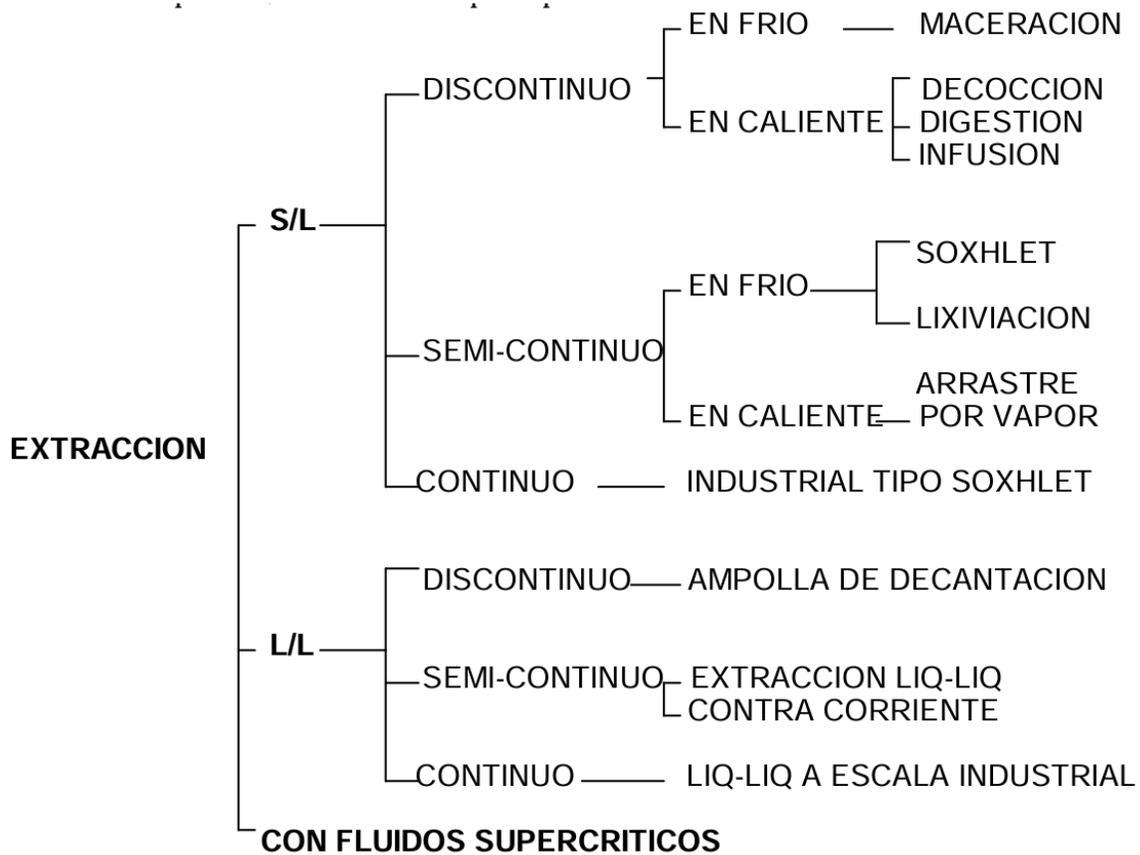
Fuente. Extraida de (Agudelo López et al., 2018, p. 3).

2.18. Procesamiento del Material Vegetal para un Estudio Fitoquímico

Las plantas biosintetizan y almacenan una variedad de sustancias químicas llamadas metabolitos primarios y secundarios de importancia en farmacia. Para poder estudiarlos es necesario extraerlos del material vegetal que puede ser procesada fresca o seca. Los métodos de extracción implican el tratamiento del material vegetal con el disolvente adecuado, que solubilice dentro de lo posible, únicamente el principio activo deseado (UNPSJB 2010).

Esquema II-1.

Extracción para análisis fitoquímico



Fuente: Extraida del manual de farmacognosia (UNPSJB 2010).

Los metabolitos primarios de las plantas están implicados en su crecimiento, desarrollo y reproducción, mientras que los metabolitos secundarios juegan un papel muy importante en su adaptación ante el estrés ambiental y en la defensa frente a potenciales depredadores y patógenos (organismos que causan enfermedades). Las plantas producen y liberan estos metabolitos cuando se encuentran en condiciones de estrés, ocasionadas por otros organismos vivos, factores no vivos o por desastres naturales. Esto ha llamado la atención de investigadores de distintas áreas de ciencia y tecnología, y se han descubierto los enormes beneficios de los metabolitos secundarios en los sectores de la industria farmacéutica, cosmética, agrícola y nutracéutica (alimentos), principalmente (Lustre Sánchez, 2022).

2.19. Fitoquímica y Farmacología de *Ricinus communis*

Ramirez Hernandez (2018) realizó pruebas fitoquímicas que revelaron que el extracto de acetato de etilo de *Ricinus communis* contiene cinco metabolitos secundarios: taninos, flavonoides, coumarinas, terpenos y alcaloides. Los taninos pueden actuar como repelentes o tóxicos para los nematodos, mientras que los flavonoides poseen propiedades antioxidantes y tóxicas que afectan a estos parásitos. Las coumarinas tienen efectos tóxicos y repelentes, y los terpenos pueden desestabilizar las membranas celulares de los nematodos, provocando su muerte. Además, los alcaloides son conocidos por su toxicidad, interfiriendo en los procesos neurológicos de los nematodos, contribuyendo así a su control.

Sus semillas contienen aceite fijo (*Oleum ricini*) en porcentajes del 35 al 55 % principalmente constituido por los glicéridos de los ácidos ricinoleico, iso-ricinoleico. Etc; también ricina y ricinina, la primera es una fitotoxina sumamente venenosa, por vía

endovenosa y menor por vía oral, aunque esta última vía puede ocasionar la muerte; su actividad desaparece por acción del calor moderado; el segundo es un alcaloide de fórmula C₈H₈N₂O₂ (Ramos, 2015).

2.19.1. Ricina

La ricina es una poderosa toxina proteica que se encuentra en la planta de ricino, *Ricinus communis*. La ricina está presente en todas las partes de la planta, pero se concentra particularmente en las semillas. La toxina se podría utilizar como arma biológica. La toxina purificada se puede encontrar en forma cristalina, como polvo liofilizado seco, o disuelto en líquido. La ricina actúa al inhibir la síntesis de la proteína (Pita et al., 2004).

La ricina, es una fitotoxina que se encuentra principalmente en las semillas de la higuera, y es la responsable de la toxicidad a animales como nemátodos, insectos, entre otros. La ricina está entre las proteínas de mayor toxicidad en el mundo conocidas por el hombre, ya que hace parte del grupo de proteínas inactivadoras de ribosomas, RIPs, de tipo 2, que se caracterizan por presentar dos cadenas polipeptídicas: una capaz de inhibir la síntesis de proteínas en los ribosomas y otra con propiedades de lectina, es decir, capaz de unirse a hidratos de carbono (Arboleda et al., 2012).

Tabla II-4.

Moléculas presentes en las semillas de la higuera con actividad biológica contra insectos.

MOLECULA	ACTIVIDAD BIOLOGICA
Ácido linoleico	Repelente
Ácido oleico	Repelente
Ácido cianhídrico	Insecticida
Ricina	Insecticida
Ricinina	Insecticida

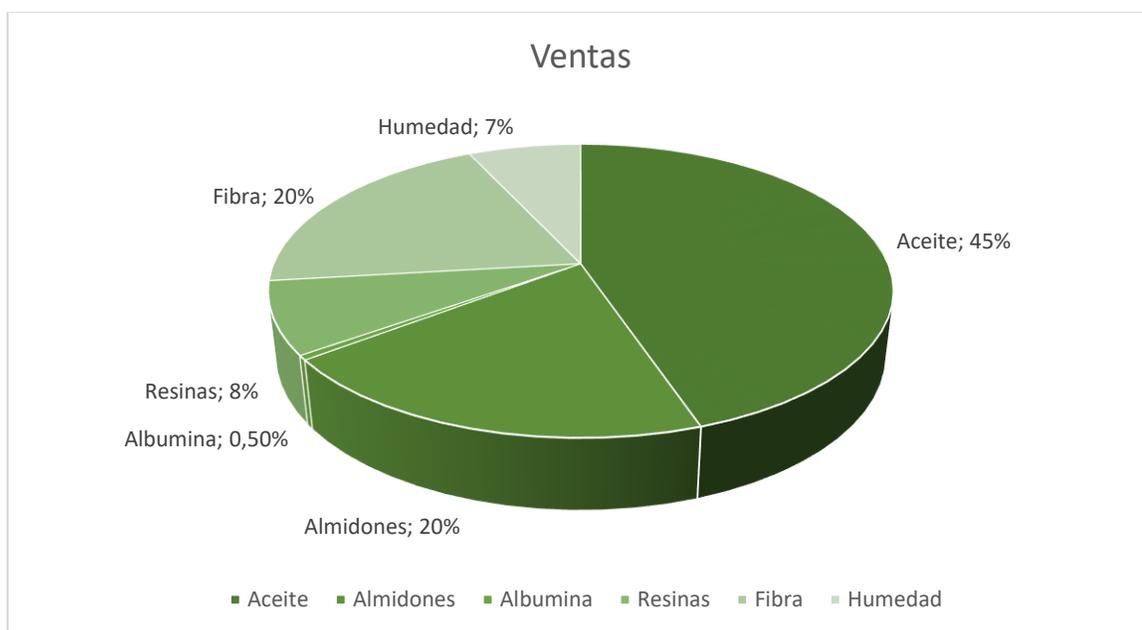
Fuente: (Chimba, 2020)

2.20. Composición Química de la Semilla de Ricino

En el estudio realizado por Ramos (2015), se llevó a cabo una prueba bromatológica con el propósito de identificar los componentes químicos presentes en la semilla de Ricino. Se buscaba determinar si estos compuestos tenían la capacidad de disolverse en agua y, por lo tanto, podrían utilizarse para elaborar sustancias tóxicas como un método de control de plagas.

Gráfico II-1.

Descripción bromatológica de la semilla de Ricino.



Fuente. Extraída de (Ramos, 2015, p. 35)

Como se puede observar en el gráfico 18 la semilla de higuera presenta los siguientes componentes químicos: 45 % aceite como ácido ricinoléico y ácido esteárico. El ácido esteárico posee la propiedad de ser utilizado como humectante agrícola de fácil disolución en agua, 20 % de contenido de almidones, 0,5 % contiene albumina, el 65,5 % de compuestos hidrosolubles disponibles para la elaboración de plaguicidas en el uso de la agricultura (Ramos, 2015).

PROCESO EXPERIMENTAL

3.1. Requerimiento por PROINPA-Método de Flotación y Centrifugación.

El Instituto Boliviano de Tecnología Agropecuaria (IBTA), y el Programa de Investigación de la Papa (PROINPA), establece el método de flotación y centrifugación en azúcar, cuyo procedimiento es recomendable para laboratorio ya que efectúa análisis más precisos o de diagnóstico. El procedimiento desarrollado a continuación, lo establece PROINPA.

- Coloque los 100 a 200 cc de suelo en un balde, añada agua de caño hasta 2 l. Agite bien con una espátula, tratando de desmenuzar el suelo y para que este se suspenda en el agua, facilitando la separación de los nematodos de las partículas de suelo.
- Deje reposar 30 segundos a fin de que las partículas más grandes (pesadas) de suelo sedimenten; pase la suspensión a través del tamiz de 34 mesh, colocado sobre un segundo balde, eliminar los restos orgánicos y material grueso que ha quedado sobre este tamiz.
- Agite la suspensión del segundo balde y deje reposar durante 30 segundos. Pase la suspensión a través del tamiz de 323 ó 400 mesh. Con una corriente suave agua, concentre el suelo y los nematodos en un extremo del tamiz. Con ayuda de un piceta transferirlos en el tubo de centrifugación o en un vaso de 100 cc para luego pasar la suspensión a un tubo de centrifugación de 50 ó 100 cc.
- Complete con agua hasta llenar el tubo, agite la suspensión y centrifugue por 3 minutos a 3 000 r.p.m. Los nematodos con el suelo quedan en el

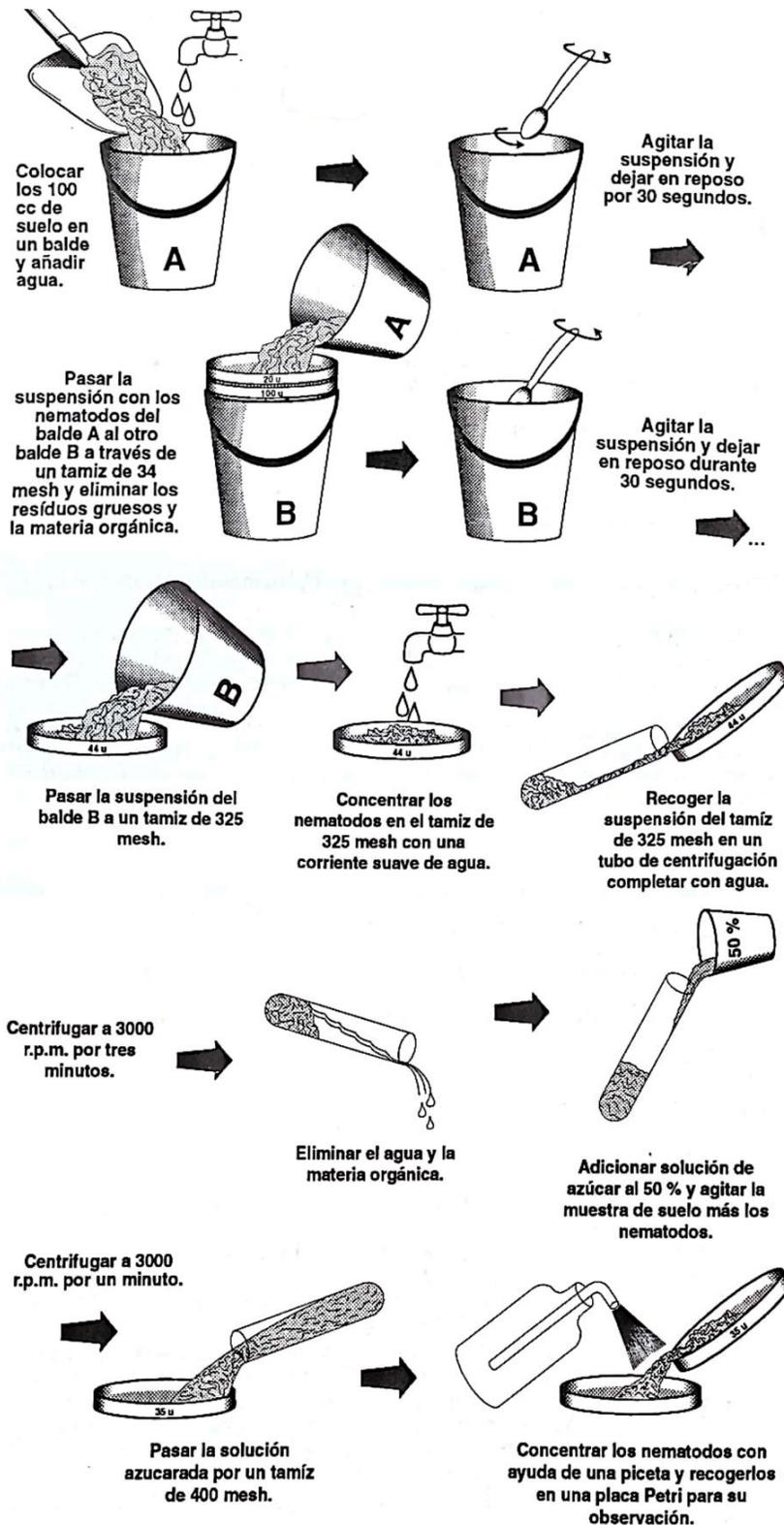
fondo del tubo. Elimine el agua y la materia orgánica que queda suspendida en la porción superior del tubo. En algunos casos (de ser disponible) antes de iniciar la centrifugación se puede añadir a la suspensión en el tubo una cucharadita de Kaolin, que favorecerá la sedimentación de todas las partículas del suelo.

- Al mismo tubo que contiene el suelo más los nematodos, añada la solución de azúcar al 50%, hasta la mitad del tubo, agite fuertemente para suspender el suelo más los nematodos, llene el tubo con la solución de azúcar y centrifugue por 1 a 2 minutos a 3 000 r.p.m; las partículas de suelo quedan en el fondo y los nematodos flotan en la solución de azúcar.
- Pase la solución de azúcar con los nematodos, del tubo de centrifugación a través de un tamiz de 400 mesh y enjuague con agua corriente para evitar la plasmolización de los nematodos; concentre los nematodos en el tamiz de 400 mesh, con la ayuda de una piceta para luego recoger los nematodos en una placa petri y ser observados al microscopio de disección (Montecinos & Franco, 1993, pp. 7–8).

En el manual técnico también se encuentra los materiales, las ventajas y desventajas que posee este método, como también la representación gráfica del procedimiento desarrollado anteriormente, visto esto en la **Figura III-1**. En base a este método se realizará la extracción de nematodos, para la presente investigación, desarrollada en laboratorio del Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal (INIAF) que posee los equipos y ambientes necesarios para este fin.

Figura III-1.

Procedimiento del Método de Flotación y Centrifugación.



Fuente. Extraída del manual de PROINPA (Montecinos & Franco, 1993, pp. 8-9).

3.2. Recolección de Muestra de Suelo con Presencia de Nematodo

Para la obtención del nematodo, se utilizó muestras de suelo registradas en el laboratorio INIAF. Mismas que cuenta con los suelos procedentes de distintos puntos de las regiones altiplánicas del departamento de La Paz presentes en el **Anexo A**.

3.2.1. Identificación de Presencia de Nódulos en Raíces

Se identifico el nematodo de estudio (*Nacobbus aberrans*) según la metodología de diagnosis por bioensayo que aplica PROINPA(Montecinos & Franco, 1993). En las evaluaciones de bioensayos se pudo identificar la presencia de nódulos en raíces de papa, producto de la existencia del fitonemátodo *Nacobbus aberrans*, como se muestra en la **Figura III-2** realizadas en el estereoscopio.

Figura III-2.

Bioensayos obtenidos de Laboratorio de INIAF con presencia de Nacobbus aberrans.



Fuente. Fotografía propia, 2023.

3.2.2. Materiales y Equipos Utilizados

Para la obtención de nematodos en el laboratorio INIAF, se utilizó una variedad de equipos, reactivos y herramientas. Entre los equipos empleados se encontraban una centrifugadora, una balanza y tubos de centrífuga. Se utilizaron como reactivos alcohol al 70%, 50 gramos de azúcar y agua destilada. Además, se contó con diversas herramientas como espátulas, baldes, tamices de 100 y 400 mesh, vasos precipitados de 80-100 y 200 ml, un gotero, una caja Petri y un recipiente de 50 cc. Estos elementos fueron fundamentales para llevar a cabo el proceso de obtención de nematodos en condiciones de laboratorio.

3.2.3. Procedimiento para la Obtención de Nemátodos en Muestras de Suelo

En base a los procedimientos establecidos por PROINPA, el desarrollo del proceso se llevó a cabo de la siguiente manera: se tomaron muestras de los bioensayos previamente mencionados. Antes de iniciar cada etapa, se procedió a la limpieza y desinfección exhaustiva de todos los materiales a utilizar, siguiendo los protocolos de laboratorio pertinentes. Se llevó a cabo la extracción de una muestra representativa de 200 cc de suelo, la cual se colocó en un balde al que se añadieron 2 litros de agua para disolver la muestra. Utilizando una espátula, se procedió a desmenuzar los terrones de suelo, asegurando así una adecuada disolución. Una vez que la muestra estuvo completamente disuelta, se permitió que reposara durante un lapso de 30 segundos.

Después del tiempo de reposo, se procedió a tamizar la parte líquida superior, donde se presumía que se encontrarían los nematodos. Para ello, se utilizó un tamiz de 100 mesh en la parte superior y uno de 400 mesh en la parte inferior. Los restos retenidos por los tamices fueron lavados meticulosamente hasta obtener una muestra limpia. En el

tamizado superior (100 mesh), se descartaron los residuos orgánicos, mientras que en el tamizado inferior (400 mesh) se concentraban los nematodos, que constituían el objetivo principal del procedimiento. Los restos del tamizado inferior fueron transferidos a un vaso precipitado con ayuda de una pizeta y luego depositados en tubos de centrífuga. Una vez introducidos en los tubos de centrífuga, estos fueron pesados según el protocolo establecido para el cuidado de la centrifugadora en el laboratorio.

Los tubos fueron introducidos en la centrifugadora de manera intercalada, operando a una velocidad de 3000 rpm durante un lapso de 3 minutos. Posteriormente, se extrajeron los tubos de la centrifugadora, desechando la mitad superior del líquido. A la mitad restante de cada tubo se le agregó una solución de sacarosa al 50%. Luego, se volvieron a pesar para verificar que coincidieran con el peso anterior, tras lo cual se reintrodujeron en la centrifugadora utilizando la misma velocidad y tiempo previamente mencionados.

Al retirar los tubos de la centrifugadora, se eliminó el 2/3 de la parte superior de cada tubo, vertiendo este líquido en un tamiz de 400 mesh y lavándolo con agua para evitar la plasmólisis (desnaturalización) de los nematodos. Utilizando una pizeta, se transfirió la concentración de nematodos a una caja Petri de 10 ml. Esta muestra se almacenó a temperatura ambiente y, después de 24 horas, se observaron los nematodos con mayor claridad utilizando un estereoscopio.

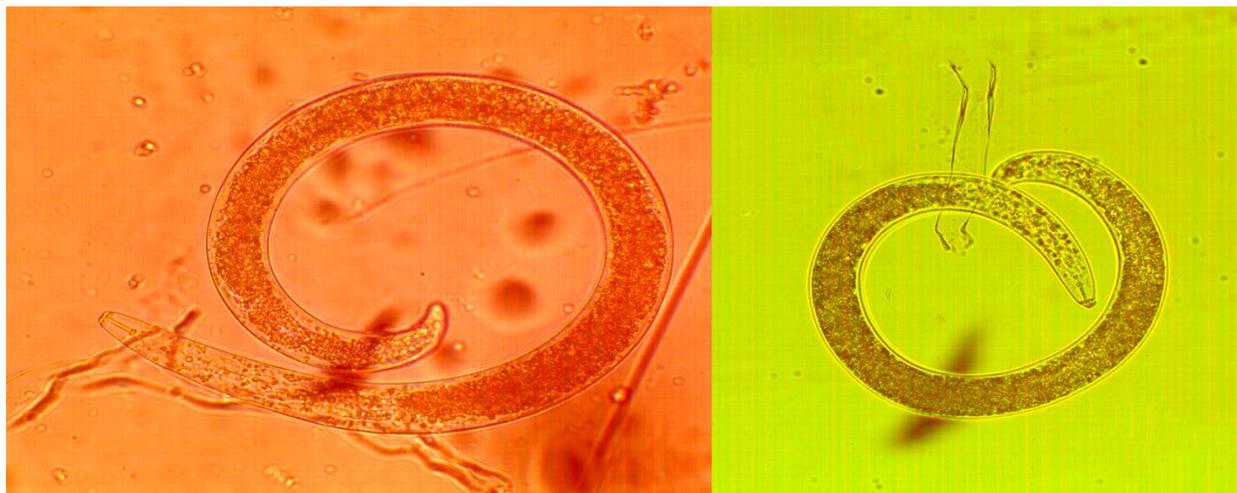
El procedimiento detallado en imágenes se encuentra documentado en el **Anexo B**.

3.3. Identificación Morfológica del *Nacobbus aberrans* en Laboratorio (INIAF)

La información científica recopilada en el capítulo anterior y el trabajo realizado en el laboratorio permitieron identificar de manera precisa al nematodo en estudio. Dentro de las muestras de suelo, se pudo observar una amplia variedad de nematodos, destacándose un mayor porcentaje de *Nacobbus aberrans*. Con la ayuda del microscopio, fue posible visualizar tanto la presencia del nematodo en las muestras de suelo como en las raíces de los plantines de papa **Figura III-3**.

Figura III-3.

Nacobbus aberrans presente en raíces y suelo.



Fuente. Fotografías propias obtenidas por el microscopio, 2023.

Según Cid del Prado Vera & Manzanilla Lopez (1992), en el laboratorio de Nematología de Montecillo, México, se hace referencia al nematodo *Nacobbus aberrans*, el cual está presente en la **Tabla III-1** que se detallan sus características de manera precisa. En la **Figura III-4**, se pueden observar con mayor claridad las características morfológicas que posee: una cabeza redondeada con un esqueleto cefálico fuerte, un estilete corto con nódulos redondeados, glándulas esofágicas superpuestas dorsalmente y una cola corta y redondeada.

Tabla III-1.

Características morfológicas para identificar nematodos fitoparásitos.



COLEGIO DE POSTGRADUADOS
CENTRO DE FITOPATOLOGIA
LABORATORIO DE NEMATOLOGIA
MONTECILLO, MEXICO. 56230

DR. IGNACIO CID DEL PRADO VERA
M.C. ROSA HELENA MANZANILLA LOPEZ

1992
EN VIVO VISTAS A TRAVÉS DEL MICROSCOPIO DE DISECCION (40-50X)

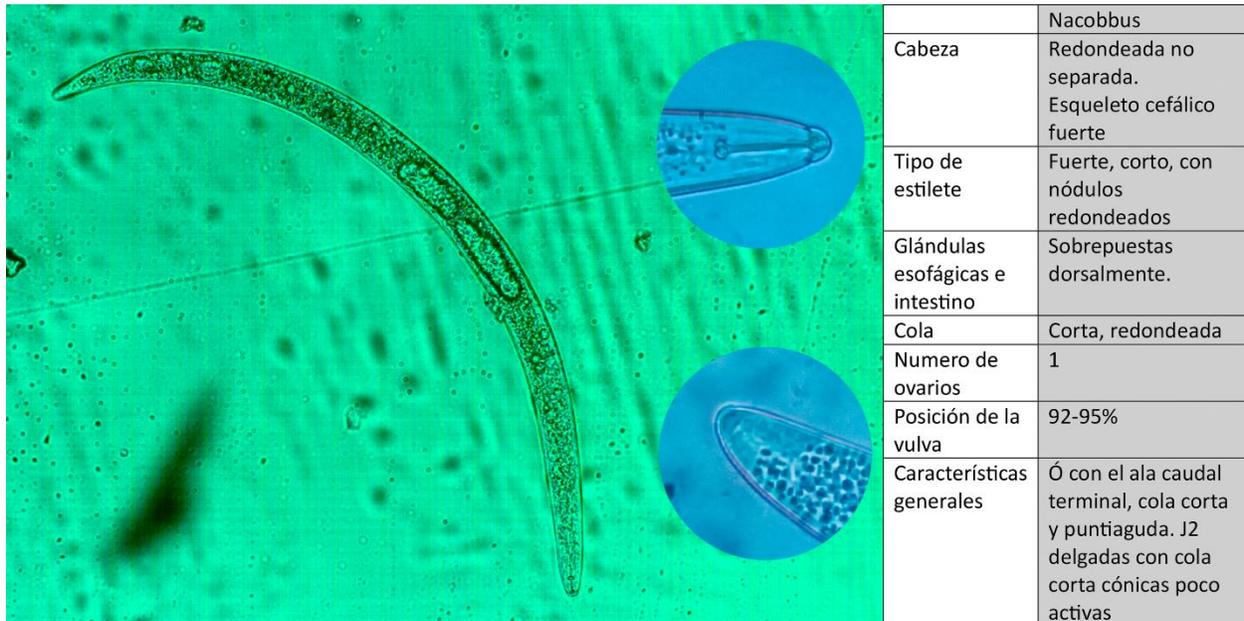
TABLA DE CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS PARA IDENTIFICAR NEMATODOS FITOPARASITOS

Cabeza	Pratylaeus	Radiolaeus	Hexastemonellus	Necobius	Stylocybus	Bolobolus	Helicoverchus	Tylenchus	Ditylenchus	Tylenchobolus	Tylenchus	Ctenomeres	Panellus	Hemicyclophora	Metodoloe	Aphelechyus	Tribolaeus	Xiphamia	
Plana	Plana o cóncava	Redondeada ligeramente separada del cuerpo	Redondeada no separada. Espalmo cónico fuerte	Redondeada no separada. Espalmo cónico fuerte	No separada achatada, bien esclerotizada.	Separada o no separada del cuerpo, sin espalmo. Nódulos.	Separada o no separada, bien esclerotizada.	Dilatación esclerotizada.	Plana no achatada, debilmente esclerotizada.	Cónica, achatada ligeramente esclerotizada.	Cónica, achatada ligeramente esclerotizada. Cefálico débil.	Región labial fuertemente esclerotizada separada.	Cónica o redondeada no achatada.	Cónica o redondeada no achatada.	Truncada.	Cónico, ligeramente esclerotizada.	Redondeada, ligeramente separada del cuerpo.	Angular no achatada.	Hemisférica. Cefálico débil.
Tipo de estilete	Corto, fuerte con nódulos, prominente.	Corto, fuerte con nódulos, prominente.	Corto, con nódulos prominentes	Corto, con nódulos prominentes	Delgado, moderadamente desarrollado.	Bien desarrollado, nódulos grandes, redondeados, patios.	Largo, fuerte, con nódulos prominentes, que en nematodos, rectifichus.	Delgado, moderadamente desarrollado.	Corto, delgado con nódulos presentes.	Mediamente largo, con nódulos.	Mediamente largo, con nódulos.	Mediano, como nódulo en forma de triángulo.	Generalmente largo y delgado. Lana y mucho más, en el estilete.	Largo, nódulos dirigidos hacia atrás.	Mediamente largo, delgado, con nódulos.	Delgado, delicado.	Mediano a largo, curvado.	Ordonostilete largo, en forma de aguja compacta.	
Cilios de esófago s e intestino	Largo, sobrepuestas ventralmente, obscuro	Sobrepuestas dorsalmente	Sobrepuestas ventralmente, obscuro	Sobrepuestas dorsalmente, obscuro	No sobrepuestas, incluso medianamente obscuro.	Dorsolateralmente.	Sobrepuestas ventralmente, obscuro.	No sobrepuestas, incluso medianamente obscuro.	Nuevo, veces ligeramente sobre la parte anterior del cuerpo.	No sobrepuestas, incluso medianamente obscuro.	Sobrepuestas, dorsalmente y ventralmente.	No sobrepuestas, incluso medianamente obscuro.	No sobrepuestas, incluso medianamente obscuro.	No sobrepuestas, incluso medianamente obscuro.					
Cola	Cónica redondeada	Cónica, irregularmente redondeada	Cónica, no terminada en punta	Cónica, redondeada en punta	Cónica a obtusa.	Hemisférica, ligeramente más convexa dorsalmente, a proyección ventral.	Ligeramente cónica, redondeada, algunas veces proyección ventral asimétrica.	Irregular, filiforme, algunas veces con punta clavada. (Pantelchus).	Terminación cónica, redondeada, subaguda.	Cónica a obtusa.	Cónica a obtusa.	Corta redondeada o cónica.	Cónica no terminada en punta.	Redondeada, aguda, abigüada o armada.	Aguda, tipo de lápiz.	Concava mucronada.	Redondeada	Concava, con cónide digitado.	
Numero de ovarios	1	2	2	1	1	2	2	1	1	2	1	1	1	1	-	1	2	2	
Posición de la	75-80%	50-60%	50%	92-95%	55-60%	60%	54-60%	55-60%	80%	50-58%	50%	75%	70-85%	80-85%	-	70%	50-60%	50%	
Cuerpo genitales	Dimerismo sexual. Estilete reducido	Cuerpo largo de 0.9 a 4.2 mm.	Cuerpo largo de 0.9 a 4.2 mm.	Usualmente más pequeños que los nematodos, pero algunos machos maduros abocados	Pilencchus con dos ovarios.	Cuando se relajan adoptan la forma de una espiral abierta.	Usualmente más pequeños que los nematodos, pero algunos machos maduros abocados	Pilencchus con dos ovarios.	Pilencchus con dos ovarios.	Machos sin estilete. Hombres con poco estilete. Machos con estilete prominente.	Machos sin estilete. Hombres con poco estilete. Machos con estilete prominente.	Machos sin estilete. Hombres con poco estilete. Machos con estilete prominente.	Machos sin estilete. Hombres con poco estilete. Machos con estilete prominente.	Machos sin estilete. Hombres con poco estilete. Machos con estilete prominente.	Machos sin estilete. Hombres con poco estilete. Machos con estilete prominente.	Machos sin estilete. Hombres con poco estilete. Machos con estilete prominente.	Machos sin estilete. Hombres con poco estilete. Machos con estilete prominente.	Machos sin estilete. Hombres con poco estilete. Machos con estilete prominente.	Machos sin estilete. Hombres con poco estilete. Machos con estilete prominente.

Fuente. Extraída del libro (Cid del Prado Vera & Manzanilla López, 1992).

Figura III-4.

Características Morfológicas de *Nacobbus aberrans*.



Fuente. Fotografía y edición propia, 2023 en base a Cid del Prado Vera & Manzanilla Lopez (1992)

Se observaron otras peculiaridades del nematodo *Nacobbus aberrans* mediante el microscopio, incluyendo su inmovilidad voluntaria. Lamothe Argumedo (2018) menciona que algunos ejemplares de *Nacobbus aberrans* muestran inmovilidad desde el tercer estadio, lo que puede dar la impresión de que están muertos. Este estado se denomina quiescencia, que es una inmovilidad voluntaria en forma de "C" **Anexo B**.

3.4. Recolección de Muestra de Ricino

Para la presente investigación se trabajó con el *Ricinus communis* como efecto nematicida, frente a los nematodos. En los puntos desarrollados a continuación, se detallará el sitio de extracción del ricino y el procedimiento para obtener el extracto.

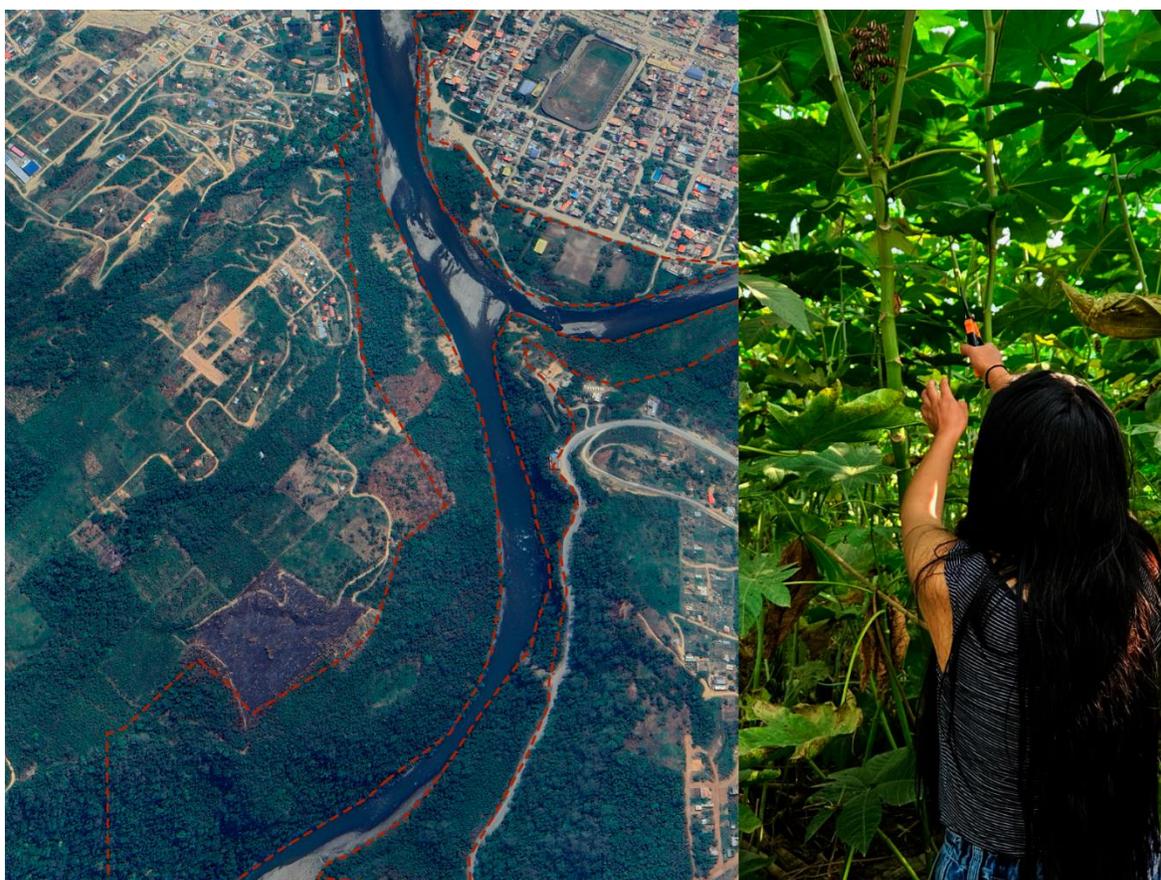
3.4.1. Sitio de Recolecta de Ricino

El sitio de recolección de las semillas de ricino para la investigación se ubica en Caranavi (15°50'02''S; 67°34'17'' N), una región norte del departamento de La Paz.

Tras visitas realizadas en la zona, se pudo apreciar la existencia del ricino en grandes cantidades, a orillas de los ríos, y extensiones del área rural, donde crece de forma silvestre. En la **Figura III-5** se muestra con mayor claridad la zona de la que se extrajo la muestra de ricino, la cual bordea el río Yara y presenta una frondosidad considerable.

Figura III-5.

Obtención de Ricino por las Orillas del Río Yara-Caranavi.



Fuente: Fotografía y edición propia, 2023.

3.4.2. Descripción del Ricino Recolectado

Al borde del río Yara en Caranavi, se pudo observar la impresionante altura alcanzada por la especie de ricino en comparación con la escala humana, superando los 3 metros de altura. Su tallo delgado y hueco sostenía hojas que excedían los 30 cm de diámetro. En los extremos de la planta, emergía su inflorescencia, la cual en estado

maduro albergaba las semillas dentro de cápsulas. La recolección de estas semillas fue fundamental para la elaboración del extracto acuoso utilizado en la investigación. Por lo tanto, se procedió a la extracción de los racimos maduros que contenían más de 60 cápsulas, asegurando así la obtención de la cantidad necesaria para llevar a cabo el proceso experimental.

3.5. Procedimiento del Extracto de Ricino

Una vez obtenido las muestras de ricino, se trabajó con las semillas maduras procedentes del fruto en racimo.

3.5.1. Materiales y Equipos Utilizados para la Obtención del Extracto

Se trabajo en el laboratorio de la INIAF utilizando los siguientes materiales y equipos para la obtención del extracto acuso a base de semillas de ricino: Alcohol al 70%, agua destilada, balanza, licuadora, recipientes de vidrio, papel filtro #4, pinza de disección con punta dentada, vasos precipitados, tubos de ensayo con tapa, pipetas y pisetas

3.5.2. Preparación del Extracto Acuoso

Los utensilios y materiales fueron desinfectados previamente siguiendo el protocolo de laboratorio. Tras obtener las cápsulas del fruto en racimo, se procedió a descortezarlas con la ayuda de una pinza de disección equipada con una punta dentada, extrayendo cuidadosamente las semillas. Una vez preparadas, las semillas fueron pesadas, utilizando 50 gramos del mismo. Posteriormente, estas semillas se incorporaron a una licuadora junto con 100 ml de agua destilada, donde fueron trituradas a alta velocidad durante 3 minutos.

Después del licuado, la mezcla se almacenó en un envase cerrado durante 24 horas a temperatura ambiente, con el fin de permitir que los metabolitos secundarios del ricino se concentrasen aún más en el líquido filtrado. Al transcurrir este lapso de tiempo, se procedió a filtrar la mezcla a través de dos capas de papel filtro, obteniendo así un extracto libre de impurezas. Este extracto se consideró como una solución madre con una concentración del 100%, a partir de la cual se obtuvieron las distintas concentraciones necesarias para el estudio. Este procedimiento se basó en las investigaciones realizadas por Abbas et al. (2016) y Adomako & Kwoseh (2013).

El procedimiento detallado en imágenes se encuentra documentado en el **Anexo C**

3.6. Análisis Fitoquímico

Se reconoció la necesidad de llevar a cabo un análisis fitoquímico para identificar los metabolitos secundarios biosintetizados por la planta en estudio, los cuales podrían tener o no alguna actividad o toxicidad contra los nematodos. Para determinar los tipos de compuestos presentes en *Ricinus communis*, se consideraron diversas técnicas, entre ellas el tradicional tamizaje fitoquímico, que aún hoy en día sigue siendo una forma confiable de realizar un análisis cualitativo de los extractos vegetales. Este método proporciona información preliminar sobre su composición, incluyendo compuestos como taninos, fenoles y polifenoles, quinonas, flavonas y flavonoides, cumarinas, entre otros. Es importante destacar que el estudio de estos compuestos ha servido como punto de partida para la búsqueda de nuevos fármacos, antibióticos, insecticidas y herbicidas.

Para las pruebas fitoquímicas, se contó con dos diluyentes: agua destilada y etanol al 96%. La extracción sólido-líquido se llevó a cabo de tres formas: continua, semi-

continua y discontinua. En el caso de la extracción continua, se empleó el equipo Soxhlet con 190 ml de etanol al 96% y 7 gramos de semillas de ricino molidas. Para la extracción semi-continua, se utilizaron 50 gramos de semillas molidas, añadiendo etanol hasta su completa absorción y posterior filtrado en papel Whatman N° 4. Finalmente, la extracción discontinua consistió en la molienda y dilución de las semillas en agua destilada, con una maceración de 24 horas, utilizando la misma solución madre empleada en el estudio. Las pruebas fitoquímicas se realizaron en el laboratorio de química de la facultad de agronomía-UMSA.

Extracto				
Semillas de <i>Ricinus communis</i>			Etanol	96%
	Agua destilada	Etanol 96% (frio)	(soxhelt)	

Se llevaron a cabo pruebas cualitativas para la identificación de los metabolitos secundarios, como taninos, fenoles y polifenoles, flavonoides, quinonas y cumarinas, los cuales se consideran bases importantes con efecto nematocida.

3.6.1. Taninos y Grupo fenólicos

Prueba del cloruro férrico: Depositar 0.5 mL de extracto en cinco microtubos; añadir en cada caso dos gotas de agua destilada en todos los tubos con lo que se logró un color amarillo. Se dejó el tubo 1 como testigo, y se adicionaron gotas de cloruro férrico a los siguientes tubos en este orden: una gota al tubo dos, dos en el tercero y así sucesivamente hasta llegar al quinto tubo (Dominguez, 1979).

La determinación de taninos se hizo de acuerdo a la coloración observada de la siguiente manera: no hay cambio significativo de color: no se detecta presencia de taninos.

- Una coloración naranja lechosa, detección de taninos
- Una coloración verde oscuro indica la presencia de taninos catequínicos.
- Una coloración azul oscuro indica la presencia de taninos gálicos.
- Una coloración negra indica la presencia de ambos taninos

Reacciones coloridas para grupos fenólicos: En dos tubos de ensayo numerados, colocar en cada uno 1.0 ml. de extracto, agregar al primer tubo 0.5 ml. (10 gotas) de cloruro férrico al 5% y al segundo tubo: 1.0 ml de hidróxido de sodio al 20% (Bulugahapitiya, 2013).

- Con hidróxido de sodio: Solución color naranja pardo presencia de grupos fenólicos
- Con cloruro férrico: Solución color naranja, verde o pardo oscuro presencia de grupos fenólicos

3.6.2. Flavonoides

Reacción con acetatos de plomo: Pipetee 2.5 ml. de extracto en un tubo de ensayo y adicione 7.0 ml. de etanol al 95% y 0.5 ml. de acetato de plomo al 10%. Agite bien y deje en reposo por 24 horas (Bulugahapitiya, 2013).

- Un precipitado amarillento o una solución turbia, color amarillo opaco es prueba positiva.

Reacción de Shinoda: En un tubo de ensayo colocar 2.0 ml. de extracto y adicionar una lámina de magnesio metálico y 0.3 ml. de ácido clorhídrico concentrado. Dejar reposar por 10 minutos (Dominguez, 1979).

- Una coloración anaranjada roja, verde, azul o violeta es prueba positiva.

3.6.3. Quinonas

Reacción de Borntrager: En un tubito de ensayo se introducen 10mg de la sustancia problema, 0.2 ml de etanol y 0.4 ml de una solución acuosa de hidróxido de sodio al 5%. Se observa si hay formación de color y se registra su espectro ultravioleta (Dominguez, 1979).

- La prueba es positiva si la fase alcalina adquiere coloración roja, azul, violácea, amarillenta con fluorescencia

3.6.4. Coumarinas

Prueba de fluorescencia: La boca de los tubos de ensayo conteniendo las soluciones de cada uno de los extractos se cubrieron con un círculo de papel de filtro previamente tratado con solución de hidróxido de sodio (J. T Baker), 1 N. Se colocó el tubo de ensayo durante unos minutos en agua hirviendo y posteriormente se retiró el papel filtro y se examinó bajo la luz ultravioleta. La aparición de fluorescencia indicó la presencia de cumarinas (Bulugahapitiya, 2013).

3.7. Concentraciones del Extracto de Ricino

En base al objetivo principal de la presente investigación, se trabajó con el ricino como efecto nematocida frente a la plaga de nematodos. Después de completar los procesos necesarios en las muestras, se procedió a trabajar con distintas concentraciones con el propósito de buscar la mejor efectividad del mismo. Estas

concentraciones comprendían diferentes porcentajes del extracto acuoso de ricino, considerando el agua destilada como un disolvente universal, esencial para la preparación de las soluciones. Las concentraciones fueron establecidas en base a soluciones porcentuales (%V/V) y recibieron una denominación designada:

- Concentración 1 (C-1): 20% de extracto acuoso de ricino.
- Concentración 2 (C-2): 40% de extracto acuoso de ricino.
- Concentración 3 (C-3): 60% de extracto acuoso de ricino.
- Concentración 4 (C-4): 80% de extracto acuoso de ricino.
- Concentración 5 (C-5): 100% de extracto acuoso de ricino.
- Concentración 6 (C-6): 0% de extracto acuoso de ricino (TESTIGO).

Cabe destacar que el extracto acuoso se mezcló con agua destilada para preparar las distintas concentraciones. Los cálculos necesarios fueron realizados y se elaboró la preparación de las concentraciones, teniendo en cuenta seis repeticiones para cada una de ellas.

3.8. Concentraciones del Extracto Aplicada en Nematodos

Las concentraciones del extracto acuoso desarrolladas anteriormente fueron sometidas a prueba como efecto nematocidas contra la plaga de nematodos. Por lo tanto, se llevó a cabo el procedimiento en el laboratorio de la INIAF, donde se analizó, verificó y probó su efectividad.

3.8.1. Materiales y Equipos Utilizados

Los materiales y equipos utilizados de laboratorio son: Estereoscopio, microscopio, computadora de escritorio, cámara motic 10.0MP, caja Petri de 4cm de diámetro, gotero, jeringa, porta y cubre objetos.

3.8.2. Procedimiento del Extracto Aplicada en Nematodos

Bajo los protocolos establecidos y la rigurosa desinfección de los equipos necesarios, se procedió a extraer ambas muestras almacenadas: los nematodos y el extracto acuoso. De la caja petri de 10 ml que contenía los nematodos extraídos del suelo, se llevó a cabo la identificación del nematodo *Nacobbus aberrans*, utilizando tanto un estereoscopio como un microscopio para observar sus características morfológicas. Cabe destacar que en una minoría de los casos se encontraron nematodos menos dañinos, como *Pratylenchus*, *Heterodera* y *Rotylenchulus*. Una vez identificado el nematodo problema (*Nacobbus aberrans*) por sus características distintivas, se extrajeron 30 nematodos con la ayuda de una jeringa y se transfirieron a una nueva caja petri de 4 cm de diámetro.

Posteriormente, la caja petri fue insertada en el microscopio, asegurando y contabilizando la cantidad de nematodos depositados. Se añadieron 4 ml de extracto acuoso de la concentración C-1 y se tapó la caja petri para evitar la evaporación, dejándola actuar durante 5 horas. Una vez transcurrido este lapso, se procedió a registrar las observaciones realizadas con el microscopio, verificando la mortalidad de los nematodos que no mostraban movilidad y estimulándolos mediante la sección de su cuerpo con la punta de una aguja de laboratorio. Al no presentar ningún signo de movimiento, se registró el grado de efectividad del extracto acuoso en las primeras horas de su aplicación. Estas lecturas y registros se llevaron a cabo en intervalos de tiempo de 5, 10, 24 y 36 horas.

Todo este procedimiento se aplicó para cada una de las concentraciones (C-2, C-3, C-4, C-5, C-6), siguiendo los mismos intervalos de tiempo designados. Es importante

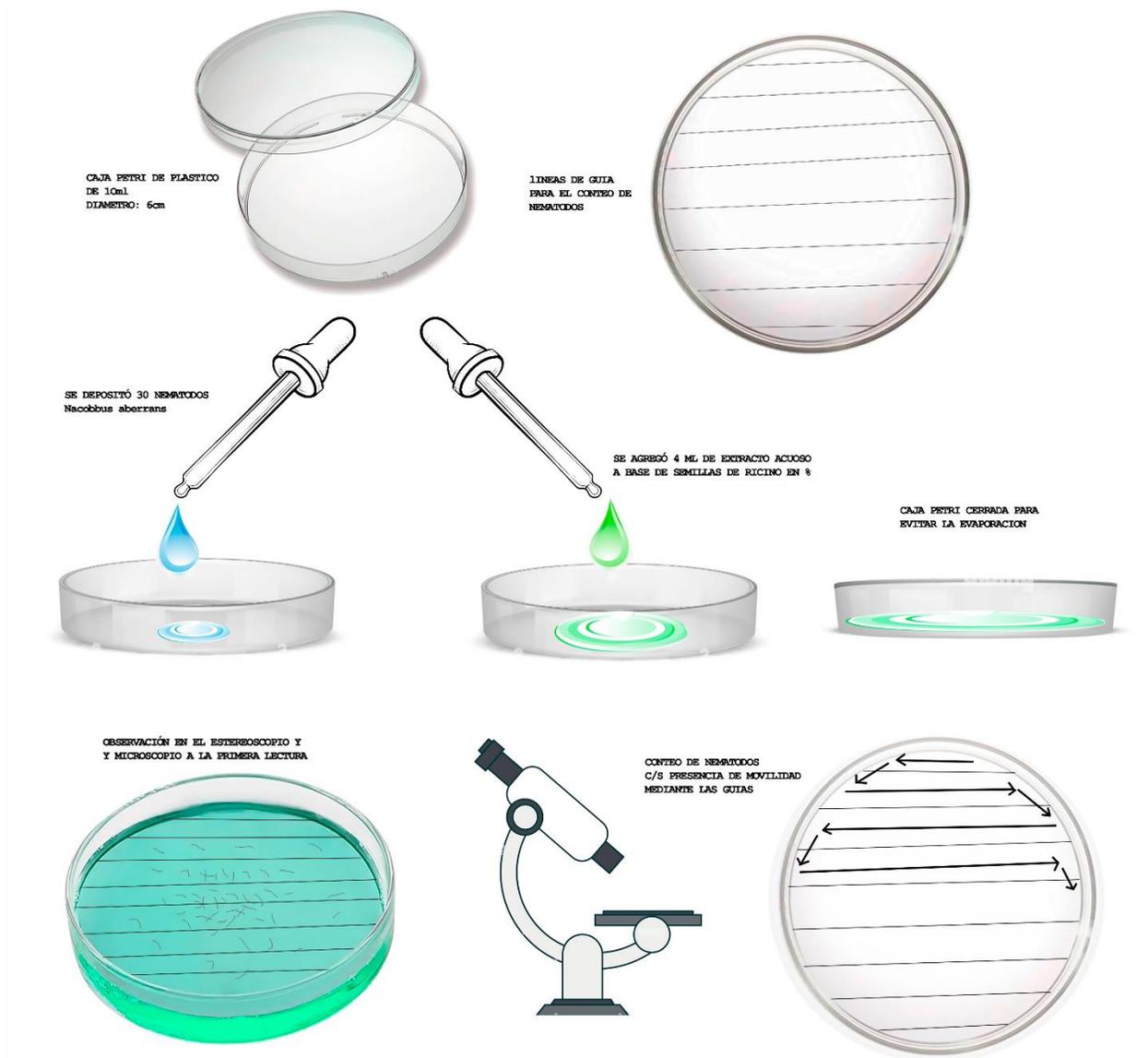
destacar que cada concentración fue desarrollada y registrada durante dos días, ya que no se realizaron de manera simultánea debido a la cantidad de nematodos a contar y a la dificultad de coordinar los horarios de conteo sin exceder el tiempo establecido.

El procedimiento detallado en imágenes se encuentra documentado en el **Anexo**

C

Figura III-6.

Procedimiento del extracto aplicado en nematodos.



3.9. Análisis Estadístico

Para esta investigación se trabajó con el programa InfoStat versión 2020, donde se realizó un análisis de varianza de un diseño completamente al azar (DCA) 6x6 (6 tratamientos con 6 repeticiones). En este sentido los 6 tratamientos serán; 5 concentraciones de extracto acuoso a base de semillas de ricino y 1 testigo con agua destilada. De esta manera, se obtendrán 36 unidades experimentales.

3.10. Modelo Estadístico

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \epsilon_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = Representa el valor observado de mortalidad para la concentración i ($i=1,2,\dots,6$) y la repetición j ($j=1,2,\dots,6$)

μ = Es el valor medio global de mortalidad para todos los tratamientos

τ_i = Es el efecto del tratamiento i ($i=1, 2,\dots,6$) sobre la mortalidad

ϵ_{ij} = Es el error aleatorio asociado a la combinación de las concentraciones i y la repetición j .

3.11. Variables de Respuesta

- Mortalidad en número de nematodos

Los cuales fueron observados utilizando estereoscopio y microscopio. Se consideraron como nematodos muertos aquellos que no mostraban movilidad al ser estimulados

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Identificación de Metabolitos Secundarios

Para las pruebas fitoquímicas mediante técnicas de reacciones coloridas, conforme a los procedimientos descritos por Bulugahapitiya (2013) y Dominguez (1979), los resultados revelaron la presencia (+) o ausencia (-) de varios metabolitos secundarios en los extractos de la especie *Ricinus communis*. Estos metabolitos incluyen taninos, flavonoides, quinonas y cumarinas.

4.1.1. Taninos y Grupos fenólicos

Tras analizar los resultados, se pudo constatar la presencia de taninos en el extracto diluido tanto en agua destilada como en etanol al 96%. Sin embargo, al utilizar el equipo Soxhlet con 190 ml de etanol, no se detectó la presencia de taninos (**Tabla IV-1**). Este fenómeno podría ser atribuido al efecto del calor sobre estos metabolitos, lo que posiblemente condujo a su inhibición durante el proceso de extracción. La presencia de taninos en los extractos se relaciona con polifenoles, compuestos donde se reportan características insecticidas, bactericidas y fungicidas naturales. Incluso pueden ser utilizados como fuente de información para el diseño molecular de insecticidas sintéticos, de modo tal que tengan una mayor persistencia y toxicidad en plagas específicas favoreciendo la fitosanidad, inocuidad y seguridad alimentaria (Vázquez-Luna et al., 2007).

De acuerdo con su diversidad química los fenoles cumplen funciones en la defensa de las plantas contra herbívoros o patógenos, otros son parte del soporte mecánico, en la atracción de polinizadores y en la reducción del crecimiento de las plantas competidoras cercanas (Dominguez, 1979).

Tabla IV-1.

Evaluación fitoquímica de taninos y grupos fenólicos en extractos a base de semillas de ricino (Ricinus communis)

Metabolito secundario	Prueba	CRUDO (Agua destilada)	CRUDO (Etanol 96%)	SOXHET (Etanol 96%)
Taninos	Cloruro férrico	++	+	-
	Hidróxido de sodio	-	-	-
Grupo fenólicos	Cloruro férrico	+	+	-

Positivo (+) Negativo (-)

Alta (+++), media (++) , baja (+) y ausente (-), en función del color y/o precipitado formado.

4.1.2. Flavonoides

Los flavonoides, pigmentos naturales presentes en los vegetales, desempeñan un papel crucial en la protección del organismo contra el daño producido por agentes oxidantes, como los rayos ultravioletas, la contaminación ambiental y sustancias químicas presentes en los alimentos (Martínez-Flórez et al., 2002). Además, se considera que los flavonoides tienen una función protectora y confieren resistencia contra enfermedades a las plantas que los contienen (Valencia Ortiz, 2005).

Sin embargo, los resultados obtenidos en todos los extractos fueron negativos, no se detectó la presencia de flavonoides en las semillas de ricino.

Tabla IV-2.

Evaluación fitoquímica de flavonoides en extractos a base de semilla de Ricino (Ricinus communis)

Metabolito secundario	Prueba	CRUDO (Agua destilada)	CRUDO (Etanol 96%)	SOXHET (Etanol 96%)
Flavonoides	Reacción con acetatos de plomo	-	-	-
	Reacción de Shinoda	-	-	-

Positivo (+) Negativo (-)

Alta (+++), media (++) , baja (+) y ausente (-), en función del color y/o precipitado formado.

4.1.3. Quinonas

Las quinonas son compuestos que se encuentran en las plantas ya sea en forma libre o combinada con azúcares formando glicósidos. Las quinonas naturales varían en su color desde el amarillo pálido hasta el color casi negro. Son dicetonas insaturadas que por reducción se transforman en polifenoles de los que por oxidación pueden regenerarse fácilmente las quinonas. Son compuestos muy reactivos, con capacidad para funcionar como sistemas redox, por lo que son sustancias naturales muy activas biológicamente (Valencia-Ortiz, 2005).

Las plantas que contienen compuestos quinonas poseen una variedad de propiedades farmacológicas, y su efecto puede variar dependiendo de las dosis administradas, según lo señalado por (Ben Jannet et al., 2001). En el estudio realizado, los extractos sometidos a prueba mostraron resultados positivos en cuanto a la presencia de estos compuestos tanto en etanol al 96% como en agua destilada. Sin embargo, la extracción realizada mediante el equipo Soxhlet no arrojó resultados positivos, lo que sugiere una posible variación en la eficacia de la extracción según el método utilizado. Este hallazgo resalta la importancia de considerar diferentes técnicas de extracción en estudios fitoquímicos para obtener resultados completos y precisos.

Tabla IV-3.

Evolución fitoquímica de quinonas en extractos a base de semillas de Ricino (Ricinus communis)

Metabolito secundario	Prueba	CRUDO (Agua destilada)	CRUDO (Etanol 96%)	SOXHET (Etanol 96%)
Quinonas	Reacción Borntrager	de ++	+	-

Positivo (+) Negativo (-)

Alta (+++), media (++) , baja (+) y ausente (-), en función del color y/o precipitado formado.

4.1.4. Coumarinas

Se les considera derivados de la lactona del ácido o-hidroxicinámico. Entre las coumarinas identificadas se conoce a la mameína que es insecticida. En la naturaleza, las coumarinas pueden encontrarse en raíces, hojas, flores o frutos, de algunas de la familia fabaceae, sin embargo, las propiedades de las coumarinas son antibacterianas, anticoagulantes, protector solar, interés farmacológico, son solubles en etanol, acetato de etilo y agua, Las propiedades antibacterianas de las coumarinas fueron descritas por primera vez en 1945 por Goth, según Hooper et al. (1982), resaltando la versatilidad y relevancia de las coumarinas en una variedad de aplicaciones, desde la medicina hasta la protección ambiental.

La identificación de coumarinas se observó en todos los extractos expresando su presencia con la prueba de fluorescencia

Tabla IV-4.

Evaluación fitoquímica de coumarinas de los extractos a base de semillas de Ricino (Ricinus communis)

Metabolito secundario	Prueba	CRUDO (Agua destilada)	CRUDO (Etanol 96%)	SOXHET (Etanol 96%)
Coumarinas	Prueba de fluorescencia	+++	++	++

Positivo (+) Negativo (-)

Alta (+++), media (++) , baja (+) y ausente (-), en función del color y/o precipitado formado.

El efecto nocivo de los extractos de plantas o sus compuestos puros contra los insectos se puede manifestar de diversas maneras, incluyendo la toxicidad, la mortalidad, inhiben el crecimiento, la supresión de comportamiento reproductivo y reducen la fertilidad y la fecundidad (Ben Jannet et al., 2001).

El resultado detallado en imágenes se encuentra documentado en el **Anexo D**

4.2. Resultados de las Concentraciones

Tras el proceso de prueba del extracto acuoso como efecto nematocida, se pudo observar distintas reacciones, tanto por la concentración implementada como la reacción que tuvo durante los tiempos establecidos. En los siguientes puntos se detallará los resultados obtenidos de cada una de las concentraciones con las que se trabajó.

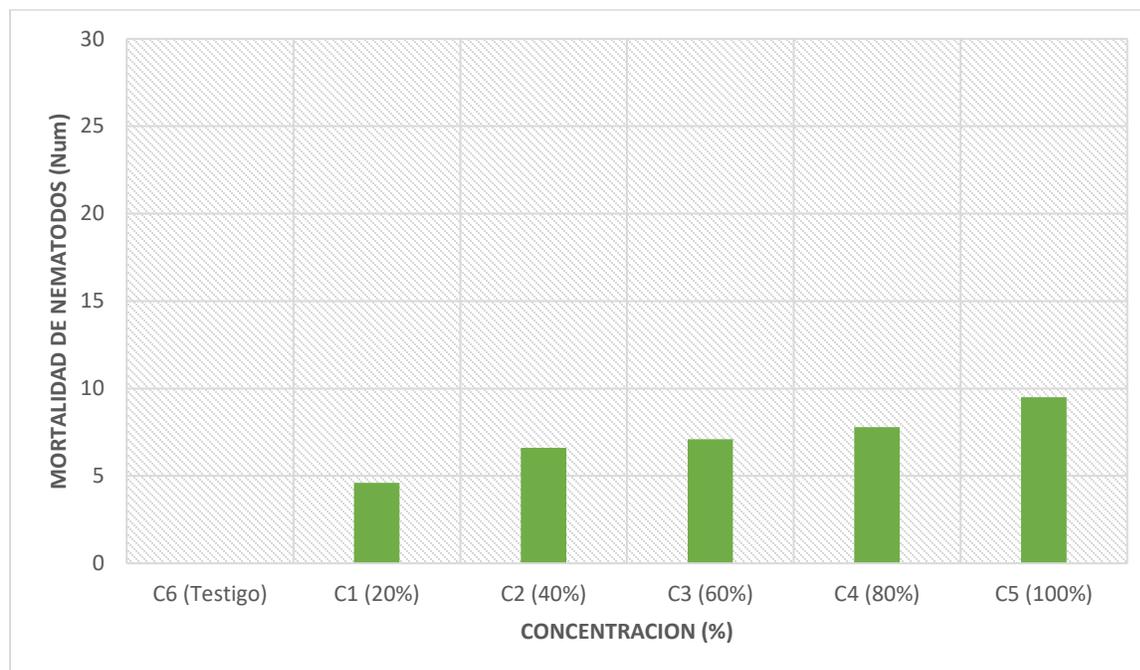
4.3. Efecto Nematicida a 5 Horas de Exposición del Extracto Acuoso

Los registros obtenidos de la primera lectura que fue de 5 horas posterior a la aplicación del extracto acuoso de ricino, La C-1 mostró una leve mortalidad de aproximadamente 5 nematodos de un total de 30, representando una tasa del 17%. Sin embargo, la concentración 5 exhibió la mayor efectividad, con alrededor de 10 nematodos muertos, equivalente al 33% de mortalidad, indicando una acción significativa del extracto. Por otro lado, la concentración 6, correspondiente al grupo de control (testigo), no demostró mortalidad de nematodos, confirmando la ausencia de efecto letal sin la presencia del extracto acuoso de ricino.

En la investigación de Ramirez Hernandez (2018), se observó una mortalidad promedio de 4.3 nematodos en un periodo de 4 horas tras la aplicación del extracto de ricino al 60%. Por otro lado, Yerovi Sanaguano (2018) reportó una mortalidad promedio de 0.78 nematodos en el mismo periodo de exposición al extracto. En ambas investigaciones, el extracto se obtuvo de las hojas de ricino, lo que sugiere que la diferencia en los resultados podría deberse a la variabilidad en el contenido de metabolitos secundarios en las partes vegetativas, así como al tiempo de exposición al extracto.

Gráfico IV-1.

5 Horas de exposición



4.3.1. Análisis de Varianza a 5 horas

El análisis de varianza para 5 horas de exposición mostró diferencias estadísticas altamente significativas ($p < 0.0001$) entre las distintas concentraciones. La prueba de Duncan demostró que la concentración C-5 fue estadísticamente superior y tuvo un efecto nematocida mayor en comparación con todas las demás concentraciones evaluadas.

Tabla IV-5.

Análisis de varianza para mortalidad de nematodos en un diseño completamente al azar a la observación de 5 horas en el experimento.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Concentraciones (%)	319,33	5	63,87	221,08	<0,0001	**
Error	8,67	30	0,29			
Total	328,00	35				

C.V.= 8,96

Tabla IV-6.

Agrupación de medias de las concentraciones por la prueba de Duncan para el control de nematodos a 5 horas de exposición

Concentraciones (%)	Medias	n	Error estándar	Duncan (5%)
C5 (100%)	9,50	6	0,22	A
C4 (80%)	7,83	6	0,22	B
C3 (60%)	7,17	6	0,22	C
C2 (40%)	6,67	6	0,22	C
C1 (20%)	4,67	6	0,22	D
C6 (0%)	0,17	6	0,22	E
TESTIGO				

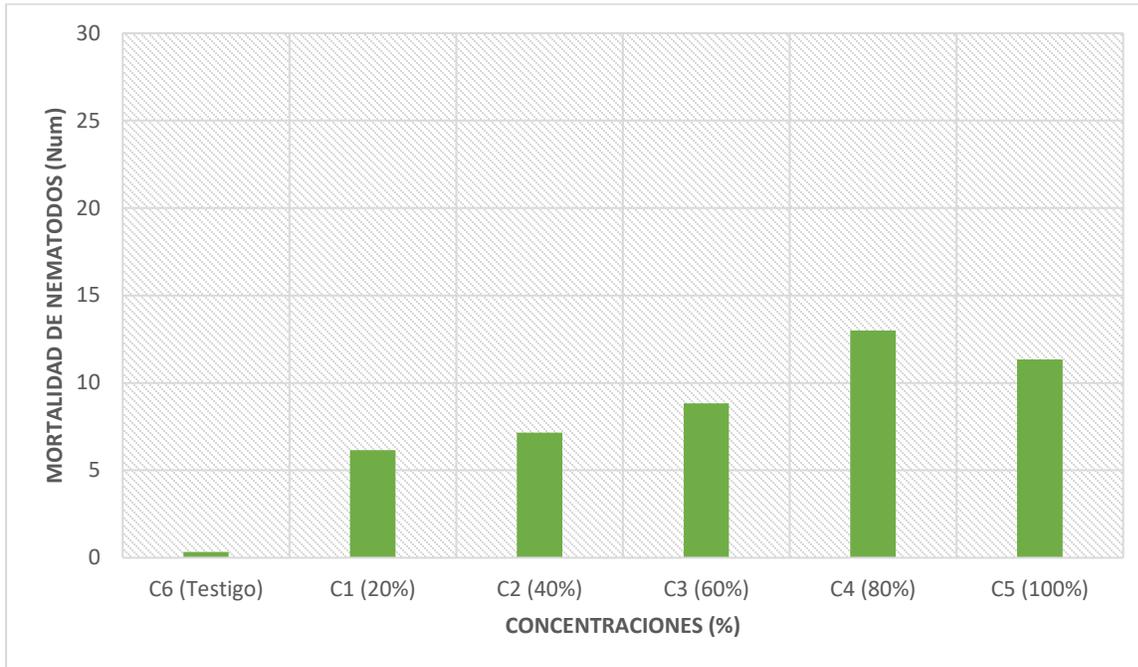
4.4. Efecto Nematicida a 10 Horas de Exposición del Extracto Acuoso

En la segunda lectura, realizada 10 horas después de la aplicación del extracto acuoso de ricino en los nematodos, representada en el **Gráfico IV-2**, el testigo (C6) aún no registraba ninguna mortalidad y los nematodos juveniles mantenían su movilidad. En cambio, en las demás concentraciones, se observó una clara tendencia a incrementar la mortalidad a medida que aumentaban las concentraciones. La concentración 4 mostró una mortalidad promedio de 13 nematodos de un total de 30, lo que representa un 43.3%, siendo esta cifra significativamente mayor que en las demás concentraciones. Por otro lado, la concentración 1 registró una mortalidad promedio de 6 nematodos, equivalente al 20%. Es muy probable que la ricina u otro metabolito secundario presente en las semillas ejerciera un efecto gradual sobre los órganos o la fisiología de los nematodos. Se ha informado que la semilla de ricino contiene una gran cantidad de ricina, conocida

como toxalbúmina, capaz de inhibir la síntesis de proteínas y de tener un efecto letal sobre plagas como los áfidos (nematodos) (Bourne et al., 1999)

Gráfico IV-2.

10 horas de exposición



4.4.1. Análisis de Varianza a 10 horas

El análisis de varianza (ANOVA) para una exposición de 10 horas mostró diferencias estadísticas altamente significativas entre las concentraciones. La prueba de Duncan reveló que la concentración C-4 fue estadísticamente distinta y presentó un efecto nematicida superior a todas las demás concentraciones.

Tabla IV-7.

Análisis de varianza para mortalidad de nematodos en un diseño completamente al azar a la observación de 10 horas en el experimento.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Concentraciones (%)	596,47	5	119,29	692,68	<0,0001	**
Error	5,17	30	0,17			

Total	601,64	35
--------------	--------	----

C.V. = 5,32

Tabla IV-8.

Agrupación de medias de las concentraciones por la prueba de Duncan para el control de nematodos a 10 horas de exposición.

Concentraciones (%)	Medias	n	Error estándar	Duncan (5%)	
C4 (80%)	13,00	6	0,17	A	
C5 (100%)	11,33	6	0,17		B
C3 (60%)	8,83	6	0,17		C
C2 (40%)	7,17	6	0,17		D
C1 (20%)	6,17	6	0,17		E
C6 (0%)	0,33	6	0,17		
TESTIGO					F

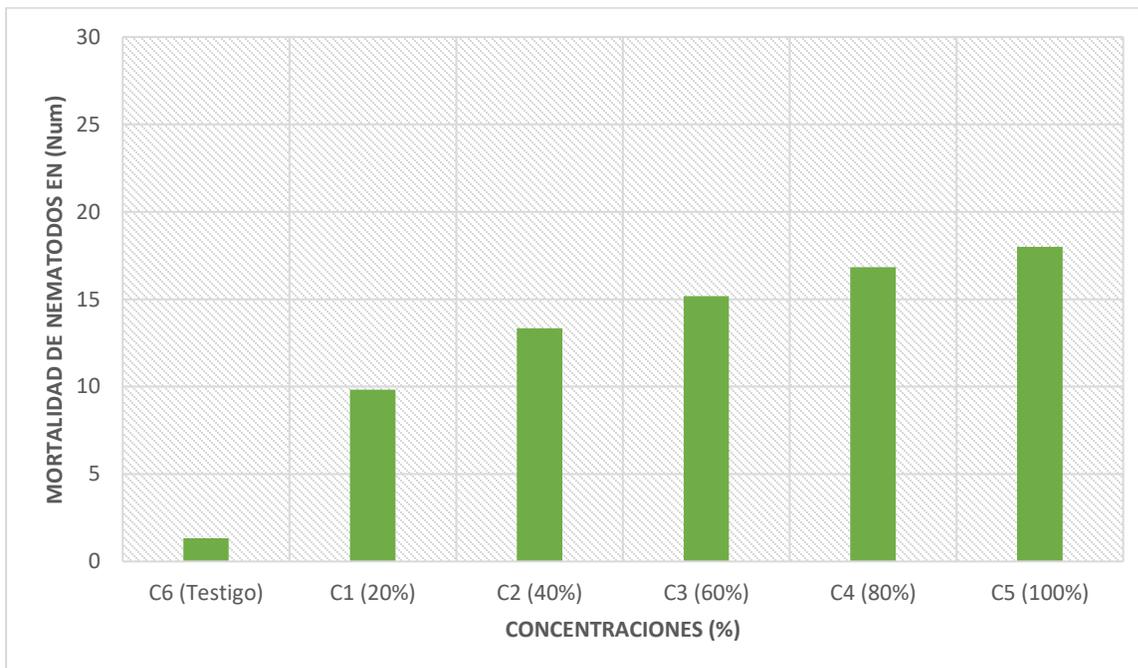
4.5. Efecto Nematicida a 24 Horas de Exposición del Extracto Acuoso

En la tercera lectura de los registros obtenidos 24 horas después de la aplicación del extracto acuoso a base de semillas de ricino en nematodos, se observó una reacción claramente efectiva. El **Gráfico IV-3** muestra que la concentración 5 (CT5) fue especialmente eficaz, logrando una mortalidad promedio de aproximadamente 18 nematodos, lo que corresponde al 60% de la población tratada. Por otro lado, la concentración 1 (C-1) mostró la menor efectividad, con una mortalidad del 32%. A pesar de esta variación, la tendencia general indicó que el efecto nematicida aumentaba con el tiempo y concentración. En el grupo de control, la mortalidad fue significativamente menor, alcanzando solo el 4%, lo que equivale a aproximadamente 1 nematodo en promedio. Estos resultados demuestran que el extracto acuoso de semillas de ricino tiene un efecto nematicida que varía según la concentración utilizada, siendo más pronunciado en concentraciones más altas.

Coincidiendo con los hallazgos de Adomako & Kwoseh (2013), quienes reportaron una alta eficacia del extracto de ricino en la reducción de la población de nematodos, se observó que, en su concentración más alta, del 60%, se logró una mortalidad promedio de 4.8 de 10 nematodos en el experimento, lo que representa un 49% de mortalidad. Además, los resultados de esta investigación también destacaron una reducción del 90% en la eclosión de huevos de nematodos, evidenciando la capacidad del extracto de ricino para interferir en el ciclo de vida de estos organismos. Asimismo, se observó una disminución en la tasa de formación de nódulos en plantines de tomate tratados con el extracto, lo que sugiere un impacto directo en la reproducción y propagación de los nematodos en el suelo. Estos resultados respaldan la prometedora eficacia del extracto de ricino como agente nematocida y su potencial para su aplicación en el manejo integrado de plagas en la agricultura.

Gráfico IV-3.

24 horas de exposición.



4.5.1. Análisis de Varianza a 24 horas

El análisis de varianza para 24 horas de exposición mostro diferencias significativas ($p < 0,0001$) para las concentraciones; la prueba Duncan mostro que el C-5 fue estadísticamente diferente y mayor efecto nematicida que todas las demás concentraciones.

Tabla IV-9.

Análisis de varianza para mortalidad de nematodos en un diseño completamente al azar a la observación de 24 horas en el experimento.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Concentraciones (%)	1131,58	5	226,32	947,37	<0,0001	**
Error	7,17	30	0,24			
Total	1138,75	35				

C.V.= 3,94

Tabla IV-10.

Agrupación de medias de las concentraciones por la prueba de Duncan para el control de nematodos a 24 horas de exposición.

Concentraciones (%)	Medias	n	Error estándar	Duncan (5%)
C5 (100%)	18,00	6	0,20	A
C4 (80%)	16,83	6	0,20	B
C3 (60%)	15,17	6	0,20	C
C2 (40%)	13,33	6	0,20	D
C1 (20%)	9,83	6	0,20	E
C6 (0%)	1,33	6	0,20	F
TESTIGO				

4.6. Efecto Nematicida a 36 Horas de Exposición del Extracto Acuoso

Para la última lectura de los registros, efectuada 36 horas tras la aplicación del extracto acuoso en los nematodos, se evidenció una clara diferencia. En particular, el

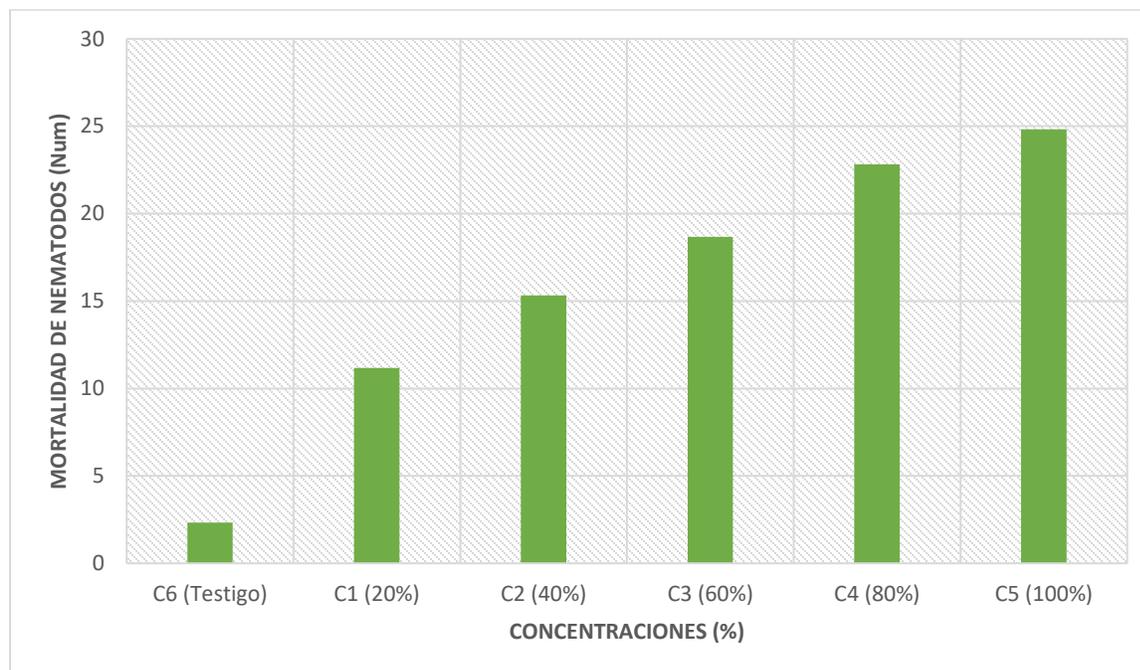
Gráfico IV-4 destaca la concentración 5 (CT5), que logró una mortalidad del 83% en los nematodos, con un promedio de 25 nematodos muertos de un total de 30. Por otro lado, las concentraciones más bajas (C-1) mostraron una acción nematicida menos marcada, con una mortalidad del 37% y un promedio de 11 nematodos inmovilizados, aunque se observó una tendencia ascendente en la efectividad a medida que pasaba el tiempo. Por otro lado, en el grupo de control C6(testigo) se registró una mortalidad promedio de apenas 2 nematodos de 30, confirmando así la eficacia del extracto acuoso elaborado a partir de semillas de ricino. Este resultado sugiere la influencia positiva de los metabolitos secundarios presentes en las semillas de ricino en la acción nematicida observada.

Los resultados obtenidos en este estudio están en línea con las conclusiones de la investigación realizada por Arboleda et al. (2012), quienes evaluaron el efecto del extracto cetónico de frutos, raíces y hojas de *Ricinus communis*. En su estudio, observaron que la concentración del 100% de este extracto presentó un efecto nematicida superior al 73%, logrado en un lapso de 48 horas. Es relevante destacar que el extracto cetónico de frutos mostró un efecto nematicida de alrededor del 80% en este mismo período de tiempo, bajo condiciones in vitro. Estos hallazgos refuerzan la evidencia sobre la eficacia del extracto de ricino como agente nematicida y respaldan la idea de que sus propiedades pueden variar según la parte de la planta utilizada y la concentración empleada.

Otra peculiaridad que se pudo observar es la adhesión de micropartículas de ricino al cuerpo del nematodo generando una lenta movilidad en nematodos juveniles, en cuanto a los que no presentaron movilidad se vio una extensión en el cuerpo de lo que habitúan estarlo “QUIESCENCIA”, que anteriormente fue mencionada.

Gráfico IV-4.

36 Horas de exposición



4.6.1. Análisis de Varianza a 36 horas

El análisis de varianza para 36 horas de exposición mostro diferencias significativas ($p < 0,0001$) para las concentraciones; la prueba Duncan mostro que el C-5 fue estadísticamente diferente y mayor efecto nematicida que todas las demás concentraciones.

Tabla IV-11.

Análisis de varianza para mortalidad de nematodos en un diseño completamente al azar a la observación de 36 horas en el experimento

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Concentraciones (%)	2053,81	5	410,76	1173,60	<0,0001	**
Error	10,50	30	0,35			
Total		35				
	2064,31					

C.V. =3,73

Tabla IV-12.

Agrupación de medias de las concentraciones por la prueba de Duncan para el control de nematodos a 36 horas de exposición.

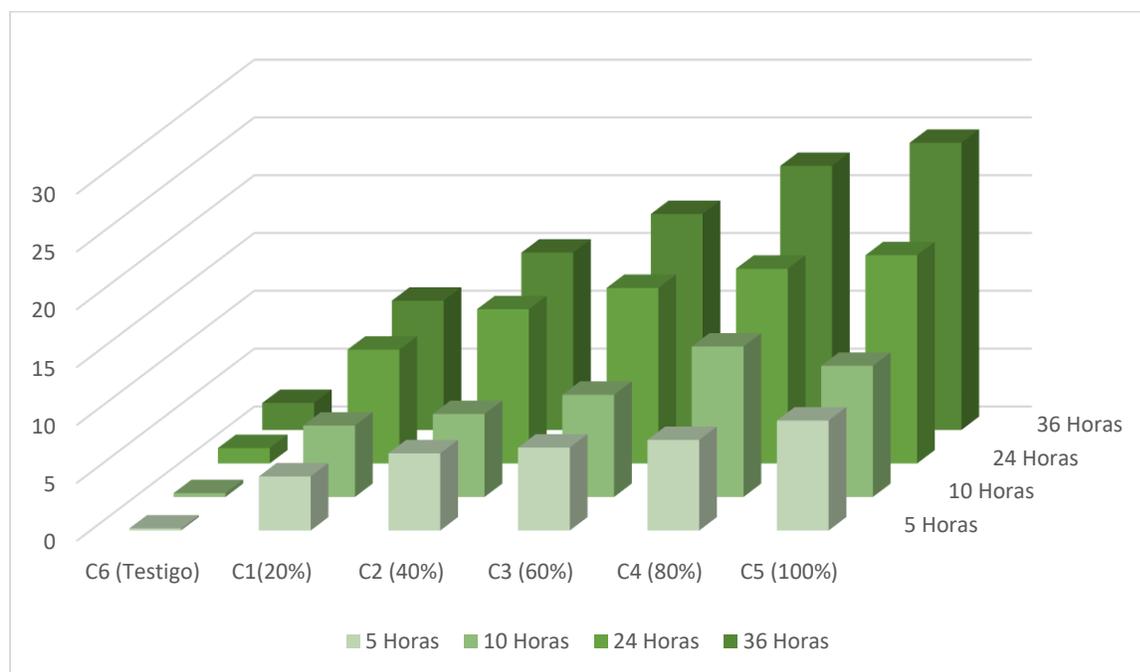
Concentraciones (%)	Medias	n	Error estándar	Duncan (5%)	
C5 (100%)	24,83	6	0,24	A	
C4 (80%)	22,83	6	0,24		B
C3 (60%)	18,67	6	0,24		C
C2 (40%)	15,33	6	0,24		D
C1 (20%)	11,17	6	0,24		E
C6 (0%)	2,33	6	0,24		
TESTIGO					F

4.7. Análisis de los Efectos Nematicidas

Los resultados obtenidos en este estudio muestran una clara asociación entre el tiempo de exposición y la concentración del extracto acuoso de semillas de ricino (*Ricinus communis*) en la mortalidad de los nematodos. En el **Gráfico IV-5**, se aprecia un notable aumento en la mortalidad conforme se incrementa tanto el tiempo como la concentración del extracto. Estos hallazgos están respaldados por la investigación realizada por Rich et al. (1989), quienes investigaron el efecto de la ricina en la movilidad del nematodo formador de nudos *Meloidogyne incognita*. En su estudio, aplicaron ricina en diferentes concentraciones y observaron una reducción en la movilidad de los estados juveniles del nematodo a medida que aumentaba la concentración de ricina. Estos resultados subrayan la importancia de considerar tanto el tiempo de exposición como la concentración adecuada para lograr una efectividad óptima en el control de nematodos

Gráfico IV-5.

Relación entre las diferentes concentraciones desde las 5,10,24 y 36 horas de exposición el control de nematodo *Nacobbus aberrans*.



El uso de extractos de ricino también se ha destacado por su efectividad como insecticida, como lo demuestra la investigación de Collavino et al. (2006). En su estudio, utilizaron extractos cetónicos de hojas de ricino para combatir larvas de la polilla de las harinas, *Plodia interpunctella*. Aplicaron estos extractos en tres concentraciones diferentes: 5%, 10% y 15%. Los resultados revelaron que la concentración más alta, del 15%, logró una mortalidad del 100% en tan solo 11 días. En contraste, las concentraciones del 10% y 5% mostraron efecto a los 30 y 40 días, respectivamente, y solo lograron eliminar el 50% de las polillas. Estos hallazgos subrayan la eficacia del extracto de ricino como insecticida y destacan la importancia de considerar la concentración adecuada para lograr resultados óptimos en el control de plagas.

CONCLUSIÓN

Tras un análisis exhaustivo, se confirma que la investigación alcanzó sus objetivos establecidos. Las principales conclusiones obtenidas fueron las siguientes:

1. La elaboración del extracto acuoso a partir de semillas de ricino demostró ser una opción efectiva como nematocida ecológico debido a la presencia de ricina y metabolitos secundarios en las semillas, como taninos, grupos fenólicos, quinonas y coumarinas, con propiedades nematocidas. Esto ofrece una alternativa segura y respetuosa con el medio ambiente en comparación con los nematocidas químicos convencionales, lo que respalda su potencial para el control de nematodos en la agricultura sostenible.
2. En el proceso experimental se pudo comprobar su efectividad en condiciones de laboratorio. Se concluye que una concentración del 100% y un tiempo de exposición de 36 horas resultaron en una mayor mortalidad de nematodos, alcanzando un porcentaje del 83%, con 25 nematodos inmovilizados de un total de 30. Estos resultados respaldan la capacidad del extracto de ricino como agente nematocida y sugieren su potencial aplicación en el control de nematodos en entornos agrícolas.
3. Se corroboró el protocolo que maneja PROINPA para la extracción de los nematodos fitopatógenos por el método de centrifugación
4. El proceso realizado establecía un adecuado protocolo para la preparación del extracto acuoso

RECOMENDACIONES

Las recomendaciones que se presentan a continuación surgen como resultados preliminares y áreas de interés durante el proceso de investigación, con la esperanza de que puedan contribuir a futuras intervenciones y avances en el campo de las innovaciones ecológicas:

- Se sugiere ampliar el análisis fitoquímico de los extractos vegetales utilizando una variedad más amplia de solventes orgánicos. Esto permitirá identificar otros metabolitos secundarios presentes en las semillas de ricino y comprender mejor su potencial efecto sobre los nematodos.
- Se recomienda realizar observaciones adicionales sobre los efectos del extracto acuoso en los nematodos utilizando técnicas avanzadas como el microscopio electrónico de barrido (SEM). Este enfoque proporcionaría una visión más detallada de los cambios morfológicos y estructurales inducidos por el extracto en los nematodos, lo que podría ayudar a explicar los mecanismos de acción involucrados.
- Es esencial compartir información sobre el nematodo nodulador *Nacobbus aberrans* y su impacto en cultivos importantes, como la papa, con instituciones y organizaciones dedicadas a la agricultura en zonas altiplánicas. Esto implica la difusión de métodos de control ecológico que ayuden a mitigar los daños causados por esta plaga de manera sostenible y respetuosa con el medio ambiente.

BIBLIOGRAFÍA

- Abbas, S. M., Siddiqui, A., Abbasi, M. W., Zaki, M. J., & Akhtar, S. Z. (2016). Phytochemical Screening and in Vitro Nematicidal Activity of Castor and Amaltas seed Extracts. *Int. J. Biol. Res. Pakistan*, 4(2), 51–55. <https://ijbr.net/journals/vol42/2-15-044-Galley-GR-Retuned.pdf>
- Adomako, J., & Kwoseh, C. (2013). Effect of Castor Bean (*Ricinus communis* L.) Aqueous Extracts on the Performance of Root-Knot Nematodes (*Meloideogyne* spp.) on Tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Journal of Science and Technology (Ghana)*, 33(1). <https://doi.org/10.4314/just.v33i1.1>
- Agudelo López, W. A., Arciniegas, D. O., & Gonzales, N. M. (2018). Producción de bioetanol a partir de los residuos del proceso de extracción de aceite de *Ricinus communis*. *Investigación En Curso*.
- Alvaro, G. J. (2019). Como combatir los Nematodos. *FERTIBOX Analisis Agrícolas*.
- Arboleda, F. de J., Guzman, O. A., & Mejia, L. F. (2012). Efecto de Extractos de *Higuerilla* (*Ricinus communis* Lineo.) sobre el Nematodo Barrenador [*Radopholus similis* (COBB.) Thorne] en Condiciones In Vitro.
- Armendariz, I., Quina, D., Rios, M., & Landazuri, P. (2015). *Nematodos Fitopatógenos y sus Estrategias de Control* (D. Andrade Aguirre, Ed.; 1ra ed.). Comisión Editorial de la Universidad de las Fuerzas Armadas - ESPE.
- Ben Jannet, H., H-Skhiri, F., Mighri, Z., Simmonds, M. S. J., & Blaney, W. M. (2001). Antifeedant activity of plant extracts and of new natural diglyceride compounds isolated from *Ajuga pseudoiva* leaves against *Spodoptera littoralis* larvae. *Industrial*

Crops and Products, 14(3), 213–222. [https://doi.org/10.1016/S0926-6690\(01\)00086-](https://doi.org/10.1016/S0926-6690(01)00086-3)

3

Bird, D. McK., & Kaloshian, I. (2003). Are roots special? Nematodes have their say.

Physiological and Molecular Plant Pathology, 62(2), 115–123.

[https://doi.org/10.1016/S0885-5765\(03\)00045-6](https://doi.org/10.1016/S0885-5765(03)00045-6)

Briceño, R., & Macas, A. (2014). *Proyecto de factibilidad para la producción y comercialización de aceite de higuera (ricinus communis) con fines medicinales para la ciudad de Loja.*

Bulugahapitiya, V. (2013). Plants based natural products extraction, isolation and phytochemical screening methods. *Department of Chemistry, University of Ruhuna, Sri Lanka.*

Cabrera, F., & Madejón, E. (2014). Enmiendas orgánicas para la recuperación de suelos contaminados por elementos traza. *Mundi-Prensa.*

Caero, G. (1984). *Distribución de Nematodos de Importancia económica en zonas productoras de papa en Bolivia.* Universidad Mayor de San Simón. Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias “Martín Cárdenas.”

Caero, G., Arcos, J., & Costilla, M. (1999). Investigaciones sobre el “ falso nematodo del nódulo de la raíz” *Nacobbus aberrans* o “rosario” de la papa. In J. Franco (Ed.), *Centro Internacional de la Papa (CIP)* (pp. 1–27).

Cândido, M. J. D., Bomfim, M. A. D., Severino, L. S., & Oliveira, S. Z. R. (2008). Utilização de coprodutos da mamona na alimentação animal. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MAMONA, 3. In *Energia e ricinoquímica:[anais]*. Salvador: SEAGRI: Embrapa Algodão, 2008. 21 f. 1 CD-ROM.

- Chimba, W. S. (2020). *Evaluación del extracto acuoso a base de semillas de higuera (ricinus communis L.) como método de control de nematodos en tomate (solanum lycopersicum L.) bajo condiciones de laboratorio*. [Universidad Técnica de Cotopaxi (UTC)]. <http://repositorio.utc.edu.ec/handle/27000/6630>
- Cid del Prado Vera, I., & Manzanilla Lopez, R. H. (1992). *Características Morfológicas para Identificar Nematodos Fitoparasitos*.
- Cid del Prado-Vera, I., Tovar-Soto, A., & Hernández, J. (2001). Distribución de Especies y Razas de Meloidogyne en México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 19(1), 32–39.
- CIP. (2000). PRINCIPALES ENFERMEDADES, NEMÁTODOS, INSECTOS Y ACAROS de la PAPA. In *Series CIP de diapositiva didácticas : Vol. IV* (1st ed., p. 77).
- Clark, S. A. (1967). The Development and Life History of the False Root-Knot Nematode, *Nacobbus Serendipiticus*. *Nematologica*, 13(1), 91–101. <https://doi.org/10.1163/187529267X00977>
- Collavino, M., Pelicano, A., & Gimenez, R. A. (2006). Actividad insecticida de *Ricinus communis* L. sobre *Plodia interpunctella* hbn. (Lepidoptera: Phycitinae). *Revista de La Facultad de Ciencias Agrarias*, 38(1), 13–18.
- Costilla, M. (1985). El falso nematodo del nudo *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne y Allen, 1944 y su relacion con el cultivo de papa en el noreste argentino. *Revista Industrial y Agrícola de Tucumán*, 62, 79–97.
- Cristóbal, A. J., Cid del Prado, I., Marban-Mendoza, N., Sanchez, G. P., Mora-Aguilera, G., & Manzanilla, L. R. H. (2001). Sobrevivencia de estadios biológicos de *Nacobbus aberrans* en condiciones de campo. *Nematropica*, 31(2), 227–234.

- Decraemer, W., & Hunt, D. J. (2013). Structure and classification. In *Plant nematology* (Ed. 2, pp. 3–39). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781780641515.0003>
- Dominguez, X. A. (1979). *Métodos de investigación fitoquímica* (Editorial Limusa, Ed.; 1ra. edición).
- Durán, J., Retamal, N., Moratiel, R., & Paula, V. (2008). El cultivo de ricino (*Ricinus communis* L.) en Andalucía: una alternativa para la producción de biodiesel. *Cultivos Energéticos Alternativos*, 1–39.
- Franco, J., & Main, G. (2001). Manejo Integrado de Nematodos en el Cultivo de Papa. *Fundacion PROINPA*.
- Franco-Navarro, F., Cid del Prado V, I., Zavaleta-Mejia, E., & Sanchez-Garcia, P. (2002). Aplicacion de Enmiendas Organicas para el Manejo de *Nacobbus aberrans* en Tomate. *NEMATROPICA*, 32(2), 113–124.
- Franklin, M. T. (1959). *Nacobbus Serendipiticus* N.Sp., a Root-Galling Nematode From Tomatoes in England. *Nematologica*, 4(4), 286–293. <https://doi.org/10.1163/187529259X00499>
- Garcés, G. P. (2009). Estudio de las características botánicas y etnobotánicas de higuerrilla (*Ricinus comunis* L.). *En Cultivos Energéticos (Centro Iberoamericano de Investigación y Transferencia de Tecnología En Oleaginosas)*, 178.
- Gheysen, G., & Mitchum, M. G. (2011). How nematodes manipulate plant development pathways for infection. *Current Opinion in Plant Biology*, 14(4), 415–421. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2011.03.012>

- González, A., & Franco, J. (1997). Los Nemátodos en la Producción de Semilla de Papa. *Producción de Tubérculos-Semillas de Papa: Manual de Capacitación. Centro Internacional de La Papa (CIP). Fascículo, 3(9), 13.*
- Hay, F. S. (2019). The American Phytopathological Society (APS). *Nematodes the Good, the Bad and the Ugly. University of Tasmania.*
- Hooper, D. C., Wolfson, J. S., McHugh, G. L., Winters, M. B., & Swartz, M. N. (1982). Effects of novobiocin, coumermycin A1, clorobiocin, and their analogs on Escherichia coli DNA gyrase and bacterial growth. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy, 22(4), 662–671.* <https://doi.org/10.1128/AAC.22.4.662>
- Hussey, R. S. (1985). Host parasite relationships . In J. N. Sasser & C. C. Carter (Eds.), *An advanced treatise on Meloidogyne: Vol. Vol. I* (pp. 143–165).
- Jones, J. T., Haegeman, A., Danchin, E. G. J., Gaur, H. S., Helder, J., Jones, M. G. K., Kikuchi, T., Manzanilla-López, R., Palomares-Rius, J. E., Wesemael, W. M. L., & Perry, R. N. (2013). Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. *Molecular Plant Pathology, 14(9), 946–961.* <https://doi.org/10.1111/mpp.12057>
- Lamothe Argumedo, R. (2018). *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne y Allen, 1944. *Museo Virtual de La Colección Nacional de Helminfos.*
- Lordello, L., Zamith, A., & Boock, O. (1961). Two nematodes found attacking potato in Cochabamba, Bolivia. *Anais Da Academia Brasileira de Ciencias, 33(2), 209–215.*
- Lustre Sánchez, H. (2022). Los superpoderes de las plantas: los metabolitos secundarios en su adaptación y defensa. *Revista Digital Universitaria, 23(2).* <https://doi.org/10.22201/cuaieed.16076079e.2022.23.2.10>

- Malqui, J. M. (2014). *Evaluación del comportamiento agronómico de cultivares, introducidos de higuerilla (Ricinus communis, L.) en condiciones de selva, Ucayali*. [Universidad Nacional de UCA YALI. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Escuela Profesional de Agronomía]. <http://repositorio.unu.edu.pe/handle/UNU/1572>
- Manzanilla-Lopez, Costilla, M., Doucet, M., Franco, J., Inserra, R., Lehman, P., del Prado-Vera, I. C., Souza, R., & Evans, K. (2002). The genus *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): systematics, distribution, biology and management. *Nematropica*, 149–228.
- Manzanilla-Lopez, R. H. (2005). Presente y futuro perspectivas en la investigación del género *Nacobbus*. *Abstracts XIII Congreso Latinoamericano de Fitopatología*, 115.
- Martínez Yucra, S. W. (2017). *DETECCIÓN DE NEMATODOS FITOPATOGENOS EN LOS SUELOS CULTIVADOS CON PAPA (Solanum tuberosum) EN LA COMUNIDAD DE AYPA YAURUTA DEL DEPARTAMENTO DE LA PAZ. UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS FACULTAD DE AGRONOMÍA CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA*.
- Martínez-Flórez, S., González-Gallego, J., Culebras, J. M., & Tuñón, M. J. (2002). Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. *Nutrición Hospitalaria*, 17(6), 271–278.
- Mejía, H. (1996). *Efecto de niveles de población de Nacobbus aberrans en el suelo sobre el comportamiento de dos variedades de papa* [Doctoral dissertation]. Tesis Ing. Agr. Facultad de Ciencias Agrícolas Pecuarias Forestales y Veterinarias .

- Méndez, E. W. (2020). *Actividad Nematicida de Serratia sp. Contra Nematodo Agallador (Nacobbus aberrans)*. Universidad Autonoma del Estado de Morelos. Centro de Investigacion en Biotecnologia.
- Mitchum, M. G., Hussey, R. S., Baum, T. J., Wang, X., Elling, A. A., Wubben, M., & Davis, E. L. (2013). Nematode effector proteins: an emerging paradigm of parasitism. *New Phytologist*, 199(4), 879–894. <https://doi.org/10.1111/nph.12323>
- Montecinos, R., & Franco, J. (1993). Diagnóstico de los principales nematodos del cultivo de papa. *Instituto Boliviano de Tecnologia Agropecuaria (IBTA). Programa de Investigacion de La Papa. (PROINPA)*, 1(93), 7.
- Monzón, A., Herrera, I., & Méndez, E. R. (2009). *Uso y manejo de Paecilomyces lilacinus para el control de nematodos* (Universidad Nacional Agraria, Facultad de Agronomía, & Departamento de Protección Agrícola y Forestal, Eds.; FUNICA).
- Ortuño, N., Franco, J., Oros, R., & Main, G. (1999). Producción de tubérculos para Semilla de Papa Libre de Nematodos. *Hoja Tecnica*, 29, 1–6.
- Ortuño, N., Franco, J., Ramos, J., Oros, R., Main, G., & Montecinos, R. (2005). *Desarrollo del manejo integrado del nematodo rosario de la papa Nacobbus aberrans en Bolivia* (Documento de trabajo No.26). Fundacion PROINPA-Proyecto PAPA ANDINA.
- Pita, R., Anadón, A., & Martínez Larrañaga, M. R. (2004). Ricina: una fitotoxina de uso potencial como arma. *Revista de Toxicología*, 21(2–3), 51–63.
- Portillo Márquez, L., Rodriguez Martínez, N., Rodriguez Ortega, A., Gómez Mercado, R., & Perez Ramos, A. (2017). *MANEJO DE HIGUERILLA (Ricinus communis L.) PARA EL VALLE DE MEZQUITAL, HIDALGO* (Primera edición). Universidad Politécnica de Francisco I. Madero.

- Proyecto-MUSA. (2019). *Pochonia chlamydosporia como agente de control biológico endófito para el manejo de nematodos fitoparásitos en plátanos y bananos* (p. 1).
- Puertas Arias, A., & Hidalgo-Díaz, L. (2014). Los nematodos formadores de agallas, tácticas para su manejo. *Nematodos Fitoparásitos*.
<https://www.monografias.com/trabajos75/nematodos-fitoparasitos-manejo-formadores-agallas/nematodos-fitoparasitos-manejo-formadores-agallas2>
- Ramirez Hernandez, R. S. (2018). *Evaluación de extractos vegetales en el control de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de gardenia (Gardenia jasminoides Ellis)*. Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias Región Orizaba-Córdoba Maestría en Horticultura Tropical.
- Ramos, E. G. (2015). *Obtencion de un Insecticida Biologico a partir de Higuierilla (Ricinus communis), Machala 2014*. Universidad Tecnica de Machala Unidad Academica de Ciencias Quimicas y de la Salud. Carrera de Ingenieria Quimica.
- Rich, J. R., Rahi, G. S., Opperman, C. H., & Davis, E. L. (1989). Influence of the Castor Bean (*Ricinus communis*) Lectin (Ricin) on Motility of *Meloidogyne incognita*. *Nematropica*, 19(1), 99–103.
- Schuster, M. L., & Thorne, G. (1956). Distribution, relation to weeds, and histology of sugar beet root galls caused by *Nacobbus batatiformis* Thorne and Schuster. *Journal of the American Society of Sugar Beet Technologists*, 9, 193–197.
- Sher, S. (1970). Revision of the genus *Nacobbus* Thorne and Allen, 1944 (Nematoda: Tylenchoidea). *Journal of Nematology*, 2(3), 228–235.
- Thorne, G. (1935). The sugar beet nematode and other indigenous nemic parasites of shadscale. *Journal of Agricultural Research*, 51(6), 509–514.

- Thorne, G., & Allen, M. W. (1944). *Nacobbus dorsalis*, nov. gen. nov, spec. (Nematoda: Tylenchidae) producing galls on the roots of alfileria, *Erodium cicutarium* (L.) L' Her. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 11(1), 27–31.
- Vázquez-Luna, A., Pérez-Flores, L., & Díaz-Sobac, R. (2007). BIOMOLÉCULAS CON ACTIVIDAD INSECTICIDA: UNA ALTERNATIVA PARA MEJORAR LA SEGURIDAD ALIMENTARIA BIOMOLECULES WITH INSECTICIDAL ACTIVITY: AN ALTERNATIVE TO IMPROVE THE FOOD SAFETY. *Ciencia y Tecnología Alimentaria*, 5(4), 306–313. <https://doi.org/10.1080/11358120709487705>
- Yerovi Sanaguano, N. A. (2018). *EVALUACIÓN DEL EFECTO NEMATICIDA DE EXTRACTOS ALCOHÓLICOS DE TRES ESPECIES VEGETALES (Ricinus communis, Tagetes filifolia, Nicotiana tabacum) EN EL CANTÓN RIOBAMBA*. ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO FACULTAD DE CIENCIAS ESCUELA DE BIOQUÍMICA Y FARMACIA.
- Zuckerman, B. M., Dicklow, M. B., Coles, G. C., Garcia-E, R., & Marban-Mendoza, N. (1989). Suppression of plant parasitic nematodes in the chinampa agricultural soils. *Journal of Chemical Ecology*, 15(6), 1947–1955. <https://doi.org/10.1007/BF01012278>

ANEXOS

Anexo A.

Resultados de análisis nematológicos en bioensayos

Laboratorio INIAF-LA PAZ



ESTADO PLURINACIONAL DE
BOLIVIA

MINISTERIO DE
DESARROLLO RURAL Y TIERRAS



La Paz, 28 de diciembre de 2023
NI/INIAF/LP/N°610/2023

Señor:
Ing. M.Sc. Richard Delgadillo Copa
RESPONSABLE PROYECTO PAPA Y YUCA - INIAF
Presente.-

REF.: RESULTADOS DE ANÁLISIS NEMATOLÓGICOS
LABORATORIO INIAF LP

De mi mayor consideración:

Adjunto a la presente nota, envío a usted los resultados de análisis de laboratorio N°079/2023 al 093/2023, correspondientes a análisis NEMATOLÓGICOS, realizados a muestras de suelo, remitidas por personal técnico del Proyecto Papa y Yuca, la evaluación se realizó en fecha 23 de diciembre de la presente gestión.

Sin otro particular saludo a usted atentamente.

Ing. Leonardo Flores Ticona
RESPONSABLE
MACRO REGION ALTIPLANO
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN
AGROPECUARIA Y FORESTAL - INIAF

Adjunto lo indicado
cc.: Arch.
LF781f

"2023 AÑO DE LA JUVENTUD HACIA EL BICENTENARIO"

Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal - INIAF LA PAZ
Avenida Busch, N° 1370, Edif. Monterrey, Planta baja oficina 3 y 4
Teléfonos (Fax) 2 2117209 - 2 2913906
Casilla Postal 3798 - Fax 2 113629
E-mail: contacto@iniaf.gob.bo - www.iniaf.gob.bo

Escaneado con CamScanner



**INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGROPECUARIA Y FORESTAL
LABORATORIO DE DIAGNÓSTICO VEGETAL INIAF LA PAZ**

RESULTADOS

N° LABORATORIO: 79/2023 al 93/2023

Fecha de Ingreso: 04/08/2023

Fecha de Egreso: 23/12/2023

SOLICITANTE: ING. RICHARD DELGADILLO COPA
RESPONSABLE PROYECTO PAPA Y YUCA – INIAF

TIPO DE MATERIAL: SUELO

PROCEDENCIA: VARIOS

REMITIDO POR: ING. SONIA QUISPE CALLISAYA

CARACTERÍSTICAS DE LA MUESTRA: SUELO

REMITIDA:

ANÁLISIS SOLICITADO: ANÁLISIS NEMATOLÓGICO

METODOLOGÍA

ANÁLISIS NEMATOLÓGICO REALIZADO MEDIANTE: BIOENSAYO

RESULTADOS

N° MUESTRA	PROCEDENCIA DE LA MUESTRA/CODIGO/REFERENCIA			
	MUNICIPIO	CODIGO	NOMBRE Y APELLIDO	DIAGNÓSTICO
79	SAN ROQUE	P1	ESTEBAN OJEDA	PRESENCIA DE FITONEMATODO NACOBBUS
80	SAN ROQUE	P1	ESTEBAN OJEDA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
81	PEÑAS	P6M1	ALEJANDRO TICONA	PRESENCIA DE FITONEMATODO NACOBBUS
82	JAPUPAMPA	P1M2	HILARIO CALLISAYA	PRESENCIA DE FITONEMATODO NACOBBUS Y GLOBODERA
83	JAPUPAMPA	P1M2	HILARIO CALLISAYA	PRESENCIA DE FITONEMATODO NACOBBUS Y GLOBODERA
84	JAPUPAMPA	P2M1	HILARIO CALLISAYA	PRESENCIA DE FITONEMATODO GLOBODERA
85	JAPUPAMPA	P2M2	HILARIO CALLISAYA	PRESENCIA DE FITONEMATODO GLOBODERA
86	AGUA RICA SIRCUATA	P1M1	LUCIA	PRESENCIA DE FITONEMATODO GLOBODERA
87	AGUA RICA SIRCUATA	P2M1	LUCIA	PRESENCIA DE FITONEMATODO GLOBODERA
88	AGUA RICA SIRCUATA	P3M1	LUCIA	PRESENCIA DE FITONEMATODO GLOBODERA
89	AGUA RICA SIRCUATA	P3M2	LUCIA	PRESENCIA DE FITONEMATODO NACOBBUS SP

"2023 AÑO DE LA JUVENTUD HACIA EL BICENTENARIO"

Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal – INIAF LA PAZ
Avenida Busch, N° 1370, Edif. Monterrey, Planta baja oficina 3 y 4
Teléfonos (Fax) 2 2117209 – 2 2913906
Casilla Postal 3798 - Fax 2 113629
E-mail: contacto@iniaf.gob.bo - www.iniaf.gob.bo



90	AGUA RICA SIRCUATA	P3M3	LUCIA	PRESENCIA DE FITONEMATODO GLOBODERA
91	AGUA RICA SIRCUATA	P3M4	LUCIA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
92	QUENAMARI	P1M1	ALBERTO	PRESENCIA DE FITONEMATODO GLOBODERA
93	QUENAMARI	P1M2	QUENAMARI	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
OBSERVACIONES				

LOS BIOENSAYOS SE REALIZARON EN INSTALACIONES DEL CENTRO BIOTECNOLÓGICO DE PRODUCCIÓN DE SEMILLA DE PAPA, UBICADO EN CHACHACOMANI.

FECHA DE EVALUACIÓN 23 DE DICIEMBRE DE 2023.


Ciudad Lino Flores
RESPONSABLE LABORATORIO
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACION
AGROPECUARIA Y FORESTAL
INIAF



ESTADO PLURINACIONAL
BOLIVIA

MINISTERIO DE
DESARROLLO RURAL Y TIERRAS



La Paz, 28 de diciembre de 2023
NI/INIAF/LP/N°686/2023

Señor:
Ing. M.Sc. Richard Delgadillo Copa
RESPONSABLE PROYECTO PAPA Y YUCA - INIAF
Presente.-

REF.: RESULTADOS DE ANÁLISIS NEMATOLÓGICOS
LABORATORIO INIAF LP

De mi mayor consideración:

Adjunto a la presente nota, envío a usted los resultados de análisis de laboratorio N°094/2023 al 150/2023, correspondientes a análisis NEMATOLÓGICOS, realizados a muestras de suelo, remitidas por personal técnico del Proyecto Papa y Yuca, la evaluación se realizó en fecha 23 de diciembre de la presente gestión.

Los bioensayos se realizaron en instalaciones del Centro Biotecnológico de Producción de semilla de papa – Chachacomani, fueron establecidos por personal técnico del proyecto, responsable de la toma de muestras; y fueron evaluados por el área de laboratorio de Calidad de Semillas INIAF LA PAZ.

Sin otro particular saludo a usted atentamente.


Ing. Leonardo Flores Ticon
RESPONSABLE
MACRO REGION ALTIPLANO
INSTITUTO NACIONAL DE
AGROPECUARIA Y FORESTAL

Adjunto lo indicado
cc: Arch
LFT/stH

"2023 AÑO DE LA JUVENTUD HACIA EL BICENTENARIO"

Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal – INIAF LA PAZ
Avenida Busch, N° 1370, Edif. Monterrey, Planta baja oficina 3 y 4
Teléfonos (Fax) 2 2117209 – 2 2913906
Casilla Postal 3798 - Fax 2 113629
E-mail: contacto@iniaf.gob.bo - www.iniaf.gob.bo



BOLIVIA

MINISTERIO DEL
DE SARROLEO RURAL Y TIERRAS



**INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGROPECUARIA Y FORESTAL
LABORATORIO DE DIAGNÓSTICO VEGETAL INIAF LA PAZ**

RESULTADOS

Nº LABORATORIO: 94/2023 al 150/2023

Fecha de Ingreso: 10/12/2023

Fecha de Egreso: 28/12/2023

SOLICITANTE:	ING. RICHARD DELGADILLO COPA RESPONSABLE PROYECTO PAPA Y YUCA – INIAF
TIPO DE MATERIAL:	SUELO
PROCEDENCIA:	VARIOS
REMITIDO POR:	ING. SONIA QUISPE CALLISAYA
CARACTERÍSTICAS DE LA MUESTRA	ING. FRANZ HUALLPA SACA SUELO
REMITIDA:	
ANÁLISIS SOLICITADO:	ANÁLISIS NEMATOLÓGICO

METODOLOGÍA

ANÁLISIS NEMATOLÓGICO REALIZADO MEDIANTE: BIOENSAYO

RESULTADOS

Nº MUESTRA	PROCEDENCIA DE LA MUESTRA/CODIGO/REFERENCIA			
	MUNICIPIO	CODIGO	NOMBRE Y APELLIDO	DIAGNÓSTICO
94	SORATA/PALLCAPAMPA	99	RAMIRO CHOQUE	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
95	SORATA/PALLCAPAMPA	100	PEDRO CHOQUE CHURA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
96	SORATA/PALLCAPAMPA	101	ERNESTO CHOQUE CHURA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
97	SORATA/PALLCAPAMPA	102	WILMA CHOQUE	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
98	SORATA/PALLCAPAMPA	103	JULIO CHOQUE CHURA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
99	PALCA/CAYIMBAYA	88	BERTHA TACO	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
100	PALCA/CAYIMBAYA	89	BERNARDO CALLE CHURA	PRESENCIA DE FITONEMATODO NACOBBUS SP.
101	PALCA/CAYIMBAYA	90	GRACIELA GLEOFE	PRESENCIA DE GLOBODERA
102	PALCA/CAYIMBAYA	91	VERONICA ARO	PRESENCIA DE GLOBODERA
103	PALCA/CAYIMBAYA	92	GROVER EFRAIN YUJRA	PRESENCIA DE FITONEMATODO NACOBBUS SP.
104	PALCA/CAYIMBAYA	93	MARIA CHOQUE DE SILVA	PRESENCIA DE FITONEMATODO NACOBBUS SP.

"2023 AÑO DE LA JUVENTUD HACIA EL BICENTENARIO"

Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal – INIAF LA PAZ
Avenida Busch, N° 1370, Edif. Monterrey, Planta baja oficina 3 y 4
Teléfonos (Fax) 2 2117209 – 2 2913906
Casilla Postal 3798 - Fax 2 113629
E-mail: contacto@iniaz.ahz.ba - www.iniaz.ahz.ba



ESTADO PLURINACIONAL DE
BOLIVIA

MINISTERIO DE
DESARROLLO RURAL Y TIERRAS



105	PALCA/CAYIMBAYA	94	LIDIA ALI	PRESENCIA DE FITONEMATODO NACOBBUS SP.
106	PALCA/CAYIMBAYA	95	BERTHA TACO	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
107	PALCA/CAYIMBAYA	97	GROVER EFRAIN YUJRA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
108	PALCA/CAYIMBAYA	98	LIDIA ALI	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
109	PALCA/CAYIMBAYA	99	CRISTINA LOPEZ	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
110	ANCORAIMES/INCA CATURAPI	104	JOVANY VALLAGOS	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
111	ANCORAIMES/INCA CATURAPI	105	OCTAVIO ARISMENDY	PRESENCIA DE FITONEMATODO NACOBBUS SP.
112	ANCORAIMES/INCA CATURAPI	106	VICTOR VILLAVICENCIO TORREZ	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
113	ANCORAIMES/INCA CATURAPI	107	LUCIANO YUJRA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
114	ANCORAIMES/INCA CATURAPI	108	OCTAVIO ARISMENDY	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
115	ANCORAIMES/INCA CATURAPI	109	YOVANI VALLEJOS CALDERON	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
116	SICA SICA/TOLA WANCARANA	110	AURORA ZANGA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
117	SICA SICA/TOLA WANCARANA	111	RILDA ZARSURI	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
118	SICA SICA/TOLA WANCARANA	112	RILDA ZARSURI	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
119	SICA SICA/PATIFI	113	LUCIO CALLIZAYA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
120	SICA SICA/TOLA WANCARANA	114	OLIVER CALLIZAYA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
121	SICA SICA/PATIFI	115	LUCIO CALLIZAYA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
122	SICA SICA/PATIFI	116	WALTER MARCA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
123	SICA SICA/LUQUIAMAYA	117	BERNARDINA MAMANI	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
124	SICA SICA/PATIFI	118	MIGUEL CACHI	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
125	SICA SICA/PATIFI	119	WILMA QUISPE	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
126	SICA SICA/PATIFI	120	MIGUEL ANGEL CACHI	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
127	SICA SICA/PATIFI	121	OCTAVIO MARCA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
128	SICA SICA/PATIFI	122	SONIA MAMANI	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
129	SICA SICA/PATIFI	123	WALTER MARCA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS

"2023 AÑO DE LA JUVENTUD HACIA EL BICENTENARIO"

Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal – INIAF LA PAZ
Avenida Busch, N° 1370, Edif. Monterrey, Planta baja oficina 3 y 4
Teléfonos (Fax) 2 2117209 – 2 2913906
Casilla Postal 3798 - Fax 2 113629
E-mail: contacto@iniaf.noh.bo - www.iniaf.noh.bo

130	SICA SICA/PATIFI	124	DANIEL MARCA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
131	SICA SICA/PATIFI	125	MARTHA CACHI	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
132	SICA SICA/LUQUIAMAYA	126	ELOY ERASMO	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
133	SICA SICA/PATIFI	127	HERNAN CELSO	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
134	SICA SICA/PATIFI	128	JHONNY JORGE	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
135	SICA SICA/PATIFI	129	FAUSTO NEMECIO	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
136	SICA SICA/PATIFI	130	FAUSTO NEMECIO	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
137	YACO/COLLANA	50	CELESTINO SUMA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
140	YACO/COLLANA	53	FLORENCIO LIMA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
141	YACO/COLLANA	54	FLORENCIO LIMA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
142	YACO/COLLANA	55	SEVERO CHOQUE POMA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
143	YACO/COLLANA	56	CELESTINO SUMA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
144	ACHACACHI/SURPO	41	SANTIAGO MOLLERICONA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
145	ACHACACHI/SURPO	42	CIPRIANO LAIME	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
146	ACHACACHI/SURPO	43	LUCIO APAZA CALCINA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
147	ACHACACHI/SURPO	44	LUCIO APAZA CALCINA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
148	ACHACACHI/SURPO	45	VALENTIN Y PABLO LAIME CONDORI	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
149	ACHACACHI/SURPO	46	IRINEO APAZA CALCINA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS
150	ACHACACHI/SURPO	47	PABLO CONDORI CATAORA	AUSENCIA DE FITONEMATODOS

OBSERVACIONES

LOS BIOENSAYOS SE REALIZARON EN INSTALACIONES DEL CENTRO BIOTECNOLÓGICO DE PRODUCCIÓN DE SEMILLA DE PAPA, UBICADO EN CHACHACOMANI.

FECHA DE EVALUACIÓN 28 DE DICIEMBRE DE 2023


RESPONSABLE LABORATORIO

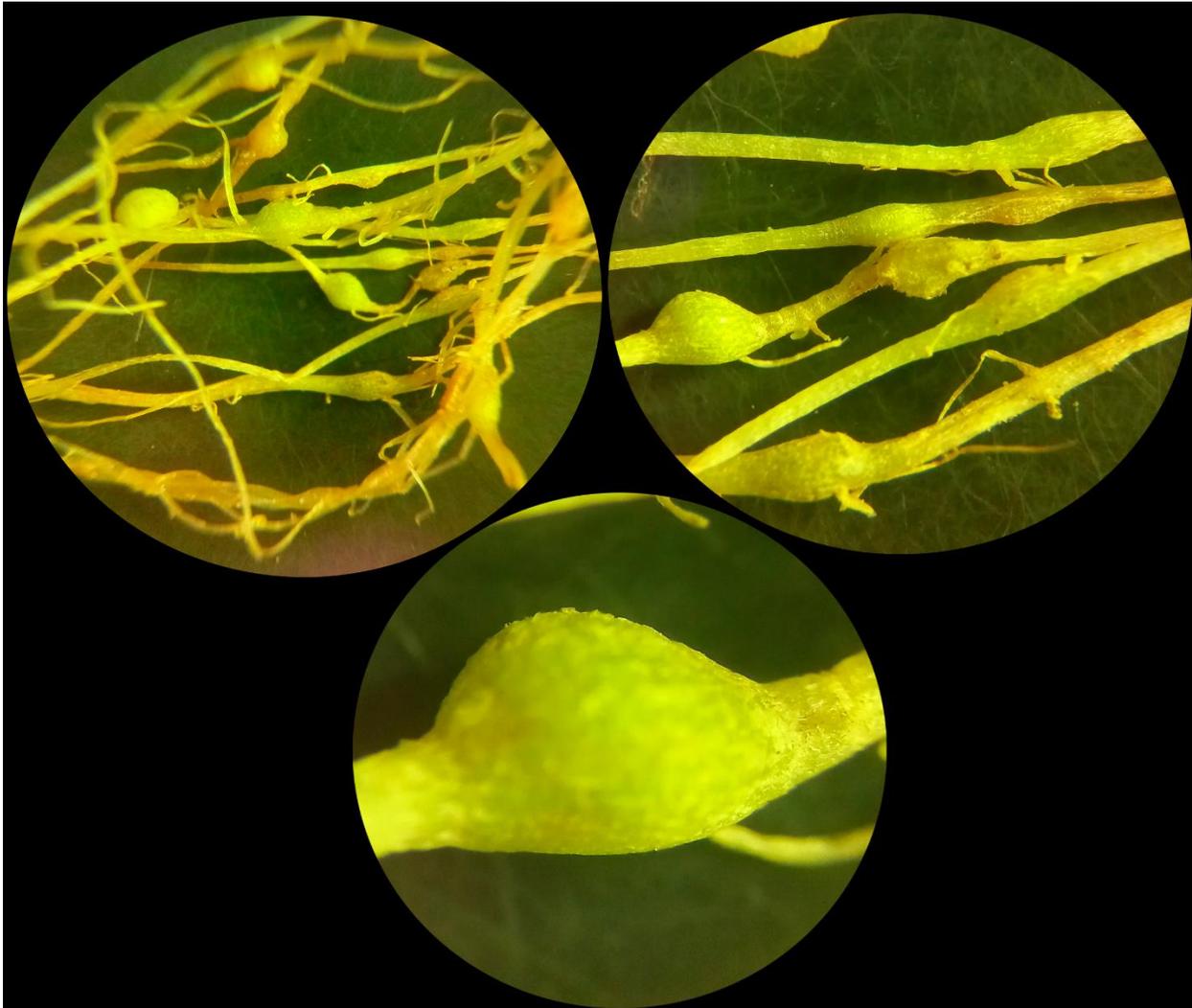
Instituto Nacional de Innovación
Agropecuaria y Forestal
INIAF

"2023 AÑO DE LA JUVENTUD HACIA EL BICENTENARIO"

Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal - INIAF LA PAZ
Avenida Busch, N° 1370, Edif. Monterrey, Planta baja oficina 3 y 4
Teléfonos (Fax) 2 2117209 - 2 2913906
Casilla Postal 3798 - Fax 2 113629
E-mail: contacto@iniaf.gob.bo - www.iniaf.gob.bo

Anexo B.

*Evaluación de bioensayo, Obtención del nematodo *Nacobbus aberrans* y identificación morfológica*



Identificación del nematodo nodulador en bioensayos y presencia de nodulaciones en raíces de papa provocadas por *Nacobbus aberrans*.



Materiales utilizados para la extracción de nematodos



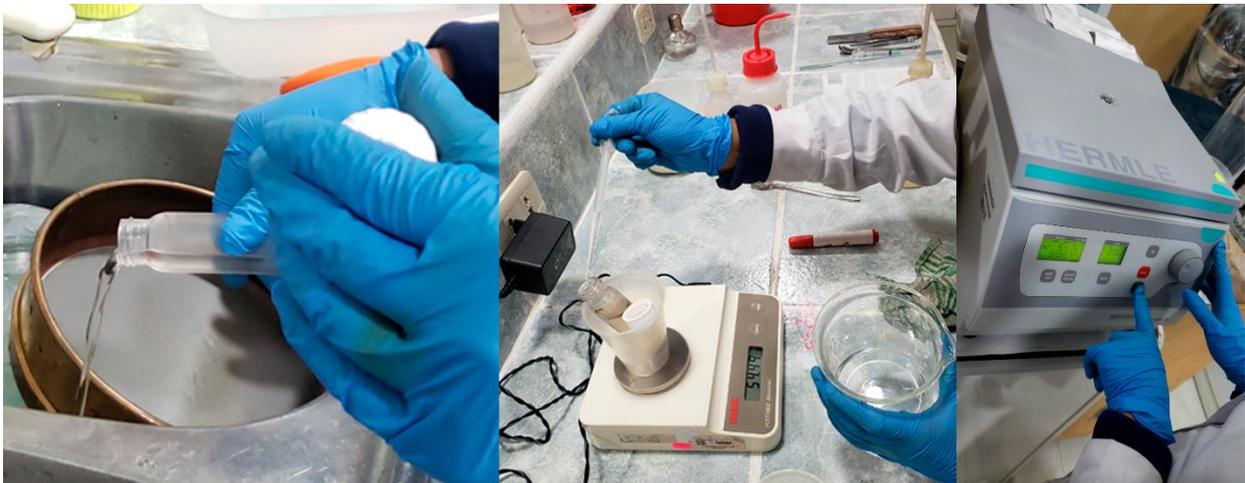
Disolución de muestra de suelo



Lavado y pesaje de la muestra para evitar el cuidado de la centrifugadora



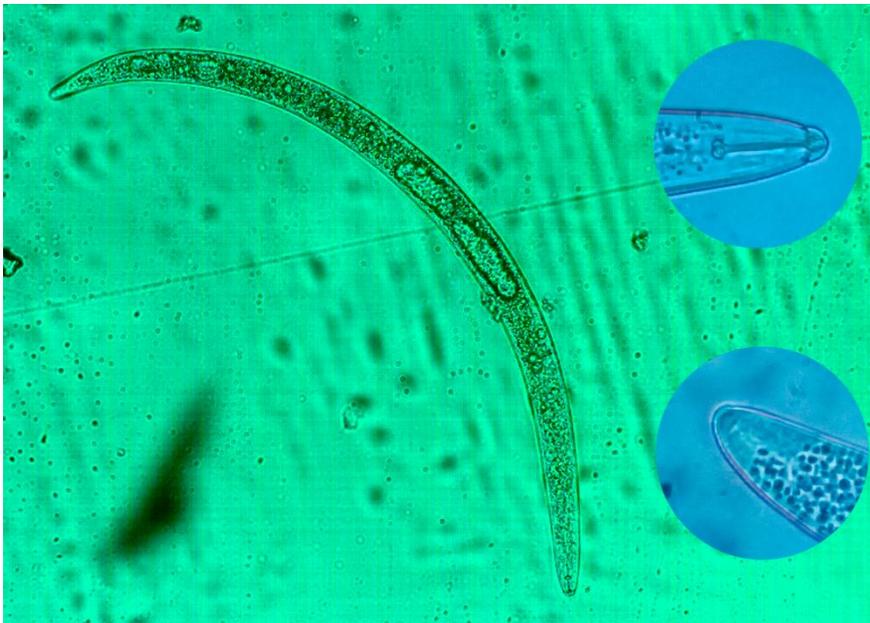
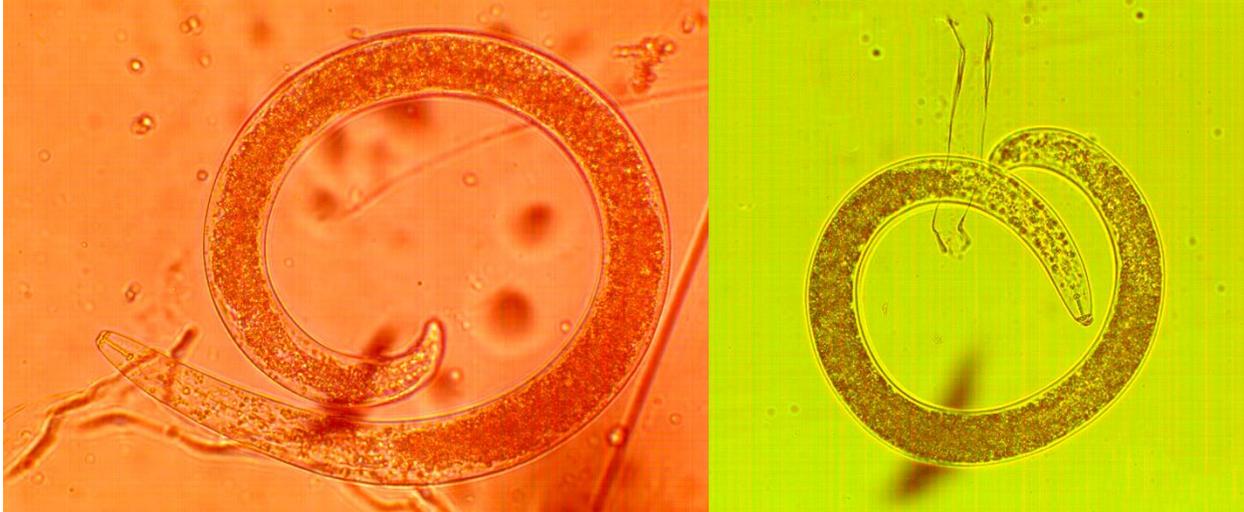
Centrifugado de muestra



Adición de solución sacarosa al 50%

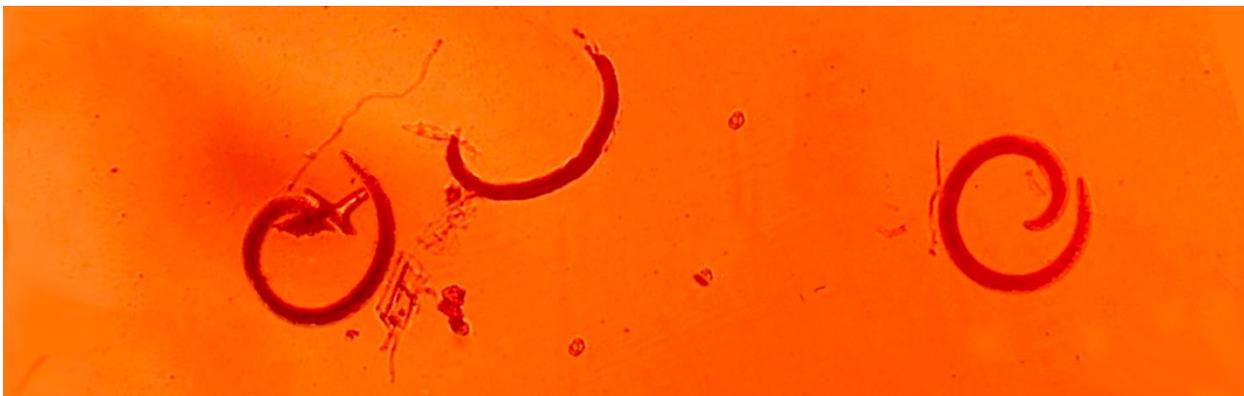


Extracción de nematodos en caja petri



	Nacobbus
Cabeza	Redondeada no separada. Esqueleto cefálico fuerte
Tipo de estilete	Fuerte, corto, con nódulos redondeados
Glándulas esofágicas e intestino	Sobrepuestas dorsalmente.
Cola	Corta, redondeada
Numero de ovarios	1
Posición de la vulva	92-95%
Características generales	Ó con el ala caudal terminal, cola corta y puntiaguda. J2 delgadas con cola corta cónicas poco activas

Identificación Morfológica del *Nacobbus aberrans* en Laboratorio



Quiescencia en *Nacobbus aberrans*

Anexo C.

*Recolección de Ricino, preparación del extracto acuoso y evaluación del extracto
contra el nematodo*



Recolección de muestra de ricino por el rio yara del municipio de Caranavi



Morfología del ricino recolectado



Elaboración del extracto acuoso



Concentraciones y repeticiones del extracto a base de semillas de ricino



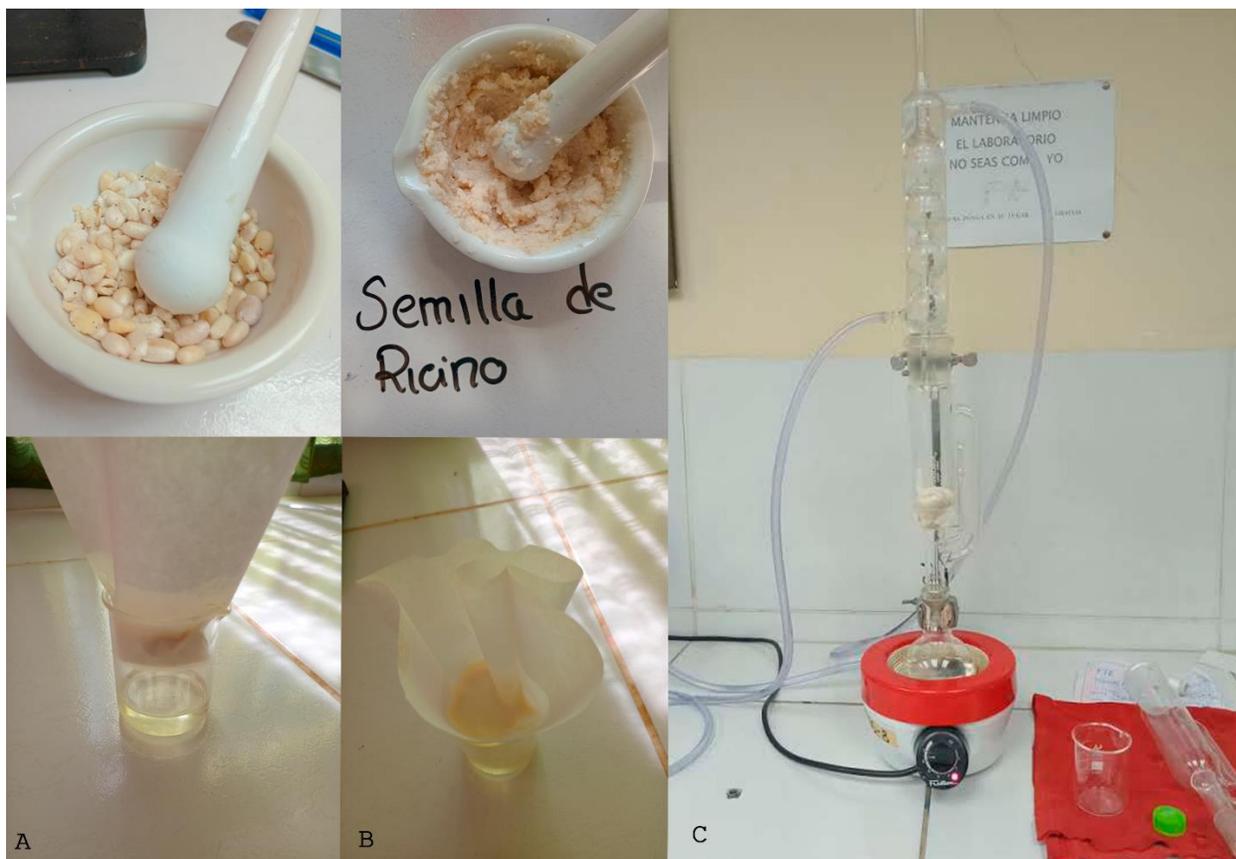
Evaluación del extracto



Verificación de la efectividad mediante videos con MOTIC-CAM

Anexo D.

Extracciones solido-líquido para identificación de metabolitos secundarios



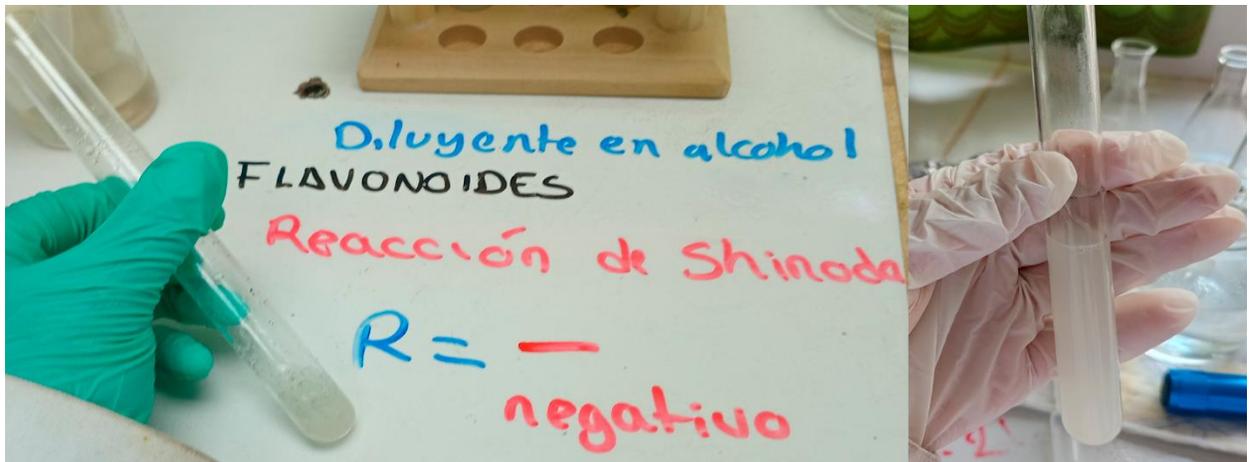
A) Discontinua: molienda y dilución de las semillas en agua destilada, con una maceración de 24 horas.

B) Extracción Semi-continua: 50 gramos de semillas molidas, añadiendo etanol y filtrado en papel Whatman N° 4.

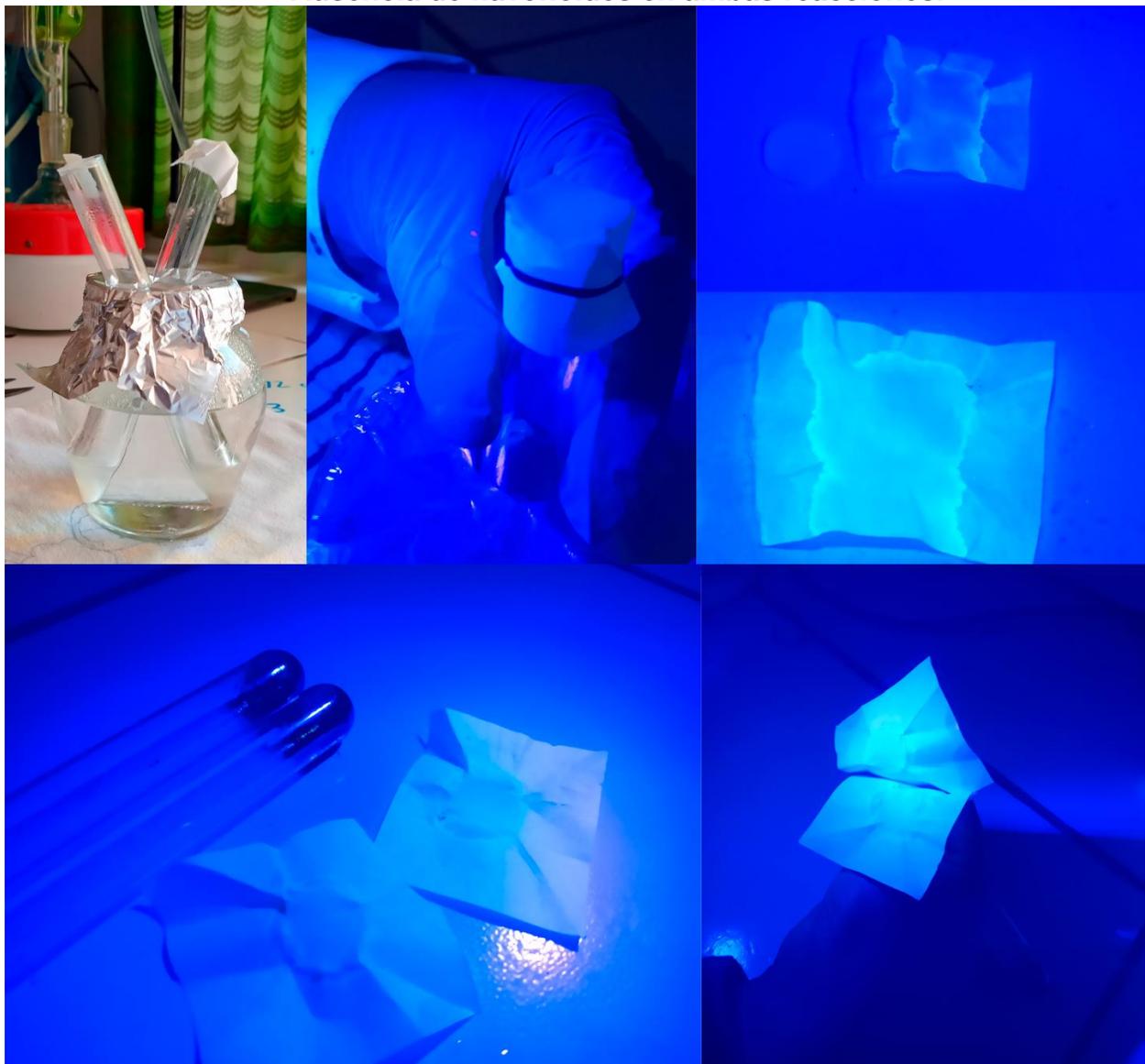
C) Extracción continua: equipo Soxhlet con 190 ml de etanol al 96% y 7 gramos de semillas.



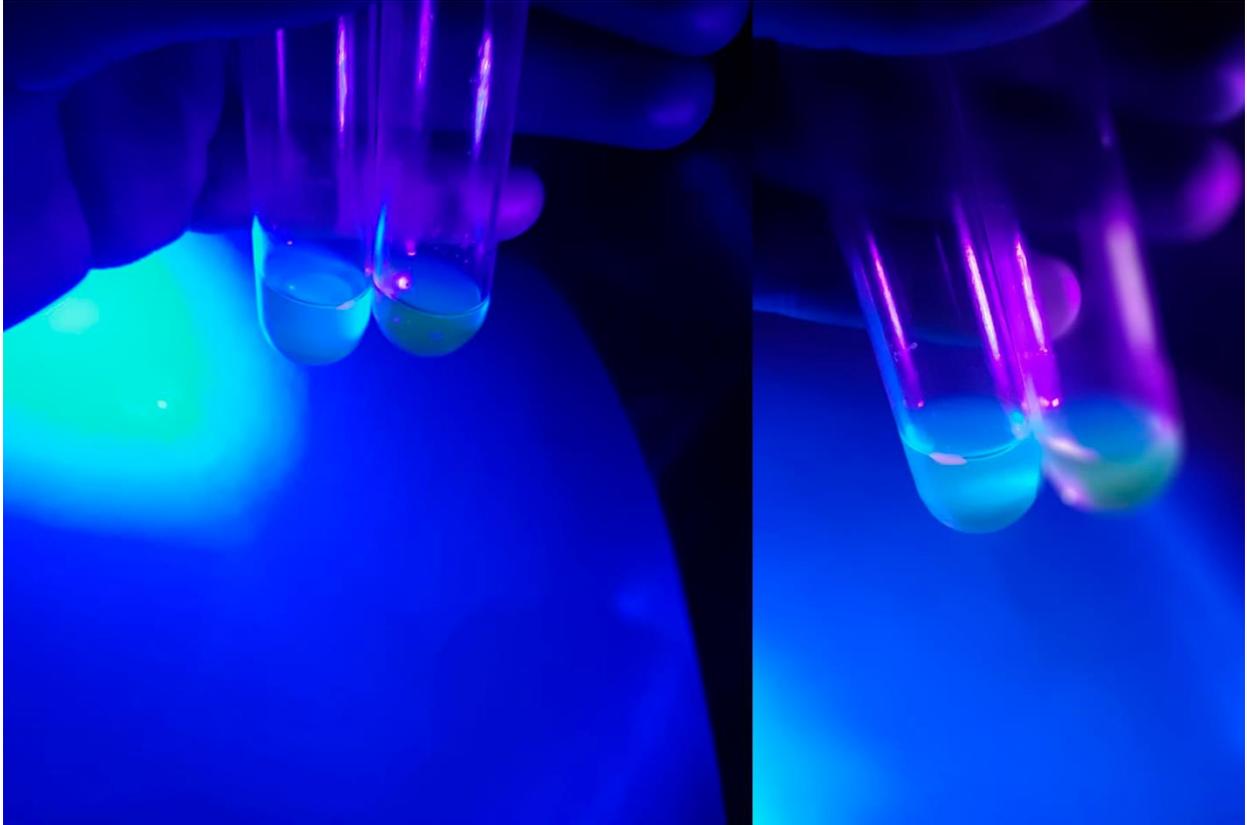
Presencia de taninos y grupo fenólicos en extractos a base de semilla de ricino.



Ausencia de flavonoides en ambas reacciones.



Presencia de coumarinas visible con luz ultravioleta



Presencia de quinonas visible con luz ultravioleta en la coloración