UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

"IDENTIFICACIÓN Y DETERMINACIÓN DE LA DENSIDAD POBLACIONAL DE NEMÁTODOS FITOPARÁSITOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LA COCONA (*Solanum sessiliflorum*) EN LA PROVINCIA DE PADRE ABAD, UCAYALI"

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE

INGENIERO AGRÓNOMO

JOSE ANTONIO BRAVO RIVERA

PUCALLPA – PERÚ

2021

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA
CARRERA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN O TESIS

Los Miembros del Jurado que suscriben, reunidos para estudiar y escuchar la sustentación de tesis, presentado por **JOSÉ ANTONIO BRAVO RIVERA,** denominada: **"IDENTIFICACIÓN Y DETERMINACIÓN DE LA DENSIDAD POBLACIONAL DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LA COCONA (*Solanum sessiliflorum*) EN LA PROVINCIA DE PADRE ABAD, UCAYALI",** para cumplir con el requisito (académico o título profesional) de **TÍTULO PROFESIONAL.**

Teniendo en consideración los méritos del referido trabajo, así como los conocimientos demostrados por el sustentante lo declaramos: **APROBADO POR MAYORÍA** con el calificativo (*) **REGULAR.**

En consecuencia, queda en condición de ser considerado Apto por el Consejo Universitario y recibir el Título de **INGENIERO AGRÓNOMO**, de conformidad con lo estipulado en los Art. 3 y 6 del reglamento para el otorgamiento de grado académico de bachiller y título profesional de la Universidad Nacional de Ucayali.

Pucallpa, 20 de julio del 2018.

Ing. Isaías González Ramírez Presidente	Ing. Giraldo Almeida Villanueva, M.Sc. Secretario
Ing. Javier Amacifuen Vigo, Dr. Miembro	Ing. Eliel Sánchez Marticorena, M.Sc. Asesor

(*) De acuerdo con el Art. 21 del Reglamento de Grados y Títulos de la Universidad Nacional de Ucayali, éstas deberán ser calificadas con términos de Sobresaliente, Aprobado por Unanimidad, Aprobado por Mayoría y Desaprobado.

Esta tesis fue aprobada por el Jurado Evaluador de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional de Ucayali, como requisito para optar el Título Profesional de Ingeniero Agrónomo.

Ing. Isaías González Ramírez ..... Presidente

Ing. Giraldo Almeida Villanueva, M.Sc. ..... Secretario

Ing. Javier Amacifuen Vigo, Dr. ..... Miembro

Ing. Eliel Sánchez Marticorena, M.Sc. ..... Asesor

Bach. José Antonio Bravo Rivera ..... Tesista

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
VICERRECTORADO DE INVESTIGACION
DIRECCION GENERAL DE PRODUCCION INTELECTUAL

CONSTANCIA

ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE INVESTIGACION

SISTEMA ANTIPLAGIO URKUND

N°0059-2022

La **Dirección de Producción Intelectual**, hace constar por la presente, que el **Informe final de Tesis, titulado:**

""IDENTIFICACIÓN Y DETERMINACIÓN DE LA DENSIDAD POBLACIONAL DE NEMÁTODOS FITOPARÁSITOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LA COCONA (SOLANUM SESSILIFLORUM) EN LA PROVINCIA DE PADRE ABAD, UCAYALI" ".

Cuyo(s) autor (es)	:	**BRAVO RIVERA, JOSÉ ANTONIO**
Facultad	:	**CIENCIAS AGROPECUARIAS**
Escuela Profesional	:	**AGRONOMÍA.**
Asesor(a)	:	**MG. SÁNCHEZ MARTICORENA, ELIEL**

Después de realizado el análisis correspondiente en el Sistema Antiplagio URKUND, dicho documento presenta un **porcentaje de similitud de 9%.**
En tal sentido, de acuerdo a los criterios de porcentaje establecidos en el artículo 9 de la DIRECTIVA DE USO DEL SISTEMA ANTIPLAGIO URKUND, el cual indica que no se debe superar el 10%. Se declara, que el trabajo de investigación: SI Contiene un porcentaje aceptable de similitud, por lo que SI se aprueba su originalidad.

En señal de conformidad y verificación se FIRMA Y CODIFICA la presente constancia

FECHA 02/02/2022

Dr. ABRAHAM ERMITANIO HUAMAN ALMIRON
Dirección de Producción Intelectual

AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN DE TESIS

REPOSITORIO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

Yo, JOSE ANTONIO BRAVO RIVERA
Autor de la TESIS titulada:
IDENTIFICACIÓN Y DETERMINACIÓN DE LA DENSIDAD POBLACIONAL DE NEMATODOS FITOPARASITOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE COCONA (Solanum Sessiliflorum) EN LA PROVINCIA DE PADRE ABAD, UCAYALI

Sustentada el año: 2018
Con la asesoría de: Ing M. Sc. GLIDI SANCHEZ MANTICORENA
En la Facultad de: CIENCIAS AGROPECUARIAS
Carrera Profesional de: AGRONOMIA

Autorizo la publicación:

PARCIAL [ ] Significa que se publicará en el repositorio institucional solo La caratula, la dedicatoria y el resumen de la tesis. Esta opción solo es válida marcar **si su tesis o documento presenta material patentable**, para ello deberá presentar el trámite de CATI y/o INDECOPI cuando se lo solicite la DGPI UNU.

TOTAL [X] Significa que todo el contenido de la tesis y/o documento será publicada en el repositorio institucional.

De mi trabajo de investigación en el Repositorio Institucional de la Universidad Nacional de Ucayali (www.repositorio.unu.edu.pe), bajo los siguientes términos:

Primero: Otorgo a la Universidad Nacional de Ucayali **licencia no exclusiva** para reproducir, distribuir, comunicar, transformar (únicamente mediante su traducción a otros idiomas) y poner a disposición del público en general mi tesis (incluido el resumen) a través del Repositorio Institucional de la UNU, en formato digital sin modificar su contenido, en el Perú y en el extranjero; por el tiempo y las veces que considere necesario y libre de remuneraciones.

Segundo: Declaro que la **tesis es una creación de mi autoría** y exclusiva titularidad, por tanto me encuentro facultado a conceder la presente autorización, garantizando que la tesis no infringe derechos de autor de terceras personas, caso contrario, me hago único(a) responsable de investigaciones y observaciones futuras, de acuerdo a lo establecido en el estatuto de la Universidad Nacional de Ucayali y del Ministerio de Educación.

En señal de conformidad firmo la presente autorización.

Fecha: 02 / 02 / 2022.

Email: jantoniobrav@Gmail.com Firma: 

Teléfono: 952265509 DNI: 45223409

DEDICATORIA.

A Dios, por darme la vida y permitir que cumpla uno de mis anhelos de ser profesional.

Con mucho amor y cariño a mi madre Segunda Rivera y a mi querido padre, Walter Bravo, por su indesmayable apoyo en la formación como persona y como profesional.

A mi amada esposa Migdal Gamarra, por su apoyo constante en el logro de mis objetivos

AGRADECIMIENTO.

Mi más sincero agradecimiento a las instituciones y personas que han colaborado para la culminación del presente trabajo de investigación:

- A la Universidad Nacional de Ucayali, mi Alma Mater, por haberme brindado la oportunidad de formarme como profesional.
- A la Facultad de Ciencias Agropecuarias que, por intermedio de sus docentes, quienes me brindaron valiosas enseñanzas para lograr mi formación de Ingeniero Agrónomo.
- Al asesor de tesis, Ing. MSc. Eliel Sánchez Marticorena, por su apoyo durante la elaboración y redacción y corrección de mi trabajo de tesis.
- Al Ing. M.Sc. Pablo Pedro Villegas Panduro, por el co-asesoramiento y colaboración en la redacción y corrección de mi trabajo de tesis.
- A mi familia por su apoyo incondicional en el desarrollo del presente trabajo.
- Así mismo a todas las personas que han contribuido de una u otra manera en la culminación del presente trabajo de investigación.

ÍNDICE.

	Pág.
RESUMEN…….……....	x
ABSTRACT…….……	xi
LISTA DE CUADROS……..……....	xii
LISTA DE FIGURAS……..……	xv
I. INTRODUCCIÓN……...……..	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA…….……...……	3
2.1. ANTECEDENTES DEL PROBLEMA……...…	3
2.2. GENERALIDADES DE LA COCONA *(Solanum sessiliflorum Dunal*)……..…….	5
2.2.1. Centro de origen……..	5
2.2.2. Taxonomía……	5
2.2.3. Morfología……	7
2.2.3.1. De la planta……	7
2.2.3.2. De la hoja……	7
2.2.3.3. De las flores……	7
2.2.3.4. De los frutos……	8
2.2.3.5. De la semilla……...	8
2.2.4. Condiciones agroclimáticas……..	9
2.2.4.1. Clima……	9
2.2.4.2. Altitud…….……..	9
2.2.4.3. Suelo……	9
2.2.5. Fenología……..	10
2.2.6. Cosecha……	11
2.3. LOS NEMATODOS FITOPARÁSITOS……..……..……...	12
2.3.1. Morfología……	12
2.3.2. Anatomía……...	12
2.3.3. Ciclo de vida……	13
2.3.4. Daños causados……..	14
2.3.5. Tipos de alimentación en nematódos fitopatógenos.....	15
2.3.5.1. Los ectoparásitos……...	15

2.3.5.2. Semi-endoparásitos……. 16
2.3.5.3. Endoparásitos migratorios…….. 16
2.3.5.4. Endoparásitos sedentarios……..…….. 17
2.3.5.5. Nemátodos foliares…….. 17
2.3.5.6. Ecología y distribución de nemátodos fitopatógenos……. 20
2.3.6. Límites de tolerancia y umbrales económicos en algunos cultivos, causados por nematodos fitopatógenos…….. 21
2.4. NEMÁTODOS EN LA COCONA…..…… 23
III. MATERIALES Y MÉTODOS……..…….…….…. 24
3.1. UBICACIÓN Y DURACIÓN DEL EXPERIMENTO……..... 24
3.2. ECOLOGÍA Y CLIMA…… 25
3.3. CONDICIONES DE SUELO..……..…. 27
3.4. MATERIALES……..…… 27
3.4.1. Material vegetativo…….. 27
3.4.2. Toma de muestra y evaluación de campo…..……..…. 27
3.4.3. Análisis nematológico……..…….…. 28
3.4.4. De escritorio……..…..……. 28
3.5. PARCELAS ESTUDIADAS…..…..……...……..…. 28
3.6. VARIABLES A MEDIR…….……..……...…. 28
3.6.1. Número de especies de nemátodos……..... 28
3.6.2. Número de individuos de nemátodos…….. 29
3.6.3. Porcentaje de órganos afectados…… 29
3.7. DEL TRABAJO EXPERIMENTAL…….. 29
3.7.1. Selección de parcelas de evaluación……... 29
3.8. MUESTREO NEMATOLÓGICO……..…..……..…... 30
3.9. EXTRACCIÓN DE NEMÁTODOS……..…… 31
3.10. DETERMINACIÓN DE LA DIVERSIDAD DE GÉNEROS DE NEMÁTODOS FITOPATÓGENOS……. 32
3.11. DETERMINACIÓN DE POBLACIÓN DE NEMÁTODOS FITOPATÓGENOS (Coyne et al. 2007)……..... 33

3.12. ESTIMACIÓN DE DAÑO (Coyne et al. 2007)…….…. 34
3.13. DISEÑO EXPERIMENTAL……... 34
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN..…….. ……..…... 35
4.1. NÚMERO DE GÉNEROS DE NEMÁTODOS FITOPATÓGENOS…….…… 35
4.1.1. *Pratylenchus*……... 35
4.1.2. *Helicotylenchus*……... 36
4.1.3. *Meloidogyne*…… 36
4.1.4. *Longidorus*…….. 38
4.2. POBLACIÓN DE NEMÁTODOS FITOPATÓGENOS……..… 39
4.2.1. *Pratylenchus*……... 39
4.2.2. *Helicotylenchus*……... 40
4.2.3. *Meloidogyne*…… 41
4.2.4. *Longidorus*……... 43
4.3. PORCENTAJE DE ÓRGANOS AFECTADOS……... 45
4.3.1. Agallas……. 45
4.3.2. Lesiones…….. 47
V. CONCLUSIONES……..... 49
VI. RECOMENDACIONES……..…….. 50
VII. LITERATURA CITADA..……..... 51
VIII. ANEXO……..…….…… 57

RESUMEN.

En el sector de Previsto, en los sub sectores de Inca Garcilaso de la Vega e Hidayacu, distrito de Aguaytía, provincia de Padre Abad, región de Ucayali, se seleccionaron tres parcelas de cocona, para evaluar la población de nemátodos fitopatógenos, el cual se desarrolló entre los meses de mayo a agosto del 2017. Las parcelas fueron georreferenciadas, procediéndose a realizar los muestreos nematológicos respectivos, tomándose muestras de suelo y de tejido vegetal (raíces) en cada una de ellas; las muestras se trasladaron al laboratorio de Fitopatología de la UNU, se realizaron los análisis nematológicos propuestos: conteo de individuos y la identificación de géneros de nematodos fitopatógenos más abundantes y la estimación de los daños. Asimismo, los datos obtenidos se analizaron en un Diseño Completo al Azar, con un nivel de confianza de 95% y una prueba de promedios de Tukey, concluyéndose que: los géneros encontrados en las parcelas de cocona estudiados fueron: *Pratylenchus, Helicotylenchus, Longidorus* y *Meloidogyne*, y en cuanto a la densidad poblacional, el género *Pratylenchus* se encontró en rangos de 37,67 a 0 nematodos/100 cm^3 de suelo y 126 a 28,66 nemátodos/100 cm^3 de suelo. Para el género *Helicotylenchus*, se encontró rangos de población de 27,66 a 9,66 nemátodos/100 cm^3 de suelo y 71 a 10 nemátodos/100 cm^3 de suelo. Para el género *Meloidogyne* se encontró rangos de población de 123 a 60,67 nemátodos/100 cm^3 de suelo, y 111,67 a 28 nemátodos/100 cm^3 de suelo. Para el género *Logidorus*, se encontró rangos de población de 22,66 a 1 nemátodos/100 cm^3 de suelo y 29 a 2,66 nemátodos/100 cm^3 de suelo. Asimismo, se encontraron presencia de agallas en un grado de 3 a 2 y para el caso de las lesiones en raíces, se encontró grados de 4 a 3, en el tejido radicular de la cocona.

Palabras claves: Nemátodos, fitoparásitos asociados al cultivo cocona.

ABSTRACT.

In the Previsto sector, in the Inca Garcilaso de la Vega and Hidayacu sub-sectors, Aguaytia District, Padre Abad Province, Ucayali Region, three plots of cocona were selected to evaluate the population of phytopathogenic nematodes, which were developed between the months of May to August 2017. The plots were georeferenced, proceeding to carry out the respective nematological sampling, taking samples of soil and plant tissue (roots) in each of them; The samples were transferred to the Phytopathology laboratory of the UNU, and the proposed nematological analyzes were carried out: counting of individuals and the identification of the most abundant phytopathogenic nematode genera and damage estimation. Likewise, the data obtained were analyzed in a Complete Random Design, with a confidence level of 95% and a Tukey test of means, concluding that: the genera found in the cocona plots studied were: Pratylenchus, Helicotylenchus, Longidorus and Meloidogyne, and in terms of population density, the Pratylenchus genus was found in ranges from 37.67 to 0 nematodes/100 cm^3 of soil and 126 to 28.66 nematodes/100 cm3 of soil. For the genus Helicotylenchus, population ranges were found from 27.66 to 9.66 nematodes/100 cm^3 of soil and 71 to 10 nematodes/100 cm3 of soil. For the Meloidogyne genus, population ranges were found from 123 to 60.67 nematodes/100 cm3 of soil, and 111.67 to 28 nematodes/100 cm3 of soil. For the Logidorus genus, population ranges were found from 22.66 to 1 nematodes/100 cm^3 of soil and 29 to 2.66 nematodes/100 cm^3 of soil. Likewise, the presence of galls was found in a grade of 3 to 2 and in the case of root injuries, grades of 4 to 3 were found in the root tissue of the cocona.

Keywords: Nematodes, phytoparasites associated with the cocona crop.

LISTA DE CUADROS.

En el texto: **Pág.**

Cuadro 1. Síntomas primarios ocasionados por nemátodos que atacan el sistema radical en algunos cultivos…….. 18

Cuadro 2. Síntomas secundarios o de la parte aérea, ocasionados por nemátodos que atacan el sistema radical…… 19

Cuadro 3. Síntomas y cultivos susceptibles a los principales nemátodos fitopatógenos…… 19

Cuadro 4. Límites de tolerancia y umbrales económicos en algunos cultivos, causados por nemátodos Fitopatógenos…….. 22

Cuadro 5. Datos de condiciones climáticas de los meses de mayo a agosto del 2017. Aguaytía, Perú, 2018…… 25

Cuadro 6. Análisis de suelo de las parcelas donde se encuentran las parcelas experimentales…… 27

Cuadro 7. Parcelas estudiadas…… 28

Cuadro 8. Descripción de las parcelas del cocona estudiadas…….. 29

Cuadro 9. Coordenadas UTM de las parcelas estudiadas…… 30

Cuadro 10. Géneros de nemátodos fitopatógenos…… 35

Cuadro 11. Prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nemátodo *Pratylenchus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas…… 39

Cuadro 12. Prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nemátodo *Helicotylenchus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas…… 40

Cuadro 13. Prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nemátodo *Meloidogyne* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas…… 42

Cuadro 14. Prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nemátodo *Longidorus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas…….. 43

Cuadro 15. Prueba de promedios de Tukey para el grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de

agallas, en las diferentes parcelas estudiadas…….. 45
Cuadro 16. Número de plantas por grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de agallas, en las diferentes parcelas estudiadas…….. 46
Cuadro 17. Prueba de promedios de Tukey para el grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de lesiones, en las diferentes parcelas estudiadas…… 47
Cuadro 18. Número de plantas por grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de lesiones, en las diferentes parcelas estudiadas…….. 47

En el anexo:

Cuadro 19A. ANVA para la población de *Pratylenchus* en la primera evaluación…… 58
Cuadro 20A. ANVA para la población de *Pratylenchus* en la segunda evaluación…… 58
Cuadro 21A. ANVA para la población de *Helicotylenchus* en la primera evaluación…… 58
Cuadro 22A. ANVA para la población de *Helicotylenchus* en la segunda evaluación…… 59
Cuadro 23A. ANVA para la población de *Meloidogyne* en la primera evaluación…… 59
Cuadro 24A. ANVA para la población de *Meloidogyne* en la segunda evaluación…… 59
Cuadro 25A. ANVA para la población de *Longidorus* en la primera evaluación…… 60
Cuadro 26A. ANVA para la población de *Longidorus* en la segunda evaluación…… 60
Cuadro 27A. ANVA para el grado ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de agallas…….. 60
Cuadro 28A. ANVA para el grado ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de lesiones…….. 61
Cuadro 29A. Población de nemátodos fitopatógenos (100 cm^3 suelo)

contabilizados en las parcelas evaluadas, en la primera evaluación…….... 61

Cuadro 30A. Población de nemátodos fitopatógenos (100 cm^3 suelo) contabilizados en las parcelas evaluadas, en la segunda evaluación……. 62

Cuadro 31A. Evaluación de grado de daños observados en las raíces de cocona en las parcelas evaluadas, en la segunda evaluación…..……..…. 62

LISTA DE FIGURAS.

En el texto: **Pág.**

Figura 1. Mapa de ubicación de los sectores evaluados.…… 24

Figura 2. Datos de condiciones climáticas de los meses de mayo a agosto del 2017. Aguaytía, Perú, 2018..…… 25

Figura 3. Toma de muestras nematológicas en zigzag dentro de una ha de cultivo de cocona…….. 30

Figura 4. *Pratylenchus spp*…..…… 35

Figura 5. *Helicotylenchus spp.*…… 36

Figura 6. A) Adulto macho de *Meloidogyne spp*.; B) Juvenil de *Meloidogyne spp*.; C) Huevos de *Meloidogyne spp*……..…….…… 37

Figura 7. *Longidorus spp*……..……... 38

Figura 8. Poblaciones del nemátodo *Pratylenchus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas……..…. 40

Figura 9. Poblaciones del nemátodo *Helicotylenchus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas…….…….. 41

Figura 10. Poblaciones del nemátodo *Meloidogyne* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas…… 42

Figura 11. Poblaciones del nemátodo *Longidorus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas…… 44

Figura 12. Número de plantas por grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de agallas…… 46

Figura 13. Número de plantas por grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de lesiones…….. 48

En el anexo:

Figura 14A. Georeferenciación de los campos de cultivo de cocona.... 63

Figura 15A. Muestreo nematológico de las parcelas de cocona……..... 63

Figura 16A. Foto microscópica para identificación del género *Longidorus*. (Fuente: Meressa et al. 2015)…….…… 64

Figura 17A. Foto microscópica para identificación del género *Helicotylenchus*. (Fuente: Lara et al. 2016)…..…… 64

Figura 18A. *Helicotylenchus: Fig. A-B. Hembra en toda su longitud; Fig. C. Hembra, parte anterior; Fig. D. Hembra, parte posterior; Fig. E. Macho, parte posterior.* (Jessen s.f.) *Pratylenchus: Fig. F. Hembra, parte anterior; Fig. G. Hembra, parte posterior; Fig. H. Hembra, en toda su longitud; Fig. I. Macho, parte posterior.* (Jessen s.f.)…… 65

Figura 19A. *Meloidogyne: Fig. A. Macho, en toda su longitud; Fig. B. Macho, parte anterior; Fig. C. Hembra, parte anterior; Fig. D. Larva de la segunda edad, en toda su longitud; Fig. E. Macho, parte posterior; Fig. F. Hembra en toda su longitud.* (Jessen s.f.)…….….. 66

I. INTRODUCCIÓN.

Generalmente, los nemátodos fitoparásitos son vivientes habituales del suelo, alimentándose de las raíces y tallos subterráneos de las plantas, generando sus ciclos biológicos, que inician con los huevecillos, las etapas larvarias y los machos, encontrándose estas etapas en el suelo frecuentemente (Talavera 2003). Condiciones ambientales como la temperatura, humedad y aireación del suelo afectan a la supervivencia y la locomoción de los nematodos en el suelo, encontrándose con mayor abundancia en las primeras capas de suelo, comprendida entre los 0 y 15 cm de profundidad, indicándose además que la distribución de los nematodos en los suelos agrícolas es irregular, concentrándose alrededor de las raíces de las plantas susceptibles. La abundancia de población de nemátodos en la zona radicular de la planta se debe, principalmente a la abundancia de tejido vegetal que el nemátodo afecta en su proceso de alimentación y la presencia de sustancias orgánicas que las raíces liberan en la rizosfera. A esto suma el efecto que generan las sustancias orgánicas que secretan las raíces, las que se difunden alrededores del suelo, estimulando notablemente la incubación de los huevecillos de los nemátodos, aunque la mayoría de los huevecillos de los nemátodos no requieren estímulos especiales para su proceso de incubación (Agrios 2005).

Sin embargo, las condiciones sanitarias que presenta el cultivo de la cocona, son principales factores limitantes para que el cultivo y potencial genético productivo se expresen en toda su capacidad, y en especial el problema de los nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo que en asociación con otros agentes patogénicos y condiciones ambientales adversas, reducen la capacidad productiva del cultivo.

Por este motivo, en el presente trabajo de investigación se busca determinar la población de nemátodos fitopatógenos asociados al cultivo de la cocona en la provincia de Padre Abad, Ucayali, el cual nos permita generar planes de manejo integrado de plagas y enfermedades, que a corto plazo mejorarán la capacidad productiva del cultivo generando mayor utilidad económica para el agricultor.

1.1. OBJETIVOS.

1.1.1. Objetivo general.

- Conocer la identificación y densidad poblacional de nemátodos fitopatógenos asociados al cultivo de la cocona en el sector de previsto, en la provincia de Padre Abad, Ucayali.

1.1.2. Objetivos específicos.

- Identificar los géneros nemátodos fitopatógenos asociados al cultivo de la cocona en Previsto, en la provincia de Padre Abad, Ucayali.

- Determinar la densidad poblacional de los nemátodos fitopatógenos asociados al cultivo de la cocona en Previsto, en la provincia de Padre Abad, Ucayali.

II. REVISIÓN DE LITERATURA.

2.1. ANTECEDENTES DEL PROBLEMA.

Delgado et al. (2011), indican que encontraron 14 insectos y 1 nemátodo fitófago asociado al cultivo de cocona *Solanum sessiliforum* Dunal en la Amazonía peruana durante las evaluaciones llevadas a cabo entre los meses de mayo del 2009 y junio del 2012, siendo *Neoleucinodes elegantalis*, *Epicauta pestífera*, *Chromacris peruviana*, *Corythaica cyathicollis*, los insectos más importantes, y *Melodogyne sp*., la especie de nemátodo fitoparásito de mayor importancia para el cultivo, por los niveles de daño y la prevalencia en las parcelas tradicionales.

García et al. (2015), indica que los cultivos agrícolas son afectados por nemátodos generando pérdidas en su producción y productividad. Los nemátodos fitoparásitos pueden causar agallas, excesivas ramificaciones y lesiones en las raíces de las plantas; mientras que en la parte aérea pueden generar falta de crecimiento, amarillamiento, marchitamiento, necrosis, pudriciones, enrollamiento, distorsiones, bajos rendimientos y pobre calidad de los productos cosechados. El autor realizó la extracción de los nemátodos mediante la técnica de “licuadora-tamizado” y “embudo de Baermann” y “disección de tejido” en las plantas de ají (*C. annuum*), encontrando en la presencia de nemátodos del género *Xiphinema*, en las muestras de raíces, específicamente de las especies *Xiphinema americanum*.

Lara et al. (2016), mencionan que, los nemátodos fitoparásitos representan uno de los principales problemas fitosanitarios en el cultivo de plátano a nivel mundial. En México se han determinado plantas con lesiones y engrosamientos en la raíz del cultivo de plátano, probablemente generados por nemátodos, motivo por el cual, se colectaron raíces en seis plantaciones de los municipios Atzalan y Tlapacoyan durante el mes de abril de 2014, procediendo a identificar los nemátodos de acuerdo a sus características morfológicas y en el caso específico de las especies de *Meloidogyne,* se aplicaron técnicas de marcadores moleculares específicos, determinándose la presencia de los

nemátodos *Helicotylenchus* sp. *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne arenaria*, *Criconema* sp., *Helicotylenchus multicinctus* y *Radopholus similis*, asociados a la sintomatología de lesiones y engrosamiento de raíces observadas en el sistema radicular.

Mosquera (2014), indica que la mayor limitante para su producción de los frutales y hortalizas en zonas de clima frío moderado están representadas por los patógenos y parásitos, siendo los nemátodos fitoparásitos organismos que pueden generar pérdidas de hasta de 100%, por los complejos patológicos que inducen asociados con otros patógenos. El autor estudió a los nemátodos fitoparásitos asociados con tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendtn, lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y zanahoria (*Daucus carota* L.), y la sintomatología que generan, para el cual, se recolectaron muestras de suelo rizosferico y raíces, para procesarlas mediante las técnicas de extracción de Coob y Bird, respectivamente. En zanahoria se identificó *Meloidogyne* y *Helicotylenchus*, y en tomate de árbol y lulo *Meloidogyne, Helicotylenchus* y *Pratylenchus*, con densidades poblaciones altas en los tres géneros de nemátodos, siendo *Meloidogyne* el género de mayor efecto, causando agallas y síntomas correspondientes a complejos patológicos, aunque no existe una información sobre los niveles máximos que indiquen un valor de umbral de daño económico para estos cultivos en la región.

Salazar y Guzman (2013), estudiaron la diversidad y dinámica poblacional de los nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo del tomate en los departamentos de León y Chinandega en Nicaragua, determinándose a los géneros *Meloidogyne* sp., con 739 individuos en 100 g de suelo, *Pratylenchus,* con 555 individuos en 100 g de suelo, *Tylenchorhynchus,* con 386 individuos en 100 g de suelo y *Helicotylenchus,* con 252 individuos en 100 g de suelo, observándose que, los géneros *Meloidogyne* y *Pratylenchus* presentaron un crecimiento poblacional que se ajusta a un modelo matemático lineal (R2=0,98 para ambos géneros), mostrando una correlación positiva y lineal entre las etapas fenológicas del tomate y el incremento del número de nemátodos en el suelo.

2.2. GENERALIDADES DE LA COCONA (*Solanum sessiliflorum* Dunal).

2.2.1. Centro de origen.

Es una especie nativa predominante en ceja de selva y selva alta de América Tropical, distribuida entre los 200 y 1,000 m.s.n.m. y está presente en países como Brasil, Colombia, Perú, Ecuador y Venezuela. En la selva peruana se realiza el cultivo de la cocona en pequeña escala, especialmente en los departamentos de Loreto, San Martín, Ucayali, Huánuco, Junín, Pasco, Ayacucho, Madre de Dios y Amazonas (Carbajal y Balcázar 2002).

2.2.2. Taxonomía.

La cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) se ubica dentro de la familia Solanaceae, la que contiene entre 2000 a 3000 especies con formas arbóreas, arbustivas, epífitas y trepadoras (Heywood 1979). El género *Solanum* presenta aproximadamente 1400 especies, los cuales están presentes en casi todo el mundo, especialmente en los ecosistemas de América Tropical (D´Arcy 1973). *S. sessiliflorum* está filogenéticamente relacionada con la naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.) (Wahlen et al. 1981). La cocona posee 2n = 24 cromosomas, que es comparable con las demás especies de la sección Lasiocarpa y las especies diplodión del género *Solanum* (Brücher 1968).

La cocona muestra mucha variabilidad en cuanto a tamaño, forma, peso, contenido químico, etc. (Pahlen 1977; Silva et al. 1998), la cual es conocida en las localidades donde existe en el Amazonas.

Los indígenas del río Cenepa, en el departamento Amazonas, Perú, usan cuatro etnovariedades tan disímiles entre ellas, que, sin embargo, fueron reconocidas como *S. sessiliflorum* por Schultes y Romero-Castañeda (1962). Los mismos investigadores documentaron la presencia de algunos materiales genéticos, suficientemente distintas como para ser consideradas especies diferentes de *S. sessiliflorum,* y propusieron los nombres *S. alabile* y *S. georgicum*.

S. sessiliflorum var. *georgicum,* determinada por Schultes y Romero-Castañeda (1962) y corroborada por Wahlen et al. (1981), presenta gran importancia, ya que, posiblemente es la progenitora de las etnovariedades de *S. sessiliflorum*, agrupadas en la var. *sessiliflorum*, siendo estas dos variedades totalmente compatibles al cruzarse. *S. sessiliflorum* var. *georgicum*, presenta tronco, ramas y las hojas con espinas, los frutos tienen forma de globos y relativamente pequeños, características que pueden ser anterior a *S. sessiliflorum* var. *sessiliflorum*. La pérdida de espinas y crecimiento en tamaño y cualidades en los frutos son consecuencia de las prácticas de selección hecha por el hombre durante el proceso de domesticación (Heiser 1972).

Solanum sessiliflorum var. *sessiliflorum* es conocida vulgarmente como tupiro, topiro o cocona en los países de lengua española (Pahlen 1977). En Brasil es llamada cocona o tomate de indio (Silva Filho 1994). En países de habla inglesa es conocida como Orinoco apple o peach tomato (Salick 1989).

Carabajal y Balcázar (2002), describen taxonómicamente a la cocona de la siguiente manera:

Reino: Vegetal.
División: Espermatofita.
Sub-división: Angiospermas.
Clase: Dicotiledónea.
Sub-clase: Simpétala.
Orden: Tubiflorales.
Familia: Solanáceae.
Género: Solanum.
Especie: *Solanum sessiliflorum* Dunal.

2.2.3. Morfología.

2.2.3.1. De la planta.

La cocona es una planta arbustiva andromonóica, de crecimiento rápido, pudiendo alcanzar hasta 2 metros de altura, de acuerdo al ecotipo. Presenta una ramificación de distribución irregular, con ramas rectas o arqueadas, con tallos gruesos, semi leñosos, cilíndricos y muy pubescentes, con ramificación abundante, media y escasa, con ramas primarias que varían entre 5 a 6 y el número de ramas secundarias de 3 a 7. Los ecotipos presentan una densidad de pubescencia media y tallo de un color verde; y mayoritariamente no presentan espinas en el tallo (Carbajal y Balcázar 2002). La cocona presenta un tallo cilíndrico, de color grisáceo con abundante pubescencia, ramas duras que ramifican desde el cuello de la planta (Villachica 1996).

2.2.3.2. De la hoja.

Las hojas presentan forma ovaladas en todos los ecotipos, de 42.7 cm a 52.8 cm, de largo y de 37.0 cm a 47.5 cm de ancho, de color verde oscuro en el haz y verde claro en el envés. Presentan hojas simples, alternas y con estípulas; con pubescencia media a abundante en el haz y en el envés, los bordes son lobulados y sinuados con 19 a 29 lóbulos; triangulares e irregulares; el ápice agudo y la base de la lámina es desigual, y los pedúnculos presentan de 10 a 15 cm de largo (Carbajal y Balcázar 2002). La cara superior de la hoja está cubierta de pelos duros y blancuzcos, con algunos estrellados; mientras que en el lado inferior, la pubescencia es suave y estrellada (Villachica 1996).

2.2.3.3. De las flores.

Las flores son completas y perfectas, presentan una inflorescencia cimosa de pedúnculo corto con 5 a 9 flores con una posición subaxilar, pétalo verde claro y un color de sépalo verde oscuro, característica

de todos los ecotipos. La polinización es alógama en un gran porcentaje por acción del viento, insectos y agua (Carbajal y Balcázar 2002). En una misma inflorescencia se pueden desarrollar flores hermafroditas y estaminadas, sin embargo estas flores no muestran diferencias morfológicas entre ellas, salvo por la presencia de un estilete reducido o un ovario rudimentario en las flores estaminadas, y dentro de los racimos, se observa la apertura de una a dos flores por día (Villachica 1996).

Las flores presentan longitudes de 20.74 mm a 24.41 mm, siendo su diámetro de 26.06 a 39.36 mm, la longitud del pedúnculo oscila entre 6.10 mm y 8.02 mm y su diámetro entre 2.14 mm y 3.20 mm (Carbajal y Balcázar 2002).

2.2.3.4. De los frutos.

Los frutos son bayas las cuales presenta formas esferoide, amarañonado, cilíndrico, ovalada, oblata, redondeada, hasta cilíndrica – cónica, asimismo, tanto el tamaño y peso varían de acuerdo al ecotipo. Los frutos a la madurez, muestran colores amarillo pálido, anaranjado manchado o rojo; la pulpa presenta consistencia acuosa o con una firmeza intermedia, de color amarillo a amarillo claro, de agradable aroma y ligeramente ácida. Los frutos presentan longitudes de entre 52.18 mm y 83.97 mm y su diámetro con 49.94 mm y 77.85 mm, el número de lóbulos de 4 a 5, el grosor de pulpa oscila entre 4.94 mm y 12.12 mm el peso de pulpa en los frutos presenta rangos entre 33.60 g y 184.73 g (Carbajal y Balcázar 2002). Las cuatro celdas que componen al fruto, se encuentran llenas de semillas las cuales están envueltas en un mucílago claro, similar al tomate (Villachica 1996).

2.2.3.5. De la semilla.

Las semillas son numerosas, de tamaño pequeño, de forma redonda, globular, reniforme, oblata, de 1.89 a 2.76 mm de largo y un diámetro de 2.40 a 3.06 mm, se encuentra envuelta en un mucílago transparente, de sabor ácido y aroma agradable; agrupadas de la misma forma que el tomate

desarrollándose desde 1367 a 2491 semillas por fruto con un peso total de entre 1.69 g y 3.61 g, con un peso de 100 semillas entre 0.1016 y 0.1693 g (Carbajal y Balcázar 2002). Las semillas constituyen el 10.94% del peso del fruto (Villachica 1996).

Balcázar (2011), recomienda que para el almacenamiento de la semilla se debe secarlas y colocarlas en sobres de papel y bolsas de plástico, para guardarlas por un periodo no mayor de dos años, a 4 ºC y 45% de humedad.

2.2.4. Condiciones agroclimáticas.

2.2.4.1. Clima.

La cocona tuvo su origen en el Amazonas occidental y, por lo tanto, está adaptada al clima tropical. Sin embargo, la cocona puede adaptarse a otros climas, ya que fue domesticada y distribuida por los pueblos indígenas del noroeste de América del Sur (Fernández 1998).

2.2.4.2. Altitud.

La cocona se cultiva en altitudes que varían desde el nivel del mar hasta 1500 msnm (Villachica 1996; Silva y Machado 1997). Sin embargo, a altitudes superiores a los 1000 msnm su producción disminuye, y a los 1500 msnm no se observa producción económicamente significativa (Fernández 1998).

Asimismo, a medida que el cultivo se aleja del Ecuador, la altitud máxima para la producción económica se reduce, sin embargo, estas afirmaciones presentan escasa información bibliográfica (Fernández 1998).

2.2.4.3. Suelo.

La cocona crece en gran parte de los suelos del

Amazonas, desde los latosoles y los podzólicos ácidos y de baja fertilidad, con texturas desde arenosa a arcillosa, del suelo duro, hasta los gleis húmicos, neutros y de alta fertilidad, con texturas desde limo-arenosa a limo-arcillosa, de la llanura (Villachica 1996; Silva y Machado, 1997). Sin embargo, no crece muy bien en suelos inundados. La cocona produce mejor en suelos ricos en nutrientes (Fernández 1998).

2.2.5. Fenología.

Balcázar (2011), afirma que la cocona presenta tres fases fenológicas los cuales son: fase vegetativa (135 días), reproductiva (155 días a más) y de maduración o cosecha (232 días), observándose las siguientes etapas:

Emergencia: Se manifiesta cuando la raíz principal crece hacia abajo y el cotiledón se elonga ocurriendo en la primera semana con semilla fresca, demoran entre 15 a 18 días (Balcázar 2011).

Primera hoja verdadera: La aparición de la primera hoja verdadera que representa la típica hoja de cocona lobulada, ocurre después de las hojas cotiledonales en un promedio de 52 días a 65 días según el ecotipo. Simultáneamente se inicia el crecimiento de las raíces (Balcázar 2011).

Ramificación: Esta fase se caracteriza porque el tallo principal se bifurca y empiezan a emitirse las ramas laterales, que a la vez emiten ramas secundarias, ocurriendo entre un promedio de 144 días. Esto debido a que la planta se dispone para la floración y posterior fructificación (Balcázar 2011).

Floración: Se caracteriza por la aparición de los botones florales y posterior apertura de las flores, las mismas que se encuentran insertadas en las ramas secundarias y tallos de la planta, ocurre entre los 117 días hasta los 155 días, esto debido a que la temperatura de la zona acelera la apertura de las flores (Balcázar 2011).

Fructificación: En esta fase aparecen los primeros frutos provistos

de aristas y de abundante vellosidad, los mismos que aparecen entre un promedio de 127 días a 157 días, según el ecotipo, notándose diferencias durante el desarrollo del fruto (Balcázar 2011).

Maduración: Esta fase se define por la aparición de manchas amarillas o tonalidades anaranjadas, dependiendo de la variedad observándose entre los 219 días y los 238 días según la variedad (Balcázar 2011).

2.2.6. Cosecha.

Es una labor que se realiza en forma manual directamente de las ramas cuando los frutos alcanzan su madurez fisiológica, momento en que se nota un cambio de coloración del fruto que indica el inicio de la maduración, la extracción de frutos se hace con la ayuda de una tijera de podar debido a la pubescencia de los tallos, hojas y frutos (Carbajal y Balcázar 2002).

La cosecha empieza a los 5 o 6 meses del trasplante y continúa cada 15 días, durante 6 meses en que termina la mejor producción (Carbajal y Balcázar 2002).

Cosechar los frutos es molestoso por lo que se recomienda, tomar precauciones de protección a la vista y el uso de una vestimenta con manga larga para evitar el roce directo de los tallos y hojas con la piel debido a la pubescencia puede ocasionar irritación en la vista y molestias en la piel; los frutos deben colocarse en cajones para su traslado y evitar que se golpeen si es que están maduros totalmente; si éstos están iniciando su maduración pueden trasladarse en costales pero con cuidado (Carbajal y Balcázar 2002).

El cultivo presenta registros de producción de 7 variedades en Iquitos, en la cual señalan 62,700 - 187,850 frutos por ha en monocultivo que totalizan rendimientos de 6 - a 16.7 t/ha. En Manaus 12 variedades en promedio produjeron de 24 a 105 t/ha en variedades silvestres la producción por planta es de 2 - 24 kg (Carbajal y Balcázar 2002).

2.3. LOS NEMÁTODOS FITOPARÁSITOS.

2.3.1. Morfología.

Los nematodos fitoparásitos están presentes en campos de cultivo afectando el crecimiento y la producción de cultivos, en los cuales constituye un factor sanitario limitante con alta significancia para la agricultura tradicional, de difícil control (Peña y Páez 2005).

Según Guzmán et al. (2012), la palabra nematodo, proviene de los vocablos griegos *nema* que significa “hilo” y *eidés* u *oidos*, que significan “con aspecto de”, por consiguiente se entiende como animales filiformes, con cuerpo no segmentado y más o menos transparentes, cubiertos de una cutícula hialina, la cual muestra estrías u otras marcas; transversalmente redondeados, con boca, y sin extremidades u otros apéndices.

Los nemátodos están presentes en casi todos los hábitats, muestran comportamiento acuático y presentan tamaños de 300 a 1000 µm de largo y 15 a 35 µm de ancho, motivo por el cual no pueden ser vistas a simple vista, requiriéndose equipos como microscopio o estereoscopio para su observación (Luc et al. 2005; Perry y Moens 2006, citados por Guzmán et al. 2012).

Los nemátodos fitoparásitos, se caracterizan por presentar en la región anterior, un estilete hueco (estomatoestilete u odontoestilete) o lanza, pero hay algunos con estilete sólido modificado (onquioestilete), los cuales son utilizados para perforar o penetrar las células de las plantas y absorber los contenidos celulares generando destrucción de tejidos en los cultivos (Guzmán et al. 2012).

2.3.2. Anatomía.

La cavidad del cuerpo contiene un líquido por el cual el nematodo efectúa los procesos de circulación y respiración. El sistema digestivo es un

tubo hueco que se inicia en la boca, pasa por el esófago, continua hacia el intestino, el recto y finaliza en el ano. La boca, a menudo presenta seis labios y la característica de todo nematodo fitopatógeno es la presencia de un estilete hueco o lanza, el cual el nematodo lo usa para perforar las células vegetales (Talavera 2003).

Los nemátodos presentan un sistema reproductor bien desarrollado, las hembras tienen uno o dos ovarios seguidos de un oviducto y un útero que termina en la vulva, y los machos presentan un testículo, una vesícula seminal y termina en un orificio común con el intestino, y un par de espículas copulatorias sobresalientes. La reproducción de los nemátodos se efectúa por medio de huevecillos y puede ser sexual, hermafrodita o partenogénica (Agrios 2005).

2.3.3. Ciclo de vida.

La mayoría de los nemátodos fitopatógenos presentan ciclos de vida bastante semejante, iniciándose con los huevecillos, los cuales se incuban y se desarrollan en larvas, cuya apariencia y estructura es comúnmente similar a la de los nemátodos adultos, estas larvas aumentan de tamaño mediante una muda. Comúnmente, los nemátodos muestran cuatro etapas larvarias y la primera muda a menudo se produce dentro del huevecillo. En la cuarta etapa larvaria se genera la diferenciación en hembras y machos adultos y es en esta etapa adulta en la que la hembra puede producir huevecillos fértiles, una vez que se ha apareado con un macho o, en ausencia de machos, partenogenéticamente, o bien produce esperma por sí misma (hermafroditismo) (Talavera 2003).

El ciclo de vida de los nemátodos, desde la etapa de huevecillo a otra igual se da en un lapso de tres o cuatro semanas bajo condiciones ambientales óptimas, siendo la temperatura determinante, pudiendo alargarse el ciclo biológico a temperaturas frías. En algunas especies de nemátodos, la primera o segunda etapa larvaria no son infectivas para las plantas, y en estas etapas, los nemátodos se alimentan de los nutrientes contenidos en los

huevecillos. En las etapas infectivas para la planta, los nemátodos requieren un hospedante susceptible para alimentarse, ya que la ausencia de hospedantes apropiados ocasiona la muerte de los individuos de ciertas especies al cabo de unos cuantos meses, sin embargo, algunas especies pueden desecarse y momificarse, permaneciendo en estado de reposo o conservación, al igual que los huevecillos, los cuales pueden permanecer en el suelo en estado de reposo durante varios años (Agrios 2005).

2.3.4. Daños causados.

Se conocen 4,105 especies de nemátodos fitoparásitos, los cuales causan pérdidas anuales entre 11 y 14% de la producción en cultivos de importancia económica como leguminosas, granos, banano, yuca, coco, remolacha azucarera, caña de azúcar, papa, hortalizas y varios frutales, equivalentes a 80 billones de USD por año (Agrios 2005).

Piedra (2015), indica que los nemátodos fitoparásitos reducen la producción agrícola aproximadamente en un 14%.

Los nemátodos generan un daño mecánico directo, probablemente, causados por la secreción de saliva introducida en los tejidos de las plantas durante el proceso de alimentación. Los nemátodos perforan la pared celular con la ayuda de su estilete e introducen saliva dentro del citoplasma, para luego succionar los contenidos celulares (Agrios 2005).

El proceso de alimentación de los nemátodos genera una reacción en las células de las plantas afectadas, que conlleva a la muerte o debilitamiento de los tejidos que constituyen las raíces y yemas, traduciéndose en síntomas como la formación de lesiones y rompimiento de tejidos, abultamientos, agallas, arrugamiento y deformación en tallos y hojas. Algunos de estos síntomas son generados por la descomposición del tejido afectado por las enzimas de alimentación del nemátodo, los cuales causan la desintegración de la célula y muerte del tejido (Arauz 1998). Otros síntomas observados son el alargamiento anormal de la célula (hipertrofia), por supresión de la división

celular, o por la estimulación de proceso de división celular de una manera descontrolada, que concluye en la formación de agallas (hiperplasia) o de un gran número de raíces laterales cerca de los sitios de infección (escoba de bruja).

Las especies de nemátodos que se alimentan de las raíces, generarán una disminución en la capacidad de las plantas para absorber agua y nutrientes del suelo, lo cual se traduce en síntomas de deficiencia de agua y nutrientes que pueden observarse en los órganos aéreos. En algunos casos, los nemátodos afectan negativamente la fisiología total de las plantas, y genera puntos de ingreso para otros organismos patógenos (hongos, bacterias y virus), especialmente los que se encuentran en el suelo. Los daños mecánicos causados en los tejidos radiculares pueden adquirir importancia cuando las poblaciones de estos nemátodos patógenos son muy grandes (Talavera 2003).

2.3.5. Tipos de alimentación en nemátodos fitopatógenos.

Según la APS (2014), indica que la mayoría de los nemátodos parásitos de plantas, afectan el sistema radícula y se encuentran en el suelo, pero algunas especies de nemátodos se alimentan principalmente de tejidos aéreos.

2.3.5.1. Los ectoparásitos.

Los nemátodos ectoparásitos permanecen fuera de la planta y utilizan su estilete para alimentarse a partir de las células superficiales de las raíces, de esta manera este tipo de nemátodos pueden alimentarse de numerosas plantas, ya que pueden cambiar de hospedero con facilidad, pero, su desplazamiento los hace muy susceptibles a las fluctuaciones ambientales y depredadores. Los nemátodos ectoparásitos pueden presentar estiletes extremadamente largos, que les permiten perforar y tomar nutrientes de células más profundas de la raíz, ricos en nutrientes (APS 2014).

Generalmente, los ectoparásitos viven en el suelo sin penetrar dentro de las raíces, son de mayor tamaño y poseen estiletes más largos que los endoparásitos, con el fin de facilitar su alimentación. Los nemátodos ectoparásitos se diferencian en ectoparásitos migratorios y sedentarios, siendo los ectoparásitos migratorios los que se caracterizan por tener un estilete generalmente largo, depositan sus huevecillos individualmente en el suelo, se alimentan de células corticales de la raíz y todos los estados de desarrollo de su ciclo biológico son parásitos y dentro de los géneros más importantes se puede mencionar a *Longidorus, Trichodorus, Paratrichodorus, Belonolaimus, Xiphinema, Paratylenchus*, entre otros. Los ectoparásitos sedentarios, tienen un cuerpo generalmente grueso y en forma de salchicha, se alimentan por largo tiempo de una célula, y dentro de los géneros más importantes se menciona a *Criconemella* y *Criconema* (Godoy et al. 2005).

2.3.5.2. Semi-endoparásitos.

Los nemátodos semi-endoparásitos son capaces de penetrar parcialmente la planta en algún momento de su ciclo de vida, generalmente, la cabeza del nemátodo penetra en la raíz y le permite formar una célula de alimentación permanente. Estos nemátodos se hinchan y no se mueven una vez que se convierten en endoparásitos, perdiendo su motilidad y por ende, arriesgándose a la muerte si su planta huésped muere, sin embargo, se benefician de la formación de un sitio de alimentación permanente, lo que aumenta su absorción de nutrientes y la capacidad reproductiva (APS 2014).

2.3.5.3. Endoparásitos migratorios.

Los nemátodos endoparásitos migratorios se desplazan entre los tejidos radicales o células vegetales de las cuales se alimentan, causando necrosis masivas en los tejidos de la planta. Este tipo de nemátodos se alimentan chupando el citoplasma de células vegetales utilizando su estilete, finalmente la célula muere, creciendo la lesión. Este tipo de nemátodos se alimentan, mudan y se reproducen principalmente dentro del tejido de la planta. Todas las etapas de desarrollo son móviles y capaces de alimentarse de la

planta y pueden moverse en el suelo en busca de nuevas raíces para invadir. Debido a que estos nemátodos generan heridas extensas en la raíz de la planta, se pueden desarrollar infecciones secundarias por bacterias y hongos fitopatógenos, generando un mayor daño en el sistema radicular de la planta (APS 2014).

2.3.5.4. Endoparásitos sedentarios.

Los nemátodos endoparásitos sedentarios, son considerados los más destructivos, en los cuales el estadio J2 invade la planta cerca de la punta de la raíz y migra a través del tejido a las células vasculares, integrándose en la raíz durante sus etapas iniciales de desarrollo. Los nemátodos J2 inyectan secreciones en las células vegetales y alrededor de ellas con el objetivo de estimular la formación de células grandes de alimentación (células nodrizas), convirtiéndose rápidamente en nemátodos sedentarios, atrofiándose sus músculos somáticos. Los juveniles ubicados en el tejido vegetal, se alimentan, agrandar y mudan tres veces hasta la etapa adulta. Las células grandes o de alimentación (células nodrizas) formadas por estos nemátodos en el tejido vascular de la planta presentan alta susceptibilidad al estrés hídrico. Los nemátodos más representativos de este grupo son los nemátodos del quiste (*Heterodera* y *Globodera*) y los nemátodos de la raíz (*Meloidogyne*) (APS 2014).

Los machos carecen de aparato digestivo funcional. Otros géneros representativos de este grupo son: *Nacobbus, Punctodera* y *Cactodera* (Zapata et al. 2011, citado por Rocha 2018).

2.3.5.5. Nemátodos foliares.

Nemátodos foliares adultos emigran en películas de agua a las hojas de la planta huésped y penetran a través de orificios naturales (estomas). Una vez en las hojas los nemátodos migran, alimentándose destructivamente, realizando la muda y poniendo huevos. La actividad de alimentación de este tipo de nemátodos provoca clorosis y necrosis de la hoja,

hasta causar la muerte del tejido. Los nemátodos son capaces de moverse de hoja en hoja si existen una película de agua o condiciones ambientales adecuadas, llegando a dañar seriamente una planta. En condiciones de invierno, los nemátodos adultos persisten en las hojas muertas hasta que surjan las condiciones ambientales favorables, pueden moverse o ser movidas por el aire como agente de dispersión para que estos nemátodos puedan alcanzar nuevas plantas hospederas (APS 2014).

Los nemátodos foliares se alimentan principalmente de la epidermis de hojas jóvenes, tallos y primordios florales. La mayoría de estos nemátodos se puede encontrar atacando el follaje, como es el caso de los géneros Anguina, *Aphelenchoides* y *Ditylenchus*, pero también pueden encontrarse en el suelo y las raíces y poseen un estilete moderadamente fuerte, como es el caso de los géneros *Aphelenchoides, Bursaphelenchus* y *Ditylenchus* (Godoy et al. 2005).

Cuadro 1. Síntomas primarios ocasionados por nemátodos que atacan el sistema radical en algunos cultivos.

Síntomas	Cultivo	Nemátodo
Excesiva ramificación de raíces secundarias	Plátano (*Musa AAB*)	*Radopholus similis*
Nudos o agallas	Melón (*Cucumis melo*)	*Meloidogyne spp.*
Lesiones necróticas longitudinales externas	Plátano (Musa AAB)	*Radopholus similis*
Raíces abultadas (inflamadas) y rendondeadas	Café (*Coffea arabica*)	*Meloidogyne spp.*
Raíces con acumulación anormal de partículas de suelo y residuos de raíces	Guayaba (*Psidum guajava*)	*Meloidogyne spp.*
Supresión del crecimiento de raíces	Tomate (*Solanum lycopersicum*)	*Meloidogyne spp.*
Formación de quistes de color blanco, amarillo o castaño oscuro	Soya (*Glycine max*)	*Heterodera glycine*
Pudrición de raíces	Plátano (*Musa AAB*)	*Radopholus similis*
Formación de costras o verrugas en raíces	Guayaba (*Psidum guajava*)	*Meloidogyne spp.*
Raíces de color violeta	Plátano (*Musa AAB*)	*Helicotylenchus spp.*
Hiperplasia de raíces	Tomate (*Solanum lycopersicum*)	*Meloidogyne spp.*

Fuente: Adaptado de Volcy (1997); Agrios (2005) y Guzmán et al. (2012).

Cuadro 2. Síntomas secundarios o de la parte aérea, ocasionados por nematodos que atacan el sistema radical.

Síntoma	Cultivo	Nematodo
Reducción del crecimiento (enanismo)	Plátano	Radopholus similis
	Guayabo	Meloidogyne spp.
Amarillamiento del follaje (clorosis), similar a síntomas de deficiencias nutricionales	Melón	Meloidogyne spp.
	Pitaya	Helicotylenchus dihystera
	Piña	Pratylenchus spp.
Marchitamiento o flacidez de hojas	Tomate	Meloidogyne spp.
Muerte prematura de plantas	Frijol	Meloidogyne spp.
Disminución en el número de hojas y muerte progresiva de la planta	Plátano	Radopholus similis
Reducción de la vida útil del cultivo y como consecuencia, disminución del rendimiento y calidad del producto cosechado.		

Fuente: Adaptado de Guzmán et al. (2012).

Cuadro 3. Síntomas y cultivos susceptibles a los principales nemátodos fitopatógenos.

Nematodo	Síntoma	Cultivo
Meloidogyne	Agallas en raíces. Debilitamiento general de la planta.	Hortícolas, cereales, frutales, ornamentales.
Pratylenchus	Lesiones y destrucción de raíces. Debilitamiento general de la planta.	Hortícolas, cereales, frutales, ornamentales.
Globodera Heterodera	Cuentas de collar en raíces. Debilitamiento general de la planta.	Papa, tabaco, remolacha, leguminosas, cereales.
Ditylenchus	Distoriciones en hojas y bulbos. Decoloración de los bulbos.	Cebolla, ajos, otros bulbos.
Tylenchulus semipenetrans	Deterioro radicular. Debilitamiento general de la planta.	Cítricos y uva.
Xiphinema Longidorus	Engrosamiento y necrosis radicular. Debilitamiento general de la planta. Transmisión de virus.	Cultivos perennes
Trihodorus Paratrichodorus	Engrosamiento y necrosis radicular. Debilitamiento general de la planta. Transmisión de virus.	Numerosos cultivos

Fuente: Talavera (2003).

2.3.5.6. Ecología y distribución de nemátodos fitopatógenos.

La mayoría de los nemátodos fitopatógenos viven parte de su vida libremente en el suelo, alimentándose de las raíces y tallos subterráneos de las plantas, generando sus ciclos biológicos en el suelo o gran parte de ello en el suelo (Talavera 2003).

La temperatura, humedad y aireación del suelo afectan a la supervivencia y al movimiento de los nemátodos en el suelo, los cuales se encuentran en mayor cantidad de población en la capa de suelo comprendida entre los 0 y 15 cm de profundidad, especialmente en la región radical de la planta hospedante, estimulados por presencia de tejido vegetal que viene a ser la fuente de alimento de los nemátodos (Agrios 2005).

Según Agrios (2005); Arauz (1998) y Rivera (2007), los nemátodos se distribuyen en el suelo muy lentamente, recorriendo no más de un metro de distancia. Los nemátodos se desplazan con mayor rapidez cuando los poros de este están llenos de una película delgada de agua, sin embargo, la maquinaria agrícola, la irrigación, el agua inundada o de drenaje, las patas de los animales entre otros, distribuyen a los nematodos en áreas locales, mientras que a grandes distancias los nematodos pueden distribuirse principalmente por los productos agrícolas y las plantas de los viveros.

Los nemátodos patógenos pueden ser ectoparásitos, cuando no penetran en los tejidos de la raíz, alimentándose únicamente de las células que se localizan cerca de la superficie de la raíz, o pueden ser endoparásitos, cuando penetran dentro del tejido del hospedante y se alimentan de él. Ambos grupos pueden ser migratorios, viviendo libremente en el suelo y alimentándose de las plantas sin que se fijen a ellas, o moviéndose dentro de la planta, o bien sedentarios, penetrando la raíz y permaneciendo fija dentro de ella (Volcy 1997).

2.3.6. Límites de tolerancia y umbrales económicos en algunos cultivos, causados por nemátodos Fitopatógenos.

Tanto el límite de tolerancia como el umbral económico, son aspectos muy importantes en el estudio del efecto de los nemátodos fitopatógenos sobre los cultivos, los cuales dependen de las condiciones agronómicas y ambientales locales, motivo por el cual, para lograr el éxito de un sistema predictivo, estará supeditado a la existencia de datos estadísticos locales sobre las pérdidas causadas por estos patógenos. Es importante contar con tablas referenciales que muestren los límites de tolerancia y umbrales económicos de daño, expresados en nemátodos o huevos por 100 gramos de suelo, para diferentes cultivos y nemátodos. Los valores consignados en la siguiente tabla, están basados en diversas publicaciones con datos sobre umbrales de daño en zonas de clima mediterráneo (Talavera 2003).

Cuadro 4. Límites de tolerancia y umbrales económicos en algunos cultivos, causados por nemátodos Fitopatógenos.

Cultivo	Nemátodo	Límite de tolerancia	Umbral económico
Avena	*Ditylenchus dipsaci*	1	25
Cítricos	*Tylenchulus semipenetrans*	10	100
Coles	*Meloidogyne spp.*	1	5
Coles	*Pratylenchus spp.*	20	100
Cucurbitáceas	*Meloidogyne spp.*	2	50
Fresa	*Meloidogyne spp.*	1	2
Fresa	*Pratylenchus spp.*	2	5
Frutales hueso	*Meloidogyne spp.*	10	200
Frutales hueso	*Pratylenchus spp.*	10	300
Maíz	*Meloidogyne spp.*	10	100
Maíz	*Pratylenchus spp.*	40	100
Patata	*Meloidogyne spp.*	10	100
Patata	*Globodera rostochiensis*	50	1500
Patata	*Globodera pallida*	10	300
Tabaco	*Meloidogyne spp.*	1	40
Tabaco	*Pratylenchus spp.*	2	50
Tomate	*Meloidogyne spp.*	2	20
Tomate	*Pratylenchus spp.*	10	100
Trigo	*Heterodera avenae*	250	1000
Trigo	*Pratylenchus thornei*	1000	3000
Trigo	*Pratylenchus neglectus*	500	2000
Viña	*Meloidogyne spp.*	20	200
Viña	*Pratylenchus spp.*	20	300
Viña	*Tylenchulus semipenetrans*	50	400
Viña	*Xiphinema spp.*	1	4
Zanahoria	*Meloidogyne spp.*	1	10

Fuente: Talavera (2003). “Manual de nematología agrícola”. Valores orientativos de los límites de tolerancia y umbrales económicos para algunos cultivos y nemátodos fitopatógenos. Niveles de nemátodos por 100 g de suelo en el momento de la siembra.

2.4. NEMÁTODOS EN LA COCONA.

Los nemátodos fitoparásitos producen agallas irregulares y se desarrollan en todo el sistema radicular. Cuando las agallas se desarrollan en la punta de la raíz, esta detiene su crecimiento (Carvajal y Balcázar 2002).

Los huevos de los nemátodos sobreviven entre campañas, depositados en el suelo, infectando las raíces de plantas sensibles. Por ese motivo se sugiere aplicaciones de Furandan a una dosis de 20-30 g/m^3 mezclado con el sustrato para la producción de plantones o al trasplante en campo definitivo, realizando aplicaciones sucesivas si es un ataque severo, ya que, en todas las plantas de cocona, los nemátodos fitoparásitos retrasan su crecimiento y si el ataque es severo, las plantas no llegan al período de producción (Carvajal y Balcázar 2002).

Delgado et al. (2011), afirma que, entre los principales fitófagos de la cocona *Solanum sessiliforum* Dunal en la Amazonía peruana, se encuentra *Melodogyne* sp., el que corresponde al nematodo de mayor importancia para el cultivo, por los niveles de daño y la frecuencia con que se presentan en las parcelas tradicionales, generando agallas características en las raíces y cuello de la planta, interfiriendo la absorción del agua y el transporte de nutrientes, lo que conlleva a la falta de crecimiento, marchites de la planta, baja producción.

III. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1. UBICACIÓN Y DURACIÓN DEL EXPERIMENTO.

La toma de muestras nematológicas y evaluaciones de campo, se realizaron en el sector de Previsto, en los sub sectores de Inca Garcilaso de la Vega e Hidayacu, como se muestra en el siguiente mapa.



Figura 1. Mapa de ubicación de los sectores evaluados.

Los análisis nematológicos se realizaron en el Laboratorio de Fitopatología de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional de Ucayali, ubicado en el Km 6.00 de la Carretera Federico Basadre, interior 0.5 kilómetros. Geográficamente, el Laboratorio de Fitopatología está situado a 08º23'39.6'' de latitud sur y 74º34'39.8'' de longitud oeste, a 154 msnm.

El trabajo de investigación se desarrolló entre la primera semana de mayo del 2017 y la última semana de agosto del 2017, teniendo una duración de 120 días.

3.2. ECOLOGÍA Y CLIMA.

Según el sistema “Holdrige”, el Valle del Aguaytía; se clasifica como “bosque húmedo tropical” y según la clasificación de los bosques amazónicos pertenece al ecosistema “bosque tropical semi-siempre verde estacional” (Cochrane 1992).

Las condiciones climáticas promedio según el (SENAMI - Aguaytía, 2005) para el sector de Aguaytía son:

- Temperatura máxima anual: 36.5 ºC
- Temperatura mínima anual: 17.4 ºC
- Temperatura media: 26.9 ºC

Asimismo, la precipitación total por año en este sector es de 1773 mm^3/año.

El cuadro 5, nos muestra los datos de condiciones climáticas durante los meses de mayo a agosto del 2017.

Cuadro 5. Datos de condiciones climáticas de los meses de mayo a agosto del 2017. Aguaytía, Perú, 2018.

Meses	T máx.	T min.	T media	H.R. (%)	P. pluvial (mm)
Mayo	30.2	21.7	25.9	90	322.3
Agosto	31.5	21.3	26.4	84.7	173.5

Fuente: Estación meteorológica - Boquerón - Universidad Nacional de Ucayali.

En los meses de mayo a agosto, se observó una temperatura máxima que osciló entre 30.2 °C a 31.5 °C, y una media entre 25.9 °C a 26.4 °C una humedad relativa que osciló entre 84.7 a 90.0 y una precipitación pluvial que mostró variación siendo el mes de mayo, el que mostró mayor precipitación en comparación al mes de agosto, como se muestra en la siguiente figura.

Aguaytía tiene un clima tropical con precipitaciones durante todo el año, hasta el mes más seco aún tiene mucha precipitación. De acuerdo con Köppen

y Geiger este clima se clasifica como Af. La temperatura media anual en Aguaytía se encuentra a 25.9 °C. La precipitación es de 5011 mm al año. El mes más seco es agosto, con 150 mm, mientras que la caída media es 600 mm, enero el mes en el que tiene las mayores precipitaciones del año.

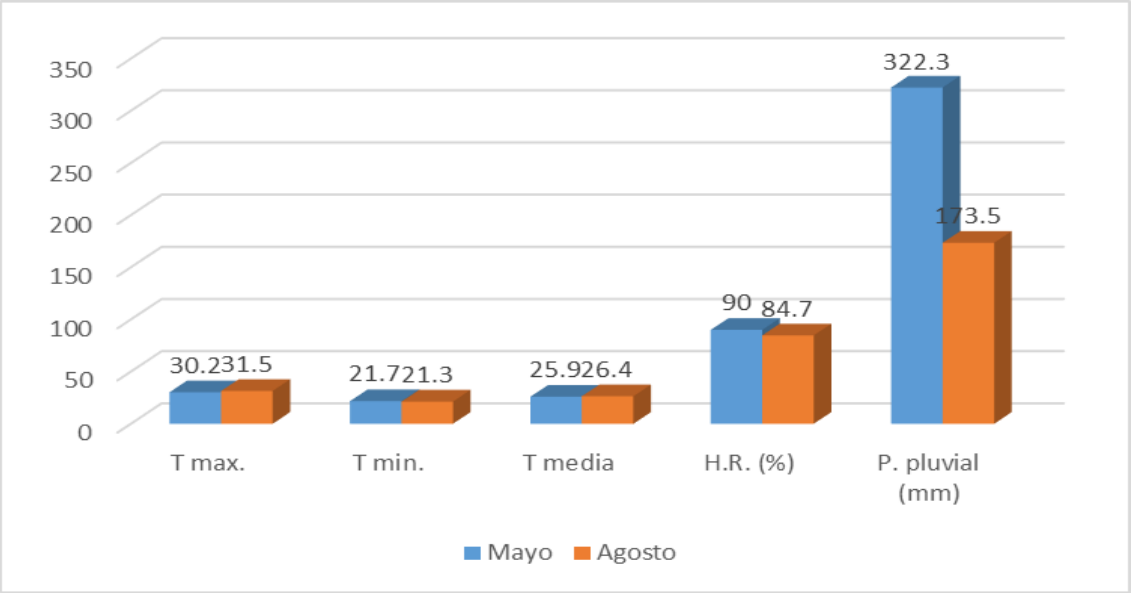


Figura 2. Datos de condiciones climáticas de los meses de mayo a agosto del 2017. Aguaytía, Perú, 2018.

3.3. CONDICIONES DE SUELO.

Se realizaron los análisis de suelo del sector en estudio, obteniéndose los siguientes resultados:

Cuadro 6. Análisis de suelo de las parcelas donde se encuentran las parcelas experimentales.

Muestra	01
Sector	Previsto
DETERMINACIONES	
Profundidad (cm)	20
pH (Suelo / agua; 1 : 2.5)	5.32
Materia Orgánica (%)	2.65
Nitrógeno Total (%)	0.12
Fósforo Disponible (ppm P)	13.19
Potasio Disponible (ppm K)	0.32
Clase textural	Franco limoso
% de Arena	25.52
% de Limo	36.56
% de Arcilla	37.92
Clase textural	Franco arcilloso
Densidad aparente	1.29
C.I.C Cmol(+)/kg de suelo	6.42
Ca ++ Cmol(+)/kg de suelo	3.44
Mg ++ Cmol(+)/kg de suelo	0.65
K+ Cmol(+)/kg de suelo	0.32
% Saturación de Al	31.18

Fuente: Laboratorio de Suelos, Plantas y Abonos del INIA - Estación Experimental Agraria de Pucallpa.

3.4. MATERIALES.

3.4.1. Material vegetativo.

El material vegetativo utilizado fue la plantación de cocona.

3.4.2. Toma de muestra y evaluaciones de campo.

Se utilizó lo siguiente: balde de 5 litros, barreta muestreadora de suelos, bolsas de plástico de 2 kg, wincha de 5 metros, balanza gramera digital, Vernier y libreta de campo.

3.4.3. Análisis nematológico.

Para el análisis nematológico se emplearon: tamices de diferentes aberturas/cm^2, centrifuga, tubos de ensayo, gradillas, porta y cubre objetos, esteroscopios, microscopios, azul de metileno, safranina y azúcar blanca.

3.4.4. De escritorio.

Los materiales de escritorio empleados fueron: lapiceros, papel bond, fólder, cámara fotográfica, memoria USB y formatos de evaluación.

3.5. PARCELAS ESTUDIADAS.

Las parcelas estudiadas fueron los siguientes:

Cuadro 7. Parcelas estudiadas.

Parcela	Sector	Extensión de la parcela estudiada	Repeticiones
01	Previsto sector Inca Garcilaso De La Vega	1 ha	3
02	Previsto sector Hidayacu	1 ha	3
03	Previsto sector Hidayacu	1 ha	3

Fuente: Elaboración Propia.

3.6. VARIABLES A MEDIR.

3.6.1. Número de especies de nematodos.

Realizado los procedimientos de aislamiento de nematodos, con la ayuda de un microscopio estereoscópico, se procedió a identificar los nematodos fitopatógenos presentes en las muestras. Para dicho proceso se utilizó claves taxonómicas de identificación de nematodos fitoparásitos.

3.6.2. Número de individuos de nemátodos.

Realizado los procedimientos de aislamiento de nemátodos, con la ayuda de un microscopio estereoscópico, y con la ayuda de una placa petri cuadriculada, se procedió a realizar el conteo de nemátodos por género.

3.6.3. Porcentaje de órganos afectados.

Se procedió a extraer 200 gramos de raíz de 15 plantas por repetición por parcela, en el mismo momento de la extracción de la muestra con la barreta muestreadora, elegidas al azar, para evaluar la presencia de síntomas característicos de ataque de nemátodos fitoparásitos (agallas, nódulos, lesiones, entre otros), y se procedió a determinar el porcentaje de tejido afectado y el grado de severidad del tejido afectado por planta.

3.7. DEL TRABAJO EXPERIMENTAL.

El presente trabajo de investigación se desarrolló de la siguiente manera:

3.7.1. Selección de parcelas de evaluación.

Se procedió a seleccionar tres parcelas de cocona de productores pertenecientes al sector de Previsto, como se muestran en el siguiente cuadro:

Cuadro 8. Descripción de las parcelas de cocona estudiadas.

Parcela	Sector	Propietario	Extensión de la parcela	Estado fenológico	Edad del cultivo
01	Previsto sector Inca Garcilaso De La Vega	Rolando Encarnación Sinosain	2 ha	Inicio de producción	6 meses
02	Previsto sector Hidayacu	Maximiliana Retis Tancimes	2 ha	Floración	4 meses
03	Previsto sector Hidayacu	Pepe Pimentel Adrián	2 ha	Crecimiento	2 meses

Fuente: Propia.

Se procedió a georeferenciar las parcelas a evaluar, con la ayuda de un equipo GPS.

Se anotaron los puntos de georeferenciación en la libreta de apuntes correspondientes, los cuales se muestran en el siguiente cuadro:

Cuadro 9. Coordenadas UTM de las parcelas estudiadas.

Parcela	Coordenadas UTM		Altitud
	N	E	
01	418200N	8997245E	578 msnm.
02	421892N	8996113E	510 msnm.
03	422319N	8996131E	489 msnm.

Fuente: Propia.

3.8. MUESTREO NEMATOLÓGICO.

Se dividió la parcela (1 ha) en cuatro bloques uniformes en pendiente (laderas, pampas, hoyadas), textura (arcillosos, franco, arenoso), estructura, color de suelo, drenaje y cultivo anterior.

Se tomó muestras compuestas y representativas formadas por submuestras de 50 plantas diferentes, esto se hizo siguiendo un recorrido en zigzag.

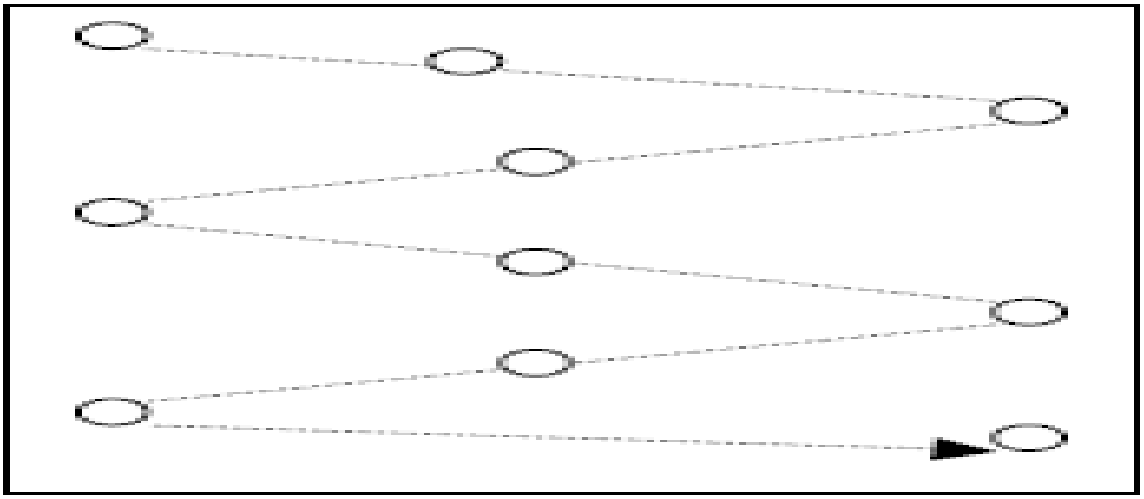


Figura 3. Toma de muestras nematológicas en zigzag dentro de una ha de cultivo de cocona.

Se quitó la capa superficial y con la ayuda de un tubo muestreador, se colectó el suelo. Esta recolección de suelo se realizó hasta una profundidad de 20 cm y en una cantidad de 100 gramos de suelo por submuestra.

Estas submuestras se juntaron en un balde, se uniformizó y se extrajo una muestra de 1 g aproximadamente.

Asimismo, se muestrearon 45 plantas al azar, de los cuales se extrajo 200 g de raíces, las cuales se embolsaron aparte, para su análisis correspondiente.

3.9. EXTRACCIÓN DE NEMÁTODOS.

Para la extracción de nematodos, se empleó el método de Centrifugado-Flotación de Azúcar, cuyo procedimiento se describe a continuación (Coyne et al. 2007):

- Se tomó una alícuota de 100 ml de muestra de suelo.
- Se depositó la alícuota en un recipiente plástico de 5 litros.
- Se agregó agua a presión hasta 5 cm antes del borde.
- Se dejó en reposo 20 segundos.
- Se descartó la solución por un juego de cribas de 36, 100, 230 y 400 mesh, evitando que pase mucho suelo.
- Se repitió la operación 1 o 2 veces.
- Se recogió el suelo de las cribas 100, 230 y 400 mesh, de manera individual, pasándolo a un vaso de precipitado a través de un embudo.
- Se colocó los contenidos del vaso de precipitado en tubos de ensayo y centrifugar a 3000 rpm durante 3 minutos.
- Se eliminó el agua de los tubos y se agregó una pequeña cantidad de solución azucarada (460 g/litro de agua).
- Se agitó bien y se terminó de llenar el tubo con la solución.
- Se centrifugó los tubos a 3000 rpm durante 3 minutos.
- Se recogió el contenido del tubo (solución) en una criba de 400 mesh, se lavó abundantemente con agua y se eliminó la solución azucarada.
- Se pasar a una placa petri el contenido de la criba 400.
- Finalmente, se llevó a observar a microscopio estereoscopio.

3.10. DETERMINACIÓN DE LA DIVERSIDAD DE GÉNEROS DE NEMATODOS FITOPATÓGENOS.

Para las muestras provenientes de suspensiones de centrifugación (Coyne et al. 2007):

- Se vertió con una pipeta para colocar una parte de la suspensión de los nemátodos (o tejido vegetal infectado) en una placa Petri.
- El volumen cubrió el fondo del recipiente superficialmente para facilitar la pesca de los nemátodos.
- Se colocó bajo un esteroscopio utilizando el aumento más bajo según convenga al observador.
- Se agitó suavemente la suspensión con un movimiento circular de la muñeca para desplazar los nemátodos hacia el centro de la placa.
- Se localizó los nemátodos y se levantó con suavidad hasta la superficie del agua con la herramienta que se utilice para pescar.
- Se fue ajustando el objetivo del microscopio para mantener el nemátodo siempre enfocado mientras se está pescando de la suspensión acuosa.
- Manteniendo el instrumento de pesca por debajo del nemátodo, se levantó con suavidad para sacar el nemátodo fuera del agua. El nemátodo debe quedar “colgando” de la punta del instrumento de pesca.
- Se puso la punta del instrumento de pesca suavemente sobre un porta-objeto conteniendo una gota de agua.
- Se observó la preparación al microscopio utilizando los objetivos de 4 x, 10 x y 40 x secuencialmente.
- Se determinó la diversidad de géneros presentes, con claves taxonómicas y esquemas morfológicos de los principales géneros de nemátodos fitoparásitos (ver figuras 15 - 18).

Para muestras vegetales (Coyne et al. 2007):

- Se lavó el material vegetal con suavidad para eliminar partículas de suelo u otros residuos adheridos al mismo y se eliminó el exceso de agua colocándolo sobre papel secante o absorbente.

- Se cortó las raíces gruesas o más grandes, en fragmentos o rodajas de pequeño grosor.
- Se puso sobre un tejido de gasa, se ató los extremos con hilo de algodón, y se etiquetó con claridad sujetando una etiqueta a cada “bolsa” de gasa.
- Se calentó la solución del colorante casi hasta el punto de ebullición en un vaso sobre una cocina eléctrica (lactoglicerina + 0.1% azul de algodón, o bien, 0.05–0.1% fucsina ácida).
- Se puso las bolsas de gasa dentro del colorante caliente y dejar durante unos 3 minutos dependiendo del grosor de las raíces.
- Se sacó las bolsas de gasa del vaso con el colorante y se lavó con agua corriente bajo el grifo.
- Se colocó las raíces unas al lado de las otras sobre un porta-objetos y se aplastó ligeramente con otro porta objeto, colocado sobre el anterior para facilitar la observación de los nemátodos teñidos en el interior de las mismas. Los nemátodos se tiñeron de azul con el azul de algodón o de rojo con la fucsina ácida.
- Finalmente, se examinó al microscopio.

Identificación de géneros de nemátodos fitopatógenos (Coyne et al. 2007):

- Se utilizaron clasificadores taxonómicos y láminas gráficas para la identificación de los especímenes preparados y coloreados previamente.
- Para la clasificación taxonómica, se utilizó la clave taxonómica propuesta por Jessen (s.f.) (ver figuras 15 - 18).

3.11. DETERMINACIÓN DE POBLACIÓN DE NEMÁTODOS FITOPATÓGENOS (Coyne et al. 2007).

- Después de extraer los nemátodos del suelo o del tejido vegetal, se procedió a su identificación y luego a su cuantificación. Ello permitió la evaluación de su asociación o potencial de causar daño.

- Se contó todos los nemátodos en la placa petri siguiendo sistemáticamente el mismo recorrido en el fondo de la placa.
- Se anotaron en una libreta los nemátodos contados haciendo una raya o trazo, para cada género identificado.

3.12. ESTIMACIÓN DE DAÑO (Coyne et al. 2007).

- El daño causado por el nemátodo se evaluó al mismo tiempo que se recolectaron las muestras en el campo. La cantidad de raíces dañadas se estimó visualmente.
- Se evaluaron 45 plantas por parcela, constituyendo 15 plantas por repetición, seleccionadas al azar.
- Se extrajo 200 gramos de raíces por planta.
- Se evaluó el grado de daño que presentaban, en promedio, las raíces que conformaban los 200 gramos, en cuanto a grados de lesiones y agallas.

3.13. DISEÑO EXPERIMENTAL.

Los datos colectados del trabajo de investigación se analizaron en un Diseño Completo al Azar, con un nivel de confianza de 95%. Se utilizó la prueba de promedios de Tukey, cuando se mostraron diferencias significativas.

Modelo matemático.

$$Yij = u + Ti + Eij$$

Donde:

Yij = El comportamiento productivo de la hortaliza en el j-ésima repetición del i-esimo tratamiento.
u = Es la media general del i-ésimo tratamiento.
Ti = Es el efecto de j-ésimo tratamiento.
Eij = Es el efecto del error experimental.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

4.1. NÚMERO DE GÉNEROS DE NEMÁTODOS FITOPATÓGENOS.

El siguiente cuadro, muestra los géneros más preponderantes que se encontraron en los campos de cultivo.

Cuadro 10. Géneros de nemátodos fitopatógenos.

Parcelas	Géneros de nemátodos fitopatógenos
01	*Pratylenchus, Helicotylenchus, Meloidogyne, Longidorus*
02	*Pratylenchus, Helicotylenchus, Meloidogyne, Longidorus*
03	*Pratylenchus, Helicotylenchus, Meloidogyne, Longidorus*

4.1.1. *Pratylenchus*.

Según Thorne (1961), citado por Morales (2001), indica que *Pratylenchus spp*. son elongados, de 340 µm a 800 µm de longitud. Asimismo, *Pratylenchus spp*. Se caracteriza por la cabeza plana, fuerte armadura cefálica y un estilete corto y grueso de 14-20 µm de longitud con un nudo basal prominente. El traslape de las glándulas esofágicas con el intestino, es ventral. La vulva está ubicada a un 70-80% de la longitud del cuerpo. La cola redondeada. Los machos son de un tamaño menor al de las hembras.

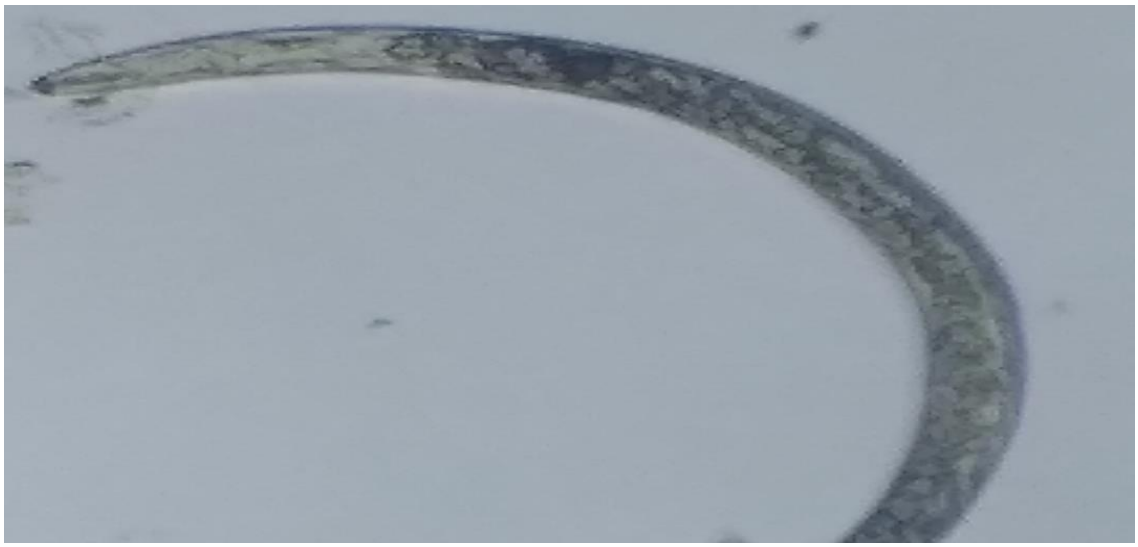


Figura 4. *Pratylenchus spp.*

4.1.2. *Helicotylenchus*.

Guzmán (2011), indica que el ciclo de vida de *Helicotylechus spp*. tiene una duración de 26 a 34 días a 25 ºC. La primera muda se realiza dentro del huevo, y los 3 estados juveniles pueden ser distinguidos por el sistema reproductivo. Durante la cuarta muda, las gónadas masculinas y femeninas completan su desarrollo, y la vulva como la vagina en las hembras se distinguen en la cutícula del cuarto estado juvenil. *H. multicinctus* coloca los huevos en grupos de 8 a 26 en las células del tejido cortical decolorado. Los huevos recién puestos incuban en agua corriente a 48-51 horas y a 30 °C. Los huevos son colocados en forma longitudinal en el eje de la raíz y usualmente ocupan dos a tres filas de células. A la muerte del nemátodo, el cuerpo tiende a espiralarse.

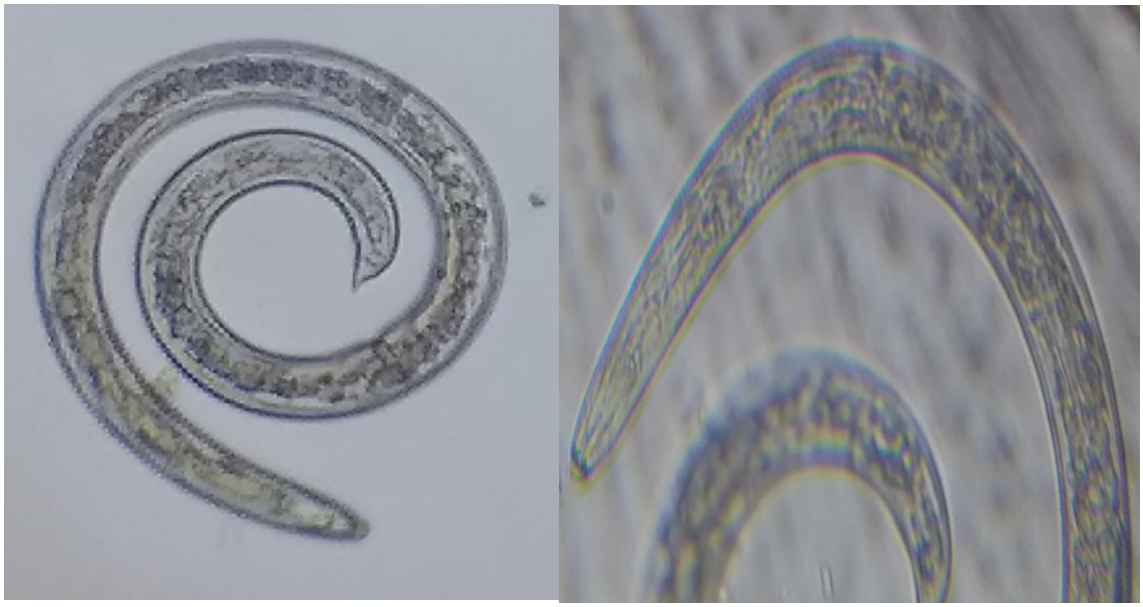


Figura 5. *Helicotylenchus spp.*

4.1.3. *Meloidogyne*.

Según Dropkins (1980), citado por Morales (2001), las hembras miden entre 0.5 y 0.8 mm. La forma de las hembras según Jepson (1987), citado por Morales (2001), es similar a una pera con un cuello corto la mayoría de las veces aunque algunas veces puede ser largo. El poro excretor esta adyacente a la base del estilete. Los machos son vermiformes y poseen una espícula y gobernáculo simple (Jepson 1987, citado por Morales 2001), miden

cerca de 1.1 mm de longitud. La parte posterior esta retorcida característicamente a 90º o más. Las larvas miden 400 µm y tienen un estilete delicado (Dropkins 1980, citado por Morales, 2001). Según Jepson (1987), citado por Morales (2001), son migratorias e infectivas. Los machos, las hembras y larvas de las especies de *Meloidogyne* tienen estiletes que consisten en una punta cónica, una columna derecha y tres nódulos. El estilete es usado para perforar las células de las plantas (Taylor y Sasser 1983, citado por Morales 2001).

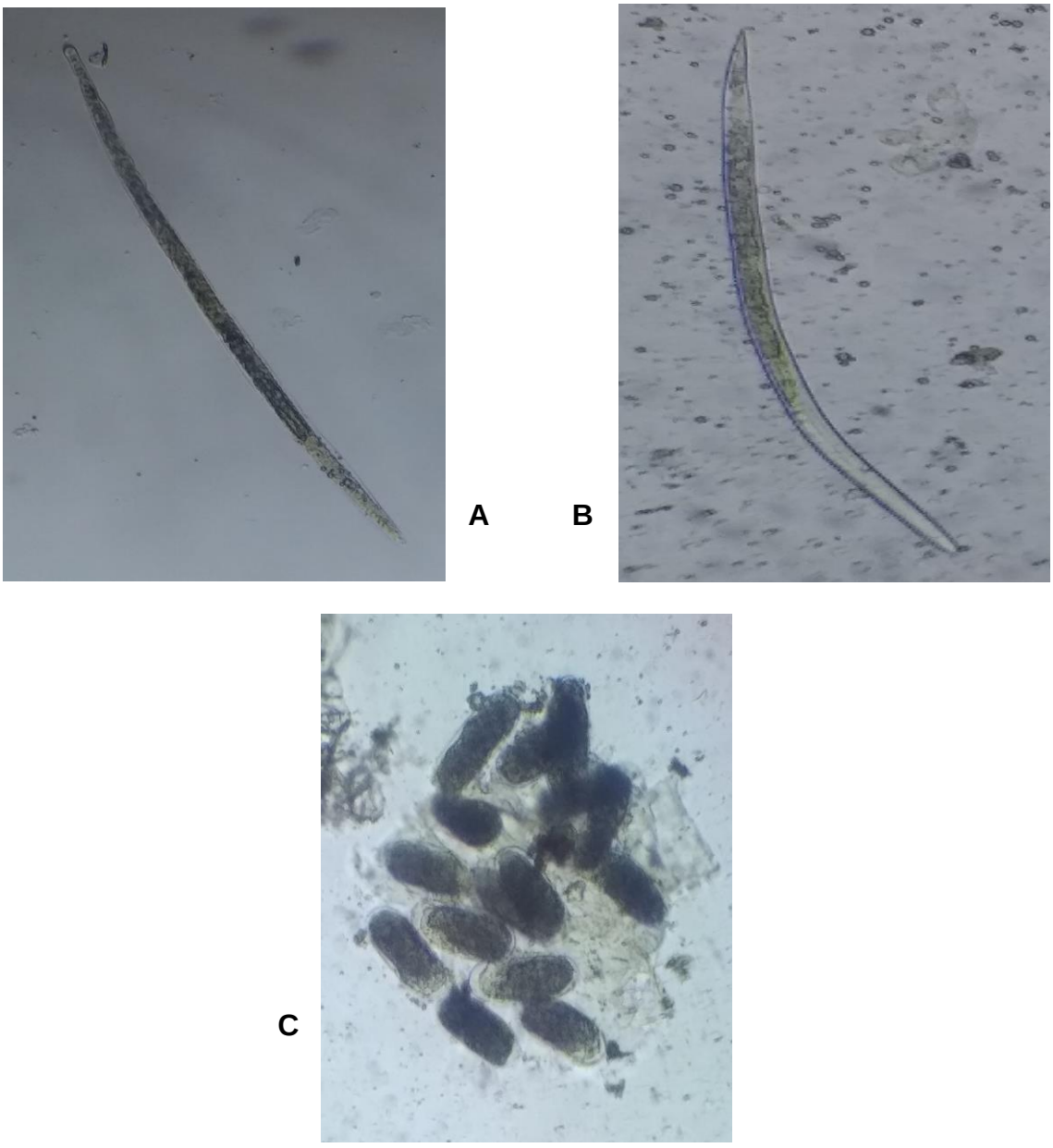


Figura 6. A) Adulto macho de *Meloidogyne spp*.; B) Juvenil de *Meloidogyne spp*.; C) Huevos de *Meloidogyne spp.*

4.1.4. *Longidorus*.

Longidorus son nematodos grandes (8 a 12 mm de longitud) y robustos. Estilete (odontostilo) largo y delgado (120-150 µm), con una prolongación (odontóforo) larga y sencilla. Región labial truncada o ligeramente cóncava, continúa con el resto del cuerpo. Hendidura vulvar de forma transversal situada en la parte media del cuerpo. Región caudal corta, hemisférica, ampliamente redondeada. Machos similares a las hembras. Región caudal con espículas arqueadas y una serie de 10-19 suplementos adanales.



Figura 7. *Longidorus spp.*

Delgado et al. (2011), indican que entre los principales fitófagos de la cocona *Solanum sessiliforum* Dunal en la Amazonía peruana, fueron encontrados 14 insectos y 1 nemátodo que corresponde al género *Melodogyne*

sp., los cuales son las especies de nematodo de mayor importancia para el cultivo, por los niveles de daño y la frecuencia con que se presentan en las parcelas tradicionales, ocasionando retraso en el desarrollo, marchites de la planta, baja producción y amarillamiento de los frutos, sin embargo, los resultados obtenidos en el presente estudio de tesis, se identificaron, además del género *Meloidogyne,* los géneros de *Pratylenchus, Helicotylenchus* y *Longidorus*, lo cual, muestra que los tipos de géneros que atacan a la cocona son más variados.

4.2. POBLACIÓN DE NEMÁTODOS FITOPATÓGENOS.

4.2.1. *Pratylenchus*.

El siguiente cuadro, muestra la prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nemátodo *Pratylenchus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

Cuadro 11. Prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nematodo *Pratylenchus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

Parcela	Población de nematodos fitopatógenos (100 cm^3 suelo)	
	Primera evaluación	Segunda evaluación
1	37.67 a	33.66 b
2	0 b	126 a
3	0 b	28.66 b

*Letras iguales no presentan diferencias significativas. Tukey $p \leq 0.05$.

De acuerdo a los análisis de varianza de las poblaciones del nemátodo *Pratylenchus,* en la primera y segunda evaluación (ver anexo 19 y 20), en los cuales se demuestra que existen diferencias significativas entre las parcelas evaluadas, lo cual se corrobora en el cuadro 11, en el cual, para la primera evaluación, la parcela 1, presentó una población de 37.67 nemátodos/100 cm^3 suelo, mostrando diferencias significativas con respecto a las parcelas 2 y 3, en los cuales no se encontraron nemátodos. Para la segunda evaluación, se

observa que la parcela 2 presenta mayor población de *Pratylenchus* (126 nematodos/100 cm^3 suelo) el cual, muestra diferencias significativas con respecto a las parcelas 1 (33. 66 nemátodos/100 cm^3 suelo) y 2 (28. 66 nemátodos/100 cm^3 suelo), los cuales no mostraron diferencias significativas entre ellos, como se muestra en la siguiente figura.

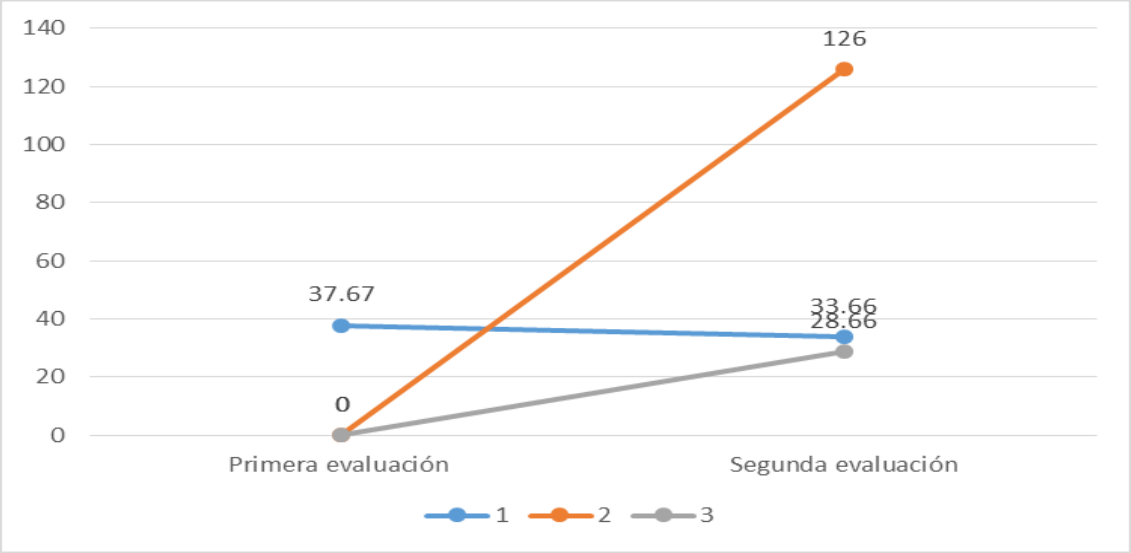


Figura 8. Poblaciones del nemátodo *Pratylenchus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

4.2.2. *Helicotylenchus*.

El siguiente cuadro, muestra la prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nemátodo *Helicotylenchus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

Cuadro 12. Prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nemátodo *Helicotylenchus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

Parcela	Población de nemátodos fitopatógenos (100 cm^3 suelo)	
	Primera evaluación	Segunda evaluación
1	16 b	71 a
2	9.66 c	25.67 b
3	27.66 a	10 b

*Letras iguales no presentan diferencias significativas. Tukey p ≤ 0.05.

De acuerdo a los análisis de varianza de las poblaciones del nemátodo *Helicotylenchus,* en la primera y segunda evaluación (ver anexo 21 y 22), en los cuales se demuestra que existen diferencias significativas entre las parcelas evaluadas, el cual se corrobora en el cuadro 12, que muestra que, para la primera evaluación, la parcela 3, presentó una población de 27.66 nemátodos/100 cm^3 suelo, mostrando diferencias significativas con respecto a las parcelas 1, con 16 nemátodos/100 cm^3 suelo, el cual muestra diferencias significativas con respecto a la parcela 2, con 9.66 nemátodos/100 cm^3 suelo. Para la segunda evaluación, se observa que la parcela 1 presenta mayor población de *Helicotylenchus* (71 nemátodos/100 cm^3 suelo) el cual, muestra diferencias significativas con respecto a las parcelas 2 (25. 67 nemátodos/100 cm^3 suelo) y 3 (10 nemátodos/100 cm^3 suelo), los cuales no mostraron diferencias significativas entre ellos, como se muestra en la siguiente figura:

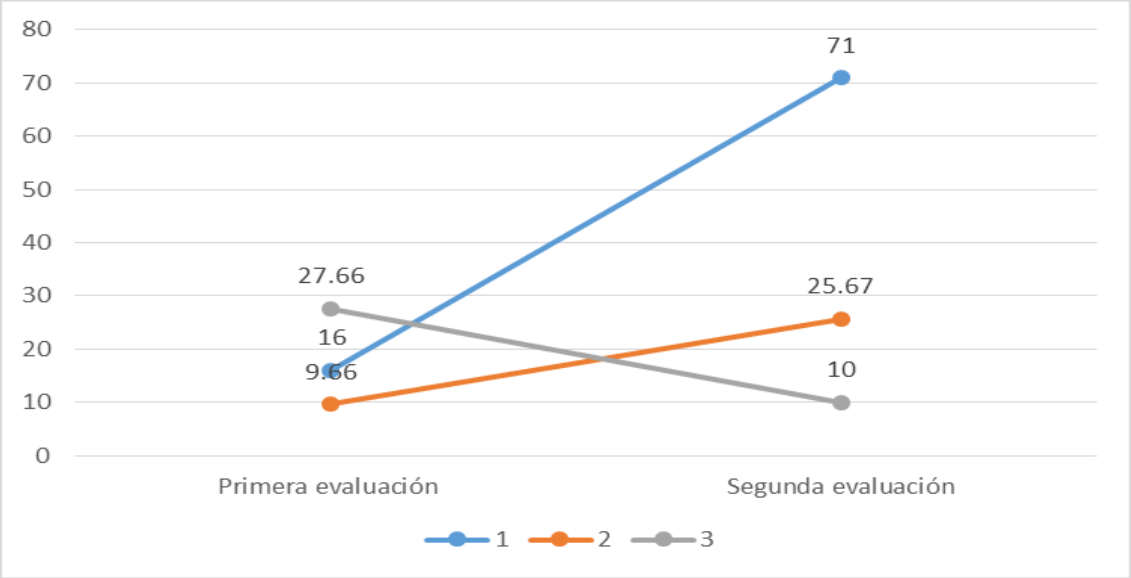


Figura 9. Poblaciones del nemátodo *Helicotylenchus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

4.2.3. *Meloidogyne.*

El siguiente cuadro, muestra la prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nemátodo *Meloidogyne* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

Cuadro 13. Prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nemátodo *Meloidogyne* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

Parcela	Población de nemátodos fitopatógenos (100 cm^3 suelo)	
	Primera evaluación	Segunda evaluación
1	60.67 a	42 a
2	123 a	111.67 a
3	63 a	28 a

*Letras iguales no presentan diferencias significativas. Tukey p ≤ 0.05.

De acuerdo a los análisis de varianza de las poblaciones del nematodo *Meloidogyne,* en la primera y segunda evaluación (ver anexo 23 y 24), en los cuales se demuestra que no existen diferencias significativas entre las parcelas evaluadas, el cual se corrobora en el cuadro 13, que muestra que, para la primera y segunda evaluación, no se mostraron diferencias significativas entre las parcelas evaluadas, como se muestra en la siguiente figura.

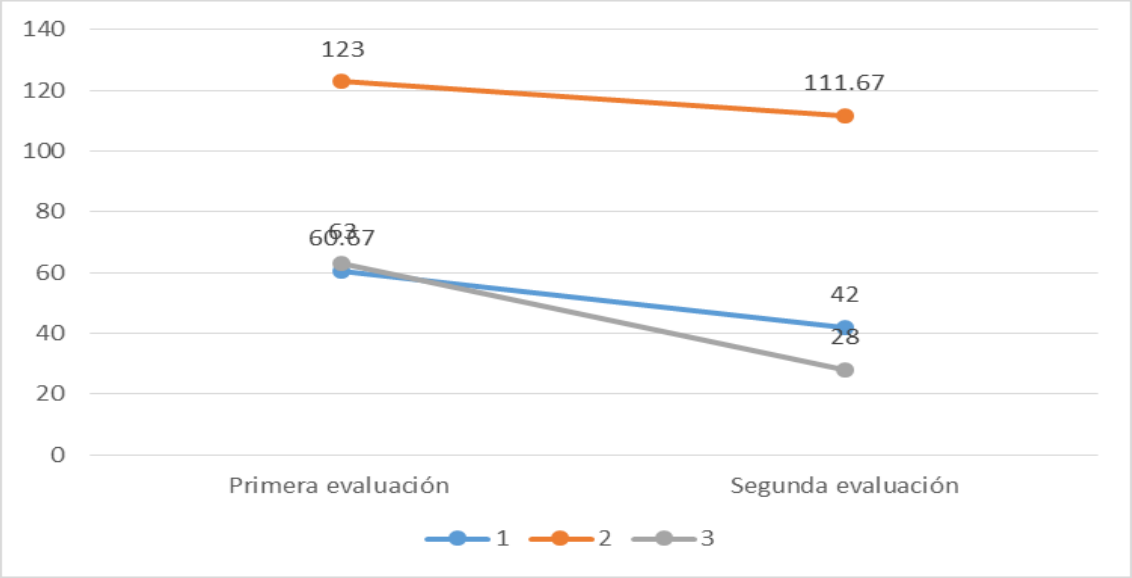


Figura 10. Poblaciones del nemátodo *Meloidogyne* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

4.2.4. *Longidorus*.

El siguiente cuadro, muestra la prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nematodo *Longidorus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

Cuadro 14. Prueba de promedios de Tukey para las poblaciones del nemátodo *Longidorus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

Parcela	Población de nemátodos fitopatógenos (100 cm^3 suelo)	
	Primera evaluación	Segunda evaluación
1	1 c	2.66 a
2	7 b	7.66 a
3	22.66 a	29 a

*Letras iguales no presentan diferencias significativas. Tukey $p \leq 0.05$

De acuerdo a los análisis de varianza de las poblaciones del nemátodo *Longidorus,* en la primera y segunda evaluación (ver anexo 25 y 26), en los cuales se demuestra que existen diferencias significativas entre las parcelas evaluadas, el cual se corrobora en el cuadro 14, que muestra que, para la primera evaluación, la parcela 3 presentó la mayor población de nemátodos (22.66 nemátodos/100 cm^3 suelo) mostrando diferencias significativas con respecto a la parcela 2, con 7 nemátodos/100 cm^3 suelo, el cual también muestra diferencias significativas con respecto a la parcela 1, con 1 nemátodo/100 cm^3 suelo. Para la segunda evaluación, se muestra que no existen diferencias significativas entre las parcelas evaluadas, como se muestra en la siguiente figura.

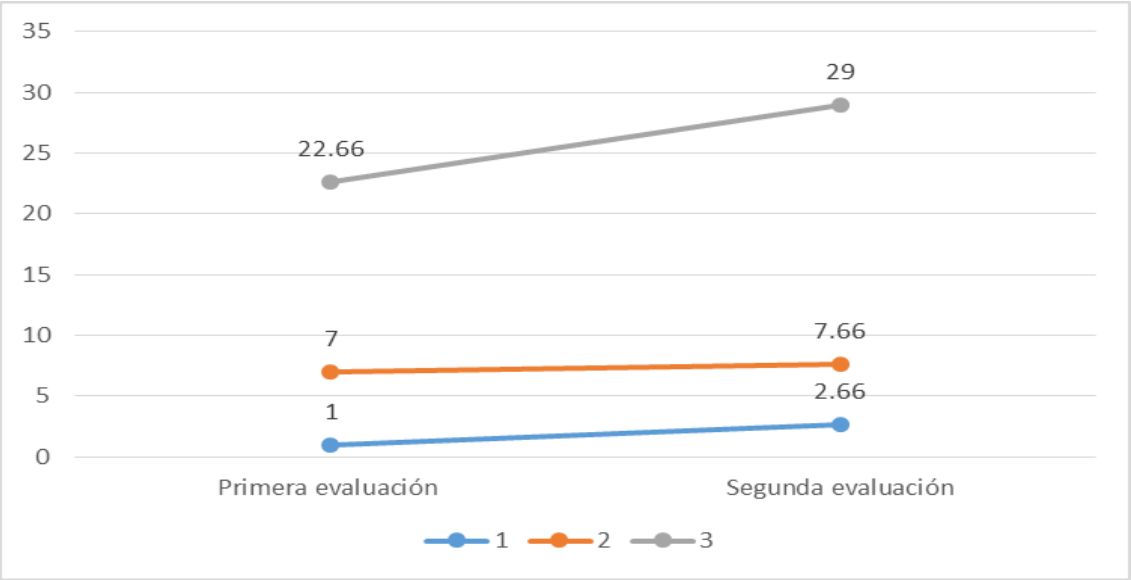


Figura 11. Poblaciones del nemátodo *Longidorus* en la primera y segunda evaluación, en las parcelas evaluadas.

Salazar y Guzmán (2013) indican que para los nemátodos fitoparásitos asociados al tomate en la zona occidental de Nicaragua, las densidades más altas fueron, en 100 g de suelo, especies no identificadas de *Meloidogyne sp*. con 739, *Pratylenchus* con 555, *Tylenchorhynchus* 386 y *Helicotylenchus* 252 individuos, y teniendo en cuenta lo expresado por Salazar y Guzmán (2013) en tomate, corroboran los hallazgos obtenidos en el presente estudio de tesis de los géneros encontrados en cocona. Asimismo, las poblaciones de *Meloidogyne, Pratylenchus* y *Helicotylenchus* encontrados en tomate, superan significativamente las poblaciones encontradas en cocona.

Duran y Guzmán (2017), indican que en plantaciones de tomate asociado con café y tomate en monocultivo de la Región Occidental de Costa Rica, identificaron nemátodos los cuales fueron: *Meloidogyne, Helicotylenchus, Criconemoides, Pratylenchus, Aphelenchus*, en asociación café y tomate, presentaron poblaciones de *Meloidogyne* (48 a 7300 individuos) y *Helicotylenchus* (234 a 2100), en raíces de tomate se incrementaron las poblacionales de *Meloidogyne* (1625 individuos a 59200) y *Helicotylenchus* (2175 a 3800). El tomate en monocultivo, a partir del cuarto mes después de la siembra no presentó poblaciones de *Meloidogyne* en suelo, mientras que *Helicotylenchus* varía de 97 a 123. En raíces, las poblaciones de *Meloidogyne*

varían de 17 a 52, y para *Helicotylenchus* de 405 a 392. La presencia de agallas por *Meloidogyne* se hace más evidente al asociarse tomate con café, aumentando los niveles hasta el 90%. En áreas de tomate en monocultivo no se presentó agallas ni poblaciones de *Meloidogyne*. Lo afirmado por Duran y Guzmán (2017) en tomate en dos sistemas de cultivo, corroboran los hallazgos obtenidos en el presente estudio de tesis, en el cual, se identificaron géneros de nemátodos como *Meloidogyne, Helicotylenchus* y *Pratylenchus*, con poblaciones superiores a los encontrados en las plantaciones de cocona evaluados.

Sepulveda et al. (2012), indica que el tomate es afectado por nemátodos ectoparásitos entre los que se encuentran los géneros *Xiphinema, Criconemoide, Helicotylenchus,* y por nemátodos endoparásitos como *Meloidogyne* y *Pratylenchus*, corroborando la presencia de los géneros de nemátodos identificados en las plantaciones de cocona estudiados.

4.3. PORCENTAJE DE ÓRGANOS AFECTADOS.

4.3.1. Agallas.

El siguiente cuadro, muestra la prueba de promedios de Tukey para el grado de ataque que presentan las raíces de cocona, para la presencia de agallas, en las diferentes parcelas estudiadas.

Cuadro 15. Prueba de promedios de Tukey para el grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de agallas, en las diferentes parcelas estudiadas.

Parcela	Grado de severidad de agallas
1	2 b
2	2.66 ab
3	3 a

*Letras iguales no presentan diferencias significativas. Tukey p ≤ 0.05.

Observando el cuadro 15, se muestra que la parcela 3 presenta el mayor grado de ataque (grado 3) para las agallas de las raíces de la cocona, mostrando diferencias significativas con respecto a las parcelas 2 y 1 que presentaron grados de ataque de 2.

Cuadro 16. Número de plantas por grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de agallas, en las diferentes parcelas estudiadas.

Parcela	Grado				
	1	**2**	**3**	**4**	**5**
1	12	17	13	2	1
2	15	8	5	9	8
3	10	10	4	21	0

Observando el cuadro 16, notamos que el mayor número de plantas se encuentran en los grados 2 y 3, seguido del grado 1, 4 y 5, destacándose que la parcela 3 presenta un alto número de plantas con un grado de ataque de 4, asimismo, si se observan raíces libres de la presencia de agallas, en todas las parcelas, como se muestra en la siguiente figura.

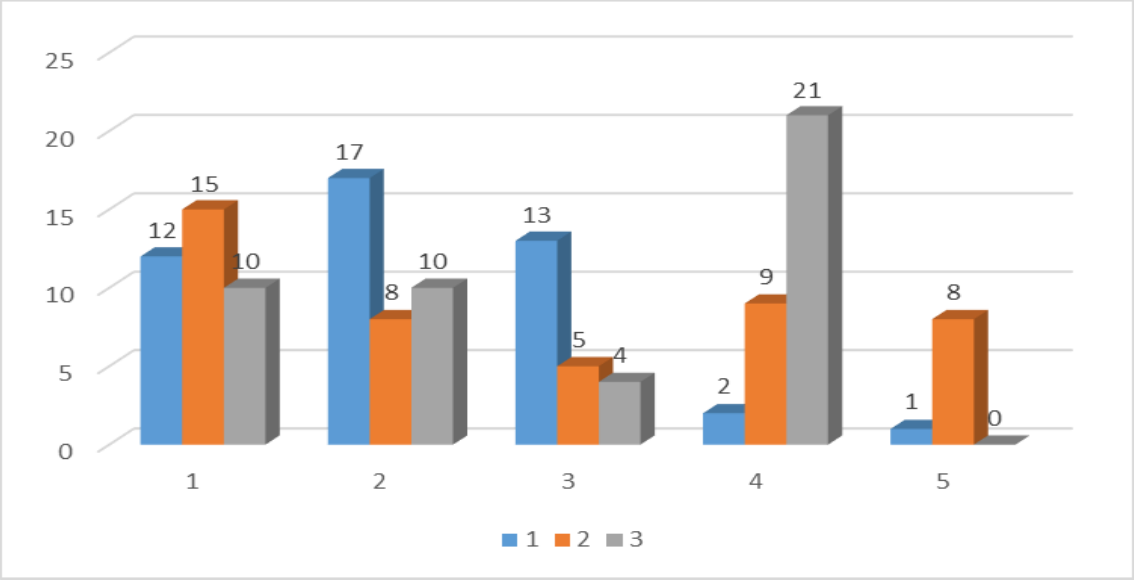


Figura 12. Número de plantas por grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de agallas.

4.3.2. Lesiones.

El siguiente cuadro, muestra la prueba de promedios de Tukey para el grado de ataque que presentan las raíces de cocona, para la presencia de lesiones, en las diferentes parcelas estudiadas.

Cuadro 17. Prueba de promedios de Tukey para el grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de lesiones, en las diferentes parcelas estudiadas.

Parcela	Grado de severidad de lesiones
1	3.33 ab
2	3 b
3	4 a

*Letras iguales no presentan diferencias significativas. Tukey p ≤ 0.05.

Observando el cuadro 17, se muestra que la parcela 3 presenta el mayor grado de ataque (grado 4) para las lesiones de las raíces de la cocona, mostrando diferencias significativas con respecto a las parcelas 2 y 3 que presentaron grados de ataque de 3.

Cuadro 18. Número de plantas por grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de lesiones, en las diferentes parcelas estudiadas.

Parcela	Grado				
	1	2	3	4	5
1	0	7	12	22	4
2	0	16	19	9	1
3	0	0	4	39	2

Observando el cuadro 18, notamos que el mayor número de plantas se encuentran en los grados 3 y 4, seguido del grado 2 y 5, asimismo, no se encuentran plantas sanas, como se muestra en la siguiente figura.

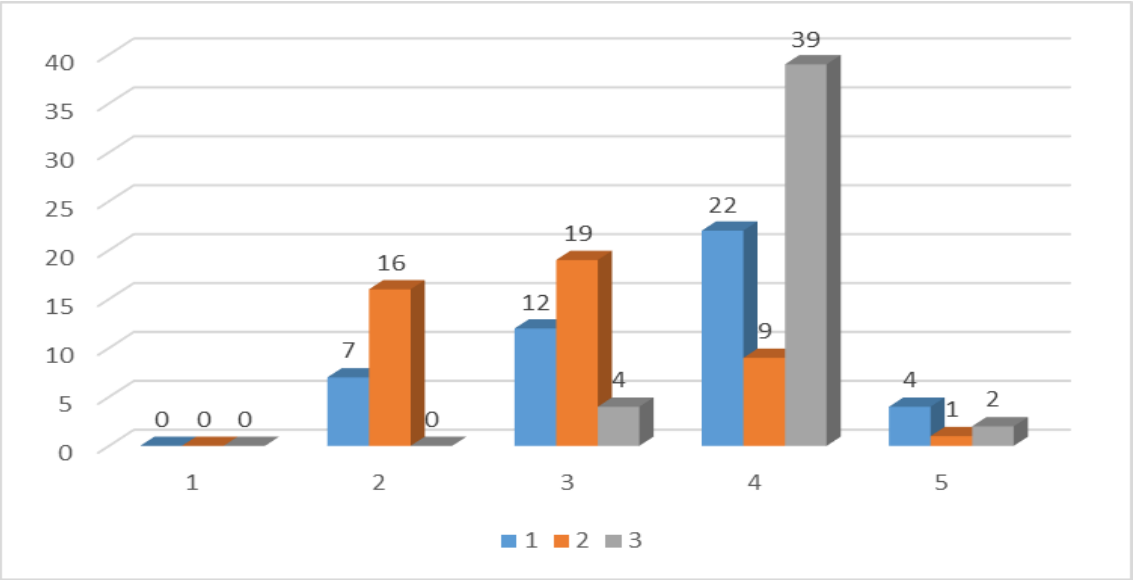


Figura 13. Número de plantas por grado de ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de lesiones.

Carvajal y Balcázar (2002), indican que el ataque de nemátodos en todas las plantas de cocona, retrasan su crecimiento haciéndolo lento y si el ataque es severo las plantas no llegan a la producción. Esta afirmación los indica en el cultivo de la cocona, no se conoce el nivel de tolerancia al efecto de los nemátodos fitoparásitos presentes en los campos de cultivo, lo cual, genera la necesidad de determinar el nivel de tolerancia de cada género de nemátodo fitoparásito encontrado en el cultivo de cocona.

Según Talavera (2003), aspectos muy importantes en el tema de los nemátodos fitopatógenos son tanto el límite de tolerancia como el umbral económico, los cuales dependen de las condiciones agronómicas y ambientales locales, por lo que el éxito de un sistema predictivo estará supeditado a la existencia de datos locales sobre las pérdidas causadas por estos patógenos. No obstante, y simplemente a modo informativo la siguiente tabla muestra límites de tolerancia y umbrales económicos de daño, expresados en nemátodos o huevos por 100 gramos de suelo, para diferentes cultivos y nemátodos.

V. CONCLUSIONES.

De acuerdo a los resultados obtenidos en la ejecución del trabajo de investigación, se concluye:

1. Los géneros encontrados en las parcelas de cocona estudiados fueron: *Pratylenchus, Helicotylenchus, Longidorus* y *Meloidogyne.*

2. Las poblaciones del género *Pratylenchus* se encontró en rangos de 37.67 a 0 nematodos/100 cm^3 suelo y 126 a 28.66 nematodos/100 cm^3 suelo. Para el género *Helicotylenchus*, se encontró rangos de población de 27.66 a 9.66 nemátodos/100 cm^3 suelo y 71 a 10 nemátodos/100 cm^3 suelo. Para el género *Meloidogyne* se encontró rangos de población de 123 a 60.67 nemátodos/100 cm^3 suelo, y 111.67 a 28 nemátodos/100 cm^3 suelo. Para el género *Logidorus*, se encontró rangos de población de 22.66 a 1 nemátodos/100 cm^3 suelo y 29 a 2.66 nemátodos/100 cm^3 suelo. Asimismo, se encontraron presencia de agallas en un grado de 3 a 2 y para el caso de las lesiones en raíces, se encontró grados de 4 a 3, en el tejido radicular de la cocona.

VI. RECOMENDACIONES.

Luego de haber analizado los resultados obtenidos en este trabajo de investigación, se recomienda lo siguiente:

1. Evaluar la fluctuación de poblaciones de nemátodos fitopatógenos en los distintos períodos fenológicos del cultivo y en diferentes ecosistemas de la región.

2. Evaluar la fluctuación de poblaciones de nemátodos fitopatógenos en plantaciones de cocona con características genéticas diferentes, como las coconas con diferente tamaño de fruto, con diferentes formas, de diferentes procedencias, entre otros.

3. Estudiar la fluctuación de poblaciones de nemátodos fitopatógenos correlacionando estas poblaciones con las características de suelo, condiciones ambientales (Temperaturas máximas, medias y mínimas, humedad relativa, precipitación pluvial, condiciones de manejo agronómico, entre otros).

4. Realizar ensayos de aplicación de abonos y fertilizantes, arduras, aplicación de nematicidas químicos y control biológico, entre otros, para el control de nemátodos en el cultivo de la cocona.

VII. LITERATURA CITADA.

Agrios, G.N. 2005. Fitopatología, 2da edición. México, Limusa, 952 p.

Agrios, G.N. 2005. Plant pathology. 5th ed. Amsterdam; Boston: Elsevier Academic Press; 2005. 922 p.

American Phytopathological Society (APS). 2014. Introductory Plant Pathology Resources. APSnet. Introduction to the Major Pathogen Groups [Consultado enero 2014]. Disponible en: http://www.apsnet.org/edcenter/intropp/PathogenGroups/Pages/IntroNematodes.aspx

Arauz, C.L. 1998. Fitopatología, un enfoque agroecológico. Universidad de Costa Rica. 467 p.

Balcazar-Terrones, L.; Carbajal-Toribio, C.; Anteparra-Paredes, M.; Cabezas-Huallyas, O. 2011. El cultivo de la cocona. Editorial CONCYTEC. Lima-Perú. Disponible en http://repositorio.iiap.gob.pe/handle/IIAP/357.

Buchmann, S.L.; Jones, C.E.; Colin, L.J. 1977. Vibratile pollination of *Solanum douglassi and S. xanti* (Solanaceae) in Southern California. The Wasmann Jour. Biol., 35(1):1-25.

Carbajal-Toribio, C.; Balcázar de Ruiz, L. 2002. Cultivo de cocona. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Programa de Biodiversidad.

Coyne, D.L.; Nicol, J.M.; Claudius-Cole, B. 2007. Practical plant nematology: a field and laboratory guide. SP-IPM Secretariat, International Institute of Tropical Agriculture (IITA), Cotonou, Benin.

Cochrane, T.T. 1992. Caracterización agroecológica para el desarrollo de pasturas en suelos ácidos de América tropical. En Toledo J. M. (ed): manual para la evaluación Agronómica, Red Internacional de Pastos Tropicales. Cali – Colombia. CIAT. Pp. 23 – 44.

D´arcy, W.G. 1973. Flora of Panama. Fam. 170 Solanaceae. Ann. Missouri Bot. Gard., 60(3):573-580.

Delgado, C.; Couturier, G.; Anteparra, M. 2011. Principales fitófagos de la cocona *Solanum sessiliforum* Dunal (Solanaceae) en la Amazonía peruana. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). Folia Amazónica. VOL. 20 Nº 1-2 2011: 45 - 51

Durán-Mora, J.; Guzmán, T. 2017. Comportamiento de nemátodos fitoparásitos en dos sistemas de cultivo de tomate convencional en Costa Rica. Tecnología en Marcha. Vol. 30-3. Julio-Setiembre 2017. Pág 59-70.

Fernandes da Silva Filho, D. 1998. Cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal): cultivo y utilización. Tratado de Cooperación Amazónica. Secretaria Pro-tempore. SPT – TCA, Diciembre, 1998. Caracas, Venezuela.

García, S.; Moya, J.; Martínez, M.; Reinoso, T. 2015. *Xiphinema americanum* Cobb (nemátodo daga) asociado al ají. (*Capsicum annuum* L.) en la República Dominicana. Revista APF 4(1): 37-40. 2015.

Godoy, T.; Yáñez, M.; Gastélum, R.; López, M.; Almodovar, T. 2005. Efecto de oxamil en la producción de chile bell bajo condiciones de casa sombra. Memoria del VIII Congreso Internacional en Ciencias Agrícolas. Universidad Autónoma de Baja California, Instituto de ciencias Agrícolas, 658-662.

Guzmán-Piedrahita, O.; Castaño-Zapata, J.; Villegas-Estrada, B. 2012. Principales nematodos fitoparásitos y síntomas ocasionados en cultivos de importancia económica. agron. 20(1): 38-50, 2012. http://vip.ucaldas.edu.co/agronomia/downloads/Agronomia20(1)_5.pdf

Guzmán-Piedrahita, O.A. 2011. El nemátodo barrenador (*Radopholus similis* [Cobb] Thorne) del banano y plátano. Manizales, 2011-06-20 (Rev. 2011-10-04). Luna Azul ISSN 1909-2474. No. 33, julio - diciembre 2011.

Heiser, C.B. 1972. The relationships of the naranjilla, *Solanum quitoense*. Biotropica, 4: 77-84.

Heywood, V.H. 1979. Flowering plants of the world. University Press. Oxford, 335 p. Insectos, huéspedes, y enemigos naturales. 1968. In: Cuarto catálogo de los insectos que viven en las plantas del Brasil. Río de Janeiro: Agropecuaria. 622 p.

Jessen, Roman. s.f. Fitonematología Tropical. Universidad de Puerto Rico. Colegio de Ciencias Agrícolas. Estación Experimental Agrícola Río Piedras.

Lara-Posadas, A.; Núñez-Sánchez, A.; López-Lima, D.; Carrión, G. 2016. Nemátodos fitoparásitos asociados a raíces de plátano (*Musa acuminata* AA) en el centro de Veracruz, México. Revista Mexicana de Fitopatología 34: 116-130.

Meressaa, B.; Priorb, T.; Meketec, T.; Hallmanna, J. 2015. Descriptions of four new records of plant-parasitic nematode species from commercial cut-flowers in Ethiopia. Nematoda. ISSN 2358-436X. Copyright © 2014.

Morales-Díaz, J.C. 2001. Poblaciones de nemátodos fitoparásitos (*Meloidogyne* sp. y *Pratylenchus* sp.) en plantaciones mixtas de café y musáceas. Proyecto especial del Programa de Ingeniero Agrónomo, El Zamorano, Honduras. 36p.

Morales-Díaz, J.C. 2001. Poblaciones de nematodos fitoparásitos (*Pratylenchus sp* y *Meloidogyne sp*.) en plantaciones mixtas de café y musáceas. Proyecto especial presentado como requisito parcial para optar al título de Ingeniero Agrónomo en el Grado Académico de Licenciatura. Zamorano Carrera de Ciencia y Producción Agropecuaria Diciembre, 2001.

Mosquera-Espinosa, A.T. 2014. Fitonemátodos asociados a *Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendtn., *Solanum quitoense* Lam. y *Daucus carota* L. en el Departamento de Boyacá, Colombia. Sanidad Vegetal y Protección de

Cultivos / Plant and Crop Protection. Acta Agron. (2016) 65 (1) p 87-97 ISSN 0120-2812 e-ISSN 2323-0118. doi: http://dx.doi.org/10.15446/acag.v65n1.45180

Pahlen, A.V.D. 1977. Cocona (*Solanum topiro* Humbl. & Bonpl.), un fruto del Amazonas. La cosecha Amazónica, 7:301-107.

Peña, R.; Páez, J. 2005. Nemátodos fitopatógenos. Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia.

Piedra-Naranjo, R. 2015. Guía de muestreo de nemátodos fitoparásitos en cultivos agrícolas. Instituto Nacional de Innovación y transferencia en Tecnología Agropecuaria (INTA-Costa Rica). Diseño Editorial M&F S.A. 22 p.

Rivera, C.G. 2007. Conceptos introductorios a la fitopatología. San José de Costa Rica. EUNED. 346 p. [Consultado enero 2014]. Disponible en; http://books.google.com.co/books?id=xpTHXEWG_t8C&pg=PR6&lpg=PR6&dq=Rivera+2007+fitopatologia&source=bl&ots=OPRK-4hH_l&sig=PQbPd5o2HF-lQeRUwO42Jd3otc8&hl=es-419&sa=X&ei=FeITU7a6DIajkQeKzYHACA&redir_esc=y#v=onepage&q=Rivera%202007%20fitopatologia&f=true

Rocha-Rocha, L.B. 2018. Identificación de nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo de rosa (*Rosa sp.*), en el sector Lasso provincia de Cotopaxi. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Técnica de Ambato. https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/28377/1/Tesis-198%20%20Ingenier%C3%ADa%20Agron%C3%B3mica%20-CD%20579.pdf

Salazar-Antón, W., Guzmán-Hernández, T. 2013. Nemátodos fitoparásitos asociados al tomate en la zona occidental de Nicaragua. Agronomía Mesoamericana 24(1):27-36. 2013 ISSN: 1021-7444 1

Salick, J. 1989. Cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) an Overview of productions and breeding potentials. In: International Symposium on new crops for food and industry. Southampton: University Southampton, p. 125-129.

Schultes, R.E.; Romero-Castañeda, R. 1962. Edible fruits of Solanum in Colombia. Bot. Museum Leaflets. Haward University. Camb. Mass., 19(10):235-286.

Sepúlveda, S.; Sepúlveda, R.; Morales, R. 2012. Nemátodos y hongos de suelo que afectan el cultivo del tomate. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Centro de Investigación Especializado en Agricultura del Desierto y Altiplano (CIE), INIA URURI, región de Arica y Parinacota. Ministerio de Agricultura. Informativo N° 70, Septiembre de 2012.

Silva Filho, D.F.; Machado, F.M. 1997. Cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal). In: Hortalizas no convencionales del Amazonas / Marinice Oliveira Cardoso, Coordinadora. – Brasilia: Embrapa-SPI: Manaus: Embrapa-CPAA. p. 97-104.

Silva Filho, D.; Anunciação Filho, C.; Noda, H. 1998. Estimaciones de herencias y correlaciones entre caracteres en poblaciones de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del Amazonas. Revista Brasileña de Fruticultura, 20(1).

Silva Filho, D.F. 1994. Variabilidad genética en 29 poblaciones de cocona (*Solanum topiro* Humbl. & Bonpl. Solanaceae) evaluada en la Zona da Mata del estado de Pernambuco. UFRPE: Recife, PE. Disertación de Post grado. 80 p.

Talavera, R.M. 2003. Manual de Nematología Agrícola. Introducción al análisis y al control nematológico para agricultores y técnicos de agrupaciones de defensa vegetal. Instituto de formación agraria y pesquera. Brasil. 23.p.

Villachica, H. 1996. Frutales y Hortalizas Promisorios de la Amazonía Tratado de Cooperación Amazónica. Lima, Perú.

Volcy, C. 1997. Nemátodos. Tomo 1. El ABC de la nematología. Primera edición. Ecográficas Ltda., Medellín.

Wahlen, M.D.; Costich, D.E.; Heiser, C.B. 1981. Taxonomy of section Lasiocarpa. Gentes Herbarrum, 12(2):41-129.

IX. ANEXO.

Cuadro 19A. ANVA para la población de *Pratylenchus* en la primera evaluación.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	2837.5555556	1418.7777778	6.54	0.0310
Error	6	1300.6666667	216.7777778		
Corrected Total	8	4138.2222222			

C.V.= 117.26

Cuadro 20A. ANVA para la población de *Pratylenchus* en la segunda evaluación.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	18024.222222	9012.111111	69.92	0.0001
Error	6	773.333333	128.888889		
Corrected Total	8	18797.555556			

C.V. = 18.08

Cuadro 21A. ANVA para la población de *Helicotylenchus* en la primera evaluación.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	500.22222222	250.11111111	40.20	0.0003
Error	6	37.33333333	6.22222222		
Corrected Total	8	537.55555556			

C.V. = 14.03

Cuadro 22A. ANVA para la población de *Helicotylenchus* en la segunda evaluación.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	6021.5555556	3010.7777778	11.47	0.0089
Error	6	1574.6666667	262.4444444		
Corrected Total	8	7596.2222222			

C.V. = 45.56

Cuadro 23A. ANVA para la población de *Meloidogyne* en la primera evaluación.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	7490.8888889	3745.4444444	2.92	0.1304
Error	6	7706.6666667	1284.4444444		
Corrected Total	8	15197.5555556			

C.V. = 43.58

Cuadro 24A. ANVA para la población de *Meloidogyne* en la segunda evaluación.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	12049.555556	6024.777778	5.28	0.0476
Error	6	6848.666667	1141.444444		
Corrected Total	8	18898.222222			

C.V. = 55.79

Cuadro 25A. ANVA para la población de *Longidorus* en la primera evaluación.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	750.88888889	375.44444444	337.90	0.0001
Error	6	6.66666667	1.11111111		
Corrected Total	8	757.55555556			

C.V. = 10.31

Cuadro 26A. ANVA para la población de *Longidorus* en la segunda evaluación.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	1173.5555556	586.7777778	5.11	0.0507
Error	6	689.3333333	114.8888889		
Corrected Total	8	1862.8888889			

C.V. = 81.75

Cuadro 27A. ANVA para el grado ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de agallas.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	1.55555556	0.77777778	7.00	0.0270
Error	6	0.66666667	0.11111111		
Corrected Total	8	2.22222222			

C.V. = 13.04

Cuadro 28A. ANVA para el grado ataque que presentan las raíces de cocona para la presencia de lesiones.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	1.55555556	0.77777778	7.00	0.0270
Error	6	0.66666667	0.11111111		
Corrected Total	8	2.22222222			

C.V. = 9.67

Cuadro 29A. Población de nemátodos fitopatógenos (100 cm^3 suelo) contabilizados en las parcelas evaluadas, en la primera evaluación.

Parcela	Repetición	Población de nemátodos (100 cm^3 suelo)			
		Pratylenchus	***Helicotylenchus***	***Maloidogyne***	***Longidorus***
1	1	63	16	24	1
1	2	12	16	97	1
1	3	38	16	61	1
2	1	0	7	159	6
2	2	0	12	87	8
2	3	0	10	123	7
3	1	0	31	98	21
3	2	0	24	28	24
3	3	0	28	63	23

Cuadro 30A. Población de nematodos fitopatógenos (100 cm^3 suelo) contabilizados en las parcelas evaluadas, en la segunda evaluación.

Parcela	Repetición	Población de nematodos (100 cm^3 suelo)			
		Pratylenchus	*Helicotylenchus*	*Maloidogyne*	*Longidorus*
1	1	44	44	66	2
1	2	23	98	18	3
1	3	34	71	42	3
2	1	138	19	163	12
2	2	114	32	60	3
2	3	126	26	112	8
3	1	17	14	42	47
3	2	40	6	14	11
3	3	29	10	28	29

Cuadro 31A. Evaluación de grado de daños observados en las raíces de cocona en las parcelas evaluadas.

Parcela	Repetición	Lesiones	Agallas
1	1	3	2
1	2	4	2
1	3	3	2
2	1	3	3
2	2	3	2
2	3	3	3
3	1	4	3
3	2	4	3
3	3	4	3



Figura 14A. Georeferenciación de los campos de cultivo de cocona.

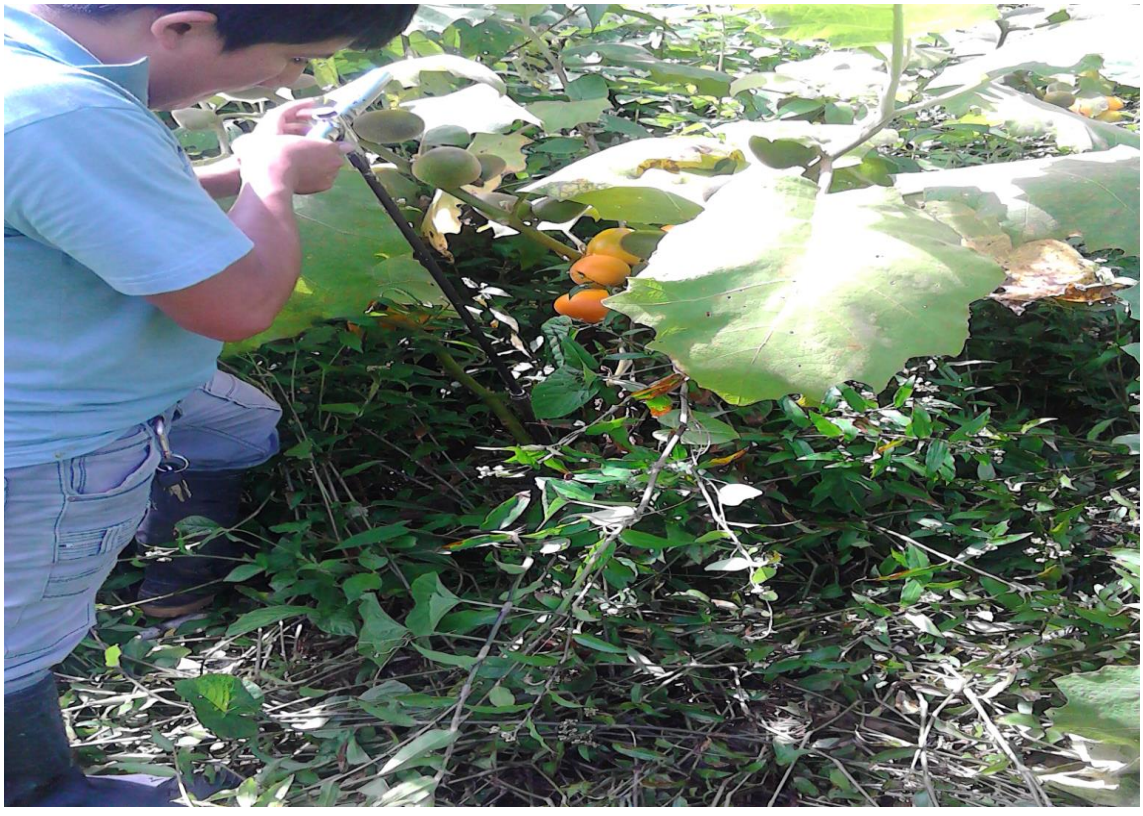


Figura 15A. Muestreo nematológico de las parcelas de cocona.

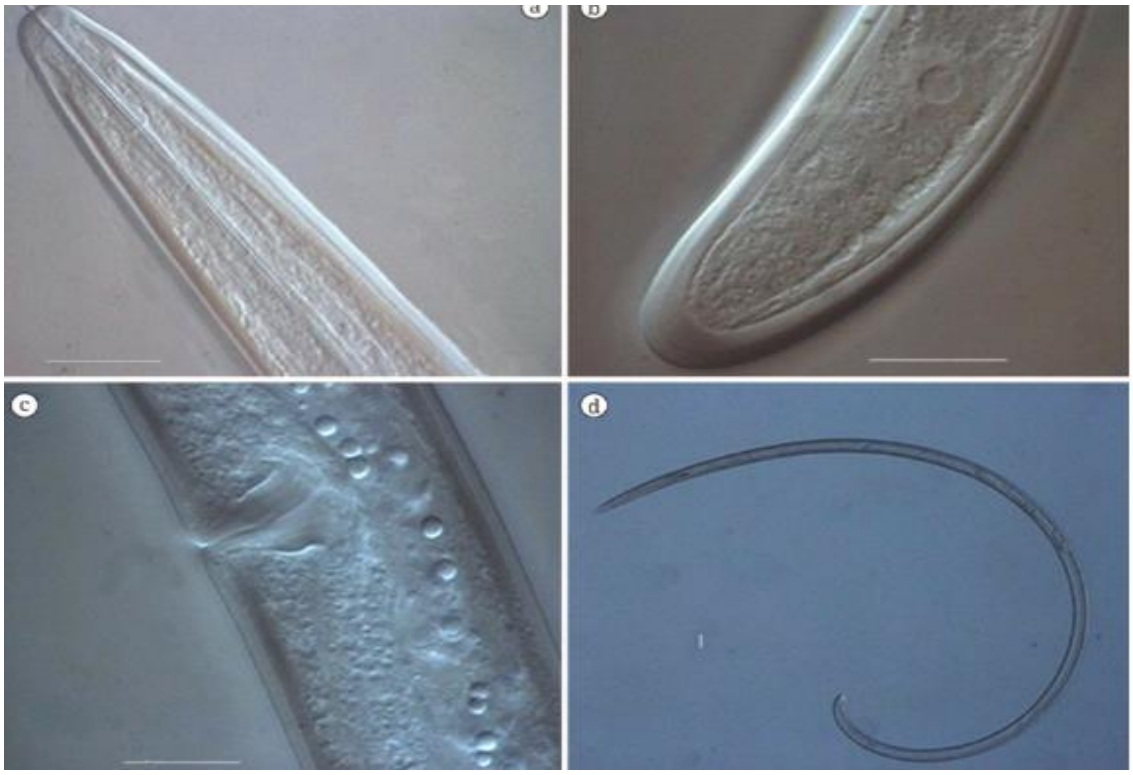


Figura 16A. Foto microscópica para identificación del género *Longidorus*. (Fuente: Meressa *et al*. 2015).

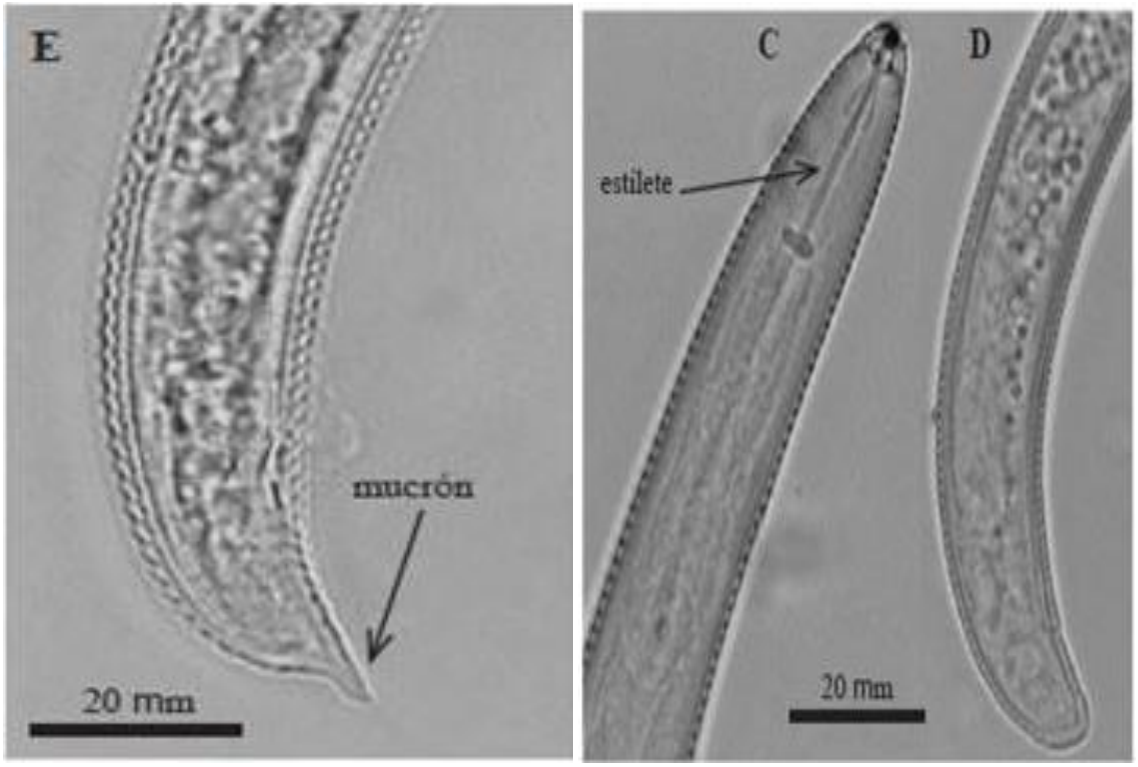


Figura 17A. Foto microscópica para identificación del género *Helicotylenchus*. (Fuente: Lara *et al*. 2016).

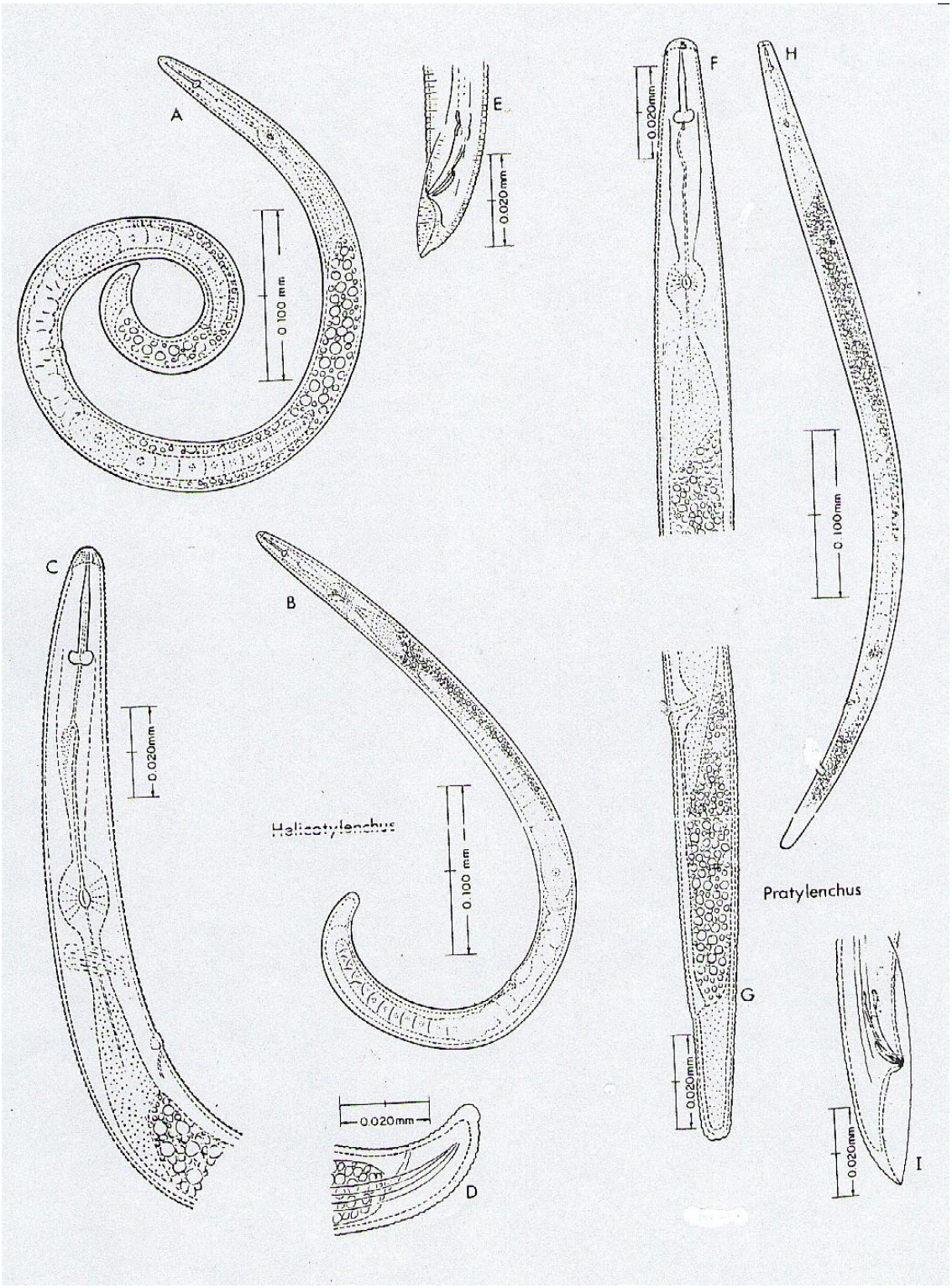


Figura 18A. ***Helicotylenchus: Fig. A-B. Hembra en toda su longitud; Fig. C. Hembra, parte anterior; Fig. D. Hembra, parte posterior; Fig. E. Macho, parte posterior.*** **(Jessen, S.f.).**

Pratylenchus: Fig. F. Hembra, parte anterior; Fig. G. Hembra, parte posterior; Fig. H. Hembra, en toda su longitud; Fig. I. Macho, parte posterior **(Jessen, s.f.).**

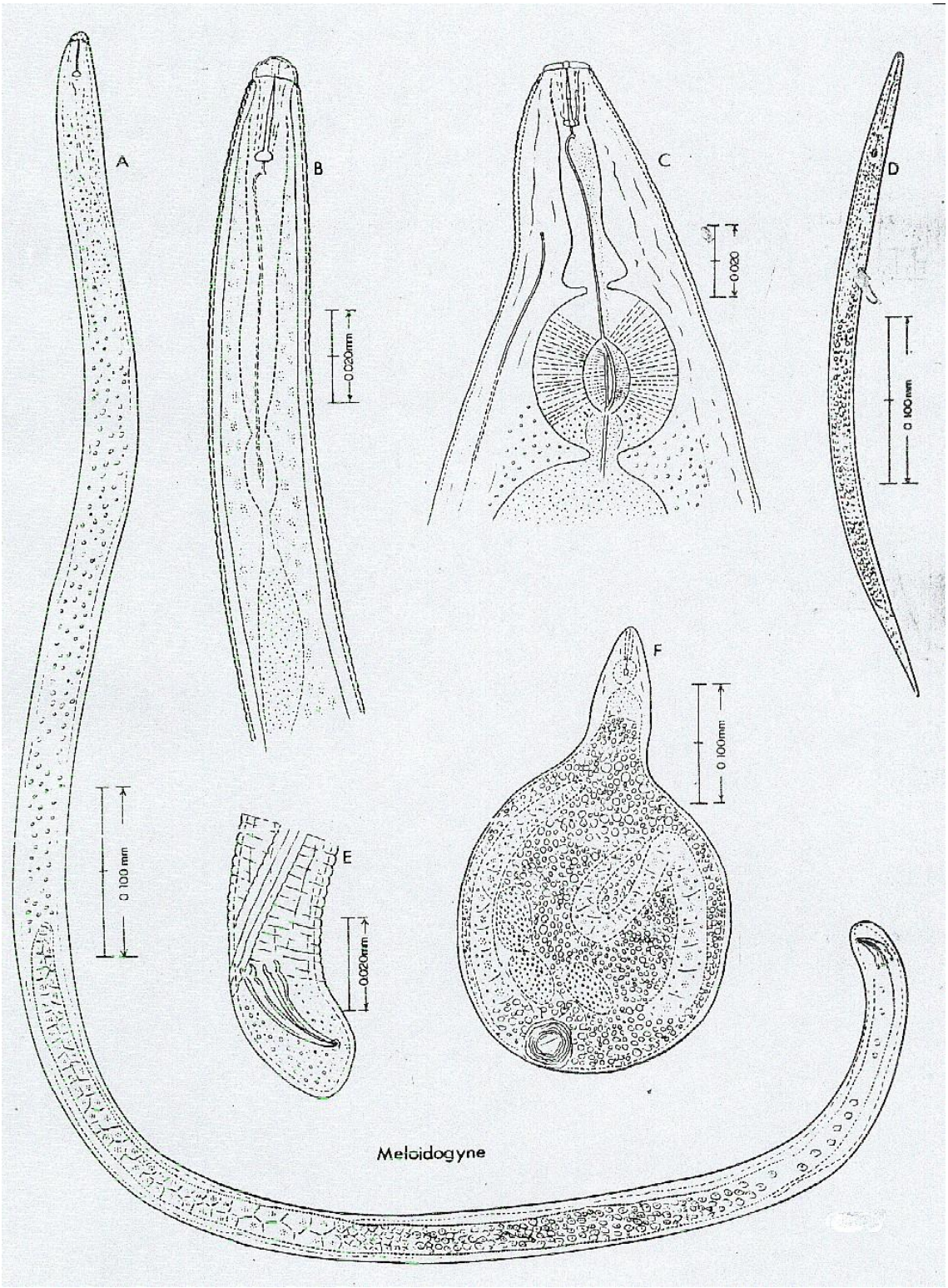


Figura 19A. ***Meloidogyne: Fig. A. Macho, en toda su longitud; Fig. B. Macho, parte anterior; Fig. C. Hembra, parte anterior; Fig. D. Larva de la segunda edad, en toda su longitud; Fig. E. Macho, parte posterior; Fig. F. Hembra en toda su longitud*** **(Jessen s.f.).**