

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA



**PROSPECCIÓN DE NEMATODOS EN CULTIVO DE PAPAYA
ANDINA (*Carica pubescens* L.) SANDIA - PUNO**

TESIS

PRESENTADA POR:

GROVER BAILON CORNEJO CONDORI

PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

MENCIÓN: TROPICULTURA

PUNO – PERÚ

2019

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO - PUNO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERIA AGRONÓMICA

**PROSPECCIÓN DE NEMATODOS EN CULTIVO DE PAPAYA
 ANDINA (*Carica pubescens* L.) SANDIA - PUNO**



TESIS PRESENTADA POR:

GROVER BAILON CORNEJO CONDORI

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

MENCIÓN: TROPICULTURA

APROBADO POR EL JURADO REVISOR CONFORMADA POR:

PRESIDENTE

:

 D. SC. SILVERIO APAZA APAZA

PRIMER MIEMBRO

:

 Ph.D. ISRAEL LIMA MEDINA

SEGUNDO MIEMBRO

:

 Ing. LUIS PAURO FLORES

DIRECTOR

:

 M.Sc. ROSARIO I. BRAVO PORTOCARRERO

Área : Ciencias Agrícolas

Tema: Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades en Cultivos Andinos, Tropicales, Forestales y Pasturas.

FECHA DE SUSTENTACIÓN 27 DE SETIEMBRE DE 2019

DEDICATORIA

A Dios, por ser mi fuente inagotable
de fe, fuerza y confianza.

A mis Padres, Eliseo y Maximiliana por haberme
conducido, enseñado y apoyado en todos los momentos
de mi vida, y por haberse dedicado sin medir esfuerzos
para que yo pueda vencer más una etapa.

Mi eterno agradecimiento.

À minha esposa Mara Rubia e aos meus filhos
Micaela e Mathias, porque são a razão da minha
vida. Por todo o apoio que me deram e o incentivo
constante em todos os momentos.

Eu amo vocês!

AGRADECIMIENTOS

A mis amados hermanos (as) Carmen, Edwin, Nery, Edilberto, Ana, Lorena y demás familiares por haber creído en mí en todos los momentos de mi vida ofreciéndome su apoyo y amor incondicional.

A mi asesor y amigo, Ph D. Israel Lima Medina, por la tranquilidad, confianza, orientación, apoyo, amistad y enseñanzas, necesarios para la realización de este proyecto.

A mi directora M.Sc. Rosario Bravo, por haber confiado en mí y en mi trabajo, por la paciencia, por toda la ayuda y por las correcciones y sugerencias que mejoraron el trabajo.

A los Profesores D.SC. Silverio Apaza, Ing. Luis Pauro, por la participación como jurados de la defensa de tesis y por las correcciones y sugerencias, mis agradecimientos.

A mi estimado amigo Dino Franco, compañero en todos los momentos, disfruté muchísimo trabajar juntos, el apoyo, risas compartidas y su amistad han sido elementos muy valiosos.

A mi grande amigo Juan Carlos Luna, por ser una persona de corazón enorme, gracias por tus consejos y apoyo imperioso.

Al laboratorio de entomología, área de nematología de la escuela profesional de ingeniería Agronómica de la Universidad Nacional del Altiplano- Puno, en especial a Jaime, laboratorista por la amistad y por el apoyo incondicional.

A los compañeros de laboratorio, mi agradecimiento por la excelente ayuda y compañerismo en la realización de este trabajo de laboratorio.

Al programa fondo empleo, Ing., Alejandro Callo, Urbano, Alex, Jhon y a todos los técnicos; Julio, Robert, Juan, Fredy, Roger, Juvenal y a todos los trabajan en esta institución, por habernos concedido todo el soporte logístico para la recolección de muestras en todas las comunidades de Sandia, mi eterno agradecimiento.

Finalmente, a todas aquellas personas que se han interesado por el progreso y finalización de esta tesis.

“Todo lo puedo en Cristo que me fortalece” (Fil. 4:13)

ÍNDICE GENERAL

ABSTRACT	14
I. INTRODUCCIÓN	15
1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	19
1.1.1. Prognosis.....	21
1.2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA.....	21
1.2.1. Análisis crítico	22
2.3. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN.....	23
II. REVISIÓN DE LITERATURA	31
2.1. MARCO TEÓRICO Y MARCO CONCEPTUAL DE LA INVESTIGACIÓN....	31
2.1.1. Origen y distribución de la familia Caricaceae.....	31
2.1.2. Distribución de la “papaya” (<i>Carica papaya</i> L.).....	32
2.1.3. Distribución de la “papaya andina” (<i>Carica pubescens</i> L.).....	33
2.1.4. Nematodos Fitoparásitos.....	42
2.1.5. Factores ambientales que afectan a los nematodos fitoparásitos	50
2.1.6. Factores edáficos que afectan a los nematodos fitoparásitos.....	52
2.1.7. Géneros de Nematodos Fitoparásitos	54
2.2. MARCO CONCEPTUAL	78
2.3. MÉTODOS DE MUESTREO DE SUELO	80
2.4. MÉTODOS DE IDENTIFICACION MORFOLÓGICA Y MORFOMÉTRICA DE GÉNEROS DE NEMATODOS	81
2.5. IMPORTANCIA DE LA DENSIDAD POBLACIONAL DE NEMATODOS	82
III. MATERIALES Y METODOS	85
3.1. FASE DE CAMPO	85
3.1.1. Muestreo de Suelo y Raíces.....	85
3.2. FASE DE LABORATORIO.....	88
3.2.1. Método de fluctuación centrífuga para determinación de nematodos, en muestras de suelo con solución sacarosa (Jenkins, 1964).....	88
3.2.2. Técnica de la licuadora con centrifugación para muestras de raíces (Coolen y D’herde, 1972).....	90
3.3. FASE DE INVERNADERO	91
3.4. CARACTERIZACIÓN DEL ÁREA DE INVESTIGACIÓN.....	92
3.4.1 Descripción del área de estudio	92

3.4.2. Lugar de Recolección de Muestras de Suelo	95
3.4.3. Lugar de observación e identificación de nematodos	95
3.4.4. Metodología de la investigación	95
3.4.5. Análisis de Suelo	96
3.4.6. Condiciones meteorológicas de las zonas evaluadas	97
3.4.7. Análisis de Datos	98
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	99
4.1. IDENTIFICACION MORFOLÓGICA Y MORFOMÉTRICA DE GÉNEROS DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS.....	99
4.1.1. Características morfológicas y morfométricas del género <i>Meloidogyne</i> spp.	99
4.1.2. Características morfológicas y morfométricas del género <i>Pratylenchus</i> spp.	102
4.1.3. Características morfológicas y morfométricas del género <i>Helicotylenchus</i> spp	103
4.1.4. Características morfológicas y morfométricas de la familia Criconematidae	105
4.1.5. Características morfológicas y morfométricas del género <i>Aphelenchus</i> spp.....	111
4.1.6. Características morfológicas y morfométricas del género <i>Dorylaimus</i> spp.	112
4.1.7. Características morfológicas y morfométricas del género <i>Xiphinema</i> spp.....	114
4.1.8. Características morfológicas y morfométricas del género <i>Tylenchus</i> spp.....	116
4.1.9. Características morfológicas y morfométricas del género <i>Mononchus</i> spp.	117
4.1.10. Características morfológicas y morfométricas del género <i>Trichodorus</i> spp.....	118
4.1.11. Características morfológicas y morfométricas de nematodos de Vida Libre ...	119
4.2. DENSIDAD POBLACIONAL DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS Y NEMATODOS DE VIDA LIBRE EN EL CULTIVO DE PAPAYA ANDINA.	122
4.2.1. Analisis de Varianza de la densidad poblacional.....	128
4.2.2. Distribución espacial de nematodos en comunidades del distrito de Sandia.....	129
4.2.3. Caracterización de la nematofauna en las comunidades de Sandia	130
4.2.4. Relación de la nematofauna y las variables ambientales	133
4.2.5. Composición de la diversidad funcional.....	140
4.2.6. Características edafoclimaticas del suelo en función a la densidad funcional....	143
4.2.7. Acción antrópica del suelo y densidad de grupos funcionales	146
4.2.8. Consideraciones finales	147
V. CONCLUSIONES	148
VI. RECOMENDACIONES	149
VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	150
ANEXOS	178

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Mapa de problemas (Fuente: Elaboración propia 2019).....	22
Figura 2: Distribución de la Familia Caricaceae Fuente: (Martins y Costa, 2003).....	32
Figura 3: Distribución de <i>V. Pubescens</i> en Latinoamérica. Las áreas más oscuras corresponden a la mayor concentración. Fuente: (Sheldeman, <i>et al.</i> 2007).....	33
Figura 4: Caracteres morfológicos de <i>C. pubescens</i> . A) Forma, (B) Raíz, C) Tronco y ramas, D) Hoja, E) Inflorescencia, F) Inflorescencia polígama, G) pistilada o flor Hermafrodita H) flor masculina o estaminada I) flor femenina, J y K) Posición de los frutos, L) Frutos y Semillas. (Fuente: Fotos de F-I, Salvatierra y Jana, 2016; A-E y J-L, Cornejo 2019).	40
Figura 5: Ciclo Biológico de los nematodos. (Fuente: Modificación propia, 2019. Original de: Johnstone, 2001).....	45
Figura 6: Formas de nematodos fitoparásitos adultos, de importancia agrícola A. <i>Meloidogyne</i> ; B. <i>Heterodera</i> ; C. <i>Belonolaimus</i> ; D. <i>Rotylenchulus</i> ; E. <i>Pratylenchus</i> ; F. <i>Anguina</i> ; G. <i>Hoplolaimus</i> ; H. <i>Nacobbus</i> ; I. <i>Criconemoides</i> ; J. <i>Meloidodera</i> ; K. <i>Tylenchulus</i> ; L. <i>Paratrichodorus</i> ; M. <i>Xiphinema</i> ; N. <i>Globodera</i> ; O. <i>Helicotylenchus</i> (modificado por Viglierchio, 1991).....	46
Figura 7: Morfología general del nematodo (Fuente: Mahale, 2015).	47
Figura 8: Representación esquemática de varios tipos de nematodos que presentan dimorfismo sexual, que se alimentan del tejido de la raíz. 1. <i>Ditylenchus</i> . 2. <i>Tylenchorhynchus</i> . 3. <i>Rotylenchus</i> . 4 <i>Hoplolaimus</i> . 5. <i>Helicotylenchus</i> . 6. <i>Rotylenchus</i> . 7 <i>Meloidogyne</i> . 8. <i>Heterodera</i> . 9 <i>Hemicycliophora</i> . 10. <i>Criconemoides</i> . 11. <i>Tylenchus</i> . 12. <i>Pratylenchus</i> . 13. <i>Hirshmanniella</i> . 14. <i>Nacobbus</i> . (Modificado por Siddqi, 1986.).	50
Figura 9: <i>Meloidogyne incógnita</i> A. Macho entero; (B y C) Región labial de Macho;(D y E) Cola de Macho; (F) juvenil infeccioso completo (J2); (G) Cola; (H) Hembras maduras con patrones perineales; (I) <i>M. Javanica</i>); (J) <i>M. incógnita</i> ; (K) <i>M. arenaria</i> ; <i>M. hapla</i> ; (M) <i>M. graminícola</i> ; (N) <i>M. exigua</i> . Los dibujos lineales son solo para fines ilustrativos y no están a escala (Fuente: Hunt <i>et al.</i> , 2005)	57
Figura 10: Representación gráfica de una hembra adulta de <i>Pratylenchus brachyurus</i> y las principales variables morfométricas: L - largura del cuerpo Øc - diámetro mayor del cuerpo, Øv - diámetro del cuerpo a la altura de la vulva, Øa - diámetro del cuerpo al nivel del ano, Po – distancia de la extremidad anterior del cuerpo a unión esófago-intestino, V – distancia de la vulva hasta la cola, St – Largura del estilete. Pub – largura del saco pos-uterino, Øbst – diámetro de los bulbos del estilete, Abst – altura de los bulbos del estilete, Dgo – distancia entre la abertura de la glándula esofagiana dorsal dorsal y la base del estilete, F- largura del esófago, T – largura de la cola, Pub – largura del saco pos-uterino (Fuente: Adaptada de Corbett. 1976).	59
Figura 11: <i>Mesocriconema</i> spp. (Raski, 1952) Loof y de Grisse, 1989 – Morfología: Montaje de figuras de CAB/CID Descriptions of Plant-Parasitic nematodes, set 1-12 .	64

- Figura 12:** *Dorylaimus* spp. A - Hembra entera, B - Macho entero, C - Anfidios, D - Región anterior, E - Parte expandida del esófago, F - cola hembra, G - Cola masculina. (Fuente: Shafqat Samina)..... 67
- Figura 13:** *Mononchus intermedius* sp. A: Hembra de cuerpo entero, B: extremo anterior hembra; C: región faríngea; D: sistema reproductor Hembra; E: región caudal hembra. Fuente: (Tahseen, 2009) 72
- Figura 14:** *Trichodorus pseudobursatus* n. sp. A: Forma de la hembra, cuerpo entero; B: parte genital anterior, forma hembra; C: Estructura del Macho, región del cuello; D: Estructura del macho, región posterior del cuerpo; E-G: Estructura del macho, región de la cola y aparato de copulación; H-: I Hembra, región vaginal. (Scale bars = 20 μ m.). (Fuente: Decraemer *et al.*, 2008). 73
- Figura 15:** *Discocriconemella mauritiensis*, hembra. A) Región anterior. B, H,K) Partes laterales posteriores y ventrales del cuerpo. C – F) Perfil o Vista frontal del disco cefálico. G) Cuerpo entero de *Discocriconemella* Hembra. Fuente: (Vovlas, 1992)..... 74
- Figura 16:** (A) cultivo de Papaya andina. (B) Limpieza de la capa superficial de suelo. (C) Muestra de suelo. (D) Homogenizado de submuestras (E) Raíz de Papaya andina. (F) Acondicionamiento de muestras en plástico y etiquetado. (Fuente: Fotos de Investigación, 2019) 86
- Figura 17:** (A) Muestras de Suelo, (B) Tamices de 60, 100, 400 Mesh, (C) Pipeta, Becker 250 cm³. Balde, (D) Homogenización de la muestra, (E) Tamizado (F) Lavado, (G) Recolección de la muestra, (F) Vaso con muestras de suelo, etiquetado, (I) Total de las muestras lavadas. (Fuente: Fotos de la Investigación, 2019)..... 89
- Figura 18:** (A) Pipeta, Tamiz, Sacarosa, Cal, (B) Tubos de centrifuga, (C) Tubos y vasos con muestras marcados para centrifugación, (D) Vasos con caolín, (E) Centrífuga (F) Solución Sacarosa, (G) Muestras con sacarosa siendo Homogenizado, (H) Tubos listos para centrifugado, (I) Lavado (J) Tamizado, (K) Recolección, (L) Muestras listo para identificación. (Fuente: Fotos de la Investigación, 2019)..... 89
- Figura 19:** PREPARO DE SACAROSA; (A) Erlenmeyer y Cocina eléctrica, (B) Beaker, (C) Beaker con 500 gr de azúcar, (D) Erlenmeyer (1Lt de agua hervida), (E) Mezclado de agua + azúcar, (F) Homogenizado de agua + azúcar. (Fuente: Investigación, 2019) 90
- Figura 20:** A - C) Acondicionamiento de raíces de Papaya andina (D) Licuadora, Na OCL, Balanza electrónica, (E) Centrifugación de muestras, (F) muestras prontas. (Fuente: Fotos de la Investigación, 2019) 90
- Figura 21:** (A) Autoclave, (B) Maceteros, Muestra de suelo, (C) Plántulas de tomate trasplantadas, (D) Plantas de tomate después de 50 días, (E) Plantas de tomate retiradas y lavadas, (F) Raíz limpia sin nodulaciones. (Fuente: Fotos de la Investigación, 2019) .. 91
- Figura 22:** Mapa de ubicación. Región Puno. (Fuente: Elaboración propia, 2019) 93
- Figura 23:** Mapa de ubicación. Puntos de recolección de muestras de suelo. Distrito de Sandía. (Fuente: Perfil de terreno obtenido de Google earth, 2019) 94

- Figura 24:** Representación gráfica de datos meteorológicos (Ene-2018 – Enero-2019). (Fuente: elaboración propia, 2019). 98
- Figura 25:** Género *Meloidogyne* spp. A) Longitud del cuerpo del J2, B) Región anterior mostrando la forma de la cabeza y el estilete, C) Región posterior, mostrando la cola, D) Región anterior mostrando el disco labial redondeado, estilete y los nódulos basales. E) Región Hialina. F) Flecha mostrando el esófago. G) Ano (Fuente: foto propia). 100
- Figura 26:** Género *Pratylenchus* spp. A) Longitud del cuerpo, B) Región anterior, cabeza y estilete, C) Región posterior, mostrando la cola D) Flecha mostrando el estilete y los nódulos basales. E) Vista lateral de la vulva. F) Vista lateral de la vulva. G) Poro excretor. (Fuente: Elaboración propia, 2019). 102
- Figura 27:** Género *Helicotylenchus* spp; A) Longitud del cuerpo; B): Forma de la cabeza y estilete; ©: Forma de la cola y mucron; D) Región anterior, mostrando la cabeza, el estilete y los nódulos basales; E) Vulva; F) Poro excretor; H) Cola (Fuente: Elaboración propia, 2019). 104
- Figura 28:** Género *Mesocriconema* spp. (A): Longitud del cuerpo, (B): Región anterior mostrando el estilete, (C): forma de la cola, D) Región anterior mostrando la cabeza, el estilete y los nódulos basales. E) Región labial. F) Flecha mostrando el esófago H) Región terminal de la cola (Fuente: Elaboración propia, 2019). 106
- Figura 29:** *Discocriconemella* spp. A) Longitud del cuerpo. B) Región anterior, (C): Parte posterior, D) Flecha mostrando el anillo cefálico en forma de disco, el estilete y los nódulos. E) Flecha mostrando la vulva, F) Región del esófago, G) Ánulos (Fuente: Elaboración propia, 2019). 108
- Figura 30:** *Ogma* spp. A) Longitud del cuerpo, B) Región anterior del cuerpo, mostrando el estilete y nódulos basales; C) Región posterior mostrando el extremo de la cola; D) Región labial; E) Detalle de Los ánulos (Fuente: Elaboración propia, 2019). 109
- Figura 31:** familia criconematidae (Fuente: Elaboración propia, 2019). 110
- Figura 32:** Género *Aphelenchus* spp. (A): Longitud del cuerpo, (B): Región anterior mostrando el estilete y el esófago; (C): forma de la cola; D) Región anterior, mostrando la forma de la cabeza y el estilete fino; E) Flecha mostrando el esófago; F) Flecha mostrando la vulva; G) Región posterior de un macho, mostrando la espícula (Fuente: Elaboración propia, 2019). 112
- Figura 33:** *Dorylaimus*. spp. A) Longitud del cuerpo; B) Extremo anterior del cuerpo; C) cola; D) Flecha mostrando el estilete falso; E) Región labial; F) Vulva; G) parte final de la cola (Fuente: Elaboración propia, 2019). 113
- Figura 34:** *Xiphinema* spp. A): Longitud del cuerpo; B): Parte anterior del cuerpo; C): cola, D) El estilete; E) Región labial; F) Parte final de la cola; G) Sistema reproductor de la hembra (Fuente: Elaboración propia, 2019). 114
- Figura 35:** Género *Tylenchus* spp. A): Longitud del cuerpo; B): Región anterior del cuerpo; C): cola, D) El estilete; E) Región esofagial; F) Vulva (Fuente: Elab. Propia, 2019). 116

Figura 36: <i>Monochus</i> spp. A) Longitud del cuerpo, (B): Parte anterior del cuerpo; C) cola, D) Cabeza truncada, mostrando el diente dorsal; E) Región de la vulva. F) Región del esófago; G) Parte final de la cola (Fuente: Elaboración propia, 2019).....	117
Figura 37: <i>Trichodorus</i> spp. Longitud del cuerpo (Fuente: Elaboración propia, 2019).....	119
Figura 38: Formas de nematodos de vida libre, forma de la cabeza y cuerpo (Fuente: Elaboración propia, 2019).....	120
Figura 39: Densidad poblacional promedio de nematodos en el distrito de Sandia (Fuente: Elaboración propia, 2019).	121
Figura 40: Análisis de Nmds (escalamiento multidimensional no paramétrico) basado en la estructura de la nematofauna en las comunidades del distrito de Sandia. ◊: Apabuco; ◊; Laqueque; ◊: Tuana; ◊: Mororia; ◊: Ccapuna; ◊: Quiaca; ◊: Aricato; ◊: Queneque.	129
Figura 41: Plot de distribución espacial de nematodos en las comunidades del distrito de Sandia (Ind/100 cm ³ de suelo)	130
Figura 42: Plot temático del análisis de la fertilidad del Suelo: (Ph) potencial hidrométrico: (M.O.) materia orgánica y (CE) conductividad eléctrica.	134
Figura 43: Distribución en porcentajes de la composición de la diversidad funcional.	141

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Principales fitoparásitos de importancia económica, según la opinión de nematólogos de todo el mundo.	83
Tabla2: Comunidades evaluados en el distrito de Sandia	87
Tabla 3: Características de la composición estructural de los Suelos.	96
Tabla 4: Características Físicas, Químicas de los Suelos.	96
Tabla 5: Factores climatológicos del Distrito de Sandia (Muestreo: Ene 2019)	97
Tabla 6: Caracterización morfométricas de J2 de las poblaciones de <i>Meloidogyne</i> spp. Provenientes de plantaciones de Papaya andina (<i>Carica pubescens</i> L.). Sandia - Puno	100
Tabla 7: Caracterización morfométrica de las poblaciones de <i>Pratylenchus</i> spp. provenientes de plantaciones de Papaya andina (<i>Carica pubescens</i> L.). Sandia – Puno	103
Tabla 8: Caracterización morfométrica de las poblaciones de <i>Helicotylenchus</i> spp. provenientes de plantaciones de Papaya andina (<i>Carica pubescens</i> L.). Sandia – Puno	105
Tabla 9: Caracterización morfométrica de las poblaciones de <i>Mesocriconema</i> spp. provenientes de plantaciones de Papaya andina (<i>Carica pubescens</i> L.). Sandia - Puno	107
Tabla 10: Caracterización morfométricas de las poblaciones de <i>Xiphinema</i> spp. provenientes de plantaciones de Papaya andina (<i>Carica pubescens</i> L.). Sandia – Puno	115
Tabla 11: Frecuencia, porcentaje y densidad poblacional de géneros de nematodos fitoparásitos en plantaciones de papaya andina en ocho comunidades de Sandia, Perú. 2019.	122
Tabla 12: Análisis de Variable dependiente ANOVA.....	128
Tabla 13: Prueba del rango múltiple de Duncan para Nematodos.	128
Tabla 14: Frecuencias de Distribución de nematodos en las comunidades de Sandia.	130
Tabla 15: Clasificación de Géneros de nematodos por hábito alimentario, según Yeates <i>et al.</i> (1993).	141

ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

APS	Sociedad Americana de Fitopatología
ASPPAO	Asociación de Productores de Papaya Andina
CE	Conductividad eléctrica
EC	Ecdisi
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación
FR	Factor de Reproducción
MI	Índice de madurez
MMI	Índice de madurez modificada
MO	Materia orgánica
MtDNA	DNA mitocondrial
NaOCL	Hipoclorito de Sodio
NNP	Nematodos no parásitos
PCR	Reacción en Cadena de la Polimerasa
Pf	Peso aéreo fresco
PH	Medida de acidez o alcalinidad
PPI	Índice de parásitos de plantas
T	Límites de tolerancia
USD	Dólar estadounidense
µm	Micra
PMeV	Papaya Meleira Virus
PMV	Virus Mosaico del Papayo

RESUMEN

La papaya andina (*Carica Pubescens*) es una planta de la familia de las caricaceae, es nativa del noreste de Sudamérica, es una planta de crecimiento acelerado, de tallo sencillo aunque algunas veces este es ramificado. Dentro de los problemas fitosanitarios comunes, los nematodos pueden ser listados entre los más perjudiciales, pues contribuyen significativamente en la reducción de la productividad del cultivo, haciendo que se eleven los costos de producción. La presente investigación tiene como objetivos: Identificar morfológica y morfométricamente géneros de nematodos y determinar la densidad poblacional de nematodos fitoparásitos y nematodos de vida libre en suelos y raíces de papaya andina. Se evaluaron 155 muestras provenientes de ocho comunidades (Apabuco, Laqueque, Tuana, Mororia, Ccapuna, Quiaca Ayllu, Aricato y Queneque). Las muestras fueron procesadas por el método de fluctuación centrífuga en solución sacarosa, posteriormente llevadas a estereoscopio para la identificación a nivel de género y para la evaluación de la densidad poblacional promedio (individuos/100 cm³ de suelo). El análisis de muestras de suelo, reveló la presencia de los géneros: *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Mesocriconema*, *Aphelenchus*, *Dorylaimus*, *Xiphinema*, *Tylenchus*, *Mononchus*, *Trichodorus*, *Discocriconemella* y nematodos de Vida libre. Para obtener una evaluación generalizada los géneros de nematodos hallados se agruparon a partir de características tróficas, resultando: el 56.17% de fitoparásitos; 1.2% de fungívoros; 2.58% de omnívoros; 0.09% de predadores y 40.0% de vida libre (Micófagos, Bacteriófagos, Algívoros y Nematófagos). Los nematodos bacteriófagos como parte de los de vida libre, presentaron densidades poblacionales dominantes en algunos sectores, resultando en conclusión que, los fitoparásitos y bacteriófagos son más abundantes que los predadores y omnívoros en suelos de Papaya Andina. Las densidades poblacionales que presentaron las poblaciones de los nematodos evaluados no fueron muy altas, excepto el género *Helicotylenchus* y nematodos de vida libre.

Palabras Clave: Nematodos fitoparásitos, Caracterización morfológica, Densidad poblacional, Papaya Andina, bacteriófagos.

ABSTRACT

The Andean papaya (*Carica Pubescens*) is a plant of the caricaceae family native to northeastern South America; it is a plant of accelerated growth, of single stem although sometimes this is branched. Within the common phytosanitary problems, nematodes can be listed among the most harmful, as they contribute significantly to the reduction of crop productivity, causing production costs to rise. Present investigation has like objectives: Identifying morphologic and morfométric nematodes genera and determining the population density of nematodes fitoparásitos and nematodes of free-living at grounds and roots of Andean papaya. They evaluated eight communities 155 originating signs (Apabuco, Laqueque, Tuana, Mororia, Ccapuna, Quiaca Ayllu, Aricato and Queneque). Signs were processed by the method of centrifugal fluctuation in solution sucrose, at a later time taken to stereoscope for the level identification of kind and for the evaluation of the average population density (individuals/100 cm³ of soil). Analysis of soil samples revealed the presence of genera: *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Mesocriconema*, *Aphelenchus*, *Dorylaimus*, *Xiphinema*, *Tylenchus*, *Mononchus*, *Trichodorus*, *Discocriconemella* and nematodes of free-living. Found nematodes' genera grouped as from characteristics trophics, clause themselves *in order* to obtain a generalized evaluation: The one (56,17 %) of plant parasites; (1,2 %) of fungivores; (2,58 %) of omnivorous; (0,09 %) of predators and (40,0 %) of free-living (Microphages, Bacteriophages, Algivores and Nematophages). Nematodes bacteriophage like part of give them free-living, they presented dominant population densities at some sectors, clause in ending than, the phytoparasites and bacteriophages are more abundant than the predators and omnivores at Andean Papaya's grounds. The population densities that the evaluated nematodes' populations presented were not very loud, except for the genus *Helicotylenchus* and free-living nematodes.

Keywords: Phytoparasitic nematodes, Morphological characterization, Population density Andean papaw, Bacteriophages.

I. INTRODUCCIÓN

Las regiones productoras de papaya en el mundo se localizan en una franja del globo terrestre comprendida entre los trópicos de Cáncer y Capricornio, a 21° de latitud norte y 21° de latitud sur (Martins y Costa, 2003). Así mismo se estima que la producción mundial de papaya ascendió a 13,3 millones de toneladas en el 2017, un 2,7 % más que en 2016 debido a la mayor resistencia del cultivo a las condiciones climáticas adversas, la producción de papaya sufre daños considerablemente menores debido a los fenómenos climáticos adversos que otras frutas tropicales, en los primeros nueve meses de 2017 va en camino de igualar la tasa de crecimiento promedio anual de 3,3 % registrada en los últimos diez años. En cuanto a la distribución regional, se estima que el 55 % de la producción mundial de papaya en el 2017 proviene de Asia, el 34 % de América Latina y el 11 % de África (FAO, 2019).

La Papaya (*Carica papaya* L.) es una fructífera de la familia Caricaceae, originaria de América Central y cultivado en regiones tropicales y subtropicales (Oliveira y Caldas, 2004)

La Carica más cultivada es la papaya originaria de las tierras bajas de América Central. Sin embargo, en las tierras altas de América del Sur, crecen diferentes parientes con cierto potencial, una de ellas es la llamada papaya de altura, que recibe diferentes nombres como: “chilguacán, chiglacón, chamburo” (Ecuador), chamburo y huanarpu hembra (Perú, Bolivia), en castellano: “papaya de monte”, papaya arequipeña, papaya de altura (Perú y Bolivia), papayuela (Colombia); y en inglés: "mountain papaya" (Tapia, 2000). De igual forma Hernández *et al.*, (2014) afirma que la “papaya andina” (*Carica pubescens* L.) es conocida en el Perú, por distintos nombres comunes tales como: papayita andina, papayita de monte y papaya de montaña. Una fruta que podemos encontrar en las

distintas partes del Perú (Amazonas, Cajamarca, Huánuco, Ancash, Junín, Arequipa), como también la “papaya andina” se cultiva en algunos distritos de las provincias de Carabaya y Sandia de la región Puno (Perú).

EL cultivo de papaya se caracteriza por poseer un rápido desarrollo, por lo tanto la producción puede ser afectada por diversos microorganismos patógenos como hongos, bacterias, fitoplasmas, virus y nematodos, estos últimos se han reportado afectando el sistema radicular de la papaya causando agallas o daños mecánicos que pueden facilitar la invasión secundaria de otros fitopatógenos; causantes de enfermedades que, disminuyen considerablemente sus rendimientos afectando el aporte económico de las plantaciones. (Sosa y Moss, 1985; Dias-Arieira, *et al*, 2008).

El ataque de fitoparásitos puede empeorar debido a que estos parásitos, no son detectados fácilmente, porque pueden ser confundidos con síntomas de deficiencia nutricional. Los nematodos de las agallas (*Meloidogyne* spp.) y los nematodos reniformes (*Rotylenchus* spp.), son los más comunes en cultivos de papaya en todo el mundo, entre los cuales podemos citar: *Rotylenchus reniformis*, *R. parvus*, *Rotylenchus* spp. *Meloidogyne arenaria*, *M. hapla*, *M. incógnita* y *M. javanica*. Sin embargo, solamente las especies *M. Incógnita*, *M. javanica* y *Rotylenchus reniformis* son considerados los de mayor agresividad (Trindade *et al.*, 2000; Dias-Arieira, *et al*, 2008). Por su parte Peña *et al.*, (2018) señala que los géneros más perjudiciales son: *Meloidogyne* (nematodo del nudo de la raíz) y *Pratylenchus* (nematodo de la lesión), siendo el primero quien ocasiona grandes pérdidas en los cultivos agrícolas. Así mismo el género *Meloidogyne* ocasiona problemas en la raíz, atrofiándola y no permitiendo el ingreso de los nutrientes a la planta causando así su muerte.

Existen pocos estudios sobre el parasitismo de nematodos en papaya, sin embargo, más de 35 especies de fitoparásitos han sido encontrados en la rizosfera de estas plantas; la respuesta de las plantas infectadas por estos patógenos se confunde con síntomas de deficiencia nutricional, enfermedades viroticas y fúngicas o con incidencia de insectos dificultando el diagnóstico (Dias-Arieira, *et al*, 2008).

Los nematodos fitoparásitos del género *Meloidogyne* son endoparásitos sedentarios de gran importancia económica y constituyen uno de los principales factores limitantes en la producción de cultivos en países tropicales y subtropicales. A esto se suman las estrategias de manejo empleadas para su control que involucran el uso de productos químicos, que conllevan a un mayor gasto económico y problemas de residuos y contaminación. *Meloidogyne* spp. es un nematodo polífago, capaz de parasitar 3000 especies de plantas, entre silvestres y cultivadas. Además de ello, debido al exitoso parasitismo y alta especialización desarrollada en su hospedante, así como su permanencia en el suelo, son de difícil erradicación, constituyéndose así en un problema de importancia global. (Vera, 2014)

Existen métodos para la identificación de nematodos, con frecuencia son identificados sobre la base de características morfológicas y morfométricas. El método morfológico se constituye en un método de rutina en los laboratorios de nematología, y se desarrolla generalmente mediante el análisis de patrones perineales de hembras y otras características morfológicas como la forma de la cabeza de machos y estilete de hembras (Vera, 2014). De igual forma, la electroforesis de isoenzimas es la principal técnica bioquímica utilizada en el Diagnóstico de especies de *Meloidogyne* (Carneiro y Almeida, 2001), se basa en la movilidad relativa de las enzimas extraídas de hembras adultas en

oviposición. Es eficiente para la identificación de especies de nematodos y requiere relativamente poco tiempo (Blok y Powers, 2009; Hunt y Handoo, 2009).

El muestreo y análisis nematológico del suelo permite determinar la densidad poblacional de nematodos fitoparásitos, presentes en una determinada muestra. Un paso inicial para el manejo de nematodos es la recolección de muestras de suelo y raíces, contrastándose con los síntomas en las plantas agrícolas (Coyne *et al.*, 2007).

La densidad poblacional permitirá definir, la cantidad de individuos a través del muestreo y análisis nematológico (Apaza 2011). Asimismo, esto nos dejará determinar los géneros y especies presentes y sus densidades poblacionales medias por volumen de suelo o por gramo de raíz con la mayor precisión posible. (Talavera, 2011).

El diagnóstico nematológico y el conocimiento de la distribución y densidades poblacionales de los nematodos fitoparásitos es un requisito imprescindible a la hora de planificar estrategias de control, ya que las posibles pérdidas de producción causadas por los nematodos, son función entre otros factores, de sus densidades en suelo en el momento de la siembra o trasplante (Grabau y Vann, 2017).

Un programa efectivo de manejo integrado de nematodos en este cultivo, debe tener la combinación de varias prácticas, lo que permitirá mantener y/o reducir en bajos niveles el umbral de daño económico. Estas prácticas deben incluir el uso de métodos culturales, variedades resistentes y control biológico, además del control químico (Grabau y Vann, 2017). De igual forma, la eficacia de las medidas de control frente a los nematodos fitoparásitos debe considerarse a corto, mediano y largo plazo, con la finalidad de reducir las poblaciones de nematodos (Bleve *et al.*, 2007).

1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Conforme Hugo y Malan (2010) un hecho significativo en la producción de alimentos es la incidencia de factores que afectan la producción agrícola. De acuerdo con la Sociedad Americana de Fitopatología (APS), a los nematodos fitopatógenos se les atribuye el 14% de las pérdidas anuales en diferentes cultivos en el mundo, equivalente a 80 billones USD/año. Los nematodos son gusanos microscópicos no segmentados que habitan en el suelo e infectan a las plantas a través de las raíces.

Según Jaraba *et al.* (2007) en el cultivo de la papaya (*Carica papaya* L.) se reportan enfermedades causadas por hongos, bacterias, virus y nematodos. Además, los nematodos fitoparásitos colonizan y se alimentan causando daños en el sistema radical, favoreciendo la penetración de otros patógenos habitantes del suelo (Guzmán y Castaño, 2010). Este tipo de fitoparásitos se han reportado en cultivos de papaya en Costa Rica (Fernández & Quesada, 2009); Brasil (Chaful y De' Arc, 1994) y Colombia (Espinosa *et al.*, 2004). En México, solamente se ha reportado al nematodo agallador *Meloidogyne incógnita* raza 1 en los estados de Michoacán y Morelos, así como a *M. arenaria* en Morelos (Cid del Prado *et al.*, 2001).

Conforme Ventura *et al.* (2003) las enfermedades de la papaya destacan económicamente, pues acarrearán severas pérdidas económicas en la producción, comercialización y exportación de frutos in natura, pudiendo llegar en algunos casos al 100%. En Brasil, las principales enfermedades que ocurren durante la producción son las virosis PMV, PMeV (mosaico y meleira) y la nematosis y en post-cosecha, la antracnosis y la podredumbre-peduncular, así mismo, el nematodo de las agallas (*Meloidogyne* spp. Goeldi) y el nematodo reniforme (*Rotylenchulus reniformis* Linford y Oliveira), son de

gran importancia principalmente cuando los huertos se implantan en secuencia a cultivos hospederos del parásito, pudiendo estos, afectar el desarrollo de las plantas.

De acuerdo con De Matos (2006), en general se admite que cada frutal de importancia económica se ve afectada por diversos problemas fitosanitarios, capaces de causar pérdidas significativas. Los fitopatógenos pueden causar tantas reducciones indirectas en la productividad, debido a la acción debilitante que ejercen sobre la planta hospedera, como pueden reducir directamente la productividad, o incluso la calidad del fruto en el pre o la post-cosecha, interfiriendo significativamente en la rentabilidad y en la sostenibilidad de la producción frutícola.

Conforme Guzmán y Castaño (2010) el conocimiento limitado de técnicas apropiadas para lograr producciones económicamente rentables de papaya, no ha permitido el desarrollo óptimo del cultivo. Los nematodos fitoparásitos han sido poco estudiados, asimismo sumado a éstos factores, el manejo inadecuado de los agroquímicos en el cultivo (especialmente el uso de insecticidas, fungicidas, fertilizantes y nematicidas), la inestabilidad de los precios de la cosecha, los altos costos de los insumos agrícolas, entre otros factores, han contribuido a una reducción en la rentabilidad del cultivo de papaya en las áreas sembradas (Jaraba *et al.*, 2007).

Según Gonzales y Franco (1997) señalan que los nematodos fitoparásitos, con más de 1,400 especies descritas, constituyen uno de los grupos más importantes de organismos que habitan en el suelo y que a menudo se tornan en uno de los problemas fitosanitarios más difíciles de controlar, en desmedro de la producción agrícola y por ende de la economía agraria.

1.1.1. Prognosis

Con el desarrollo de esta investigación y obteniendo la información se podrá realizar los ajustes para un adecuado manejo agrotécnico, necesarios para mejorar la calidad en la producción. El estudio de las relaciones entre fitoparásitos y las plantas, se refieren generalmente a la acción de un género en particular y un hospedante determinado. Sin embargo, en la naturaleza este fenómeno es raro, pues en los ecosistemas las comunidades de nematodos están compuestas por más de un género y/o especie. Para un manejo efectivo de las poblaciones de fitoparásitos, en cualquier tipo de cultivo es necesario identificar las especies involucradas y sus relaciones con los hospedantes. Así mismo reduciendo la incidencia de la población de nematodos a niveles tolerables, a un número inferior a 10 agallas por planta, también se reduce la posibilidad de infección por patógenos oportunistas, como son los hongos que aprovechan las rutas de ingreso o de salida de los nematodos J2 para introducirse y para así obstruir el paso de la savia, sea bruta o elaborada y por lo tanto mediante el necrosamiento de tejidos, ocasionar la muerte de la planta (Revelo *et al.*, 2009).

1.2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

Según Dijan-Caporalino *et al.* (2004) indican que los nematodos fitoparásitos producen problemas fitosanitarios que tienen una incidencia económica importante a escala mundial, sin embargo, frecuentemente su presencia ha pasado inadvertida y dicha ignorancia se ha cubierto con el término general de "fatiga de suelo". De este modo, aunque sus daños son difícilmente cuantificables se considera que provocan unas pérdidas no inferiores al 10% de la producción mundial, es decir, aproximadamente un tercio de las pérdidas atribuidas a las plagas y enfermedades. Asimismo, están ampliamente distribuidos en suelos naturales y cultivados de todas las regiones del mundo y la

magnitud de las pérdidas depende fundamentalmente de las densidades de población en suelo y/o raíces, de la susceptibilidad del cultivo y de las condiciones medioambientales (Verdejo-Lucas y Castillo, 2011). De igual forma, se han citado una gran cantidad de especies de nematodos fitoparásitos asociados a árboles frutales, aunque aquellas de mayor significación fitopatológica son los nematodos noduladores y lesionadores de raíz (*Meloidogyne* spp. y *Pratylenchus* spp.). (Mai *et al.*, 1994).

1.2.1. Análisis crítico

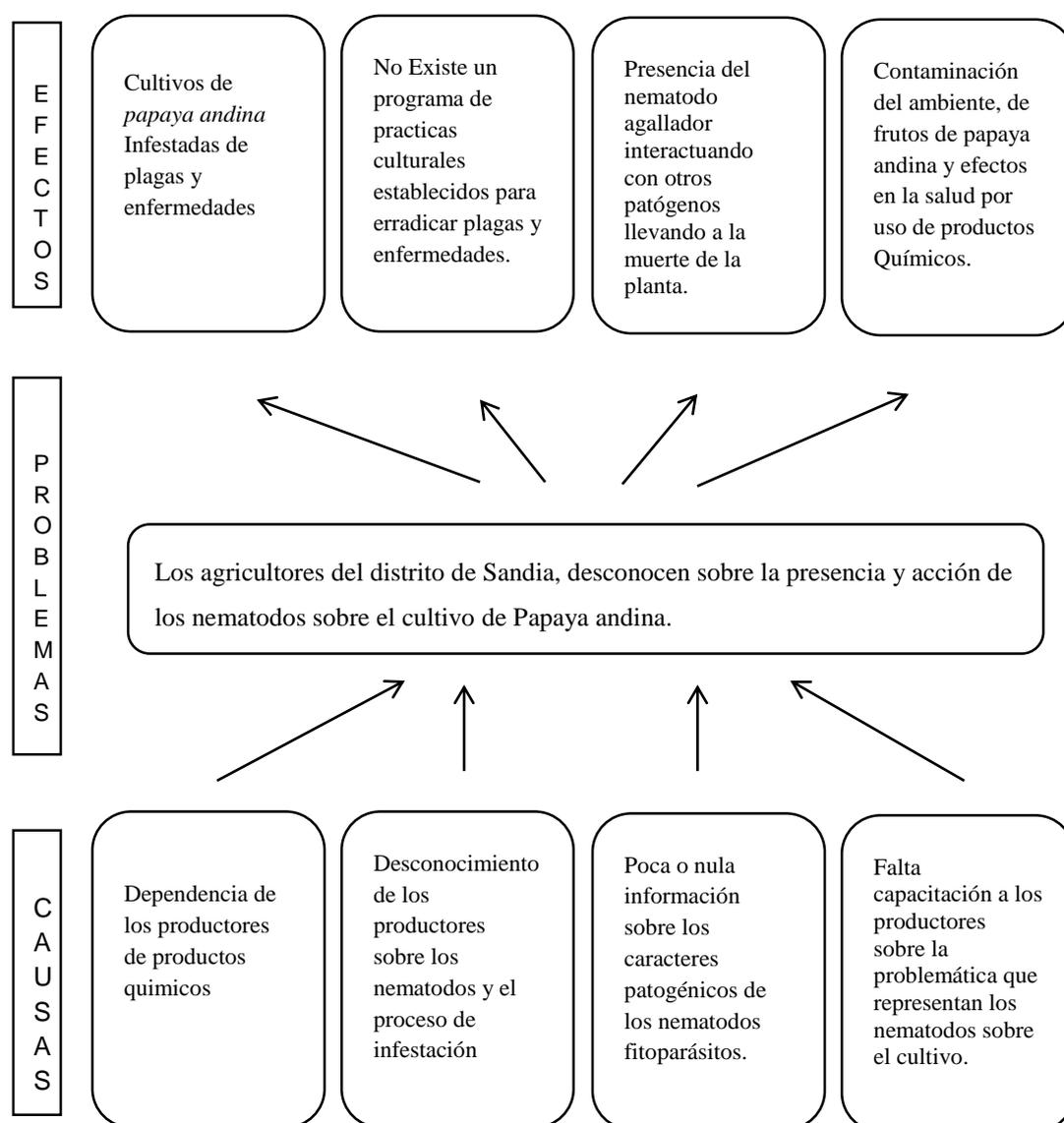


Figura 1: Mapa de problemas (Fuente: Elaboración propia 2019)

2.3. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN

Según Pisan (1995) en Tailandia, se realizó un estudio sobre la presencia de nematodos agalladores de la raíz (*Meloidogyne* spp.) en papaya, al noreste de Tailandia, el estudio fue entre 1986 y 1988, el daño en las raíces de la papaya causadas por los nematodos varió de un lugar a otro: leve en Nakon Ratchasima y Surin; moderado en Khon Kaen, Udon Ratchathani y parte de Roi Et; severo en Yasothon, partes de Roi Et y Loei. Se encontraron altas densidades de población de nematodos en el suelo, en áreas con severas lesiones en raíces, las especies de nematodos detectadas fueron *M. incognita* y *M. javanica*, se inoculó en la raíz de papaya *Meloidogyne* en maceteros. En la orden, inóculos de 1.000, 2.000 y 4.000 huevos/macetero, estos produjeron niveles similares de daño en la raíz (leve, 1-1.2). Los inóculos de 8.000 o 16.000 huevos/macetero, aumentaron la severidad del daño de la raíz (moderado, 2-2.7), en el número de nematodos en la raíz y el suelo. Los niveles de daños de la raíz y el número de nematodos de estas dos altas concentraciones de inóculo no fueron diferentes.

Bustillo *et al.* (2000) en Venezuela evaluaron el efecto de *Meloidogyne incognita* raza 1 sobre el crecimiento de la lechosa (*Carica papaya*) tipo Paraguanera, se realizó una prueba en maceteros plásticos de 21 de capacidad bajo condiciones de invernadero. Plantas de 15 días de edad fueron inoculadas con niveles de población crecientes [0; 0,125; 0,25; 0,5; 1; 2; 4; 8; 16; 32; 64 y 128 huevos y juveniles de segundo estadio (J2)/cm³ de suelo] del nematodo y evaluadas 90 días después. Los resultados demostraron que la lechosa “Paraguanera” es poco afectada por *M. incognita*. Los datos fueron introducidos en las ecuaciones de Seinhorst y los límites de tolerancia (*T*) se estimaron en 0,16 huevos+J2/cm³ de suelo para peso aéreo seco y peso aéreo fresco y en 0,25 huevos+J2/cm³ de suelo para diámetro del tallo y altura de las plantas. El rendimiento mínimo relativo (*m*) fue de 0,775 para peso aéreo seco y peso aéreo fresco a $P_i \geq 216$

huevos+J2/cm³ de suelo y de 0,82 para diámetro del tallo y altura de las plantas a $P_i \geq 32$ huevos+J2/cm³ de suelo. La población de *M. incognita* se incrementó hasta $P_i=16$ huevos+J2/cm³ de suelo; a poblaciones mayores se observó una disminución de dicha población. La máxima reproducción del nematodo fue de 11,6 veces (con $P_i=0,125$ huevos+J2/cm³ de suelo) y la densidad de equilibrio fue estimada en 29 huevos+J2/cm³ de suelo. Las modificaciones anatómicas observadas en las agallas de las raíces de lechosa son similares a las que induce este nematodo agallador en otros huéspedes, con 2-4 células gigantes en el cilindro central cerca de la cabeza de cada hembra, las masas de huevos se observaron en el interior de las agallas y alrededor de éstas, y de las hembras se apreciaron necrosis.

Suarez y Rosales (2004) en Venezuela, con la finalidad de estudiar la acción del nematodo *Meloidogyne incognita* en Caricáceas, evaluaron cinco materiales: *Carica cauliflora*, *Carica pubescens* y tres tipos de papaya comercial *Carica papaya*: 'Cartagena amarilla', 'Paraguanera' y 'Sofia'. Se usaron de cada material diez plantas no inoculadas como testigo y diez inoculadas con 16 huevos+juveniles de *M. incognita* raza 1/100 cm³ de suelo. Después de doce semanas se evaluaron las variables agronómicas, peso aéreo fresco, peso radical fresco y altura; también se determinó el Factor de Reproducción ($FR=P_f/P_i$) y el Índice de Agallamiento (0-5), todas las plantas inoculadas presentaron formación de agallas, no hubo variaciones con respecto a la altura entre las plantas inoculadas y no inoculadas. Hubo diferencias significativas (Tukey, 5%) entre los materiales evaluados para el peso aéreo y radical fresco, entre las plantas inoculadas y las no inoculadas, a excepción de *C. cauliflora* que no presentó diferencias para el peso radical, así mismo la mayor FR (9,2) presentó *C. papaya* 'Cartagena amarilla', *C. cauliflora* y *C. pubescens* pueden ser consideradas como resistentes no tolerantes a la acción del nematodo en virtud de la reducción de las variables agronómicas evaluadas.

Por su parte De Matos (2006) en Brasil realizaron un estudio para describir la estructura de la comunidad de los nematodos asociados al cultivo comercial de Papaya en áreas con diferentes niveles poblacionales de *Meloidogyne* spp y determinar el patrón de movimiento y número de muestras para el monitoreo de poblaciones de *Meloidogyne* spp. y *Rotylenchus* spp. evaluaron tres áreas, con diferentes niveles poblacionales de nematodos de las agallas y reniforme, en cada área (20 x 20), con tres plantas por cuadrilátero para la descripción de la estructura de la nematofauna, se utilizaron índices de comunidades de nematodos: índice de madurez (MI), índice de parásitos de plantas (PPI) e índice de madurez modificada (MMI), para la selección de muestras se simuló patrones de desplazamiento en “X”, “V”, “W” y “S”. Ambos géneros estimados en función del número de muestras y patrón de desplazamiento fueron comparadas por la prueba de Kruskal-Wallis al 5% de probabilidad, en las áreas 1 y 3 hubo predominancia de fitoparásitos de 43,84 y 39,95% respectivamente, del total de nematodos encontrados, destacándose el género *Rotylenchulus* spp., en el área 2, *Meloidogyne* fue el taxón de mayor dominio entre los fitoparásitos, en las tres áreas, MI y MMI fueron altos (> 30%) y PPI varió de 20,95 a 32,88%. Se identificaron veinte muestras por área para monitoreo de los dos géneros de nematodo.

Según Khan *et al.* (2007) En Pakistán realizaron una evaluación de nematodos asociados a la papaya en el distrito de Hyderabad y Karachi, Sindh, Pakistán, se recogieron ochenta muestras de la rizosfera del suelo de diez localidades, y fueron registrados siete géneros de nematodos y seis especies, se midió la densidad poblacional y la más alta fue la de *Aphelenchus avenae* (100/200 cm³) seguido de *Pratylenchus zaeae* (65/200 cm³ de suelo) y *Helicotylenchus indicus* (40/200 cm³ de suelo). Se realizó un análisis de los nematodos por agrupamiento de todas las localidades. Dos grupos principales fueron reconocidos: Grupo I y Grupo II que comprenden siete y tres

localidades respectivamente. En las especies del grupo I, a saber, *Meloidogyne incógnita*, juveniles de *Tylenchus* y *Helicotylenchus indicus* son comunes. Por otro lado el grupo II comprenden localidades en las cuales especies como *Aphelenchus avenae*, *Hoplolaimus indicus* y *Pratylenchus zaeae* son abundantes.

Jaraba *et al.* (2007) en Colombia identificaron los nematodos agalladores asociados al cultivo de papaya (*Carica papaya* L.) en Córdoba. Evaluaron variables morfológicas y morfométricas en hembras, machos y juveniles de segundo estadio (J2), en las muestras de suelo determinaron pH, contenido de materia orgánica (MO), conductividad eléctrica (CE) y textura, a fin de correlacionarlas con la presencia de especies nematodas. Y encontraron *Meloidogyne javanica*, *M. incógnita* y *M. arenaria*, siendo *M. incógnita* la especie más frecuente. Las tres especies se encontraron mezcladas en 37,5% de los individuos; *M. incógnita* y *M. arenaria* en 50%.

Según Perera *et al.*, (2008) en Australia, la papaya se distribuye ampliamente en las regiones tropicales, subtropicales y costeras de Queensland, New South Wales, Territorio Norte y Australia Occidental, en plantaciones y jardines. Queensland produce más del 95% de las papayas comerciales en Australia (Botella, 1999). Las plantas de papaya en una propiedad de la familia en Perth, en Australia Occidental, cerca de la Universidad de Murdoch, mostraron plantaciones de papaya con los siguientes síntomas: hojas caídas, clorosis, retraso en el crecimiento de las plantas y escaso crecimiento de la planta. Las raíces mostraron nodulaciones. Se observaron diferentes grados de necrosamiento y la presencia de nematodos agalladores de raíz y masas de huevos. Se diseccionaron dos muestras de 15 - 20 hembras, se analizaron con isoenzimas por esterases presentes en los nematodos mediante electroforesis en gel de poliacrilamida (Ibrahim y Perry, 1993), usando un PhastSystem con geles prefabricados (Amersham Biosciences)

las masas de huevos fueron examinados usando pruebas de diagnóstico PCR basadas en mtDNA (DNA mitocondrial) (Stanton *et al.*, 1997). Los patrones de esterase confirmaron la presencia de *M. javanica*. Las pruebas de diagnóstico de PCR basadas en el mtADN (DNA mitocondrial) en masas de huevos amplificaron los fragmentos típicos esperados para *M. javanica*. Los resultados confirman que *M. javanica* estaba presente en las raíces de la papaya y los síntomas observados, tanto en el suelo como en la abrasión de las raíces, fueron típicos de los síntomas asociados con la infección por nematodos en la raíz. Dado que la papaya es susceptible al ataque de los nematodos.

Según Dias-Ariera *et al.* (2010) en Brasil fue realizado una prospección de fitoparásitos asociados a la Papaya y otros frutales en la región noroeste de Paraná, empleando el método de electroforesis de esterase, encontrándose en las muestras las especies *M. incógnita* como la más frecuente, seguida de *M. javanica*.

Martínez *et al.* (2014) En Colima México, detectaron e identificaron los géneros de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de papaya, se seleccionaron diez sectores, de siete propiedades en los que se colectaron muestras de raíces y suelo rizosférico; en cada muestra se cuantificó e identificaron las poblaciones de los fitoparásitos, para la identificación específica de *Meloidogyne*, se analizaron cortes perineales de las hembras y se confirmó por reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Los géneros de fitoparásitos detectados e identificados fueron: *Aphelenchus*, *Ditylenchus*, *Helicotylenchus*, *Paratylenchus*, *Pratylenchus*, *Rotylenchus*, *Trophurus*, *Tylenchorrhynchus*, *Tylenchus* y *Meloidogyne*, con la especie *M. incógnita*. Los resultados permiten el reporte por primera vez de *M. incógnita*, asociado al cultivo de papaya.

Según Reddy y Nagesh (2016) en la India evaluaron varias parcelas de papaya y fueron seleccionados al azar en una distancia de al menos 2 km que separe uno del otro,

se recogieron muestras de suelos y raíces, para analizar el índice en los nódulos de la raíz y la distribución de la enfermedad, fue identificado la presencia del nematodo de las agallas, los análisis mostraron excepto Kampalli y los bloques Duvvur cultivares de papaya, estaban infectados en mayor o menor medida por el nematodo de las agallas, de las muestras de raíces recolectadas (344 muestras), 69 se encontró infectados por los nematodos, por lo tanto la frecuencia global de la infección fue de 20,05% en cosecha de un año y cosechas de dos y tres años; de 283 muestras, 132 muestras de raíz mostraron la presencia del nematodo agallador, mientras que en viveros, el 3-6% de las muestras de raíces mostró la presencia de nematodos, la frecuencia máxima de aparición del nematodo de las agallas, se obtuvo en los bloques Khazipat (53,3%) y Vontimitta (26.6%) mientras que, se encontró mínimo en Mydukuru (0.9). Estudio similar realizado en la India por Khan *et al.* (2014) y Khan y Hussain (1981) indicaron que el cultivo de papaya se vio afectado por nematodos de las agallas, sobre la base del patrón perineal, características de la especie *Meloidogyne incógnita* nematodos agalladores de las raíces.

Según Donato y Cortez. (2016) En Ecuador para el estudio de la reacción a *Meloidogyne* se recolectaron muestras de plantas infectadas con nematodos, como resultado se encontró que por comparación de patrones perineales entre los especímenes aislados de las caricáceas, la especie de nematodo que infecta es *Meloidogyne incógnita*, las tres especies de caricáceas respondieron con sintomatología similar en aspecto e intensidad al ataque de los nematodos. La calificación de resistencia de las tres especies estudiadas cayó dentro del grado de susceptible para babaco, chamburo y jigacho, lo que demostró que tienen igual grado de susceptibilidad al ataque en los estadios iniciales del desarrollo vegetativo.

En la Región Puno, en el muestreo de suelos, se encontró registros de géneros de nematodos en diferentes cultivos en Sandía y alrededores. Aguilar *et al.*, (2017) identificó seis géneros de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de maíz: *Helicotylenchus*, *Mesocriconema*, *Globodera*, *Xiphinema*, *Rotylenchus*, *Dorylaimus* spp. De igual forma Garambel (2017) en San Juan de Oro, San Pedro de Putina Punco y San Gabán, encontró nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de café: *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*, *Xiphinema*, *Mesocriconema*, *Dorylaimus*, *Tylenchus*, *Hemicycliophora*. Así mismo Mayta (2017) manifiesta que en el análisis de suelos de café identificó: *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*, *Xiphinema*, *Mesocriconema*, *Dorylaimus*, *Tylenchus*, *Hemicycliophora*, *Monochus*. También, Flores (2017) en Sandía en el cultivo de papa identificó los géneros: *Meloidogyne*, *Nacobbus*, *Pratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Mesocriconema*, *Xiphinema*, *Dorylaimus*, *Globodera* y en todos los suelos evaluados se encontraron nematodos de vida libre (saprófitas y predadores).

1.4. HIPÓTESIS

1.4.1. Hipótesis general

Existen diferentes densidades poblacionales de nematodos fitoparásitos y de vida libre presentes en el cultivo de papaya andina en comunidades del distrito de Sandia, Region Puno.

1.4.2. Hipótesis específica

- Existen géneros de nematodos fitoparásitos como *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Xiphinema*, *Helicotylenchus* y nematodos de vida libre en las plantaciones de “papaya andina” en el distrito de Sandia, Puno.
- Existe variación en la densidad poblacional de nematodos fitoparásitos en el cultivo de papaya andina en las zonas productoras del distrito de Sandia, Puno.

1.5. OBJETIVOS

1.5.1. Objetivo General

Determinar la densidad poblacional de nematodos fitoparásitos y de vida libre en el cultivo de Papaya Andina en las comunidades campesinas de Sandia – Puno.

1.5.2. Objetivos Específicos

- Identificar morfológica y morfométricamente géneros de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de “papaya andina” en ocho comunidades campesinas de Sandia.
- Determinar la densidad poblacional de nematodos fitoparásitos y nematodos de vida libre en suelo y raíces de “papaya andina” en las ocho zonas productoras de Sandia.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. MARCO TEÓRICO Y MARCO CONCEPTUAL DE LA INVESTIGACIÓN

2.1.1. Origen y distribución de la familia Caricaceae

Scheldeman *et al.* (2011) describe a la *Caricaceae* como una pequeña familia constituida por seis géneros (*Cylicomorpha*, *Horovitzia*, *Jarilla*, *Jacaratia*, *Carica* y *Vasconcellea*) y 35 especies. Dentro del análisis, el género *Vasconcellea* es el más grande dentro de la familia y está comprendido por 21 especies de las cuales 19 son árboles; Caetano *et al.*, (2008); Carvalho y Renner (2012), (Kyndt *et al.*, 2005) y se denomina comúnmente como “papaya de alta montaña” (Consejo Nacional de Investigación, 1989) por su preferencia por las regiones andinas (Caetano *et al.*, 2008; Kyndt *et al.*, 2005; Scheldeman *et al.*, 2011). De esta forma, debido a la similitud fenotípica entre *Carica* y *Vasconcellea*, estas se consideraron emparentadas y se estudiaron conjuntamente (National Research Council, 1989).

Bentham y Hooker (1867), entre las primeras referencias conocidas, establecieron que *Carica* y *Vasconcellea* poseían muy pocas diferencias y las incluyeron en el mismo género. De este modo, el género *Vasconcellea* spp. se encuentra distribuido a lo largo de Sudamérica, específicamente en la región andina y sus proximidades.

Teixeira da Silva (2014) indica a *Vasconcellea* como uno de los géneros menos estudiados en la familia Caricaceae, al contrario de *Carica* del cual se han realizado muchos estudios e investigaciones.

2.1.2. Distribución de la “papaya” (*Carica papaya* L.)

Medina *et al.*, (2010) indica que la familia *Caricaceae* es comparativamente pequeña respecto a otras, comprende seis géneros con 36 especies, se presenta principalmente en zonas tropicales y subtropicales. De forma natural *Jacaratia*, *Carica*, *Jarilla*, *Horovitzia* y *Vasconcellea* se distribuyen en América, mientras que el género *Cylicomorpha* sólo se localiza en África ecuatorial. *C. Papaya* se encuentra como única especie del género *Carica* y actualmente es la de mayor distribución, pues se cultiva en todas las regiones tropicales del mundo.

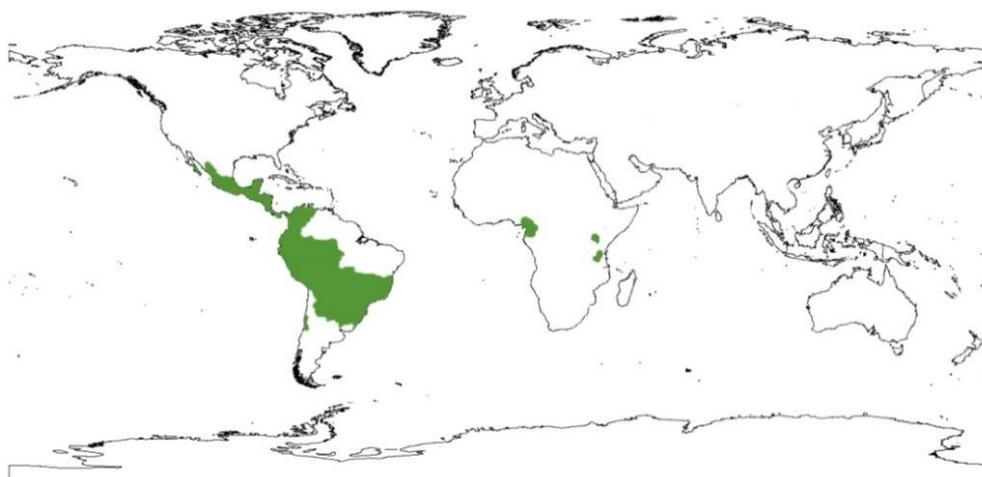


Figura 2: Distribución de la Familia Caricaceae Fuente: (Martins y Costa, 2003)

FAO-STAT (2018) menciona que la producción mundial de papaya (varias especies) es significativa llegando a 13'050.749 t en 2016. De este modo, dentro de los principales países importadores de papaya se encuentra el Reino Unido, Alemania, Francia e Italia.

El Perú es considerado como hábitat natural de varias especies de papaya, la producción nacional es importante. Así mismo en 2017 la producción fue de: 177.171 tm, mientras que en la región Puno la producción fue de 4680 tm. OEEE-MINAG (2018)

2.1.3. Distribución de la “papaya andina” (*Carica pubescens* L.)

Carvalho y Renner (2012) indica que la *Caricaceae* es una familia que se ha distribuido considerablemente, tanto en Sudamérica y Centro América con 33 especies y dos en la parte tropical de África. De igual forma, *Vasconcellea* es una de los géneros que pertenecen a esta familia y se distribuyen ampliamente en la parte noreste de los Andes.

Tapia (2000) menciona que la caricácea más conocida es la papaya (*Carica papaya*), originaria de las tierras bajas de América Central. Sin embargo, en las tierras altas de América del Sur crecen diferentes parientes con cierto potencial. Una de ellas es la llamada “papaya de altura”, que recibe diferentes nombres como: “chilhuacán, chiglacón, chamburo” (Ecuador); chamburo, huanarpu hembra (Perú, Bolivia); en castellano: “papaya de monte, papaya arequipeña, papaya de altura” (Perú y Bolivia); papayuela” (Colombia); y en inglés: "mountain papaya".



Figura 3: Distribución de *V. Pubescens* en Latinoamérica. Las áreas más oscuras corresponden a la mayor concentración. Fuente: (Sheldeman, *et al.* 2007)

Chávez (2013) refiere que es una planta originaria de las alturas de Colombia, Ecuador, Bolivia y Perú (Arequipa, Apurímac, Cusco, Huánuco y Junín) crece entre los 2.000 y 3.000 msnm. Así mismo, se distribuye desde Panamá hasta Chile y Argentina alrededor de los pueblos montañosos (Duque *et al.*, 2005).

Neill y Ulloa (2011) indica que la papaya de monte (*Carica pubescens*), es una especie de planta con flor de la familia de las Caricaceae. Posee una sabrosa fruta, es nativa del noreste de Sudamérica y es cultivada desde Panamá hasta Bolivia, sobre los 1.000 a 3.300 m.s.n.m.

Los Andes (2015) describe que en Sandía, los productores de “papaya andina en 2014 lograron instalar 140 hectáreas de esta fruta, en 2015, incrementaron su producción en 50% con respecto al año anterior. En la campaña agrícola de 2016 – 2017 fue de 904 tm, 2017 – 2018 de 914 tm (DRAP, 2018).

2.1.3.1. Clasificación Taxonómica

Reino: Plantae.

Sub Reino: Phanerogamae.

División: Angiopermae.

Clase: Dicotyledoneae.

Sub clase: Archychlamydeae.

Orden: Violales

Familia: CARICACEAE

Género: *Carica*

Especie: *C. pubescens* (Descrita por Lenne et Koch)

“Papaya andina” Fuente: (Engler, 1964)

2.1.3.2. Área de Distribución

De acuerdo con Hernández y León (1992) la distribución geográfica de *Carica pubescens* es amplia a lo largo de los Andes, abarca las vertientes occidentales, orientales y valles interandinos, desde Colombia hasta Bolivia. Así mismo la “papaya de montaña” (*Carica pubescens* L.) crece en climas templados a subcálidos; en los Andes, estas zonas se ubican entre los 2.000 - 3.000 msnm. y corresponden a las zonas agroecológicas de jalca y quechua en el Perú, con precipitaciones anuales entre 500 – 1.000 mm. Las temperaturas promedio oscilan entre 12 y 18°C y el clima es subhúmedo.

Según Vallenás (2013) manifiestan que la “papaya andina” (*Carica pubescens* L.), es una especie nativa que crece en algunos distritos de las provincias de Carabaya y Sandía de la región Puno (Perú), entre los pisos altitudinales de los 1.600 a los 2.800 msnm, estas corresponden a las zonas agroecológicas yunga y quechua, el clima templado de las áreas de ceja de selva de las provincias de Sandía y Carabaya, brindan condiciones apropiadas para el desarrollo de esta especie frutal.

2.1.3.3. Bioecología

La Papaya andina (*Carica pubescens*), es sensible a las bajas temperaturas del amanecer y al intenso sol del mediodía en el invierno (mayo-septiembre). Estos extremos de temperatura afectan al follaje y a la maduración normal de los frutos. Aunque es necesario hacer mayores estudios al respecto, parece recomendable el cultivo en asociación con otros arbustos. Esto se deduce de su buen desempeño en los huertos profundos y con abundante materia orgánica. La planta no soporta sequías prolongadas porque presenta una numerosa caída de hojas (Tapia 2000).

2.1.3.4. Descripción Botánica

- a. **Forma:** Iquirá (1996) describe como una planta arborescente perennifolia, de 1 a 2 m de altura con un diámetro a la altura del pecho de 6 a 15 cm (hasta 30cm), con un olor acre distintivo, (Figura 4A).
- b. **Raíz:** Linné (1753) indica que el sistema radical consta de pocas raíces, grandes, tuberosas, de textura flexible y de color blanco cremoso, provistas de muchas raicillas superficiales, tienden a ramificarse profundamente y en forma más o menos radial, explotando una capa de suelo de aproximadamente 1m (Figura 4B).
- c. **Tronco /Ramas:** Linné (1753) describe el tronco es erguido, cilíndrico, hueco excepto en los nudos, más grueso en su base, herbáceo, semileñoso, succulento con látex sin ramas y con las características cicatrices que dejan las hojas al caer Crecimiento monopódico cuando joven y al madurar se ramifica (Figura 4C).
- d. **Corteza:** Linné (1753) indica que corteza lisa, verde grisácea, con manchas pardas, oscuras, o bien raramente pardo pálidas, de forma irregular, lenticelas pequeñas o ausentes, cicatrices semicirculares a todo lo largo del tronco
- e. **Hojas:** Duque *et. al.*, (2005) indica que son perennes, atractivas, de apariencia tropical, largas (20 - 25 cm de longitud y 35 - 40 cm de ancho), con lóbulos. El lóbulo principal tiene de 3 a 5 lóbulos laterales, de forma variable. El envés está cubierto por finos pelos. Además, tienen largos peciolo, entre 16 y 34 cm. Los tallos exudan látex cuando sufren heridas. Así mismo, tiene hojas grandes que se distinguen de la papaya por su forma y por la presencia de una pubescencia que cubre las hojas y las flores (Figura 4D).

f. **Flores:** Las flores son cerosas, discretas con cinco pétalos carnosos y cubiertos de finos pelos, de color verde amarillento, por la noche son fragantes, nacen por debajo de las hojas en las axilas foliares del tallo principal. Las flores exudan un látex blanco cuando todavía no están maduras. Muchas plantas son dioicas y el sexo se encuentra en plantas diferentes, algunas son monoicas y hermafroditas, y en la misma flor se encuentran ambos sexos, como en la papaya, las plantas pueden cambiar el sexo de las flores durante el año, probablemente debido a los cambios de temperatura (Figura 4E-I).

Nacen en las axilas de cada hoja y son pentámeras; existen cinco tipos de flores:

Femenina o pistilada: solitarias o 5 ó 6 juntas en la base de una hoja, con cinco pétalos separados entre sí, ovario y estigma bien desarrollados; faltan los estambres y el pedúnculo corto. Son mucho más grandes que las masculinas (Figura 4I).

Hermafrodita: con cinco estambres o pentadria. Tiene cinco pétalos soldados en su base; ovario bien desarrollado, cinco estambres, pedúnculos cortos (Figura 4G).

Hermafrodita deformada, intermedia o irregular: Tiene de cinco a diez estambres que salen desde la mitad interna de los pétalos, pedúnculos cortos.

Hermafrodita perfecta o elongada: Tiene cinco pétalos unidos en su base, formando un tubo largo, diez estambres colocados en dobles serie en la parte interna de la flor, pedúnculos cortos.

Estaminada o masculinas: En panículas delgadas con 15 a 20 flores o llegando a tener hasta 100 florecillas por inflorescencia (forma de racimo), pedúnculos largos, por temperatura, pueden fructificar formando frutos periformes, colgantes, pequeños, deformes e inservibles (Figura 4H).

Así los árboles pueden ser machos (inflorescencias con muchas flores machos), hembras (inflorescencias con pedúnculos cortos y flores hembras), estaminada (inflorescencias con pedúnculos relativos cortos y con flores hermafroditas).

- g. Fruto:** Bosmediano y Coronel (2014) describe en comparación con la papaya tropical, los frutos en este caso son pequeños (8-20 cm de longitud), poseen cinco caras y son de color naranja-amarillo. Nacen en las axilas de las hojas, directamente del tallo principal, desde primavera hasta otoño en áreas frías y en regiones más cálidas durante todo el año. La pulpa es jugosa, amarilla y con un sabor ácido, aunque esté madura. Los frutos tardan en madurar entre 3 y 4 meses en las regiones frías y después desarrollan un dulce aroma afrutado (Figura 4L).

Duque *et al.* (2005) manifiesta que el fruto es muy aromático, de color amarillo claro, oblongo-elíptico, truncado en la base y agudo en el ápice, de 8 a 11 cm de largo y 5 a 6 cm de diámetro, con cinco costillas muy pronunciadas. La pulpa, ligeramente amarilla, constituye cerca del 60 % del peso total de la fruta y contiene numerosas semillas en la cavidad central cubiertas por una membrana dulce, transparente y gelatinosa.

Duque *et al.* (2005) indica que antes de alcanzar la madurez, el fruto exuda un látex, al que se le han atribuido propiedades medicinales para el tratamiento de la micosis y otras enfermedades de la piel. Generalmente, no se consume al natural, sino procesada en forma de jugos o conservas.

Iquira (1996) menciona que presentan frutos apiñados alrededor del tronco. Bayas entre elipsoides a esféricas, piel lisa y delgada tornándose de verde a anaranjada en la madurez, pulpa blanda, jugo lechoso. El fruto silvestre mide de 4 a 6 cm de

largo y de 3 a 4.5 cm de ancho. Cada fruto conteniendo de 200 a 400 semillas.

Fruto cultivado de 10 a 15 cm de largo, dependiendo del cultivo.

- h. Semillas:** Linné (1753) describe, semillas de 3.7 a 4.5 mm de largo por 2 a 2.8 mm de ancho y 2 a 2.5mm de grosor, esféricas, cubiertas por una capa mucilaginosa (sarcotesta), endotesta pardo negruzca y arrugada. Endospermo presente (Figura 4L).

La semilla es el producto del óvulo fertilizado, que en las angiospermas se forma dentro el ovario y es el resultado de la reproducción sexual. La forma de las semillas está determinada por el tipo de óvulo del que se han originado y su posición dentro del fruto. El tamaño está determinado por la posición que guardan las semillas dentro del fruto y por la cantidad de nutrimentos que reciban durante su ontogenia. El hilo es una cicatriz que queda en la semilla cuando esta se desprende del funículo. El micrópilo es una perforación amanera de canal que comunica a la semilla con el exterior y es el lugar por donde penetra el tubo polínico hacia el saco embrionario. El rafe es la costura longitudinal de la semilla formada en la parte en que el funículo se unía al rudimento seminal.

Esaú; Fahn (1985) manifiestan que el funículo es el filamento que une el rudimento seminal con la placenta, formado principalmente por tejido vascular y que sirve de puente para el paso de agua y nutrientes de la planta madre a la semilla durante su desarrollo.

- i. **Sexualidad:** Linné (1753) describe que dioica (más comúnmente en la papaya silvestre), monoica, hermafrodita y polígama. Ocurren cambios en la expresión sexual debido a diferentes condiciones ecológicas y otras variables. El sexo de la planta no se puede determinar sino hasta la floración. Número cromosómico: $2n = 18$.

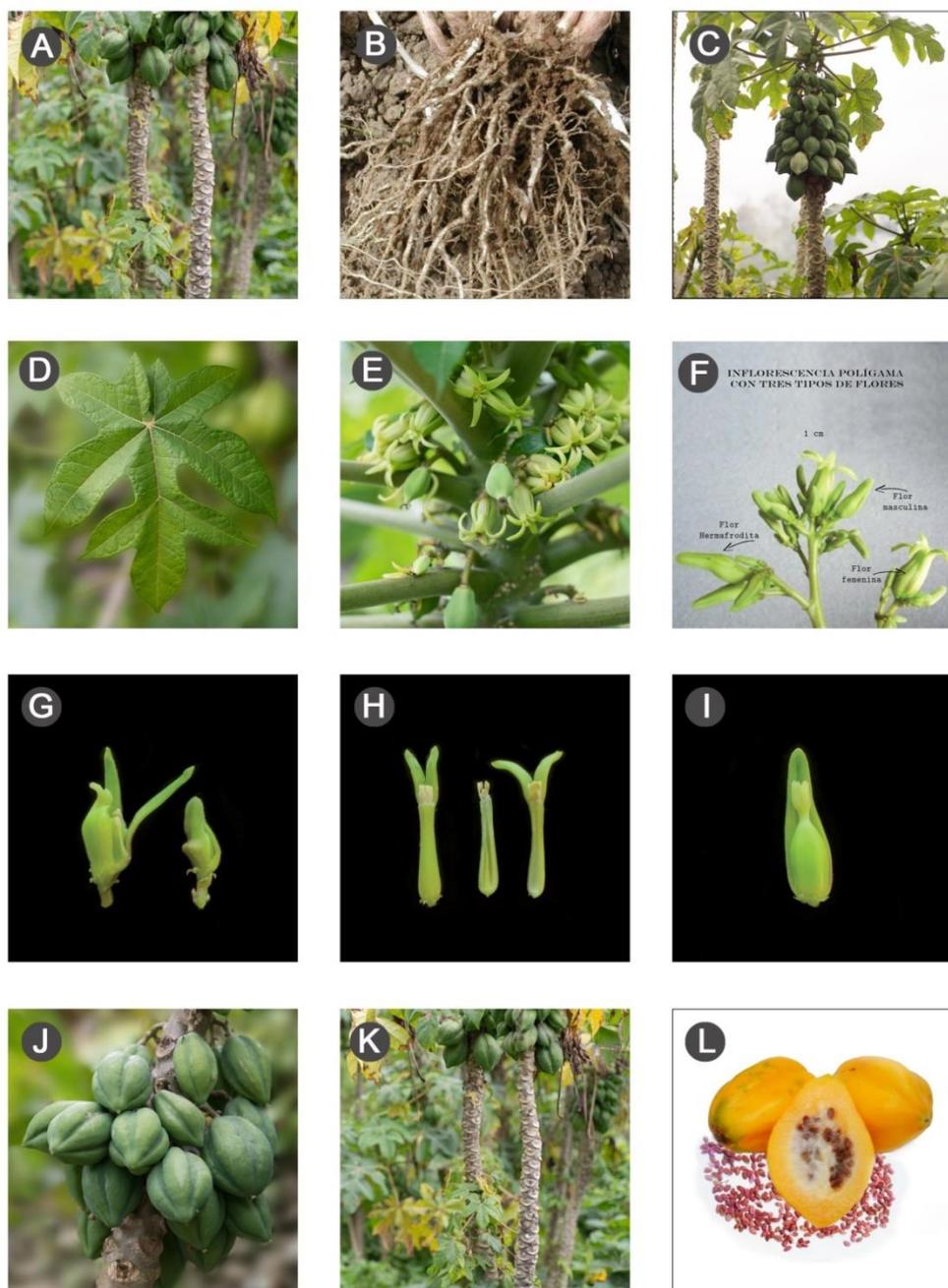


Figura 4: Caracteres morfológicos de *C. pubescens*. A) Forma, (B) Raíz, (C) Tronco y ramas, (D) Hoja, (E) Inflorescencia, (F) Inflorescencia polígama, (G) pistilada o flor Hermafrodita (H) flor masculina o estaminada (I) flor femenina, (J y K) Posición de los frutos, (L) Frutos y Semillas. (Fuente: Fotos de F-I, Salvatierra y Jana, 2016; A-E y J-L, Cornejo 2019).

2.1.3.5. Plagas y enfermedades

Según Agrios (2005) afirma que las enfermedades de las plantas pueden ser ocasionadas por cualquier microorganismo fitopatógeno ya sean hongos, bacterias, virus, nematodos y actinomicetos; las cuales son el resultado de la interacción dinámica de tres factores: el microorganismo fitopatógeno presente en el sistema, al cual le corresponde la dinámica ecológica de los suelos en cuanto a la diversidad y a la regulación poblacional. La condición del hospedante susceptible teniendo en cuenta sus etapas fenológica y metabólica, además el medio ambiente especialmente referido a las condiciones edafoclimáticas en las cuales se establecen los cultivos (Guzmán-Piedrahita *et al.*, 2009).

De acuerdo con Bravo *et al.* (2012) indica que los nematodos que atacan al “babaco” (*Vasconcellea heilbornii*) son del género *Meloidogyne* spp., producen nodulaciones en las raíces y actúan interrumpiendo el paso de nutrientes provenientes del suelo, lo que causa retraso del crecimiento de la planta, flacidez de los tallos, amarillamiento y marchitez general. Cuando existe infestación por nematodos la fusariosis puede ser más severa, pues los primeros lesionan las raíces permitiendo la penetración más fácil del hongo, estos autores investigaron con 6 especies de *Vasconcelleas* y determinaron que la infestación de nematodos fue inferior en las especies *V. x heilbornii* cv y en *V. pubescens*, en comparación con el testigo (*V. x heilbornii*). Esto sugiere que estas especies poseen tolerancia al nematodo agallador de las raíces y que pueden ser utilizadas como patrón en el cultivo de *Vasconcellea* sensible tanto a la fusariosis como al ataque de nematodos.

Según Eraso y Suarez (2008) manifiestan que en la actualidad son pocas las investigaciones realizadas sobre las enfermedades y plagas que atacan específicamente a *Vasconcellea pubescens* y *Vasconcellea stipulata*. Finalmente, mencionan en su artículo

que una de las afecciones en *V. pubescens* es un trastorno de aparente etiología viral con síntomas como deformación de la lámina foliar, amarillamiento generalizado, mosaico rugoso en brotes y retardo del crecimiento. Asimismo se acompaña en ocasiones de elongación del pecíolo con hojas pequeñas, proliferación de brotes, acortamiento de entrenudos y defoliación total.

2.1.4. Nematodos Fitoparásitos

Los nematodos fitoparásitos son microorganismos en forma de gusano que se encuentran prácticamente en todos los hábitats de la tierra. Comprenden uno de los grupos más ricos en especies del reino animal y en términos de biomasa constituyen uno de los grupos más numerosos, pues pueden encontrarse hasta 20 millones de individuos por metro cuadrado de suelo (Rivera, 2007).

Existen géneros de nematodos en el suelo que se alimentan de hongos, bacterias y otros nematodos, actuando como biocontroladores, estos son conocidos como nematodos de "vida libre" pero hay también especies que viven en el suelo parasitando estructuras vegetales de plantas como tallos y raíces, de las cuales se alimentan impidiendo así la supervivencia de la planta llamados de nematodos fitopatógenos o fitoparásitos (Ferraz *et al.*, 2010).

Los daños causados por fitoparásitos en el sistema radicular de las plantas resultan en el desarrollo inadecuado de la parte aérea de las plantas, debido a dificultades en la absorción y el transporte de agua y nutrientes disponibles en el suelo (Goulart, 2008; Ferraz, 2010), estas modificaciones fisiológicas se desencadenan en la planta cuando los nematodos establecen sitios de alimentación como es el caso de las agallas formadas en las raíces de diversas culturas infectadas por *Meloidogyne* spp. (Bruinsma, 2013) o por la

migración en el interior de los tejidos vegetales causados por *Pratylenchus* spp. (Barker, 2013).

Es difícil o imposible ver a los nematodos en el campo, sus síntomas no suelen ser específicos y por eso el daño que ocasionan suele ser atribuido a algún otro patógeno (Agrios, 2005).

Los nematodos fitoparásitos generalmente tienen una longitud de 300 a 1000 μm ., las hembras de algunos géneros pierden la forma vermiforme al llegar a la etapa adulta tomando una forma de pera, esférica o de riñón (Coyne *et al.*, 2007) Es muy difícil observar a los nematodos en campo (Agrios, 2005; Lima, 2018).

Los nematodos fitoparásitos difieren de los nematodos que se alimentan de bacterias y hongos, por poseer una estructura especializada para alimentarse denominada estilete, este es usado para inyectar enzimas dentro de las células vegetales y los tejidos para luego extraer su contenido (Coyne *et al.*, 2007; Lima, 2018)

- **Hembras:** Las hembras presentan uno o dos ovarios, útero, vagina y vulva en ocasiones son observables una o dos espermatecas donde se almacena el esperma.
- **Machos:** Los machos se distinguen fácilmente por la presencia de un aparato copulador en la parte posterior del cuerpo (Lima, 2018)

2.1.4.1. Ciclo de Vida de los Nematodos Fitoparásitos

Dropkin (1980) indica que los nematodos fitoparásitos presentan un ciclo de vida constituido con seis etapas biológicas, los mismos que inician con la formación de los huevos por parte de la hembra, los cuales serán depositados en el suelo o en la superficie de las raíces, donde permanecerán el tiempo necesario para eclosionar posteriormente (Figura 5).

Lima (2018) menciona que, en los nematodos, el primer estadio juvenil (J1) se desarrolla dentro del huevo, donde se produce la primera muda y salida del organismo mediante el empleo del estilete; esto va a depender de las condiciones favorables como temperatura y niveles de humedad en el ambiente externo.

Evans *et al.* (1993) refiere que el segundo estadio juvenil (infectivo) se forma al emerger del huevo comenzando a recibir los estímulos producidos en la raíz de las plantas huéspedes. De forma igual, los nematodos en este estadio son capaces de realizar la penetración en las puntas de las raíces a través de las células epidermales no suberizadas y se mueven dentro de la raíz destruyendo las células ubicadas en la parte cortical de la planta.

Hooper (1974) manifiesta que el estilete perfora las células y la saliva producida en las glándulas del esófago es introducida a los tejidos de la planta provocando lesiones un crecimiento anormal de células y la formación de agallas en el tejido huésped.

Cepeda (1996) menciona que el nematodo juvenil permanece en un sitio donde se alimentará y pasará por tres mudas adicionales hasta lograr alcanzar el estado adulto.

Lima (2018) indica que, con respecto a los adultos, los machos son delgados y vermiformes, encontrándose en estado libre en la rizósfera o cerca de los cuerpos sobresalientes de las hembras.

Agrios (2005) dice que las hembras tienen un cuerpo hinchado debido al incremento de sus gónadas o a la alimentación y se pueden encontrar embebidas en el tejido huésped o exponiéndose en el suelo.

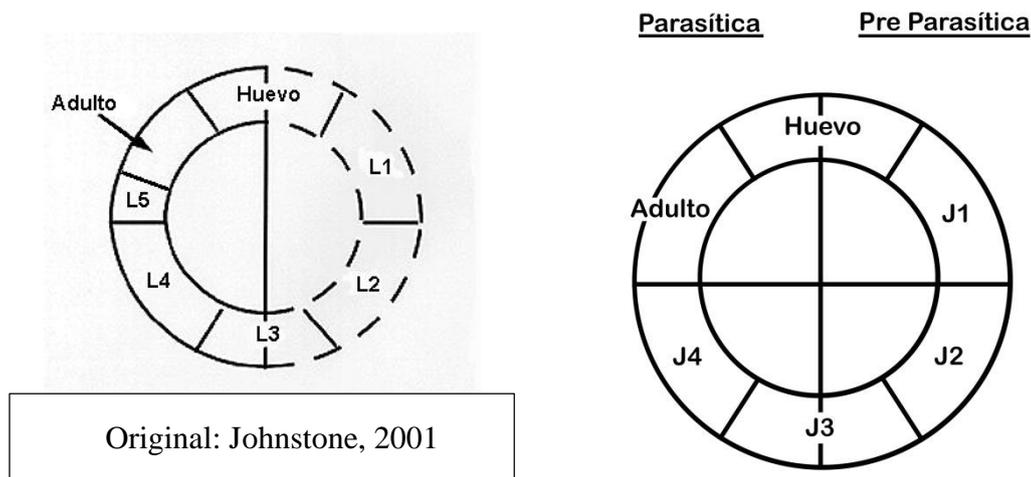


Figura 5: Ciclo Biológico de los nematodos. (Fuente: Modificación propia, 2019. Original de: Johnstone, 2001)

2.1.4.2. Características Morfológicas y Anatómicas de los Nematodos Fitoparásitos

Los nematodos son el grupo de organismos no segmentados más grande de la tierra; estos organismos poseen simetría bilateral con sistemas fisiológicos similares a los animales superiores son pequeños, presentan una longitud que varía de 0.2 a 10.0 mm y ancho de 0.01 a 0.5 mm. También presentan forma cilíndrica y delgada, excepto aquellos géneros en los cuales las hembras en su estado avanzado de desarrollo adoptan formas de limón, redonda o riñón (Cepeda, 1996), (Figura 6).

Los nematodos poseen una región anterior donde se ubica la cabeza, los órganos sensoriales y el estilete, que es la característica principal de este tipo de microorganismos. El cuerpo de estos organismos está cubierto por la cutícula que varía dependiendo del estado juvenil del organismo, está compuesta de líneas distintas que recorren el cuerpo extendiéndose desde la boca hasta la vulva. El sistema digestivo se encuentra dividido en tres regiones que son: estomodeo, mesenterón y proctodeo. La primera región comprende desde la boca, el estilete, cavidad bucal hasta el bulbo basal, siendo su principal

característica la localización de los músculos aptos para sostener y permitir el libre movimiento del estilete (Lima 2018); (Figura 7).

El intestino o mesenterón es la parte media de este sistema y se comprende desde el bulbo basal hasta el pre recto, siendo su principal función la absorción de alimento como glucógeno, proteínas y grasas que se pudieran utilizar en los procesos vitales para este microorganismo (Wharton, 1986).

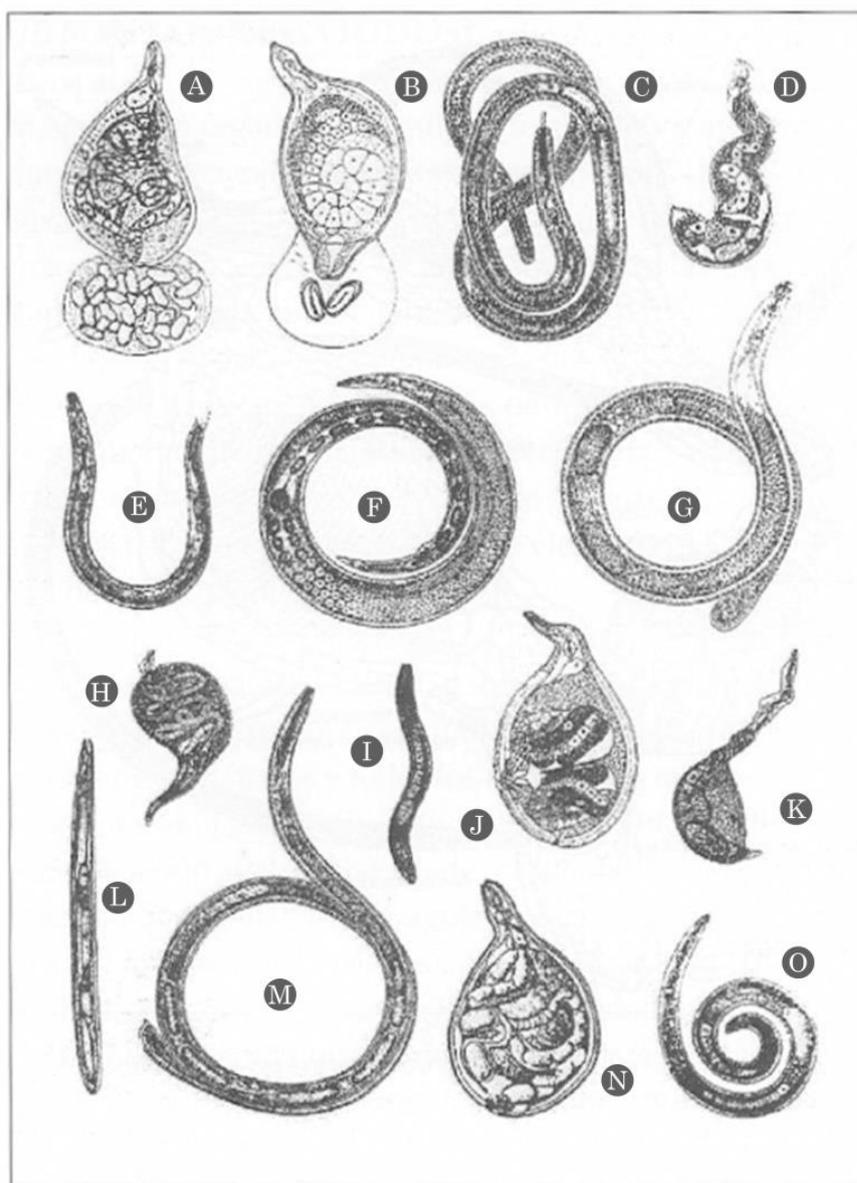


Figura 6: Formas de nematodos fitoparásitos adultos, de importancia agrícola A. *Meloidogyne*; B. *Heterodera*; C. *Belonolaimus*; D. *Rotylenchulus*; E. *Pratylenchus*; F. *Anguina*; G. *Hoplolaimus*; H. *Nacobbus*; I. *Criconemoides*; J. *Meloidodera*; K. *Tylenchulus*; L. *Paratrichodorus*; M. *Xiphinema*; N. *Globodera*; O. *Helicotylenchus* (modificado por Viglierchio, 1991)

Finalmente se ubica el proctodeo que se constituye por la terminación del intestino e inicio del recto, el cual, es un tubo achatado de manera dorsoventralmente y unido por medio de la cutícula (Lima, 2018).

La reproducción es un asunto muy importante para cualquier especie de nematodo, siendo el macho más pequeño que la hembra. El sistema reproductivo es desarrollado, las hembras poseen uno o más ovarios seguidos de un oviducto, espermateca, útero, terminando en la vulva (Lima, 2018).

Por lo que respecta al macho, su sistema reproductivo se encuentra compuesto de un testículo, vesícula seminal, vasos denominados eferentes y deferentes terminando en la cloaca, en el sexo masculino la principal diferencia es la presencia de la bursa o ala caudal, que permite el agarre de la hembra para el proceso copulatorio en nematodos (Viglierchio, 1991).

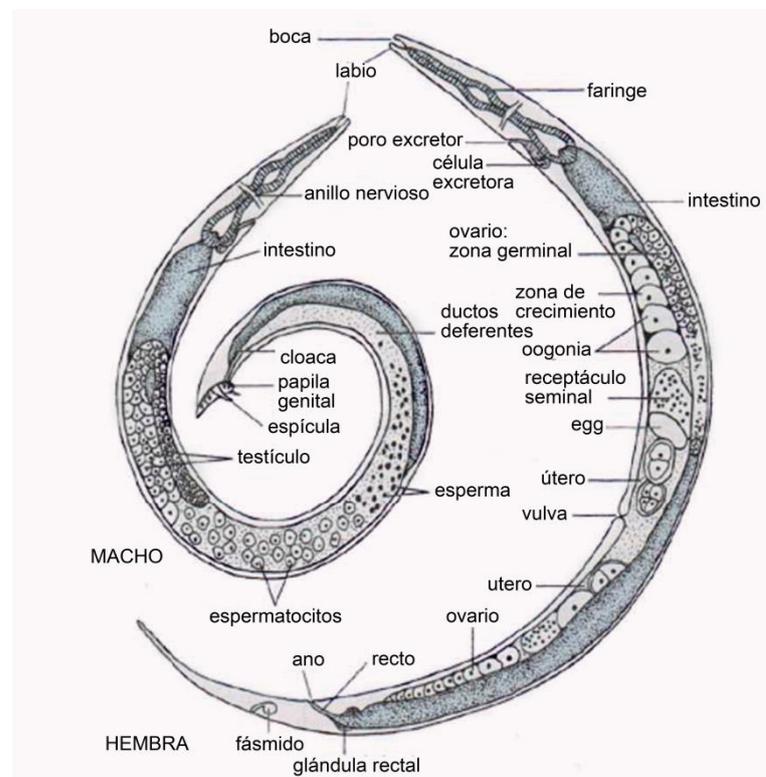


Figura 7: Morfología general del nematodo (Fuente: Mahale, 2015).

2.1.4.3. Alimentación de los Nematodos Fitoparásitos

Lima, (2016) manifiesta que los nematodos fitoparásitos son dependientes de las estructuras de los tejidos de las plantas, para cumplir todo el desarrollo de su ciclo de vida, considerados como parásitos obligados (Figura 8).

Freitas *et al.* (2007) Indican que los nematodos en el suelo se mueven con periodos de dormancia hasta que su hospedero sea localizado para su alimentación, esto es realizado por un estímulo químico atrayente, una vez localizado su hospedero el nematodo a través de su estilete realiza perforaciones de prueba en el tejido de la raíz hasta encontrar un punto de alimentación, cuando el estilete penetra en la raíz este esperece exudados hacia las células donde posteriormente extrae el contenido celular.

2.1.4.4. Formas de Parasitismo

Los nematodos parásitos de plantas han sido categorizados principalmente de acuerdo con el hábitat parasítico y la sintomatología en el sistema radicular y en el tejido aéreo (Figura 8).

2.1.4.5. Nematodos Fitoparásitos del Sistema Radicular

- a. **Endoparásito:** Estos fitoparásitos penetran el tejido (total o parcialmente) por consiguiente, se nutren se desarrollan al menos una fase de su vida en el interior de la planta, estos fitoparásitos se parten en dos grupos (Gómez y Montes, 2000), (Figura 8)
- b. **Endoparásitos sedentarios:** Se caracterizan por tener un estilete pequeño y delicado, los juveniles ingresan al tejido de la planta donde cumplen su proceso de desarrollo en un sitio de alimentación fijo e incitan la formación de un sofisticado sistema trófico llamado sincitia (células gigantes), las hembras

permanecen allí durante todo su ciclo, se tornan inmóviles, adquieren una forma abultada para depositar los huevos. Los géneros más representativos de este grupo son: *Meloidogyne*, *Globodera*, *Heterodera*, *Nacobbus*, *Punctodera* y *Cactodera*, *Rotilenchulus* (Coyne *et al.*, 2007).

- c. **Endoparásitos migratorios:** No están fijos en un sitio de alimentación, se hospedan y migran a través de los tejidos. No forman células modificadas de alimentación y todas sus etapas de desarrollo son parasíticas (Godoy *et al.*, 2003). Donde los géneros más representativos de este grupo son: *Pratylenchus*, *Radopholus*, *Escutellonema* y *Hirschmanniella*.
- d. **Semi-endoparásitos sedentarios:** Se caracterizan porque las hembras se alimentan con el cuerpo parcialmente impregnado en las raíces, son de forma irregular abultada, poseen un saco de huevos y se nutren de células modificadas (Guzmán y Castaño, 2012). Ejemplo: *Tylenchulus*, *Semipenetrans*, *Rotylenchulus* y los géneros *Sphaeronema* y *Tylenchulus*.
- e. **Semi-endoparásitos migratorios:** Se distinguen por implantar en las raíces solo la parte anterior del cuerpo, mientras la parte posterior del nematodo permanece en el suelo (Godoy *et al.*, 2003). Conservan su aspecto vermiforme, colocan los huevos libremente en el suelo, se alimentan de células no modificadas y todos sus estados de desarrollo son parasíticos. Ejemplo: *Helicotylenchus* y *Haplolaimus* (Guzmán y Castaño, 2012).
- f. **Ectoparásitos:** Son los nematodos que atacan por la parte exterior de los tejidos. Es decir se alimentan sin penetrar a las raíces solo incrustando su estilete (Gómez y Montes, 2000). Por lo general, los ectoparásitos son de mayor tamaño y con estiletes más largos que los endoparásitos con el fin de penetrar el tejido de las raíces este grupo se divide en ectoparásitos migratorios y sedentarios, siendo los

géneros más representativos: *Aulosphora*, *Tylenchorhynchus*, *Longidorus*, *Paratrichodorus*, *Criconemella*, *Xiphinema*, *Paratylenchus*, entre otros (Guzmán y Castaño, 2012) (Figura 8).

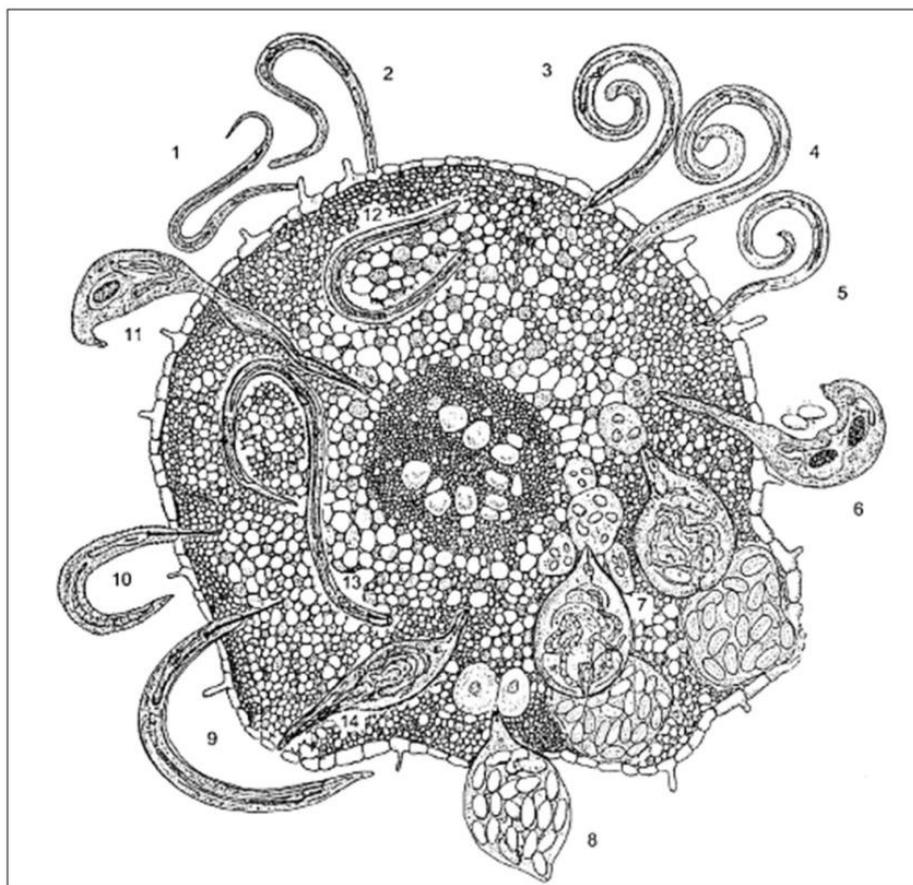


Figura 8: Representación esquemática de varios tipos de nematodos que presentan dimorfismo sexual, que se alimentan del tejido de la raíz. 1. *Ditylenchus*. 2. *Tylenchorhynchus*. 3. *Rotylenchus*. 4. *Hoplolaimus*. 5. *Helicotylenchus*. 6. *Rotylenchus*. 7. *Meloidogyne*. 8. *Heterodera*. 9. *Hemicycliophora*. 10. *Criconemoides*. 11. *Tylenchus*. 12. *Pratylenchus*. 13. *Hirshmanniella*. 14. *Nacobbus*. (Modificado por Siddqi, 1986.).

2.1.5. Factores ambientales que afectan a los nematodos fitoparásitos

2.1.5.1. Radiación Solar

Los nematodos fitoparásitos de la parte aérea son los más afectados por la luz en forma de radiación solar directa. Los nematodos parásitos de la parte subterránea, también son afectados indirectamente cuando se encuentran en los primeros centímetros

del suelo, se piensa que la luz afecta en forma directa a los nematodos de la parte subterránea en forma de luz ultravioleta y esta sería una de las causas por la que no se encuentran muchos nematodos en los primeros centímetros del suelo. Además estas capas superficiales contienen mayor cantidad de materia orgánica. Los nematodos no son atraídos por la luz ya que se dirigen a las zonas más oscuras (fototropismo negativo). (Canto y Palomo, 1996).

2.1.5.2. Temperatura

La temperatura ambiental afecta directamente a los nematodos de la parte aérea, estos no prosperan bien a temperaturas muy altas afectan directamente a los nematodos fitopatógenos de la parte subterránea a través de la planta. La temperatura de la parte aérea es diferente a la parte subterránea. La temperatura del suelo es menos variable que la temperatura ambiental. Es uno de los factores importantes que afectan a los nematodos en forma directa y diferencial, todos los procesos biológicos y cada proceso tiene su requerimiento de temperatura. Así mismo, el desarrollo, ciclo de vida, embriogénesis y la vida en general tiene una temperatura máxima y una temperatura mínima letal, pueden resistir enfriamientos, congelamientos (Canto y Palomo 1996).

2.1.5.3. Humedad del Suelo

Curtis *et al.* (2009) indica que todos los juveniles de segundo estado requieren una película de agua de cierto grosor para su circulación en el suelo.

Esquivel (1996) manifiesta que la humedad del suelo es un factor ecológico muy importante que influye en la sobrevivencia de los nematodos fitoparásitos, ya que estos son organismos esencialmente acuáticos debido al requerimiento de una película de agua en las partículas del suelo para poder movilizarse en el mismo. Se ha determinado que la

humedad óptima para el crecimiento, reproducción y desplazamiento de los nematodos oscila entre 40 a 60% de su capacidad de campo. No obstante se han encontrado ciertas especies y poblaciones capaces de sobrevivir en ambientes con una humedad baja en estado de anhidrobiosis.

2.1.6. Factores edáficos que afectan a los nematodos fitoparásitos

2.1.6.1. Tipo de suelo

Muñoz (2011) manifiesta que los suelos que no tengan buenas condiciones en estructura (micro porosidad) hacen que los niveles de oxígeno sean más bajos y, en consecuencia el metabolismo, movimiento e infectividad de los juveniles se vea afectado, además del efecto negativo sobre el crecimiento y reproducción de las hembras.

2.1.6.2. pH

Según Castilla (2015) mencionan al pH como un factor que puede afectar ciertos procesos importantes relacionados con el nematodo. Así algunos organismos antagónicos del nematodo prosperan mejor a pH bajos y algunos productos tóxicos funcionan mejor a ciertos pH, los nematodos se pueden cultivar en tejidos, en donde el pH debe ser cercano a la neutralidad, porque si es muy ácido o alcalino no prosperan las plantas y tampoco el nematodo.

2.1.6.3. Salinidad

Según Canto y Palomo (1996), Manifiestan que la salinidad en el suelo afecta a los nematodos en forma física más que química, altera la presión osmótica, el agua se mueve de menor a mayor concentración de solutos. En suelos salinos la mayor concentración hace que el agua se mueve del cuerpo del nematodo hacia el suelo deshidratándolo, los huevos no eclosionan. En suelos salinos no eclosionan, este factor es

importante porque hay nematodos que soportan salinidad porque han desarrollado mecanismos para tolerarla y hay cultivos que soportan salinidad como el olivo. Los nematodos pueden soportar una presión hasta 10 atm., mayor de esta son letales.

2.1.6.4. Materia orgánica (M.O)

Germán y Castaño (2010) indican que en “suelos con buen contenido de materia orgánica, el ciclo de vida de los nematodos fitoparásitos es afectado debido al desarrollo de organismos antagónicos, como bacterias y hongos nematófagos y quitiniformes, así como a la competencia por espacio y alimento de los nematodos de vida libre”. Así mismo, la mayor contribución de estos organismos en los ecosistemas es la distribución de los nutrientes y minerales, son los responsables de un 30% de la mineralización del nitrógeno en el suelo, siendo el principal servicio que presta en el ecosistema (Ferris, 2010).

2.1.6.5. Potencial biótico del suelo

Canto y Palomo (1996) manifiesta que el potencial biótico es la máxima población que un nematodo puede alcanzar al reproducirse, pero los factores ambientales limitan la densidad que pueden alcanzar, varía de género a género, depende también de otros aspectos como la fecundidad, se puede citar como ejemplo *Meloidogyne* 1,000 huevos/hembra, *Globodera* 200-350 huevos/hembra, *Rotylenchulus* 250 huevos/hembra, *Aphelenchoides* 20 huevos/hembra. También influye el ciclo de vida del nematodo. Así *Aphelenchus* tiene un ciclo de 3 días, *Meloidogyne* y *Globodera* 30 días, *Xiphinema* 6 a 12 meses, *Meloidogyne* 12 a 13 generaciones/año, *Globodera* una generación/campaña, sin embargo, tienen ciclo de vida similar, 30 días.

2.1.7. Géneros de Nematodos Fitoparásitos

2.1.7.1. “Nematodo del nódulo de la raíz” (*Meloidogyne* spp.)

Tihohod (2000) menciona que la etimología del género *Meloid* proviene del griego melón (manzana o calabaza) + oeides, oid (semejante) + gyne (mujer o hembra) = hembra como manzana. La escritura correcta actualmente es la propuesta por Goldi, como *Meloidogyne* descrito en la literatura nematológica.

Perry y Moens (2009) indican que son un grupo polífago de importancia económica, altamente adaptados como parásitos obligados, están distribuidos cosmopolitamente y parasitan cada especie de planta superior. Típicamente se reproducen y alimentan de células modificadas dentro de la raíz de la planta, donde inducen a la formación de grandes agallas.

Agrios (2004) refiere que el nematodo se fija en las raíces y provoca la aparición de células gigantes que forman una agalla, esta estructura dificulta la absorción de elementos del suelo, los síntomas ocasionados por el ataque de este nematodo son similares a los producidos por deficiencias nutricionales e invasión de hongos del suelo.

Perry y Moens (2009) manifiesta que frecuentemente las discusiones sobre *Meloidogyne* spp. se concentran en las cuatro mayores especies. Las tres especies tropicales, *M. incógnita*, *M. arenaria* y *M. javanica*, y la especie de clima templado, *M. hapla*. Cada una tiene un extenso rango de hospederos y están distribuidas alrededor del mundo.

Theberge (1985) menciona que las plantas cultivadas en climas cálidos pueden experimentar pérdidas por el “nematodo de las agallas” y a menudo son tratadas con nematicidas químicos aunque actualmente no son muy utilizados por la ineficiencia y

daños a la salud y al medio ambiente. Los daños que causan los nematodos de las agallas son: un crecimiento deficiente, baja calidad de frutos, bajo rendimiento en cosecha y una reducción en la resistencia a otras causas (como sequía y otras enfermedades). Un alto nivel de ataque puede llevar a la pérdida total de la cosecha. Así también raíces dañadas por el nematodo de las agallas no aprovechan fertilizantes, agua de manera eficaz, llevando al agricultor a pérdidas adicionales.

a. Ubicación Taxonómica Del Género *Meloidogyne* spp.

Meloidogyne se ubica en la siguiente clasificación taxonómica (Perry y Moens, 2013).

Phylum:	Nematoda, Potts, 1932
Clase:	Chromadorea, Inglis, 1983
Sub clase:	Chromadoria, Pearse, 1942
Orden:	Rhabditida, Chitwood, 1933
Suborden:	Tylenchina, Chitwood 1950
Infraorden:	Tylenchomorpha, De Ley y Blaxter, 2002
Superfamilia:	Tylenchoidea, Örley, 1880
Familia:	Meloidogynidae, Skarbilovich, 1959
Subfamilia:	Meloidogyninae, Skarbilovich 1959
Género:	<i>Meloidogyne</i> , Göldi 1892

b. Ciclo De Vida Del Género *Meloidogyne* spp.

Siddiqi (2000) dice que el primer estadio ocurre dentro del huevo, posteriormente los juveniles del segundo estadio eclosionan, estos juveniles pueden vivir durante un mes libre en el suelo y tienen energía suficiente para moverse hasta localizar y penetrar la raíz, donde establecen su sitio de alimentación, usualmente dentro del periciclo y el tejido vascular.

Gravato Nobre *et al.* (1995) manifiesta que la naturaleza de los signos para la orientación del juvenil y la selección de las células gigantes en las raíces es desconocida, aunque se cree que el reconocimiento de los tejidos por el nematodo sufre influencia de potenciales eléctricos, gradientes de pH y moléculas de la superficie celular.

Taylor y Sasser (1983) manifiestan que los juveniles presentan una segunda muda y da lugar a la tercera y cuarta etapa, en la cual es posible distinguirlo ya como individuo macho o hembra. El macho sufre la cuarta y última muda y emerge de la raíz como un macho adulto vermiforme, el cual vive libremente en el suelo. La hembra de la cuarta etapa juvenil continúa aumentando de grosor y un poco más de longitud, sufre la última muda y se desarrolla en una hembra adulta, la cual continúa hinchándose y fecundada o no por el macho, forma huevecillos que deposita en una cubierta protectora (matriz). El ciclo de vida puede concluir al cabo de 3 o 4 semanas, bajo condiciones ambientales óptimas.

c. Características morfológicas

Las hembras miden entre 0.5 y 0.8 mm, en el centro de su región posterior, la cutícula de la hembra tiene un patrón de marcas cuticulares rodeando el ano y la vulva, este patrón es usado para la identificación de especies, son nematodos endoparásitos sedentarios quiere decir que desarrollan su ciclo dentro de la planta hospedadora (Dropkins, 1980). Son endoparásitos obligados altamente adaptados a las raíces, donde tienen garantizado un continuo abastecimiento de agua y comida, además de protección dentro de la raíz. (Siddiqi, 2000). Así también (Flores *et al.*, 2017) manifiesta que juveniles de *Meloidogyne* tienen una longitud promedio de: 364.480 μm ; estilete de 14.123 μm (Figura 9).

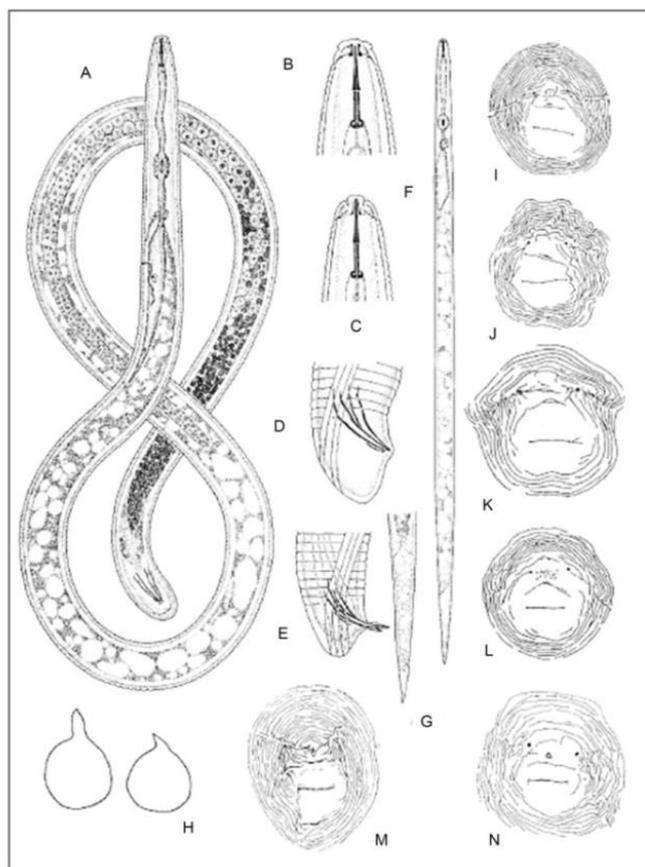


Figura 9: *Meloidogyne incognita* A. Macho entero; (B y C) Región labial de Macho; (D y E) Cola de Macho; (F) juvenil infeccioso completo (J2); (G) Cola; (H) Hembras maduras con patrones perineales; (I) *M. Javanica*; (J) *M. incognita*; (K) *M. arenaria*; *M. hapla*; (M) *M. graminicola*; (N) *M. exigua*. Los dibujos lineales son solo para fines ilustrativos y no están a escala (Fuente: Hunt *et al*, 2005)

d. Sintomatología y daños

Este nematodo daña las raíces de las plantas, formando nudos o agallas fáciles de ver a simple vista, que afectan la capacidad de absorción de agua y nutrientes, provocando un retardo en el crecimiento y síntomas de deficiencia de nitrógeno (clorosis) en la parte aérea, con tendencia a marchitarse durante los días calurosos. Los rendimientos disminuyen considerablemente y los frutos son de mala calidad. El daño puede ser más severo cuando el nematodo interactúa con hongos y bacterias del suelo, formándose verdaderos complejos que disminuyen drásticamente la producción (Taylor y Sasser, 1983).

2.1.7.2. “Nematodo de las lesiones” (*Pratylenchus* spp.)

Las especies de *Pratylenchus* son genéricamente llamados de nematodos de las lesiones radiculares debido a los síntomas en la forma de lesiones necróticas que causan en las raíces de sus hospederas (Tihohod, 1993) siendo considerados en Brasil y el mundo, como el segundo grupo de fitoparásitos de mayor importancia económica (Sasser y Freckman, 1987; Tihohod, 1993).

Estos nematodos son endoparásitos migradores de cuerpo fusiforme, cuya longitud de los adultos varía de 0,3 a 0,9 mm (Loof, 1990). En ese mismo sentido (Mayta, 2017) indica que estos individuos presentan una longitud promedio 552 μ m. De acuerdo con Maggenti (1991), el grupo tiene la siguiente posición taxonómica:

Filo: Nematoda (Rudolphi, 1808) Lankester 1877;
Clase: Secernentea von Linstow, 190
Subclase: Diplogasteria
Ordem: Tylenchida Thorne, 1949;
Subordem: Tylenchina Chitwood, 1950;
Superfamilia: Tylenchoidea Örley, 1880;
Familia: Pratylenchidae Thorne, 1949;
Subfamilia: Pratylenchinae Thorne, 1949;
Género: *Pratylenchus* Filipjev, 1936;

Las especies de *Pratylenchus* se asemejan bastante desde el punto de vista morfológico, lo que hace que la identificación a nivel de géneros sea relativamente simple y la específica sea bien más difícil (Loof, 1990). *Pratylenchus* posee características morfológicas que permiten diferenciarlo de otros géneros. La estructura cefálica se caracteriza por ser plana. El estilete es corto y oscuro. El esófago traslapa ventralmente con el intestino (Davis y Mac Guidwin, 2000), (Figura 10).

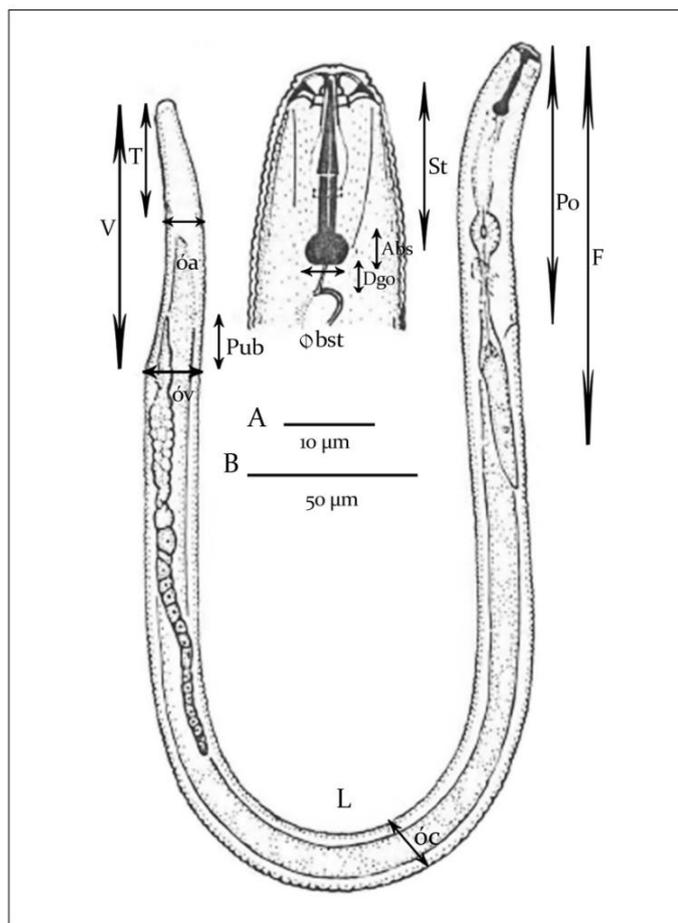


Figura 10: Representación gráfica de una hembra adulta de *Pratylenchus brachyurus* y las principales variables morfométricas: L - largura del cuerpo Øc - diámetro mayor del cuerpo, Øv - diámetro del cuerpo a la altura de la vulva, Øa - diámetro del cuerpo al nivel del ano, Po - distancia de la extremidad anterior del cuerpo a unión esófago-intestino, V - distancia de la vulva hasta la cola, St - Largura del estilete. Pub - largura del saco pos-uterino, Øbst - diámetro de los bulbos del estilete, Abst - altura de los bulbos del estilete, Dgo - distancia entre la abertura de la glándula esofagiana dorsal y la base del estilete, F- largura del esófago, T - largura de la cola, Pub - largura del saco pos-uterino (Fuente: Adaptada de Corbett. 1976).

Los estadios juveniles de *Pratylenchus* normalmente poseen los mismos caracteres que los adultos, pero no cuentan con órganos reproductivos desarrollados. Las hembras de *Pratylenchus* se caracterizan por tener la vulva al 70-85% de la longitud de su cuerpo, la cola es de forma cónica pero redondeada en el extremo, cerca de la cola, debajo de la vulva se encuentra el ano. Los machos son de menor tamaño, más delgados y con la cola más afinada que la de las hembras; además, presentan bursa copulatória terminal (Davis y Mac Guidwin, 2000).

a. Especies crípticas

Se entiende como especies crípticas aquellas que han sufrido procesos de especiación pero que no presentan cambios morfológicos importantes, lo que hace difícil su identificación empleando únicamente métodos morfológicos (Palomares-Rius *et al.*, 2014).

La separación de las especies dentro del género *Pratylenchus* es difícil por la gran variabilidad intraespecífica y el pequeño número de características diagnósticas disponibles para diferenciar a nivel de especie (Castillo y Vovlas, 2007). *Pratylenchus* posee especies crípticas como: *P. coffeae* (Palomares-Rius *et al.*, 2014) y *P. hippeastri* (Inserra, 2007).

b. Distribución geográfica

El género *Pratylenchus* puede encontrarse en cualquier continente. Algunas especies habitan en climas templados, otras en tropicales y algunas se adaptan a ambas condiciones (Castillo y Vovlas, 2007). La distribución es dependiente de la presencia de plantas hospederas y factores abióticos como la temperatura (Townshend *et al.*, 1978).

c. Ciclo de vida

Pratylenchus se encuentra principalmente en la raíz, aunque en menor medida se encuentra en el suelo, todos los estadios de vida son parasíticos, excepto J1 (Bridge y Starr, 2007). La duración del ciclo de vida varía con la especie y con la temperatura y humedad del suelo (Das Neves *et al.*, 2012). La fase juvenil o adulta penetra la raíz y viaja a través de ella hasta que se establece próximo a la endodermis para alimentarse del tejido radical. Es evidente entonces que la hembra puede ovipositar dentro de la raíz o bien en el suelo alrededor de ella (Weischer y Brown 2000).

d. Síntomas

La presencia de *Pratylenchus* en las raíces se observa como lesiones necróticas de un milímetro a varios centímetros de longitud. Si la infestación de las plantas es alta, se limita el desarrollo de las raíces, se retrasa su crecimiento y se presenta clorosis en el área foliar (Bridge y Starr, 2007).

Las altas densidades de *Pratylenchus* causan síntomas de clorosis foliar, necrosamiento del sistema radical, plantas de menor tamaño y disminución de la producción.

2.1.7.3. “Nematodo Espiral” (*Helicotylenchus* spp.)

La palabra *Helicotylenchus*, proviene de los vocablos griegos helic (=espiral, enrollar), tyl (= perilla, nudo), ench (= lanza, arpón), indicando que es un microorganismo con forma de espiral y con un estomatoestilete en la región anterior (cabeza) que es usado para perforar los tejidos de la planta hospedante y extraer los nutrientes, causando enfermedades que se manifiestan con un crecimiento deficiente y un rendimiento menor (Siddiqi, 2000; Agrios, 2005; Luc *et al.*, 2005; Perry y Moens, 2006).

a. Ubicación taxonómica

El género *Helicotylenchus* es uno de los más abundantes del orden Tylenchida, probablemente contiene más de 160 especies (Siddiqi, 2000). El género *Helicotylenchus* pertenece al phylum Nematoda Rudolphi, 1808; clase Secernentea (von Linstow, 1905) Dougherty, 1958; orden Tylenchida Thorne 1949; superfamilia Tylenchoidea Oerley, 1880; familia Hoplolaimidae Filip’ev, 1934; y subfamilia Hoplolaiminae Filip’ev, 1934.

b. Biología

Biológicamente y dependiendo del hospedante, el hábito alimenticio de *Helicotylenchus* spp. es un parásito que vive en la superficie externa de su hospedante, aunque algunas especies pueden comportarse como semiendoparásitos (semi=mitad y endo=interior), es decir, que la parte del cuerpo se encuentra en el interior del tejido cortical de la raíz. En algunos casos, se alimentan por períodos prolongados en sitios específicos, extrayendo alimentos de los tejidos más internos de las raíces sin provocar daños aparentes o notorios (Hunt, 2005).

c. Ciclo de vida

Después de 4 días, los nematodos ingresan completamente en las células parenquimatosas del córtex de la raíz hasta 4 a 6 células de profundidad, alimentándose directamente sobre ellas y causando daños como citoplasma contraído, ruptura de paredes celulares e incremento en el tamaño del núcleo, tornándose decoloradas y algunas veces necróticas (Guzmán, 2011).

d. Sintomatología y daños

En altas infestaciones, estas lesiones pueden producir necrosis extensiva de la raíz en la capa más externa del córtex, y muerte descendiente de ésta (Agrios, 2005). Achaparramiento, clorosis, necrosis del sistema radical, reducción de la producción han estado asociados con altas densidades poblacionales de varias especies de estos nematodos en varios cultivos. Asimismo (Perry y Moens, 2013) indican que; es un ectoparásito o semiendoparásito que ataca las raíces de muchas plantas, se alimentan de una sola célula por varios días.

2.1.7.4. *Criconemoides* Taylor, 1936 (Tylenchina, Criconematidae) = *Criconemella*,

Macroposthonia, *Mesocriconema*, *Xenocriconemella*, *Madinema*,

Seshadriella, *Neobakernema*, *Crossonemoides*.

Los nematodos anillados son muy comunes, especialmente en cultivos permanentes o perennes, pueden ser muy abundantes en los suelos (Ferris, 1997). Así mismo, posee un cuerpo corto, robusto e intensamente anillado, cola generalmente puntiaguda, borde de los anillos finamente dentados, de movimiento lento, el estilete es muy largo en comparación con la longitud del cuerpo.

a. Morfología

Fuerte dimorfismo sexual, hembra: cuerpo de 0.20 – 1 mm de largo, robusto de movimiento lento, recto o ligeramente curvado. Extremo anterior redondeado a cónico parte posterior, cutícula provista de 42 – 200. Anillos salientes finamente dentados orientados hacia la parte posterior. En este orden (Flores, 2017) indica que estos individuos tienen una cutícula gruesa intensamente anillado, con una longitud promedio de 495.066 μm . y un estilete de 74.248 μm (Figura 11).

El género *Mesocriconema* está estrechamente relacionado con *Criconemoides*, pero se diferencia por tener una vulva abierta y una diferencia en la estructura de los lóbulos submedios (Loof y De Grisse, 1989). No siempre es fácil evaluar estas diferencias y ambos géneros son sinónimos según Hunt, (2005).

Sintomatología

Los síntomas generales asociados al daño por nematodos involucran lesiones en las raíces absorbentes que degradan o pudren los tejidos, permitiendo la invasión por patógenos secundarios, reducción del sistema radical, amuñonamiento y en

algunos casos proliferación de raicillas. Como el daño se localiza en la raíz los síntomas son evidentes también en la parte aérea: amarillamientos, achaparramiento, raquitismo, marchitez recurrente, especialmente en horas de gran intensidad solar y volcamiento de plantas aún con vientos moderados.

Se alimentan ectoparasíticamente en las puntas de las raíces o incluso en raíces maduras. Estos nematodos son de tipo migratorio a menos que los espacios porosos del suelo limiten sus movimientos. Las etapas adultas de los nematodos anillados más grandes aparentan ser sedentarias (Ferris, 1997).

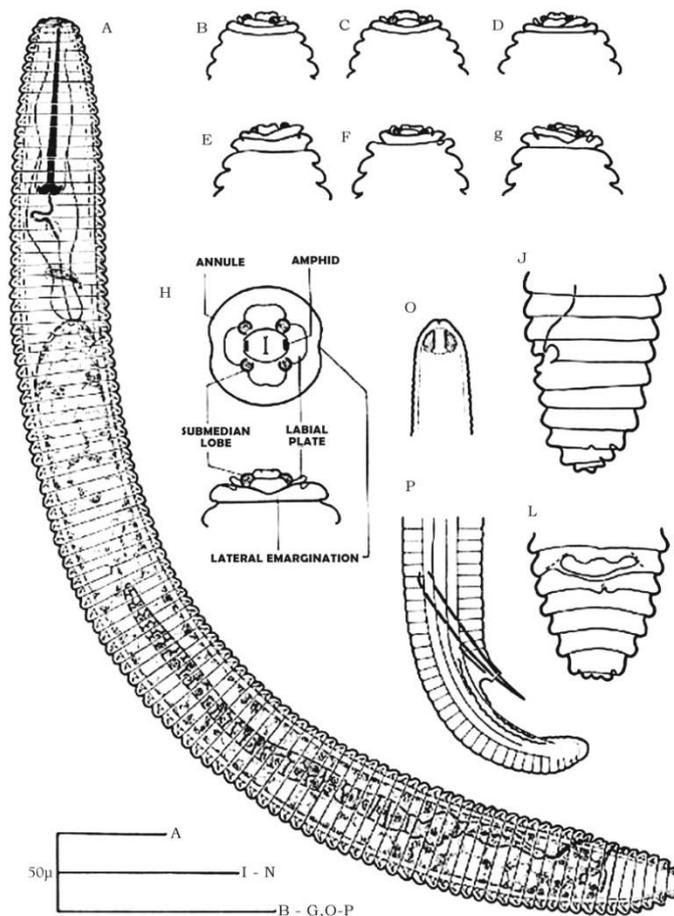


Figura 11: *Mesocriconema* spp. (Raski, 1952) Loof y de Grisse, 1989 – Morfología: Montaje de figuras de CAB/CID Descriptions of Plant-Parasitic nematodes, set 1-12

2.1.7.5. “Nematodo de las Hojas” (*Aphelenchus* spp.)

Aphelenchus es principalmente fungible y ocurre comúnmente en el suelo, pero también en vainas foliares, coronas de plantas y la corteza de algunas raíces. Los registros de patogenicidad en plantas superiores son relativamente pocos (Hunt, 1993).

La patogenicidad de la especie es insignificante, pero bien podría ser portadora de otros agentes causantes de enfermedades como las bacterias y los hongos, no está claro si es capaz de penetrar raíces sanas o si simplemente ataca a los que ya están dañados por otras causas, o plantas debilitadas (Decker, 1988). Es una especie cosmopolita.

a. Clasificación taxonómica

Reino: *Animalia*

División: *Nemata*

Clase: *Secernentea*

Orden: *Tylenchida*

Familia: *Aphelenchidae*

Género: *Aphelenchus* (Bastian, 1865)

b. Descripción morfológica

Hembra: Cuerpo estrechado hacia las extremidades, cutícula finamente estriada, campo lateral ocupado $1/4 - 1/3$ de diámetro del cuerpo, con marcas de 10-12 incisuras, cabeza ligeramente despegada, sin estrías, cola cilíndrica corta con una terminación redondeada, fasmidiis no observados, ovario único, extendido en algunos ovocitos en una sola fila saco postvulvar 2-3 veces el ancho del cuerpo (Chaturvedi y Khera, 1979).

Masculino: morfología general similar a la femenina. Cola cónica, provista de una bursa soportado por 4 pares de nervios, uno de este pre anal y tres post anal (Chaturvedi y Khera, 1979).

2.1.7.6. “Género de Raíz de Escobilla” (*Dorylaimus* spp.)

Este nematodo fue descrito por primera vez por Dujardin en 1845. Se encuentra generalmente en suelos húmedos y su distribución es cosmopolita, observaciones realizadas han mostrado que éste género es omnívoro, pues devora alimentos tanto vegetales como animales, algunas especies de éste género son predadores como *D. serpentinus* y *D. carteri*, y otros se alimentan de las raíces, por lo que forman las escobillas y reducen así, el tamaño del sistema radicular, además de que retardan el desarrollo de los cultivos (Cepeda, 1996).

a. Ubicación taxonómica

Thorne (1961), ubica al género *Dorylaimus* de la siguiente manera:

Clase: *Adenophorea*

Subclase: *Enoplia*

Orden: *Dorylaimida*

Suborden: *Dorylaimina*

Superfamilia: *Dorylaimoidea*

Familia: *Dorylaimidae*

Subfamilia: *Dorylaiminae*

Género: *Dorylaimus*

b. Características generales

Presenta un estilete falso que en su parte apical es biselado, en la región cefálica se observa un diente, el esófago presenta una expansión gradual en forma de botella, la vulva se encuentra al 60 %, ovario didélfico- anfidélfico no reflejado, la cola es redonda en algunas especies, en otras termina en ángulo de 60°, aunque la especie *D. bastiani* presenta un mucron en su cola; longitudes aprox. machos 3 a 5 mm y hembras 3.0 a 4.2 mm. (Cepeda, 1996), (Figura 12).

c. Sintomatología

Los síntomas característicos de éste nematodo en cultivos donde la densidad de poblacional es alta, ocasiona raíz de escobilla, escaso desarrollo de la planta y por consiguiente una baja en la producción (Cepeda, 1996).

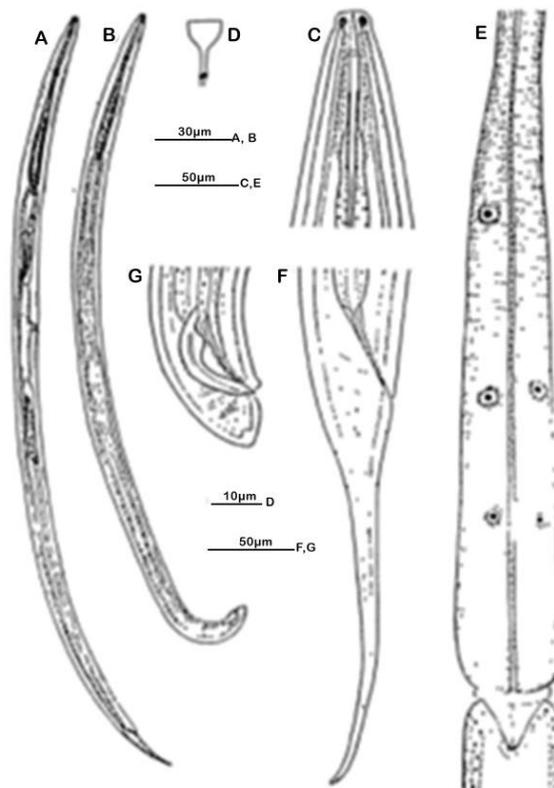


Figura 12: *Dorylaimus* spp. A - Hembra entera, B - Macho entero, C - Anfidios, D - Región anterior, E - Parte expandida del esófago, F - cola hembra, G - Cola masculina. (Fuente: Shafqat Samina).

2.1.7.7. "Nematodo daga" (*Xiphinema* spp.)

El género *Xiphinema* fue descrito por Coomans *et al.* (2001). *Xiphinema* (Cobb, 1913) es uno de los géneros más amplios de la familia Longidoridae, constituida por ectoparásitos radicales, migratorios y polífagos. *Xiphinema* presenta anfidios en forma de embudo o estribo invertido, con apertura anfidial en forma de corte, el anillo guía del estilete se encuentra siempre en el tercio posterior del odontostilo y es doble; el odontostilo en su unión con el odontóforo presenta la base bifurcada o dentada; el odontóforo presenta esclerotizaciones basales; el núcleo de la glándula esofágica dorsal es grande y se encuentra situado muy próximo a la apertura de dicha glándula, los núcleos de las glándulas subventrales son menores y se encuentran situados en la parte media del bulbo esofágico. El útero puede ser desde corto y simple hasta largo con varias porciones bien diferenciadas.

Dentro de la familia se distinguen cinco géneros atendiendo a la forma y aperturas anfidiales, naturaleza del odontostilo, posición y naturaleza del anillo guía del estilete y tamaño y posición relativa de los núcleos de las glándulas esofágicas subventrales. Coomans *et al.* (2001) propone, en base a las consideraciones filogenéticas, la siguiente clasificación:

Familia Longidoridae

Subfamilia Xiphinematinae

Género: *Xiphinema*

Subfamilia Longidoridae

Tribu Xiphidoríni

Genero *Xiphidorus*

Tribu Longidorini

Géneros: *Paralongidorus*

Longidoroides

Longidorus

Xiphinema tiene alrededor de 163 especies. Tienen un ciclo de vida muy largo, de varios meses a dos años. Los nematodos inducen "células y agallas gigantes" y necrosis, las células gigantes son causadas por cariocinesis sin citocinesis dando células multinucleadas. Son fácilmente reconocibles, debido a una longitud de cuerpo larga y un estilete largo capaz de alcanzar el tejido vascular. Estos nematodos son muy grandes, con una longitud de 2 a 8 mm. El odontoestilete en estos nematodos es largo, tienen una distribución mundial, generalmente ambientes húmedos (Ravichandra 2014).

Roman (1978) describe un síntoma típico del nematodo daga, es la muerte regresiva y las lesiones que ocasionan sirve como portal de entrada para otros organismos secundarios. Así mismo, este nematodo es un agente transmisor de virus e induce a la formación de células gigantes y formación de nódulos pequeños, se alimenta del tejido parenquimático vascular, provoca que la corteza se desprenda más fácil que una corteza normal quedando sólo el cilindro (raíz rizada).

2.1.7.8. *Tylenchus* spp.

Este nematodo fitoparásitos posee un estilete y nódulos pequeños que son poco visibles al microscopio, la distancia de la parte anterior de la cabeza hacia el centro del bulbo medio es corta, la vulva se encuentra entre el 60 o 70% de la parte anterior de la cabeza, la cola de estos individuos es filiforme (cola de ratón). Asimismo, estos alcanzan una longitud del cuerpo entre 1.0 y 1.2 mm, son nematodos ectoparásitos que atacan diferentes plantas. (Torres, 2016).

Yeates *et al.*, (1993) describen a *Tylenchus* como parásitos de plantas (algas, líquenes (componentes de algas u hongos), o alimentadores de musgo que se alimentan mediante perforación), o alimentadores de hifas. Así mismo, *clasifica* a *Tylenchus* spp.

Como "asociada a plantas", lo que indica que se encontraron en las rizósferas de las plantas.

2.1.7.9. *Monochus* spp.

Micoletzky (1922) en su obra clásica obra sobre los nematodos de vida libre, erigió la familia Odontopharyngidae con 7 subfamilias, estando el género *Mononchus* en Oncholaiminae *Trichodorus*. Filipjev (1934) colocó al género *Mononchus* en una subfamilia (Mononchinae) de la familia Trilobidae. El género estuvo allí hasta 1937, cuando Chitwood erigió a la familia Mononchidae para retenerlo.

Los expertos en el estudio de los nematodos libres y parásitos de plantas en general adoptan el esquema originalmente propuesto por Chitwood (1937). Sin embargo recientemente Clark (1961) concluyó: Por presentar los Mononchidae grandes afinidades para con los nematodos de la superfamilia Dorylaimoidea, se vio por lo tanto, impelido a crear esta súper familia y colocarla en el suborden Dorylaimina, al lado de Dorylaimoidea y Diphtherophoroidea.

Aceptando las conclusiones expuestas en el artículo de Clark (1961), la posición sistemática actual de la familia Mononchidae; Chitwood (1937), es la siguiente:

a. Ubicación Taxonomica.

Filo: Nemata (Rudolphi, 1808) Cobb, 1919
Clase: Adenophorea (von Linstow, 1905) Chitwood, 1958
Orden: Dorylaimida Pearse, 1942
Suborden: Dorylaimina (Chitwood, 1933) Pearse, 1936
Superfamilia: Mononchoidea Clark, 1961
Familia: Mononchidae Chitwood, 1937.

b. Morfología

Los Mononchidae presentan la forma usual de los nematodos de vida libre, estos son cilíndricos, atenuándose hacia las extremidades, principalmente para el lado posterior, sin embargo son referidos como fusiformes. En ciertas especies por ejemplo, *Iotonohus trichurus* (Cobb, 1917) Andrassy (1953) el filamento posterior es intenso, resultando en extremo caudal largo y filiforme.

En la mayor parte de las especies la cola es cónica, más o menos larga similar en los dos sexos, a veces fuertemente arqueada ventralmente, las papilas caudales, pequeñas, pueden ser a menudo divisadas (Figura 13).

Papel de los mononchidae como parte del complejo biótico del suelo

Los Mononchidae fueron originalmente considerados nematodos que se nutrían de vegetales superiores, esto es capaces de dañar las raíces y otros órganos de la planta, y obtener de ellos su alimento. Los antiguos nematólogos realmente pensaban que eran nocivos a las plantas y eso por el hecho de que los individuos se concentran en las cercanías del sistema radicular y también por el encuentro frecuente de materia vegetal como parte del contenido intestinal.

Cobb (1915) publicó una información pionera, por haber observado ejemplares de *Monochus papillatus* Bastian (1865), alimentándose de larvas y machos de nematodos de cítricos (*Tylenchulus senvipenetrans* Cobb, 1913). Desde entonces, COBB y muchos otros autores relataron observaciones similares, sabiéndose hoy como cierto que todas las especies de la familia son predadoras o carnívoras, nutriéndose de nematodos, huevos, rotíferos y otros componentes de la fauna del suelo (Steiner y Heinly, 1922).

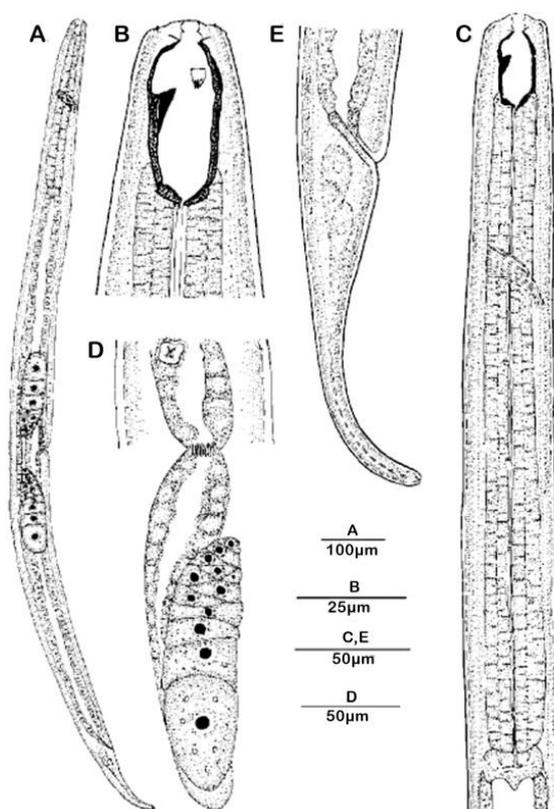


Figura 13: *Monochus intermedius* sp. A: Hembra de cuerpo entero, B: extremo anterior hembra; C: región faríngea; D: sistema reproductor Hembra; E: región caudal hembra. Fuente: (Tahseen, 2009)

2.1.7.10. “Nematodo de la atrofia radicular” (*Trichodorus* spp.)

Del género *Trichodorus* se han descrito 59 especies, 15 fueron referidos a un nuevo género *Paratrichodorus* por Siddiqi (1974) y una especie *T. monohystera*. Allen (1957), fue clasificado por Andrassy (1976) dentro de un tercer género de los Trichodoridae, *Monotrichodorus*. (Het *et al.*, 1988).

En la actualidad el género *Trichodorus* incluye 38 especies, de los cuales 34 son válidos, veinte especies solo son conocidas por su tipo de población, a menudo basado en un número limitado de especímenes. Solo de las siguientes especies tres o más, las poblaciones fueron estudiadas y medidas: *T. aequalis*, *T. cedarus*, *T. eburneus*, *T. orienta*, *T. primitivus*, *T. similis*, *T. sparsus* y *T. viruliferus*; sin embargo a menudo restringido a una pequeña cantidad de ejemplares. (Het *et al.*, 1988).

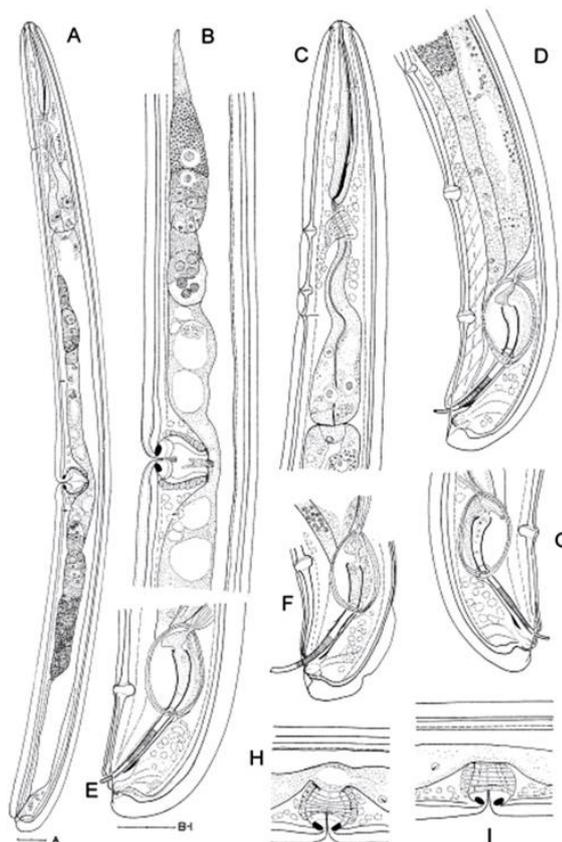


Figura 14: *Trichodorus pseudobursatus* n. sp. A: Forma de la hembra, cuerpo entero; B: parte genital anterior, forma hembra; C: Estructura del Macho, región del cuello; D: Estructura del macho, región posterior del cuerpo; E-G: Estructura del macho, región de la cola y aparato de copulación; H-I: Hembra, región vaginal. (Scale bars = 20 μ m.). (Fuente: Decraemer *et al.*, 2008).

Trichodorus spp. Tiene un rango amplio de hospederos en las regiones templadas y pueden ser transmisor de virus en varias especies de plantas, provoca enanismo, la alimentación del nematodo se realiza en la región meristemática de la punta de la raíz, la cual detiene su desarrollo, provocando presencia de numerosas raíces atrofiadas (raíz atocnada). Las raíces presentan cambios de color o síntomas adicionales y poca o ninguna necrosis.

2.1.7.11. *Discocriconemella* spp.

El género *Discocriconemella*, propuesto. Por De Grisse y Loof, 1965, contiene 22 especies con gran diversidad interespecífica, el carácter distintivo primario común a todas

las especies es el primer anulo cefálico agrandado, que es modificado en un disco.(Vovlas, 1992)

Subfamilia Criconematidae: Discocriconemella, Ogma, Blandicephalanema, Bakernema, Hemicriconemoides, Nothocriconemoides y Pateracephalanema.

Los Criconematidae, curvan sus cuerpos ventralmente al morir; su parte anterior es puntiaguda y termina en una región cefálica levemente redondeada, su estilete es robusto y esta seguido por un esófago típicamente criconematoide. La región caudal es relativamente corta, levemente redondeada, la vulva generalmente es rectangular o relativamente ovalada. (Volcy, 1998), (Figura 15).

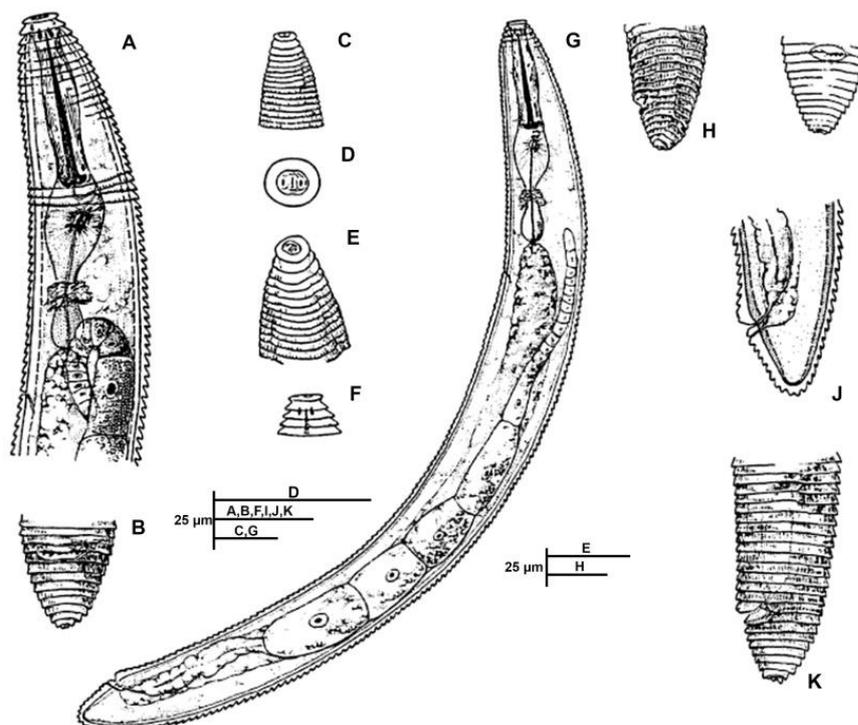


Figura 15: *Discocriconemella mauritiensis*, hembra. A) Región anterior. B, H, K) Partes laterales posteriores y ventrales del cuerpo. C – F) Perfil o Vista frontal del disco cefálico. G) Cuerpo entero de *Discocriconemella* Hembra. Fuente: (Vovlas, 1992)

2.1.7.12. Vida Libre

Los nematodos de *vida libre* comprenden las especies que se alimentan de hongos (= micófagos), de bacterias (bacteriófagos), de algas (algívoros), de nematodos (= nematófagos) o de otros invertebrados microscópicos.

Los nematodos NPP (no parásitos de plantas) se encuentran en cifras elevadas en las muestras de suelos, pueden diferenciarse de los parásitos de plantas por no tener estiletes o por la falta de bulbos o ranuras en la base de sus estiletes. Los nematodos de vida libre se alimentan primero de microorganismos asociados a la descomposición de la materia orgánica, se consideran recicladores de nutrientes del suelo y son muy importantes para el ecosistema. También existen algunas especies de nematodos de vida libre que son depredadoras, alimentándose primero de otros nematodos. En relación a los nematodos parásitos de plantas, se puede hablar que gastan gran parte de sus ciclos de vida en el ambiente del suelo. La textura, la estructura y la composición química del suelo tiene una importancia primordial en la determinación del número y tipos de nematodos parásitos de plantas encontrados.(Convibra, 2014)

Los nematodos micófagos se alimentan primeramente penetrando el estilete en una célula de una hifa, en seguida inyectan enzimas responsables por la digestión extracorporal del contenido celular, este contenido es entonces ingerido por el nematodo (Croll y Matthews, 1977). Este tipo de alimentación es semejante al de los fitoparásitos, de hecho algunos nematodos portadores de estilete pueden utilizar como fuente de alimentación raíces, pelos radicales o hifas de hongos (Poinar. 1983). Existen ciertos géneros de nematodos que congregan especies micófagos y fitoparásitos, como *Aphelenchoides* y *Ditylenchus*.

Los bacteriófagos. Ellos simplemente ingieren células bacterianas vivas a través de la cavidad bucal, generalmente cilíndrica y estrecha. Estos nematodos comúnmente son asociados a la materia orgánica en descomposición, colocan para dentro del organismo, vía cavidad bucal el material liquifeito resultante de la descomposición, sin embargo, las bacterias asociadas a estos materiales son la real fuente de alimentación (Wallwork, 1970)

Todos los nematodos fitoparásitos o de vida libre se alimentan de organismos vivos. Nematodos que se alimentan de microorganismo pueden ser llamados de microbiofagos o microbio tróficos, estos nematodos son a veces llamados de saprobios o saprofitas, más tales términos son incorrectos, cada vez que dan la idea de que los nematodos obtienen su alimento de materia orgánica muerta (o en descomposición), lo que en realidad no ocurre. La verdadera fuente de alimentación son los microorganismos como bacterias y hongos (Poinar, 1983; ferraz y Monteiro, 1995).

Los nematodos predadores (a veces llamados de "carnívoros") se alimentan principalmente de protozoarios y de pequeños animales del suelo, invertebrados, como rotíferos, tardígrados, anélidos o de otros nematodos. Cuando la cavidad bucal es amplia, es generalmente armada con dientes y/o denticulos, nematodos predadores son capaces de ingerir la presa entera (o parte de ella), sin embargo, generalmente rasgan la pared del cuerpo de la presa para, en seguida ingerir el contenido. Representantes de estos grupos ocurren en las órdenes Rhabditida, Monochida, Dorylaimida, Enoplida, Chromadorida y Monhysterida. Cuando la cavidad bucal presenta un estilete relativamente delgado, el nematodo lo utiliza para penetrar el cuerpo de la víctima y succionar el contenido. (Poinar, 1983; Freckman y Caswell, 1985; Yeates, 1998).

Los hábitos alimenticios relacionados a los nematodos ovovivíparos son poco conocidos aparentemente pueden comportarse como; algivoros, predadores, bacteriófagos, mico-fagos y fitófagos ocasionales o facultativos en pelos radiculares de plantas (Freckman y Caswell, 1985).

a. Importancia de los nematodos de vida libre en procesos ecológicos del suelo

A pesar de que los nematodos sean numerosos en la mayoría de los ecosistemas, la contribución de ellos para la respiración del suelo es relativamente pequeña. Sin embargo la contribución de un grupo de organismos para el funcionamiento del sistema como un todo no puede ser medida solamente en base a la cantidad de energía procesada por ese grupo. En la cadena alimenticia los consumidores como los nematodos tienen papel importante como reguladores de ciertos procesos esenciales, como la descomposición de la materia orgánica. (Whitford *et al.*, 1982).

Los nematodos presentan un grande potencial para ser utilizados como excelentes indicadores ecológicos del suelo, así como:

Son encontrados abundantemente en múltiples y variados biomasas, donde haya agua y carbono orgánico, Presentan diversidad trófica, Poseen ciclo biológico relativamente corto, Constituyen comunidades ínter específicas, ocurriendo interacciones entre sus diferentes miembros, Ciertos taxones o grupos de taxones, comprobadamente presentan sensibilidad diferenciada frente a disturbios ocurridos en el medio. Pueden ser identificados y cuantificados sin mayores dificultades, inclusive las formas de vida libre, por lo menos hasta el nivel de género (Goulart, 2002; Neilson, 2005; Tomazini, 2008).

2.2. MARCO CONCEPTUAL

Aguzado: De forma puntiagudo – punzante.

Ano: En hembras, es la abertura ventral, terminal del intestino precedido del recto; en machos es la abertura cloacal. El ano marca el límite anterior de la cola.

Anfimixis: Proceso por el cual culmina y finaliza la fecundación.

Bulbos basales del esófago: Parte posterior final del esófago, expandido, conteniendo las glándulas salivales.

Bulbos del estilete: Protuberancias basales del estilete, normalmente en número de tres.

Densidad poblacional: Cantidad de individuos de una población determinada por unidad de espacio o volumen del ambiente en el que viven.

Dimorfismo sexual: Diferenciación de la morfología de hembras en relación a los machos.

Diseño perineal: Patrón de marcas cuticulares alrededor de la abertura vulvar.

Electroforesis: Técnica para la separación de moléculas según la movilidad de éstas en un campo eléctrico.

Esterase: Enzimas que catalizan reacciones de hidrólisis de ésteres carboxílicos (carboxiesterasas), amidas (amidadas), ésteres de fosfato (fosfatasas), etc.

Estilete: Tuvo axial esclerotizado, de origen cuticular, una porción final de la cabeza tiene un lumen continuo con un lumen al esófago.

Estoma: Porción del tracto digestivo entre la abertura oral y el esófago.

Estructura cefálica: Una estructura esclerotizada de la cabeza.

Fusiforme: Organismo en forma de huso, es decir, con forma alargada, elipsoide, y con las extremidades más estrechas que el centro.

Hermafroditismo: También denominado intersexualidad se refiere a todo ser vivo con características de ambos sexos.

Hospedante: Organismo que alberga a otro en su interior o lo porta sobre sí, ya sea en una simbiosis de parásito, un comensal o un mutualista.

Infestación: Invasión de un organismo vivo por agentes parásitos externos o internos.

Intraespecífica: Interacción biológica en la que los organismos que intervienen pertenecen a la misma especie.

Odontoestilete: Tipo de estilete de muchos nematodos de vida libre y los de la familia Dorylaimidia; estilete corto sin nódulos, cavidad bucal con un estoma cilíndrico.

Odontoforo: Estructura secundaria de un odontoestilete, formado por la modificación de la región faríngea anterior.

Ovocito: Gametocito hembra que participa en la reproducción.

Parasitismo: El parasitismo se produce cuando un individuo vive a expensas de otro al que puede perjudicar.

Partenogénesis: Desarrollo embrionario que inicia de un óvulo en fecundación, sin la participación del macho para la reproducción (asexual).

Prospección: Acción de prospectar nematodos presentes en un área, induce a realizar el levantamiento poblacional de fitoparásitos y su identificación.

Saprófita: Organismo vegetal que obtiene su energía de materia orgánica muerta o de los detritos desechados por otros seres vivos, de los cuales extrae los compuestos orgánicos que requiere como nutrientes para alimentarse.

Sedentario: Que permanece siempre en el mismo lugar. Adjetivo que apunta a todos aquellos seres vivos de pocos movimientos.

Umbral de daño: Densidad de plaga a partir de la cual los daños que se ocasiona son superiores al costo de las medidas de control que los evitaría.

Vermiforme: Es un adjetivo utilizado para caracterizar seres vivos o estructuras que tienen forma parecida a un gusano.

2.3. MÉTODOS DE MUESTREO DE SUELO

La recolección adecuada de muestras puede permitir la adopción de prácticas eficientes de control de los nematodos y reducir los costos. Por el contrario el muestreo o manipulación inadecuada de las muestras puede conducir a recomendaciones pobres y pérdidas económicas que podrían haber sido evitadas (Davis, 2005; Lima 2018)

La determinación de planes de muestreo y el análisis de riesgos de infección constituyen herramientas importantes para el manejo de enfermedades asociadas a fitopatógenos del suelo (Benson, 1994). En el estudio de enfermedades, el muestreo es fundamental para obtener estimaciones representativas de la intensidad de la enfermedad, reduciendo costos con la mayor exactitud y precisión posibles (Campbell y Madden, 1990).

De acuerdo con Campbell y Duthie (1989), para el éxito de un plan de muestreo es necesario que los objetivos se definan de forma clara y concisa, la unidad de muestreo esté claramente definida y la muestra conforme desde el punto de vista biológico, que el método de muestreo permita la obtención de datos de estimación de la enfermedad de manera exacta, y sea igual para todos los productores, y el muestreo sea efectuado eficientemente dentro del costo y tiempo determinados.

La elección de la técnica de muestreo depende de la distribución espacial de la enfermedad en el campo. Las técnicas utilizadas para la evaluación de enfermedades en plantas incluyen muestreos al azar, sistemático, estratificado y secuencial (Amorim, 1995), el muestreo sistemático es la más recomendable para enfermedades radiculares, siendo las unidades de muestreo seleccionadas en diagonal, zigzag, “V”, “X” o “W”. (Lima 2018).

2.4. MÉTODOS DE IDENTIFICACION MORFOLÓGICA Y MORFOMÉTRICA DE GÉNEROS DE NEMATODOS

Mai (1975) indica que las características morfológicas y morfométricas de hembras adultas, son las más adecuadas para la identificación taxonómica de modo general. Así también Kumar (2009) indica que, un método utilizado para la caracterización de los géneros, es la medición anatómica de los individuos, comparando las medidas obtenidas con las descritas en la literatura.

La identificación de los géneros está fundamentada primeramente en caracteres morfológicos de hembras adultas y maduras en tanto que las especies, se basan en caracteres morfológicos de hembras inmaduras vermiformes y machos (Robinson 2002). Sin embargo la caracterización e identificación con base en métodos morfológicos puede ser menos precisa dada la considerable variación de caracteres encontrados entre individuos de una especie como ocurre en *Meloidogyne* spp. (Carneiro y Almeida, 2001);

en cambio estudios bioquímicos que involucran proteínas solubles han demostrado que varias especies de nematodos de las agallas pueden ser diferenciados por medio de fenotipos enzimáticos, obtenidos por electroforesis en gel de poliacrilamida (Carneiro y Almeida, 2001).

Según Siddiqi (2000), los caracteres morfo-anatómicos son estudiados usando un microscopio óptico, microscopio electrónico de barrido y microscopio electrónico de transmisión. Con estos métodos de diagnóstico se han identificado alrededor de 25,000 especies de nematodos. Así mismo, se estima que faltan por describir entre 10 y 40 veces más especies, por lo que la utilización de métodos moleculares puede agilizar este proceso (Powers, 2004). Y para la identificación de géneros es usada la clave dicotómica de Mai y Mullin, (1996)

2.5. IMPORTANCIA DE LA DENSIDAD POBLACIONAL DE LOS NEMATODOS

Los nematodos fitoparásitos causan pérdidas en los principales cultivos de importancia económica o de subsistencia en todos los continentes. Algunos son cosmopolitas y polífagos, uno de ellos es el nematodo de las agallas (*Meloidogyne* spp.) (Ravichandra, 2014); (Asmus y Galbieri, 2013).

La importancia de los fitoparásitos es incuestionable económicamente, también parece ser consenso entre los nematologistas que las estimaciones sobre las pérdidas causadas por estos patógenos disponibles en la literatura retratan un escenario un poco más ameno que la realidad (Decramer y Hunt, 2006; Nicol *et al.* 2011; Jones *et al.* 2013; Onkendi *et al.* 2014). Así mismo la escasez de recursos financieros y técnicos también dificulta la realización de encuestas detalladas sobre las pérdidas causadas por los nematodos, especialmente en países en desarrollo (De Waele y Elsen, 2007; Onkendi *et al.*, 2014). A escala global, una de las pocas estimaciones disponibles en relación a las pérdidas causadas por los nematodos se publicó al final de la década de 1980 (Sasser y Freckman, 1987). El trabajo se basó en un cuestionario respondido por 371 nematólogos de varios países para revelar las pérdidas derivadas de la acción de nematodos.

Debemos considerar también que el número de los nematólogos de regiones tropicales que participó en dicha investigación fue mucho menor que el de regiones templadas. (De Waele y Elsen, 2007; Onkendi *et al.*, 2014). De esta forma, el menor número de nematólogos en países en desarrollo localizados en los trópicos puede haber limitado la percepción más amplia del impacto del patógeno en la agricultura local.

¿Cuáles son los fitoparásitos más importantes? Para responder a esta pregunta, se recurrió nuevamente a unas encuestas de opinión que también involucra a nematólogos

de todo el mundo. La primera fue el propio levantamiento realizado por Sasser y Freckman (1987), donde 371 investigadores, listaron los cinco principales géneros de nematodos en su área geográfica. Más recientemente, otro levantamiento fue realizado con el mismo propósito y contó con la participación de 225 nematólogos de todo el mundo (Jones *et al.*, 2013). En ambos casos resultando se agruparon en una lista de los 10 nematodos más importantes para la agricultura (Tabla 1). Sasser y Freckman (1987), agruparon los nematodos en géneros, mientras que los 'top 10' de Jones *et al.* (2013) incluyeron uno o dos géneros agrupados en una, la misma posición (nematodo de las agallas - *Meloidogyne* spp., nematodos de las lesiones – *Pratylenchus* o el nematodo del quiste *Heterodera* spp y *Globodera* spp o especies individualizadas.

Tabla 1: Principales fitoparásitos de importancia económica, según la opinión de nematólogos de todo el mundo.

Los nematodos más importantes, según 371 nematólogos (Sasser y Freckman, 1987)		Los nematodos más importantes, según 225 nematólogos (Jones <i>et al.</i> , 2013)	
1	<i>Meloidogyne</i>	1	<i>Meloidogyne</i> spp.
	<i>Pratylenchus</i>	2	<i>Heterodera</i> e <i>Globodera</i> spp.
3	<i>Heterodera</i>	3	<i>Pratylenchus</i> spp.
4	<i>Ditylenchus</i>	4	<i>Radopholus similis</i>
5	<i>Globodera</i>	5	<i>Ditylenchus dipsaci</i>
6	<i>Tylenchulus</i>	6	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i>
7	<i>Xiphinema</i>	7	<i>Rotylenchulus reniformis</i>
	<i>Radopholus</i>	8	<i>Xiphinema index</i>
9	<i>Rotylenchulus</i>	9	<i>Nacobbus aberrans</i>
1	<i>Helicotylenchus</i>	1	<i>Aphelenchoides besseyi</i>

Fuente: (Lopes y Ferraz, 2016)

De forma general, las listas son similares, principalmente las cinco primeras posiciones, donde aparecen los géneros *Meloidogyne*, *Heterodera*, *Globodera*, *Pratylenchus* y *Ditylenchus* (Tabla 1). Las principales diferencias son observadas en el orden de importancia en el ranking y la inclusión de dos a tres nematodos exclusivamente en uno de los levantamientos. Sin embargo en el estudio realizado por Sasser y Freckman (1987), *Tylenchus* y *Helicotylenchus* fueron relacionados entre los más importantes, sin embargo, ellos no aparecen entre los más relevantes en el trabajo de Jones *et al.* (2013).

El consenso es obvio entre los trabajos la primera posición es ocupada por el nematodo de las agallas (*Meloidogyne* spp.) entre los más importantes. Este patógeno está disperso en varios ambientes en todo el mundo, causando pérdidas en los principales cultivos. En condiciones de campo, los daños causados por los nematodos son bastante dependientes de la Densidad poblacional, sin embargo factores tales como; las condiciones climáticas, tipo de suelo o la mezcla de especies, pueden tener una grande influencia en el aumento de los daños causados en el cultivo (Machado *et al.*, 2006).

La prospección, como acción de prospectar nematodos presentes en un área nos induce a realizar el levantamiento poblacional de fitoparásitos y su identificación ya que se constituyen en aliados importantes en la detección y en la cuantificación de los prejuicios causados en los más diversos cultivos. La identificación de los fitoparásitos es un requisito indispensable para la orientación y adopción de medidas correctivas de control, tomando en cuenta las particularidades de cada región, de cada cultivo y de cada especie de los patógenos (Silva *et al.*, 2016).

III. MATERIALES Y METODOS

El presente estudio se desarrolló en tres fases; la fase de campo se realizó en la provincia de Sandia (figura 22), la fase de laboratorio y la fase de invernadero se realizó en la facultad de ciencias agrarias, escuela profesional de Ingeniería agronómica (Laboratorio de entomología, área de nematología), en la Universidad Nacional del Altiplano – Puno

3.1. FASE DE CAMPO

En total se obtuvo 155 muestras, consideradas representativas con respecto a las áreas de cultivo, lográndose un equilibrio entre el tiempo y los medios disponibles y que son provenientes de un total de 31 parcelas (Tabla 2), para lo cual se usó los siguientes materiales: Barreno nematológico, bolsas plásticas, etiquetas y fichas de campo, GPS, cámara fotográfica, pala, pico, tijera. Etc.

3.1.1. Muestreo de Suelo y Raíces

Los muestreos se realizaron en el mes de enero de 2019. Se tomaron cinco muestras por área en la etapa de producción de la planta, el muestreo fue realizado en zigzag (Figura 16). A continuación, se describen los pasos de la colección de muestras de suelo y/o raíces:

Para retirar la muestra, se limpió la superficie del área eliminando la tierra de la capa superficial de 3 a 5 cm, para evitar la colecta de nematodos muertos, o inadecuados para el análisis (Figura 16B).

La colecta de muestras se realizó recorriendo el área en zigzag y abriendo el suelo en forma de “V”, a una profundidad de 15 a 20 cm se tomaron 5 submuestras de suelo (Figura 16B) por punto, y se colocaron en un balde para uniformizarlas (Figura 16D), seguidamente se extrajo 500 g. de suelo y colocados en una bolsa rotulada (Figura 16F).

Junto a las muestras de suelo se tomaron muestras de raíces, se seleccionó al azar plantas de papaya andina de cada área muestreada, se tomó la muestra de la zona entre el goteo y la mitad de la rama a una profundidad de 30 centímetros obviando los primeros 10 cm. (Figura 16E), se recogió en promedio 300g las que fueron transportadas al laboratorio de Entomología, de la escuela profesional de Ingeniería agronómica, Universidad Nacional del Altiplano - Puno.



Figura 16: (A) cultivo de Papaya andina. (B) Limpieza de la capa superficial de suelo. (C) Muestra de suelo. (D) Homogenizado de submuestras (E) Raíz de Papaya andina. (F) Acondicionamiento de muestras en plástico y etiquetado. (Fuente: Fotos de Investigación, 2019)

Tabla2: Comunidades evaluados en el distrito de Sandia

Nº	COMUNIDAD	CÓDIGO DEL PRODUCTOR	SECTOR	No DE PARCELAS EVALUADAS	No DE MUESTRAS POR PARCELA
1	APABUCO	AC-1	Apabuco Central	1	5
2		AA-1	Apabuco Arapa	1	5
3		AA-2	Apabuco Arapa	1	5
4	LAQUEQUE	LL-1	L. Llamani	1	5
5		LIA-1	Iguara Alto	1	5
6		LIB-1	Iguara Bajo	1	5
7	TUANA	LIB-2	Iguara Bajo	1	5
8		TU-1	Tuana	1	5
9		TU-2	Tuana	1	5
10	MORORIA	MC-1	Mororia Central	1	5
11		MC-2	Mororia Central	1	5
12		MP-1	Pajcha	1	5
13	MORORIA	MP-2	Pajcha	1	5
14		MK-1	Kaquene	1	5
15		MK-2	Kaquene	1	5
16	CCAPUNA	CA-1	Ayo	1	5
17		CA-2	Ayo	1	5
18	QUIACA	QAM-1	Amoyo	1	5
18		QAM-2	Amoyo	1	5
20		QAP-1	Aphallani	1	5
21	AYLLU	QQU-1	Qesñani	1	5
22		QQU-2	Qesñani	1	5
23	ARICATO	AAC-1	Aricato Central	1	5
24		AAC-2	Aricato Central	1	5
25		AP-1	Pacaypampa	1	5
26	ARICATO	AP-2	Pacaypampa	1	5
27		QAQ-1	Alto Queneque	1	5
28		QQC-1	Q. Central	1	5
29	QUENEQUE	QQC-2	Q. Central	1	5
30		QU-1	Uraquereque	1	5
31		QU-2	Uraquereque	1	5
		TOTAL		31	155

3.2. FASE DE LABORATORIO

Los materiales utilizados en esta fase fueron: microscopio óptico, estereoscopio, centrífuga, licuadora, tamiz de 400, 100 y 60 μm de apertura, vasos de precipitación de 100 ml, matraces de 125 ml, cajas contadoras, láminas porta y cubre objetos, papel toalla, pipeta, tubos de centrifuga, vasos descartables de 250 ml y otros.

3.2.1. Método de fluctuación centrífuga para determinación de nematodos, en muestras de suelo con solución sacarosa (Jenkins, 1964)

Se homogenizó bien la muestra del suelo con las manos, de tal forma que los terrones sean desmenuzados, posteriormente, se retiró una porción de 250 cm^3 de suelo y colocados en un balde, cubriéndose con agua (aproximadamente 1 lt.), (Figura 17D) se mezcló la muestra con las manos, de esta forma liberar los nematodos, posteriormente se vertió el líquido a través de los tamices; 60, 100, 400 Mesh (BERTEL ISO 3310/1 Ind. Brasileira) ordenados de mayor a menor (Figura 17B), seguidamente se lavó y recolectó la muestra del tamiz 400, alrededor de 50 ml en vasos de plástico etiquetados (Figura 17H); seguidamente a la suspensión de 50 ml. se adicionó una cuchara de caolín (cal deshidratada) fue homogenizada y vertida a los tubos de centrifuga (HEAL FORCE, NEOFUGE 15, 0715150287S, 16,000 rpm) donde se centrifugó, por 2 minutos a una velocidad de 1,800 rpm (Figura 18). Al finalizar el tiempo, se retiraron los tubos de la centrifuga, para eliminar el agua sobrante y posteriormente se adicionó la solución sacarosa (500 g de azúcar disuelta en 1 L de agua, [Figura 19]), (Figura 18). Los tubos fueron homogenizados con la ayuda de una cucharilla luego se volvieron a centrifugar a 1,800 rpm durante 1 minuto, al finalizar el tiempo, los tubos fueron retirados de la centrifuga y se vertió individualmente por el tamiz de 400 Mesh, se lavó con agua a chorro continuo, para retirar la solución sacarosa. Por último, cada muestra se recolectó en vasos

de plástico individualmente y fueron llevados al estereoscopio de manera individual (ZEISS STEMI 305) para su conteo e identificación.



Figura 17: (A) Muestras de Suelo, (B) Tamices de 60, 100, 400 Mesh, (C) Pipeta, Becker 250 cm³. Balde, (D) Homogenización de la muestra, (E) Tamizado (F) Lavado, (G) Recolección de la muestra, (F) Vaso con muestras de suelo, etiquetado, (I) Total de las muestras lavadas. (Fuente: Fotos de la Investigación, 2019)



Figura 18: (A) Pipeta, Tamiz, Sacarosa, Cal, (B) Tubos de centrifuga, (C) Tubos y vasos con muestras marcados para centrifugación, (D) Vasos con caolín, (E) Centrifuga (F) Solución Sacarosa, (G) Muestras con sacarosa siendo Homogenizado, (H) Tubos listos para centrifugado, (I) Lavado (J) Tamizado, (K) Recolección, (L) Muestras listo para identificación. (Fuente: Fotos de la Investigación, 2019)

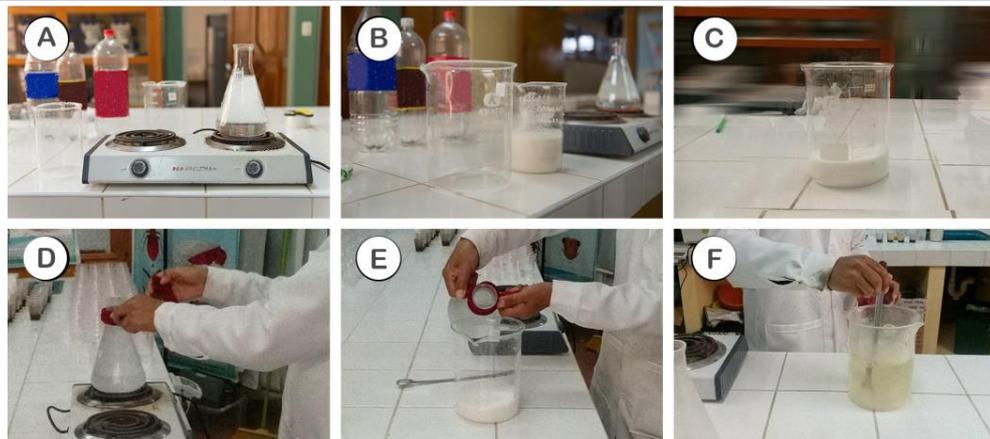


Figura 19: PREPARO DE SACAROSA; (A) Erlenmeyer y Cocina eléctrica, (B) Beaker, (C) Beaker con 500 gr de azúcar, (D) Erlenmeyer (1Lt de agua hervida), (E) Mezclado de agua + azúcar, (F) Homogenizado de agua + azúcar. (Fuente: Investigación, 2019)

3.2.2. Técnica de la licuadora con centrifugación para muestras de raíces (Coolen y D'herde, 1972)

Las raíces fueron lavadas cuidadosamente, cortadas en pedazos de aproximadamente 1 cm y fueron pesadas 10 g. seguidamente colocadas en una licuadora, para posteriormente añadirle solución de hipoclorito de sodio (NaOCl) trituradas por un minutos, el resultado se filtró por los tamices 60, 100 y 400 Mesh, recolectando 50mL que fueron colocados en un vaso (Figura 20, A-F) y llevados al estereoscopio, para su conteo e identificación.



Figura 20: A - C) Acondicionamiento de raíces de Papaya andina (D) Licuadora, Na OCl, Balanza electrónica, (E) Centrifugación de muestras, (F) muestras prontas. (Fuente: Fotos de la Investigación, 2019)

3.3. FASE DE INVERNADERO

En algunas muestras se encontraron individuos de *Meloidogyne* spp. debido a esto se procedió a colocar plántulas de tomate como hospedero, en maceteros con suelo, para verificar la presencia del género *meloidogyne* de la siguiente forma: Se procedió a sembrar semillas de tomate (*Lycopersicon esculentum* cv. Río Grande), en sustrato (turba inerte y arena, en proporción 1:1), previamente esterilizado en autoclave (120 °C; 1.1 atm. de presión durante 30 min.). Después de tres semanas del establecimiento del semillero, las plántulas de tomate fueron seleccionadas y trasplantadas a 10 maceteros, conteniendo suelo previamente esterilizado (Figura 21B), más las muestras de suelo donde se encontró *Meloidogyne*, por encima del suelo esterilizado (1/3 del macetero (1000 cc. de capacidad). Después de 50 días desde el trasplante (Figura 21D), las raíces de tomate fueron removidas de los maceteros y lavadas suavemente con agua de caño, (Figura 21E) seguidamente se procedió a observar cada raíz de tomate para examinar la evidencia de ataque o formación de nódulos (Figura 21F).

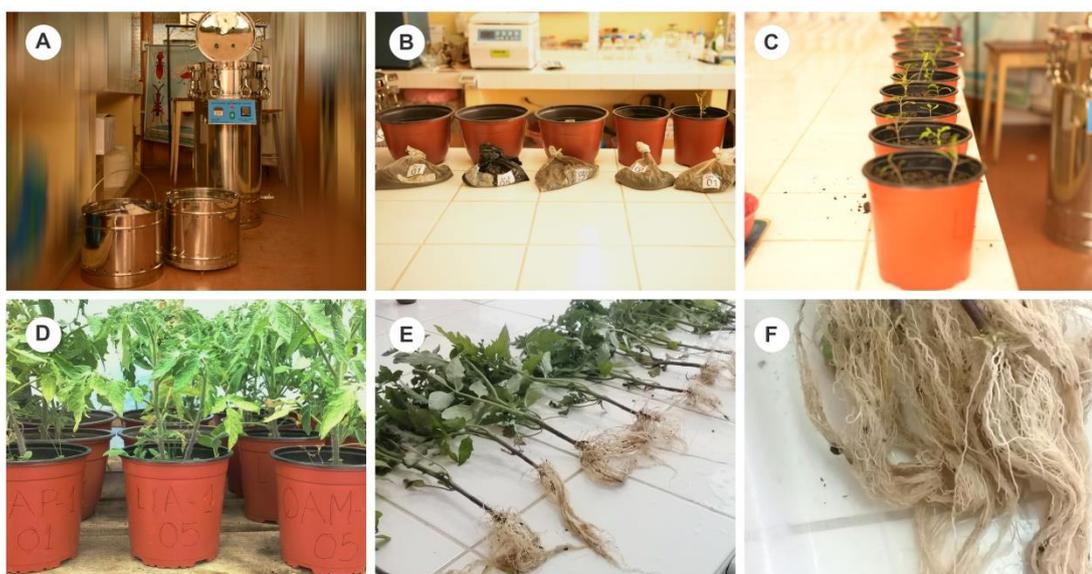


Figura 21: (A) Autoclave, (B) Maceteros, Muestra de suelo, (C) Plántulas de tomate trasplantadas, (D) Plantas de tomate después de 50 días, (E) Plantas de tomate retiradas y lavadas, (F) Raíz limpia sin nodulaciones. (Fuente: Fotos de la Investigación, 2019)

3.4. CARACTERIZACIÓN DEL ÁREA DE INVESTIGACIÓN

3.4.1 Descripción del área de estudio

La provincia de Sandia, se encuentra ubicada físicamente en la parte Nororiental de la región Puno. Geográficamente se ubica dentro de las coordenadas geográficas 13° 00' y 14° 38' de Latitud Sur y 68° 50' y 69° 32' de Longitud Oeste de meridiano de Greenwich (Figura 22). El espacio territorial de la provincia de Sandia, comprende dos unidades geográficas:

Sierra, esta comprende la parte alta de la cordillera Oriental de los andes peruanos y ocupa el 40% del territorio provincial, está conformada por meseta alto andina, laderas de montaña y nevados. Su clima es seco y frío, con temperaturas promedio anual de 5° C a 18° C.

Selva, está constituida por ceja de selva, selva alta y baja, ocupa aproximadamente el 60% del territorio provincial, se encuentra situada desde 2000 msnm hasta las alturas inferiores a 400 msnm. Se caracteriza por su fisiografía accidentada, quebradas profundas, colinas bajas y llanuras amazónicas, el clima es templado y cálido, con temperaturas promedio de 11° a 14° C.

Límites

Por el Norte: con la provincia de Tambopata del Dto de Madre de Dios.

Por el Sur: con la provincia de San Antonio de Putina.

Por el Este: con la República de Bolivia.

Por el Oeste: con la provincia de Carabaya.

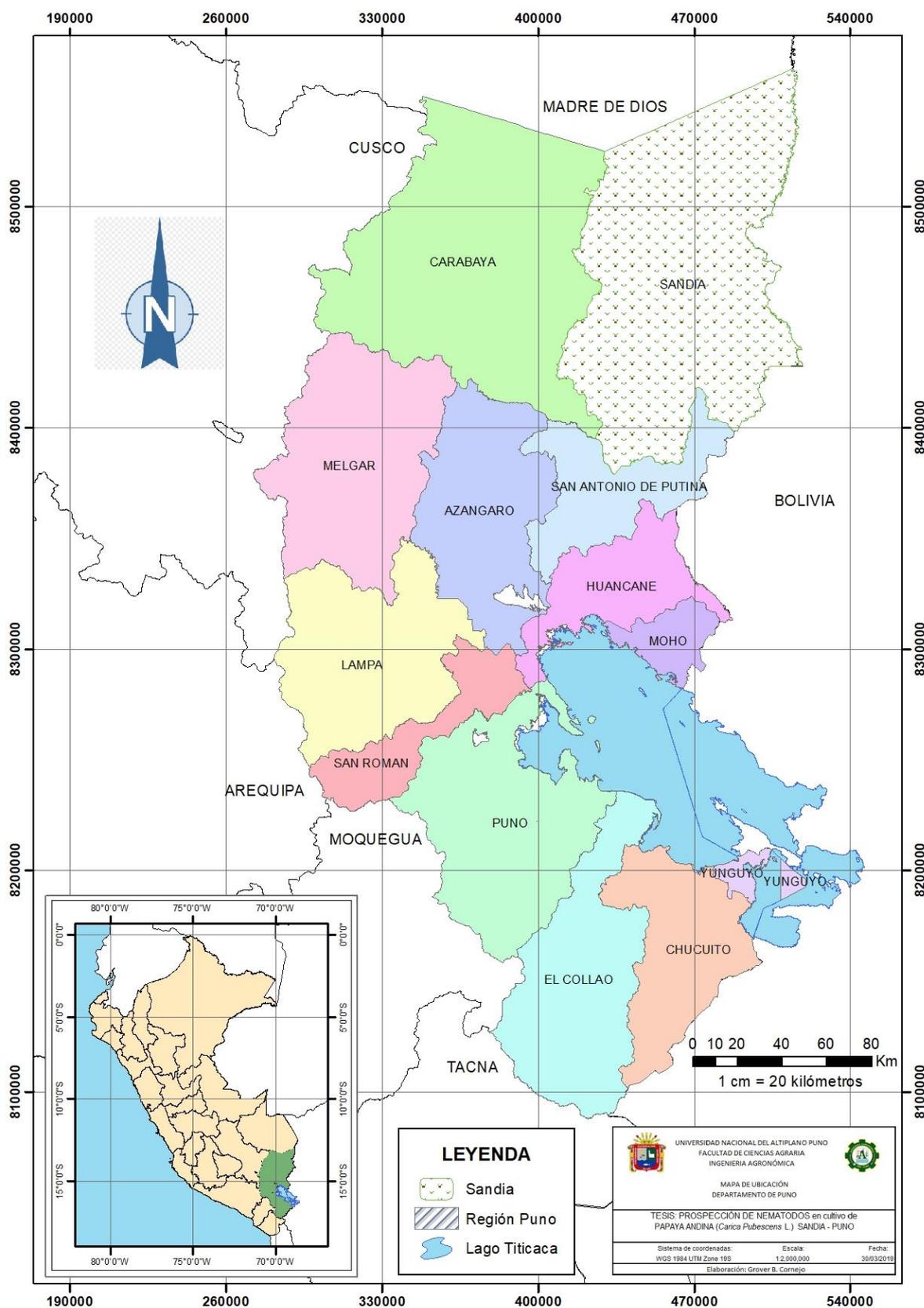


Figura 22: Mapa de ubicación. Región Puno. (Fuente: Elaboración propia, 2019)

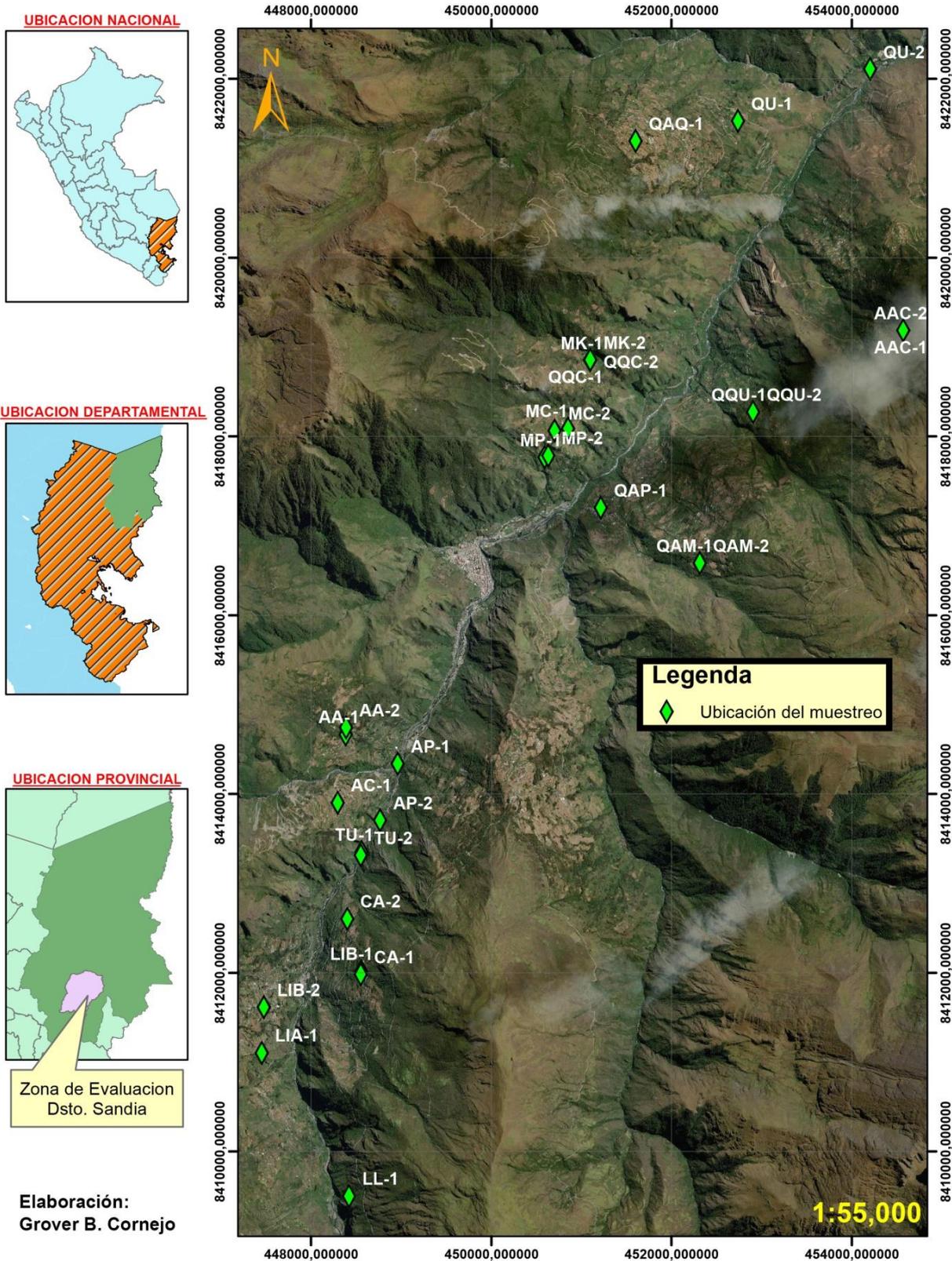


Figura 23: Mapa de ubicación. Puntos de recolección de muestras de suelo. Distrito de Sandia. . (Fuente: Perfil de terreno obtenido de Google earth, 2019)

3.4.2. Lugar de Recolección de Muestras de Suelo

En general los suelos de Sandia muestran un relieve muy accidentado con pendientes entre 25 a 75% de inclinación, y formada de terrazas, donde los cultivos fueron establecidos. Las muestras de suelos y de raíces fueron colectadas de 18 sectores, que corresponden a 8 comunidades campesinas (Tabla 2), (Figura 23).

3.4.3. Lugar de observación e identificación de nematodos

Esta fase se realizó a través del método de fluctuación centrífuga con solución sacarosa (Jenkins, 1964), y se desarrolló en el laboratorio de Entomología, área de Nematología de la Escuela Profesional de Ingeniería Agronómica, UNA-Puno.

3.4.4. Metodología de la investigación

El método usado en el presente proyecto de investigación, es descriptivo, ex post facto, transversal.

Para identificar los géneros de nematodos, fueron tomados en cuenta tres criterios morfométricos y uno morfológico (presencia y tamaño del estilete, la longitud del cuerpo, forma de la cabeza y cola, así como la distribución de órganos internos), basados en la clave dicotómica de Mai y Mullin, (1996).

Análisis morfológico: Los nematodos recuperados para el análisis de las características morfológicas, fueron llevados y observados en el microscopio (4/0.10, 10/0.25, 40/0.65 ∞ /0.17) y fotografiados a 40x y 100x con la cámara fotográfica integrada al microscopio.

Análisis morfométrico: Para realizar las mediciones morfométricas de los nematodos fotografiados se utilizó el software: Nis-elements v. 9.0C, imageJ (IJ 1.46r, 2012).

3.4.5. Análisis de Suelo

A todas las comunidades abarcadas se les realizó un muestreo de suelos para determinar la textura, llevándose al laboratorio de Aguas y suelos “Grupo nativa exteriores”. La textura para la zona de estudio corresponde a suelos; franco arcillo arenoso, franco arcilloso, franco limoso y franco (Tabla 3). Sabiéndose que el 87% de los géneros de nematodos prefieren suelos con textura liviana (Franco Arenosa, Franco y Franco Arcilloso).

Tabla 3: Características de la composición estructural de los Suelos.

# ORD	CLAVE DE CAMPO	ANALISIS MECANICO			CLASE TEXTURAL	CO ₃ =%	M.O. %	N TOTAL %
		ARENA %	ARCILLA %	LIMO %				
01	APABUCO	41	30	29	Franco-arcillo arenoso	0.00	5.10	0.11
02	LAQUEQUE	50	29	21	Franco Arcillo Arenoso	0.00	4.90	0.15
03	TUANA	26	18	56	Franco limoso	0	3.90	0.14
04	MORORIA	30	33	37	Franco arcilloso	0	5.40	0.19
05	CCAPUNA	35	36	29	Franco arcilloso	0	4.30	0.15
06	QUIACA AYLLU	46	18	36	Franco	0	4.80	0.18
07	ARICATO	35	33	32	Franco arcilloso	0	5.20	0.14
08	QUENEQUE	52	28	20	Franco Arcillo Arenoso	0	5.40	0.13

Tabla 4: Características Físicas, Químicas de los Suelos.

# ORD	pH	C.E mS/cm	C:E(e) mS/cm	ELEMENTOS DISPONIBLES		CATIONES CAMBIABLES					CIC me/100g	S B %
				P ppm	K ppm	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	Al ³⁺		
01	5.60	0.55	1.45	8.90	160	NC	NC	NC	NC	0.00	NC	NC
02	5.90	0.29	1.45	5.90	190	NC	NC	NC	NC	0.00	NC	NC
03	6.10	0.57	2.85	10.15	199	NC	NC	NC	NC	0	NC	NC
04	5.80	0.49	2.45	12.0	260	NC	NC	NC	NC	0.00	NC	NC
05	6.00	0.31	1.55	8.20	170	NC	NC	NC	NC	0	NC	NC
06	6.10	0.51	2.55	11.61	283	NC	NC	NC	NC	0	NC	NC
07	5.90	0.28	1.40	9.03	195	NC	NC	NC	NC	0	NC	NC
08	4.90	0.21	1.05	8.02	180	NC	NC	NC	NC	2.15	NC	NC

= No Corresponde	CO3= Carbonatos
ArA= Arcillo Arenoso	me= Miliequivalente
AF= Arena Franca	FA= Franco arenoso
FarA= Franco Arcillo Arenoso	M.O= Materia orgánica
CIC= Capacidad de intercambio catiónico	P= Fosforo disponible
N= Nitrógeno total	K= Potasio disponible
K+= Potasio combinable	C.E.= Conductividad eléctrica
A = Arena	SB= Saturación de bases
Ca2+ = Calcio combinable	Mg ²⁺ = Magnesio cambiante
Na+ = Sodio combinable	mS/cm= milisiemens por centímetro
C.E (e) = Conductividad eléctrica del extracto	Al ³⁺ = Aluminio cambiante

3.4.6. Condiciones meteorológicas de las zonas evaluadas

En la tabla 5, se muestran las condiciones meteorológicas (temperaturas máximas (T° máx. °C), temperaturas mínimas (T° min °C), precipitación pluvial (mm) y humedad relativa (%)), del Distrito de Sandia, región Puno. La información mostrada de: enero (2018) a enero (2019) es proporcionada por el “SENAMHI” de la estación CO. 114096 Cuyo Cuyo y ESTACIÓN: CO. 110043 San Juan del Oro. Los datos de las temperaturas fueron interpoladas linealmente, para obtener un aproximado (Tabla. 5).

Tabla 5: Factores climatológicos del Distrito de Sandia (Muestreo: Ene 2019)

MESES	T°C Prom.	T°C Max.	T°C Min.	% HR Prom	Precip. mm
Ene-18	18.6	24.2	13.0	89	97.9
Feb-18	18.0	23.9	12.1	89	151.7
Mar-18	17.3	23.4	11.1	89	137.9
Abr-18	17.1	22.8	11.3	89	32.9
May-18	15.7	21.0	10.3	90	2.2
Jun-18	14.3	19.8	8.8	89	30.7
Jul-18	14.3	20.2	8.3	88	34.0
Ago-18	12.7	18.2	7.1	88	36.9
Set-18	15.2	20.3	10.0	89	18.1
Oct-18	15.0	21.0	9.0	89	55.1
Nov-18	16.5	22.0	11.0	88	41.8
Dic-18	17.0	23.0	11.0	89	50.0
Ene-19	18.5	24.0	12.9	89	116.2

T° C= temperatura en grados centígrados, HR= humedad relativa, precipitación total en mm Fuente: (Elaboración propia 2019).

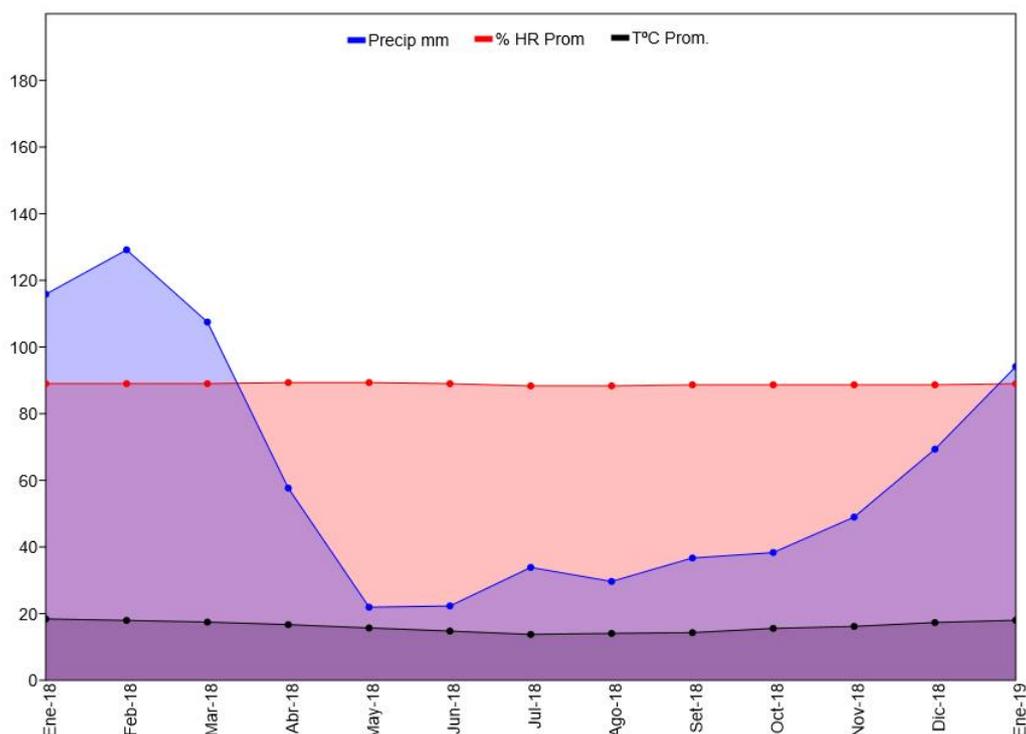


Figura 24: Representación gráfica de datos meteorológicos (Ene-2018 – Enero-2019).
(Fuente: elaboración propia, 2019).

3.4.7. Análisis de Datos

Para este estudio empleamos estadística descriptiva. Estas informaciones obtenidas en los análisis nematológico fueron almacenados en planillas de datos, utilizándose el programa MS Excel y analizados conforme al método presentado por Barker (1985), para la caracterización de comunidades de nematodos, siendo cuantificada la densidad poblacional.

El análisis estadístico para la distribución de géneros y la interacción género comunidad se realizó un diseño completo al azar (DCA) con un arreglo factorial AxB (8x12) donde A representa las comunidades y B representa los nematodos con un número de observaciones leídas 480 y número de observaciones usadas 480, los datos fueron primeramente adicionados con una cifra de dos (2) y seguidamente transformados con \log_{10} . Para esto se usó el sistema SAS (Sistema de análisis estadístico).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. IDENTIFICACION MORFOLÓGICA Y MORFOMÉTRICA DE GÉNEROS DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS

De 155 muestras de suelos colectados en las ocho comunidades de Sandia, se encontraron 09 géneros de nematodos fitoparásitos que son: *Meloidogyne* (0.48%), *Pratylenchus* (0.97%), *Helicotylenchus* (36.70%), *Tylenchus* (0.03%), *Trichodorus* (0.01%), *Xiphinema* (0.48%), *Mesocriconema* y *Ogma* (17.33%); *Discocriconemella* (0.16%). y nematodos de vida libre (40.0%), otros nematodos de vida libre que fueron identificados son: *Dorilaymus* 2.58%; *Aphelenchus* 1.12% y *Mononchus* 0.09%.

4.1.1. Características morfológicas y morfométricas del género *Meloidogyne* spp.

Los J2 extraídos de las muestras de suelo, del cultivo de papaya andina presentaron las siguientes características morfológicas: tienen forma cilíndrica y son vermiformes (Figura 25A), presentaron un disco labial redondeado; la región cefálica no presento anillos (Figura 25D). Las glándulas del esófago se superponen al intestino ventralmente (Figura 25F). Presenta una cola que es cónica con anulaciones normales o irregulares, gradualmente afinada (Figura 25C), con una porción terminal hialina en la parte posterior de la cola (Figura 25E) y el ano marcando el límite anterior de la cola (Figura 25G). Todas estas características coinciden con las descripciones realizadas en la literatura para los J2 (Sasser y Carter, 1985; Powers *et al.*, 2018 y Uysal *et al.*, 2017)).

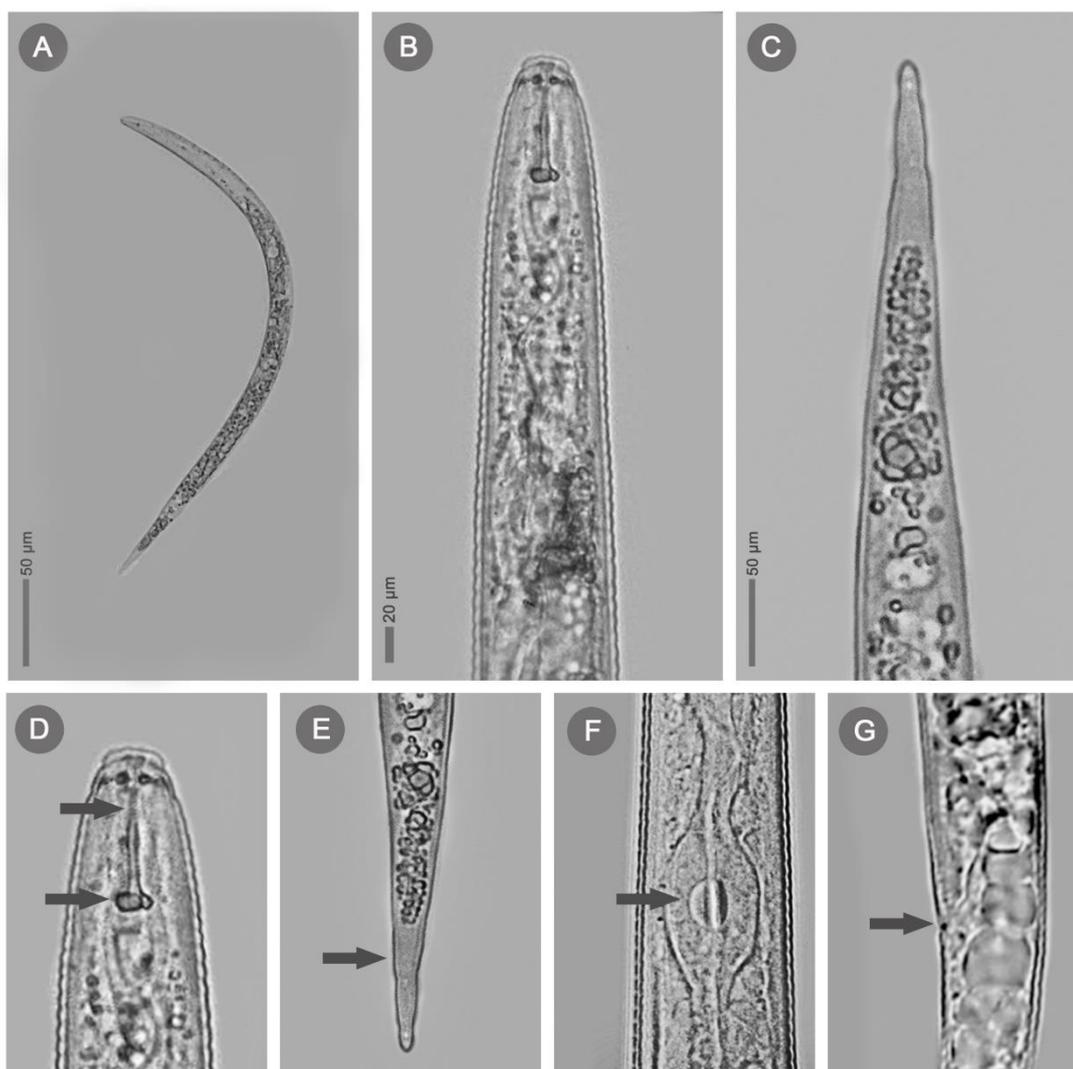


Figura 25: Género *Meloidogyne* spp. A) Longitud del cuerpo del J2, B) Región anterior mostrando la forma de la cabeza y el estilete, C) Región posterior, mostrando la cola, D) Región anterior mostrando el disco labial redondeado, estilete y los nódulos basales. E) Región Hialina. F) Flecha mostrando el esfago. G) Ano (Fuente: foto propia).

Tabla 6: Caracterización morfométricas de J2 de las poblaciones de *Meloidogyne* spp. Provenientes de plantaciones de Papaya andina (*Carica pubescens* L.). Sandia - Puno

Variable (µm)	<i>Carica pubescens</i> L. <i>Meloidogyne</i> spp. X	Powers et al. (2018) <i>Meloidogyne</i> spp.	Uysal et al. (2017) <i>Meloidogyne</i> spp.	Perry y Moens (2013) <i>Meloidogyne</i> spp.
L	348.5	339 - 576	328 - 465.6	250 - 600
st	13.25	10.2 - 16.6	11.2 - 14.4	6 - 16
T	43.8	31.6 - 62	44.8 - 68.8	-
H	7.75	7 - 13.5	6.4 - 17.6	-

Longitud de cuerpo (L); Longitud del estilete (st); Longitud de la Cola (T); Proción hialina (H).

También se realizó el análisis morfométrico de los juveniles (J2) de *Meloidogyne* spp. siendo analizado el valor promedio de la longitud del cuerpo, valores medios de la longitud de la cola, la porción hialina de la cola y la longitud del estilete. Estas medidas

fueron comparadas con los datos de otras poblaciones (Tabla 6) (Powers *et al.*, 2018; Uysal *et al.*, 2017 y Perry y Moens, 2013), la característica responsable por la aproximación de estas poblaciones fue el tamaño del estilete midiendo en promedio 13.25 μm ., los promedios de las medidas obtenidas en este estudio están dentro de las medidas observadas para el género. Sin embargo, en estudios realizados en otros cultivos en la provincia de Sandia como en papa (Flores *et al.*, 2017) y café (Mayta, 2017) presentaron longitudes variables de los J2 en relación al presente estudio (364.480 y 320.7 μm respectivamente). De Sousa, (2018) manifiesta que existe la posibilidad de encontrar variabilidad en los parámetros morfométricos dentro de las especies del género, es decir, superposición en algunas medidas (longitud del cuerpo, estilete). Así también esa variación en las longitudes con las poblaciones estudiadas puede ser considerada común, ya que son provenientes de lugares y cultivos diferentes. Hunt y Handoo (2009) concluyen que los caracteres morfométricos y morfológicos tienden a variar bajo la influencia de condiciones geográficas y ecológicas. De igual forma para diferenciar dichas características, Carneiro y Cofcewicz, (2008) manifiestan que la similaridad morfológica y morfométricas entre las especies de *Meloidogyne*, es más apropiado una combinación de características diferenciadoras de las hembras, machos y juveniles (J2). Asimismo, Hunt y Handoo, (2019) indican que las características morfológicamente de *Meloidogyne* spp han sido las más utilizadas que las morfométricas, dado que estas características pueden ser más afectadas por las condiciones ambientales. Es así que en el presente estudios observamos dichas aseveraciones y al mismo tiempo afirmamos que usamos el mejor criterio para diferenciar esas características morfológicas y llegar a una conclusión más precisa en referencia al género en cuestión.

4.1.2. Características morfológicas y morfométricas del género *Pratylenchus* spp.

Cuerpo cilíndrico (Figura 26A), la región labial de forma redonda, estilete bien desarrollado y provistos de grandes nódulos basales (Figura 26D), y compuestas de un solo ovario, la vulva está localizada en la parte posterior (Figura 26F), igualmente se observó un esófago bien desarrollado y presencia de lóbulos en las glándulas esofageales superponiéndose con el intestino ventralmente (Figura 26E), Se constató la presencia del poro excretor (Figura 26G). La forma de la cola es subcilíndrica, más o menos cónica con terminación truncada (Figura 26C). Características que se asemejan a las descritas por (Davis y Mac Guidwin, 2000; Loof, 1990 y Mai y Mullin 1996).

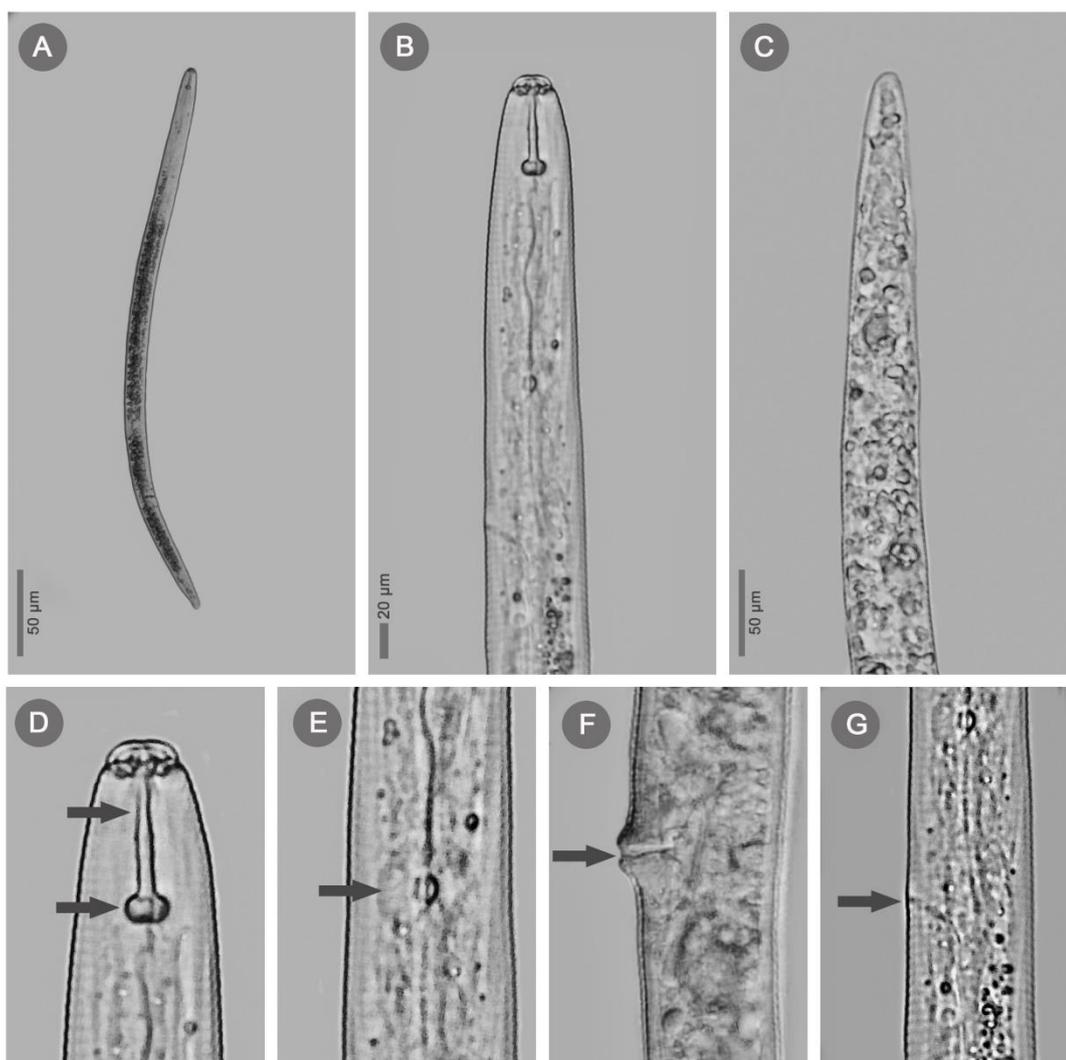


Figura 26: Género *Pratylenchus* spp. A) Longitud del cuerpo, B) Región anterior, cabeza y estilete, C) Región posterior, mostrando la cola D) Flecha mostrando el estilete y los nódulos basales. E) Vista lateral de la vulva. F) Vista lateral de la vulva. G) Poro excretor. (Fuente: Elaboración propia, 2019).

Tabla 7: Caracterización morfométrica de las poblaciones de *Pratylenchus* spp. provenientes de plantaciones de Papaya andina (*Carica pubescens* L.). Sandía – Puno

Variable (µm)	<i>Carica pubescens</i> L. <i>Pratylenchus</i> spp. \bar{x}	De Sousa (2018) <i>Pratylenchus</i> spp.	De siqueira (2007) <i>Pratylenchus</i> spp.	Gonzaga (2006) <i>Pratylenchus</i> spp.
L	670.35	441.64 – 759.85	482.05 – 750	514.7 - 778.1
st	16.9	15.89 – 25.32	16.68 – 23.95	14.1 – 21.6
T	37.6	–	20.39 -37.08	21.3 – 45.1
φ c	–	–	19.16 – 27.81	21.1 – 37.0

Longitud de cuerpo (L); Estilete (st); Longitud de la Cola (T); Diámetro del cuerpo (φ c)

De igual forma se realizó el análisis morfométrico de estos individuos, fueron observados características como la longitud del cuerpo, largura de la cola y el tamaño del estilete. Estos valores medios están dentro del rango de datos, descritos por (De Souza, 2018; De Siqueira; 2007 y Gonzaga, 2006) (Tabla 7). Asimismo al analizar la morfometría, algunas de las poblaciones estudiadas presentan diferencias para una o alguna variable morfométrica al confrontarlas con la literatura (longitud de cuerpo, estilete y cola). Este es el caso en que los promedios descritos por Mayta (2017) en cultivos de café, realizados en las zonas aledañas al presente estudio, no encuadra con las medidas obtenidas (552 µm), esta longitud presentada es menor; por otro lado Flores *et al.*, (2017) y Garanbel (2017) en cultivos de papa y café respectivamente, obtuvieron longitudes casi similares a las medidas realizadas en esta investigación (682.555 µm). Estudios morfométricos que detectaron variaciones entre poblaciones de *Pratylenchus*, como el estudio de Torres *et al.* (2015) y Olowe y Corbett (1984), quienes atribuyen a efectos de la procedencia (área geográfica o planta hospedera).

4.1.3. Características morfológicas y morfométricas del género *Helicotylenchus* spp

Fueron observados con el cuerpo en forma de arco o espiral (Figura 27A), cabeza cónica redondeada sin estriaciones longitudinales, estilete con nódulos basales fuertes (Figura 27D). Fasmidios normales, presenta poro excretor (Figura 27F), la cola es asimétrica, redondeada con una proyección ventral y mucron, (Figura 27C), también se

observa la vulva (Figura 27E). Estas descripciones morfológicas están dentro de las características descritas por: (Agrios 2005, Perry y Moens, 2006; Castillo y Vovlas, 2008 y Perry *et al.*, 2009) indican que la región labial es truncada y anillada, estilete con una longitud de 22 μm y con nódulos basales bien definidos. Las hembras sin mucron (Fig. 27G). Fasmidias pequeñas al nivel del ano; cuatro incisuras en los campos laterales que son aerolados en la porción anterior del cuerpo; sus medidas correspondieron a 450-630 μm de longitud; hembra adulta: 23 a 32; porción anterior de cuerpo: 5.5-6.4; vulva: 33-47 y estilete: 21-23 mm.

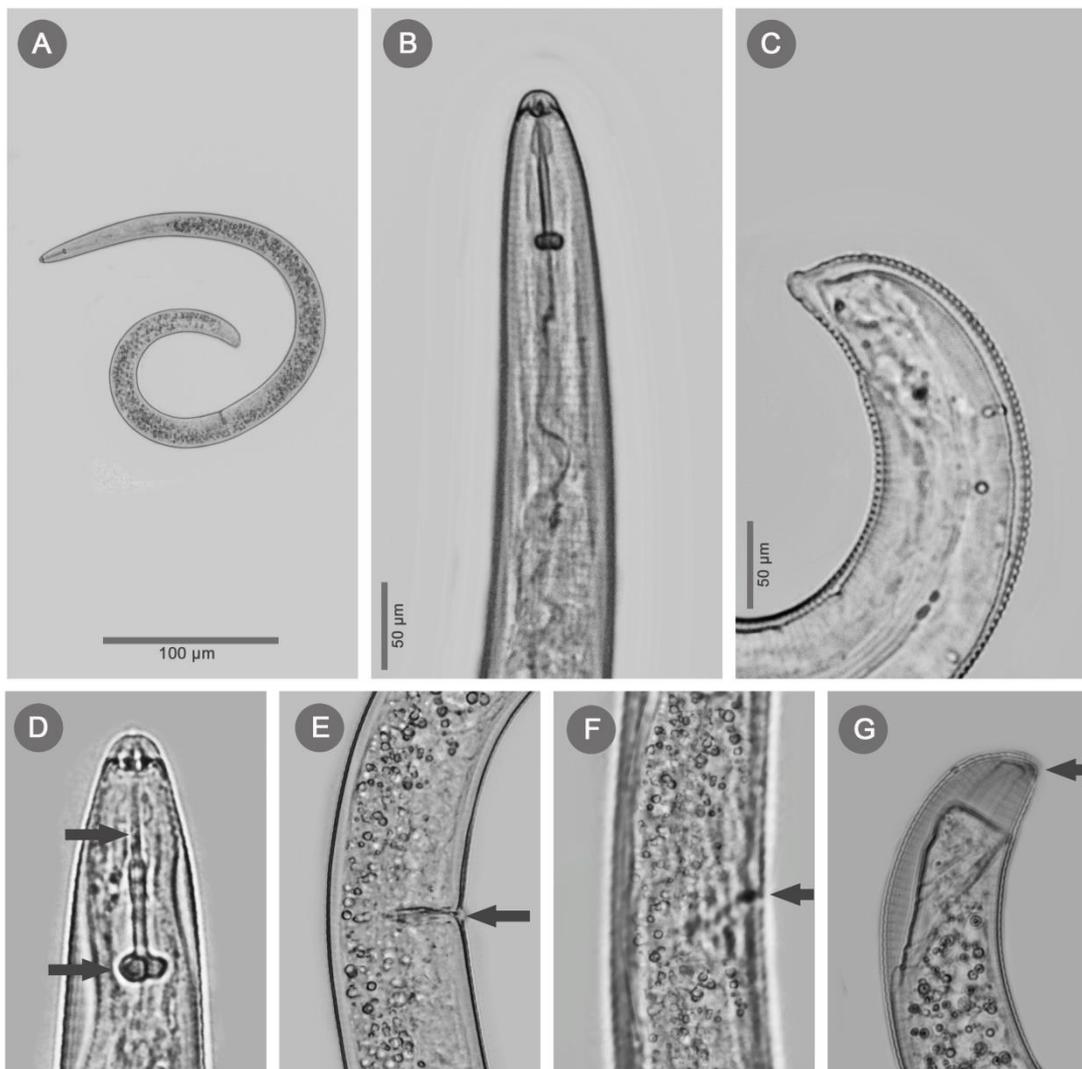


Figura 27: Género *Helicotylenchus* spp; A) Longitud del cuerpo; B): Forma de la cabeza y estilete; ©: Forma de la cola y mucron; D) Región anterior, mostrando la cabeza, el estilete y los nódulos basales; E) Vulva; F) Poro excretor; H) Cola sin mucron (Fuente: Elaboración propia, 2019).

Tabla 8: Caracterización morfométrica de las poblaciones de *Helicotylenchus* spp. provenientes de plantaciones de Papaya andina (*Carica pubescens* L.). Sandia – Puno

Variable (μm)	<i>Carica pubescens</i> L. <i>Helicotylenchus</i> spp. \bar{x}	Uzma <i>et al.</i> , (2015) <i>Helicotylenchus</i> spp. \bar{x}	Kirsch <i>et al.</i> , (2016) <i>Helicotylenchu</i> spp.	Schreck <i>et al.</i> , (2010) <i>Helicotylenchu</i> spp.
L	610.01	350 – 1110	532.8 – 778.9	510 – 890
st	24.6	16 – 38	22.5 – 27.0	20-26
T	39.1	–	32.5 – 49.7	–

Longitud de cuerpo (L); Estilete (st); Longitud de la Cola (T).

Se realizó el análisis morfométrico de *Helicotylenchus* spp. y comparadas con la literatura. Las características como la longitud del cuerpo, la cola y el tamaño del estilete, están dentro de las medidas observadas por (Kirsch *et al.*, 2016; Shreck *et al.*, 2010 y Uzma *et al.*, 2015) (Tabla 8). En la evaluación realizada por Flores *et al.*, (2017) en cultivo de papa, en la zona de Sandia, mostró el promedio de estos individuos menores con respecto al presente estudio, Las características morfológicas y morfométricas pueden presentar variaciones por influencia de factores ambientales o podemos también atribuir estas diferencias a las características propias de las especies dentro de un mismo género.

4.1.4. Características morfológicas y morfométricas de la familia Criconematidae

***Mesocriconema* spp:** Estos individuos mostraron las siguientes características morfológicas: cuerpo corto, robusto y arqueado ventralmente (Figura 28A), también se observó la cutícula anillada, redonda y torcida con márgenes lisos, la región labial no está demarcada del resto del cuerpo (Figura 28E), se observaron dos pequeños anillos labiales, el estilete bien desarrollado (Figura 28D), una vulva cerrada con un labio anterior ornamentado. Cola puntuda con pequeños anillos, pero claramente diferenciables (Figura 28C y G). Estas características coinciden con las descritas por; (Bernardo, 2017; Divers, 2018 y Kuhn, 2015).

Así mismo Rasky (1952) nos indica que para la caracterización de Criconematidae es importante basarse bajo algún parámetro como: el número total de anillos en el cuerpo, largura del estilete, forma de la cola, número de anillos entre la vulva y la parte terminal y las características de los anillos labiales. Y el número de anillos entre la vulva y la parte terminal varía mucho de una especie a otra. Para este estudio nos limitamos a medir los siguientes parámetros: Longitud del cuerpo, longitud del estilete, longitud de la cola y ancho del cuerpo, características necesarias para la identificación.

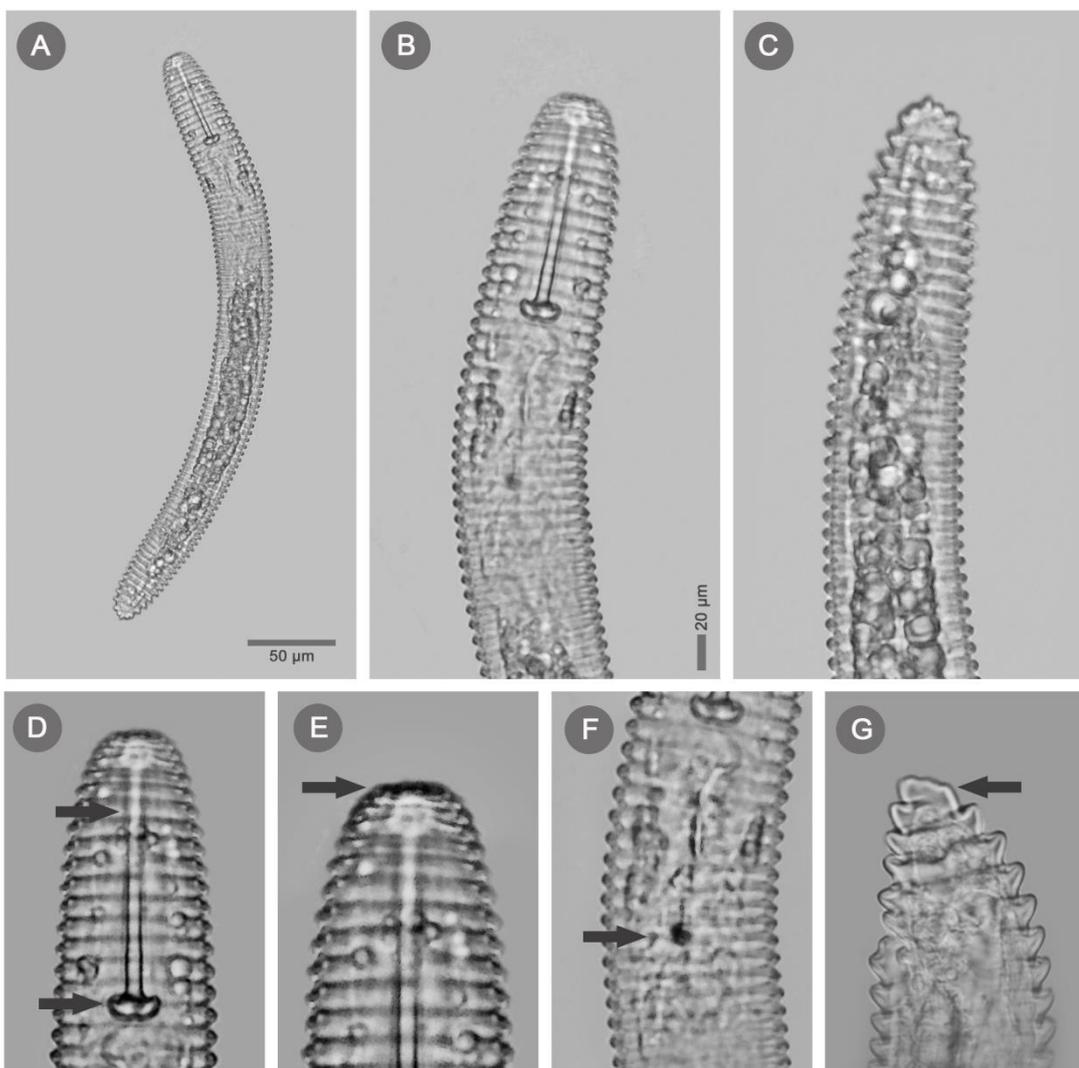


Figura 28: Género *Mesocriconema* spp. (A): Longitud del cuerpo, (B): Región anterior mostrando el estilete, (C): forma de la cola, (D) Región anterior mostrando la cabeza, el estilete y los nódulos basales. E) Región labial. F) Flecha mostrando el esófago H) Región terminal de la cola (Fuente: Elaboración propia, 2019).

Tabla 9: Caracterización morfométrica de las poblaciones de *Mesocriconema* spp. provenientes de plantaciones de Papaya andina (*Carica pubescens* L.). Sandia - Puno

Variable (μm)	<i>Carica pubescens</i> L. <i>Mesocriconema</i> spp. \bar{x}	Bernardo (2017) <i>Mesocriconema</i> spp.	Divers (2018) <i>Mesocriconema</i> spp.	Kuhn (2015) <i>Mesocriconema</i> spp.
L	502.05	462,8 – 619,75	241.12 - 588.22	410 - 560
st	70.15	71,1 - 85,9	42.64 - 91.62	73.0 - 85.0
T	27.12	16,2 – 28,1	12.47 - 28.45	23.15 - 47.12
Ac	9.16	-	7,88 -13.99	8.6 - 11.98

L: Longitud de cuerpo (L); Estilete (st); Longitud de la Cola (T); Ancho del cuerpo (Ac)

Los resultados del análisis morfométrico del género *Mesocriconema* spp. (Tabla 9) están dentro de las medidas descritas por (Divers, 2018; Kuhn, 2015 y Bernardo, 2017), excepto una variación en la longitud del estilete, referido por Kuhn (2015), estas diferencias pueden ser atribuidas a muchos factores, pero también a características propias de la especie dentro de un mismo género. En la literatura, otros autores como Tihohod (2000), menciona que el estilete puede variar de 59 a 65 μm . Comprobándose así que los resultados obtenidos en el presente estudio están dentro del rango de medias observadas para este género.

***Discocriconemella* spp:** Especímenes observados con las siguientes características; cuerpo curvado ventralmente. El borde posterior del cuerpo presenta anillos lisos y finamente crenados (Figura 29^a y G). Este ejemplar muestra un anillo cefálico agrandado formando un disco aplanado (Figura 29D), claramente separado del segundo anillo. El estilete es largo y rígido, las perillas tienen forma de ancla (Figura 29B y D). Esófago típico del género (Figura 29F). La vulva es cerrada y en forma conoide (Figura 29E). Estas características morfológicas coinciden con las descripciones realizadas por Vovlas (1992) este autor indica que individuos tienen en común un anillo o disco cefálico agrandado y redondo con márgenes continuos, disco con hendiduras dorsales y ventrales profundas.

Las características morfométricas que fueron observados en estos individuos fueron: la longitud del cuerpo de 328 μm (Figura 33A); el estilete presentó una longitud de 52.8 μm . (Figura 33B). El material estudiado se asemeja a las medidas indicados por; Vovlas (1992) Cuerpo de 180 - 490 μm de largo, estilete de longitud variable, 33 - 113 μm , rígido o flexible. Así también: Powers *et al.*, (2010); Vovlas *et al.*, (1989); vovlas y Sharma (1989); Vovlas y Lamberti, (1996).

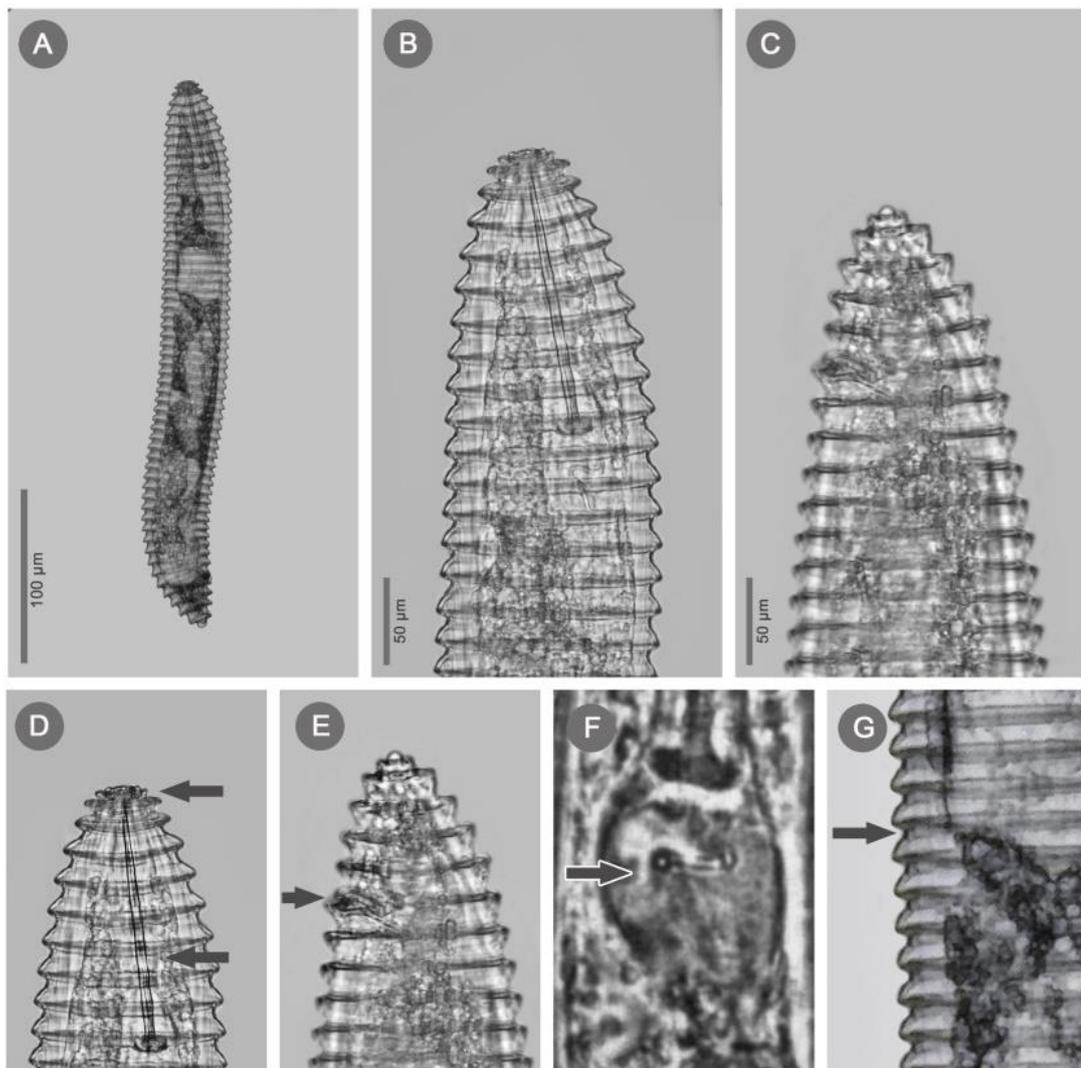


Figura 29: *Discocriconemella* spp. A) Longitud del cuerpo. B) Región anterior mostrando la cabeza y el estilete, (C): Parte posterior mostrando la cola, D) Flecha mostrando el anillo cefálico en forma de disco, el estilete y los nódulos. E) Flecha mostrando la vulva, F) Región del esófago, G) Ánulos (Fuente: Elaboración propia, 2019).

***Ogma* spp.** Estos ejemplares fueron observados con el cuerpo ventralmente arqueado (Figura 30A), estrechándose ligeramente en la parte anterior, con ánuos del

cuerpo fuertemente aserradas (Figura 30E) y con presencia de escamas que tienen forma de semicírculos. La región labial es plana y truncada (Figura 30D). También muestran un estilete fuerte (Figura 30B) y un esófago típico de los criconematoides. El poro excretor está ubicado en la parte posterior al esófago. También se distinguió la espermateca llena de espermatozoides. La característica de la cola es bruscamente conoide (Figura 30C), que se estrecha uniformemente en un pequeño término o levemente puntiaguda (Figura 30C y E)). Estas características se asemejan a las descripciones realizadas por (Reay y Davies, 1998) y Vovlas *et al.*, 1990).

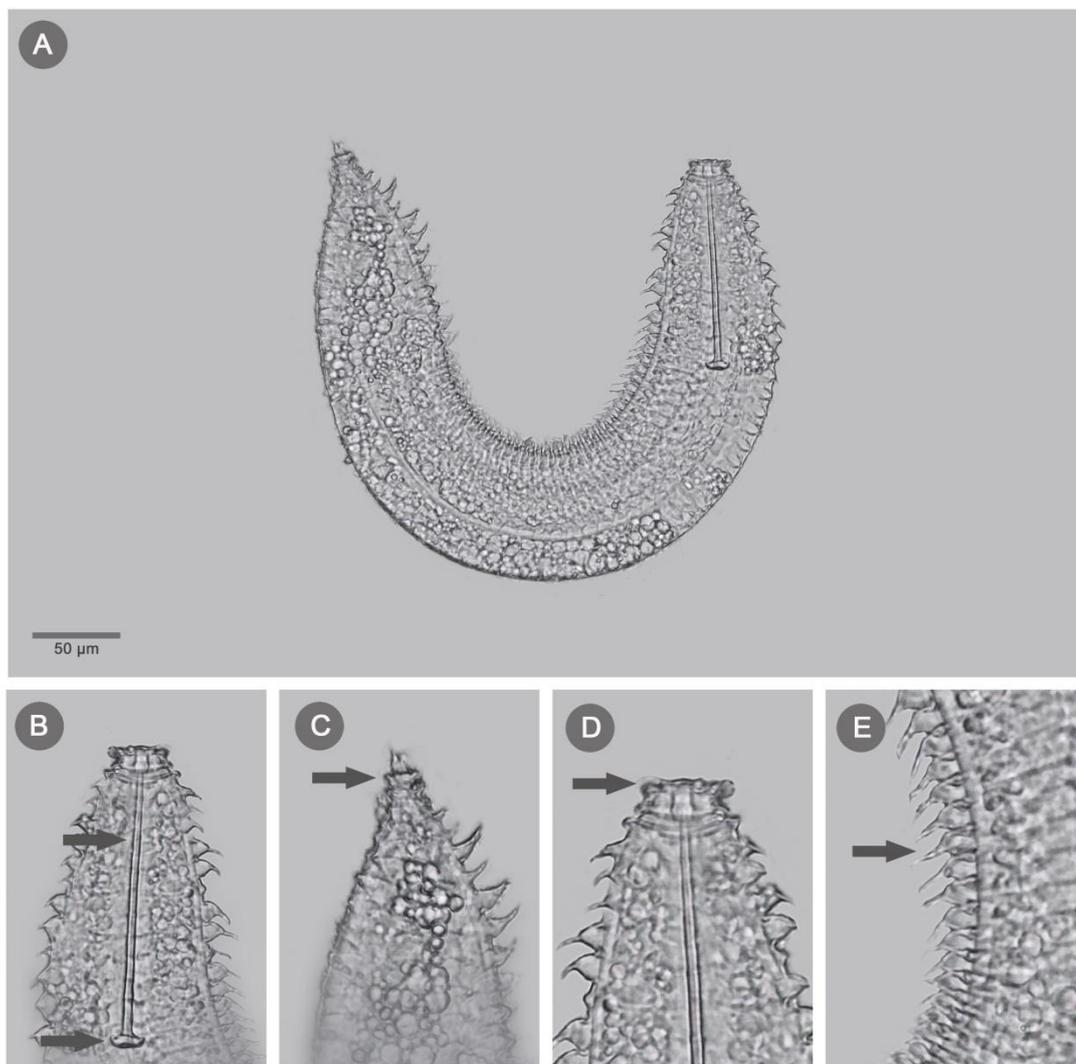


Figura 30: *Ogma* spp. A) Longitud del cuerpo, B) Región anterior del cuerpo, mostrando el estilete y nódulos basales; C) Región posterior mostrando el extremo de la cola; D) Región labial; E) Detalle de Los ánnulos, fuertemente aserradas. (Fuente: Elaboración propia, 2019).

También se realizó el análisis morfométrico de estos individuos, observándose una longitud promedio de 315.2 μm ; estilete 47 μm . Por la escasa o nula información existente sobre *Ogma* spp y realizar las comparaciones respectivas para este género, nos limitamos a citar autores que describen a ese género a nivel de especies: Vovlas *et al.*, (1990) describe las medidas de *Ogma andense* sp. como grandes y con escamas lisas. Longitud total del cuerpo: 316 - 380; estilete: 45-50; Powers *et al.*, (2016) *Ogma seymouri* tiene una longitud del cuerpo: 425 – 610; estilete: 56 - 68 μm .

Los individuos de la foto, corresponden a la familia criconematidae, fueron hallados en las muestras de suelo y que no fueron identificados.

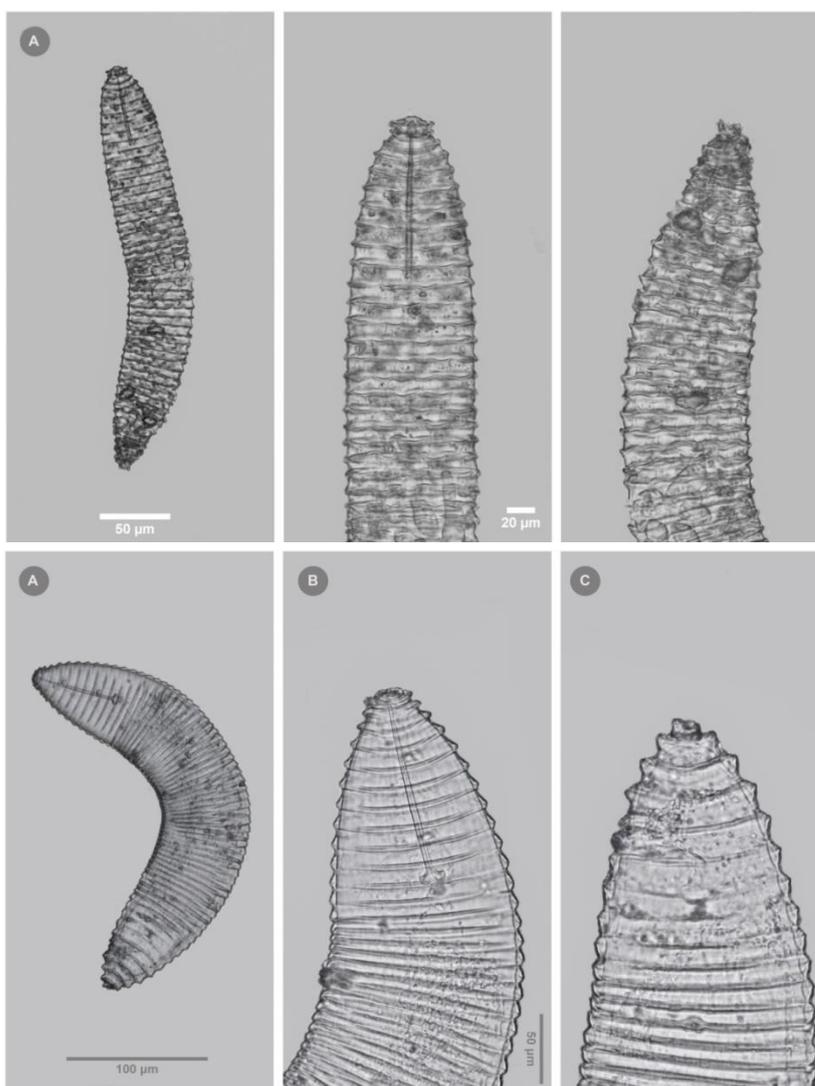


Figura 31: familia criconematidae (Fuente: Elaboración propia, 2019).

4.1.5. Características morfológicas y morfométricas del género *Aphelenchus* spp.

La identificación morfológica de este género en el microscopio nos permitió observar las características de *estos* individuos que mostraron un cuerpo cilíndrico más o menos recto, ligeramente arqueado (Figura 32A), se observó la cabeza de forma redonda a levemente redondeada (Figura 32B y D), y el bulbo esofágico claramente visible y bien desarrollado que ocupa las tres cuartas partes del ancho del cuerpo (Figura 32E), estilete visible, delgado carece de nódulos (Figura 32D), vulva (Figura 32F) y finalmente una cola de forma redondeada (Figura 32C),. Estas conclusiones están dentro de la descripción mencionada por Chaturvedi y Khera (1979).

Hooper, (1974) y Hunt, (1993) describen a estos nematodos como fungibles. Y fueron hallados en el cultivo de papaya andina, y observándose las características morfométricas se obtuvo el valor promedio de la longitud del cuerpo de 638 μm ; y la longitud del estilete de 13.9 μm estas características morfométricas están alineadas con las descripciones realizadas por Chaturvedi y Khera (1979) quienes describen la morfometría de hembras con longitudes que varían de: 580 – 740, estilete de: 14 -18 μm encontrándose una mínima diferencia en la longitud del estilete, esto nos demuestra la diversidad que puede existir dentro de una misma población, pero que también, podemos atribuir estas diferencias a la influencia de condiciones geográficas y ecológicas.

De igual forma Kumari (2012) describe la morfometría de un *A. avenae* hembra con longitudes promedio de 541.66 – 747.33 μm . Estilete: 13.33 – 17.66 μm . Datos que muestran que las medidas realizadas en este estudio están dentro del rango de medias obtenidas por el autor.

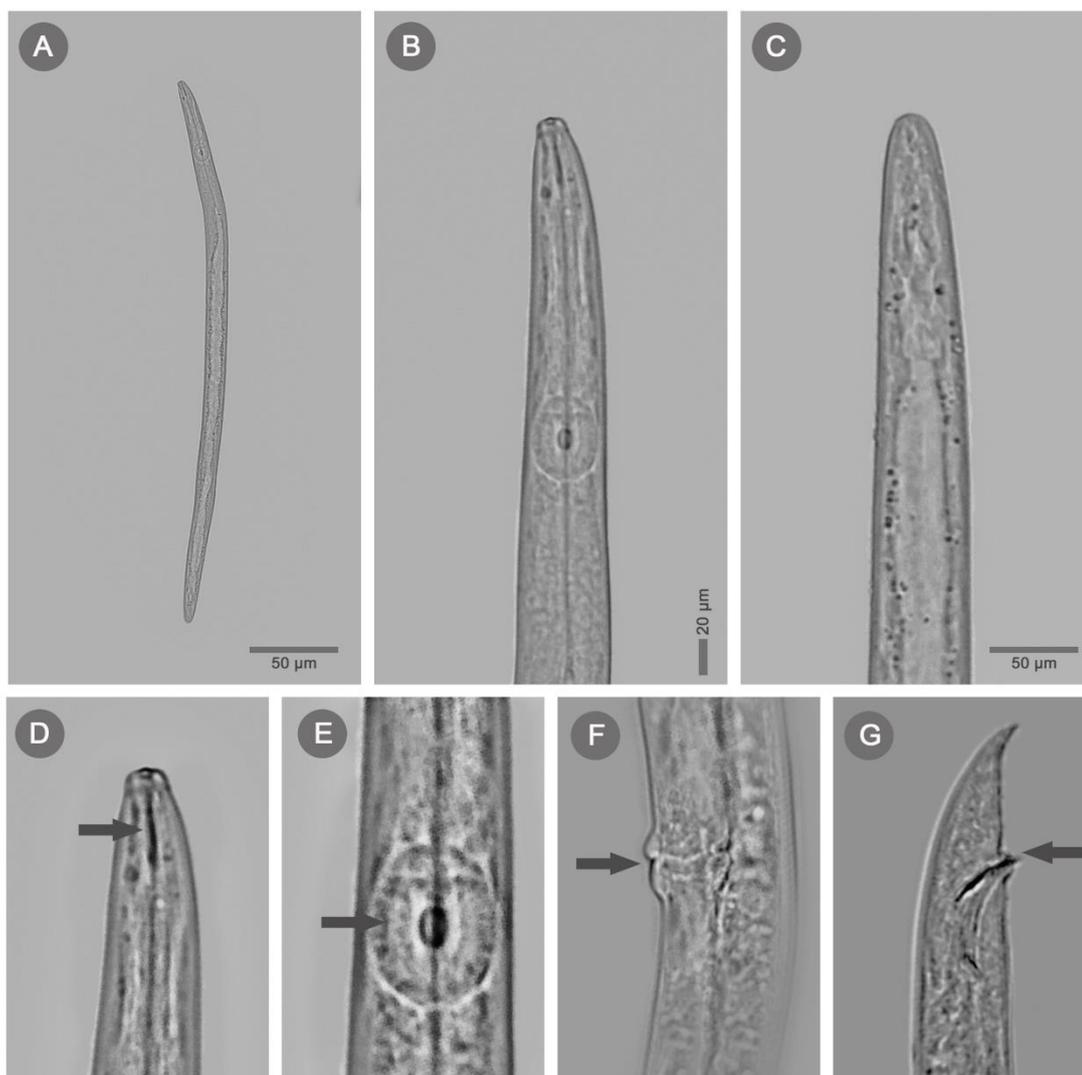


Figura 32: Género *Aphelenchus* spp. (A): Longitud del cuerpo, (B): Región anterior mostrando el estilete y el esófago; (C): forma de la cola; (D) Región anterior, mostrando la forma de la cabeza y el estilete fino; (E) Flecha mostrando el esófago; (F) Flecha mostrando la vulva; (G) Región posterior de un macho, mostrando la espícula (Fuente: Elaboración propia, 2019).

4.1.6. Características morfológicas y morfométricas del género *Dorylaimus* spp.

La figura 33 nos ilustra la morfología de este individuo, presenta el cuerpo alargado (Figura 33A), con un estilete falso que en su parte apical es biselado (Figura 33B y D), en la región cefálica se observa un diente (Figura 33D y E), Región del labio ligeramente desviada del contorno del cuerpo; labios algo separados (Figura 33E), Sistema genital femenino anfídelfo, vulva una hendidura transversal (Figura 33F), el

esófago presenta una expansión gradual en forma de botella, la cola es puntiaguda (Figura 33C y G), detalles que se asemejan a las descripción hechas por Cepeda (1996).

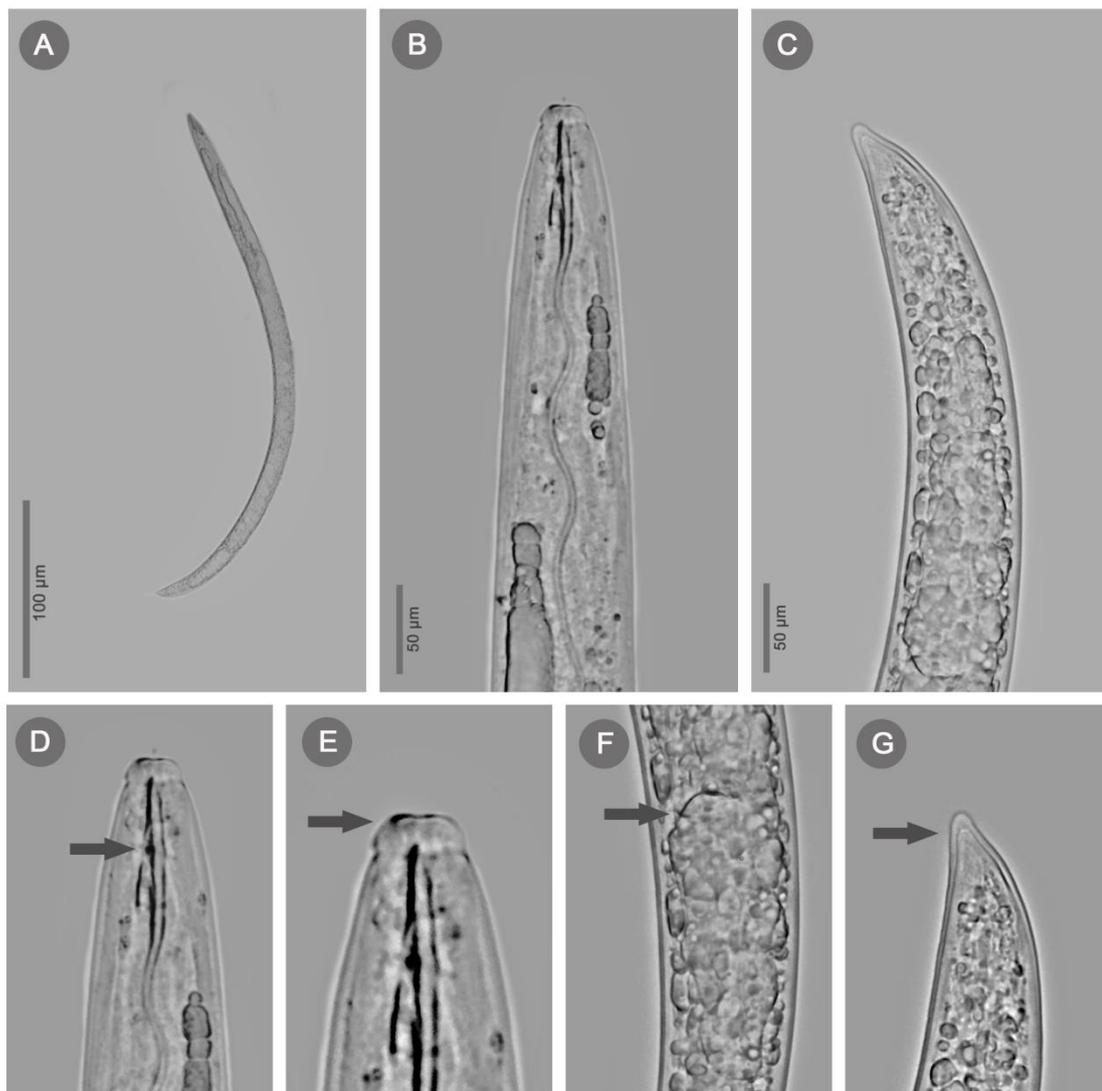


Figura 33: *Dorylaimus*. spp. A) Longitud del cuerpo; B) Extremo anterior del cuerpo; C) cola; D) Flecha mostrando el estilete falso; E) Región labial; F) Vulva; G) parte final de la cola (Fuente: Elaboración propia, 2019).

De igual forma se realizó el análisis morfométrico de estos individuos, y posteriormente contrastadas con la literatura. Las variables sometidas a medición en este estudio para este género son: la longitud promedio del cuerpo 790.5 µm, estilete falso que presenta una media de 174.1 µm. Estas características se asemejan a las descritas por Garambel (2017) describe a *Dorylaimus* como individuos muy largos, con una longitud promedio de 771.3 µm y el odontoestilete de 176.3 µm. Por otro lado Sen *et al.*, (2011),

señala que en los machos el extremo superior es ventralmente más curvado que en hembras, con terminación roma, con una longitud del cuerpo entre 1145.5 a 2010.6 μm . Estilete oscila entre 174 a 210 μm . Esta longitud es mayor a la encontrada en las muestras de suelos de papaya andina, esta variación en la morfometría puede ser como producto por la alta competitividad de la microfauna o como características propias de la especie.

4.1.7. Características morfológicas y morfométricas del género *Xiphinema* spp.

Estos individuos presentan las siguientes características.

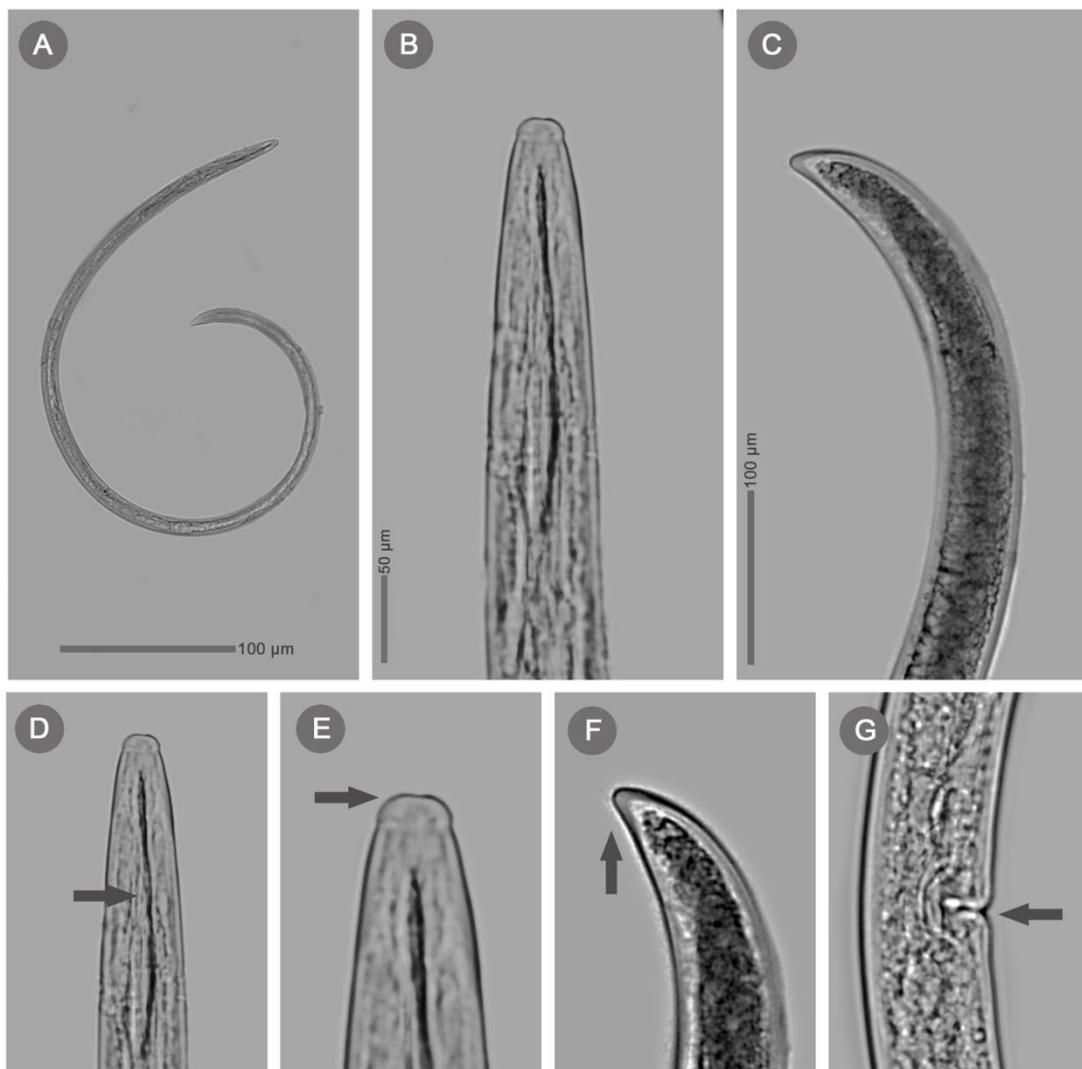


Figura 34: *Xiphinema* spp. A): Longitud del cuerpo; B): Parte anterior del cuerpo; C): cola, D) El estilete; E) Región labial; F) Parte final de la cola; G) Sistema reproductor de la hembra (Fuente: Elaboración propia, 2019).

Son en forma de lanza, cuerpo arqueado, estrechándose hacia las extremidades (Figura 34^a), el bulbo esofágico desarrollado que ocupa tres cuartas partes del ancho del cuerpo aproximadamente, el estilete carece de nódulos, es hueco y bifurcado en el punto de unión con el odontóforo, conocido como odontostilo (Figura 34B y D). Cutícula corporal lisa, ligeramente compensado con el perfil del cuerpo (Figura 34E). Sistema reproductor monodelfico (Figura 34G), vagina de paredes gruesas, que ocupan hasta el 50% del ancho del cuerpo. Sistema reproductor monodelfico con una gónada (Figura 34H) y cola conoidal (Figura 34C y F). El material estudiado coincide con los datos morfológicos indicados por: Coomans *et al.* (2001); Ravichandra (2014); Evans *et al.*, (1998) y Ferris (1999) quienes indican como nematodos muy grandes, con una longitud de 2 a 8 mm. El odontoestilete de estos nematodos es largo y presentan un estilete hueco, con longitud de 150 μm o más.

Tabla 10: Caracterización morfométricas de las poblaciones de *Xiphinema* spp. provenientes de plantaciones de Papaya andina (*Carica pubescens* L.). Sandia – Puno

Variable (μm)	<i>Carica pubescens</i> L. <i>Xiphinema</i> spp. \bar{x}	De Jesus (2011) <i>Xiphinema</i> spp.	Mayta (2017) <i>Xiphinema</i> spp. \bar{x}	Rossi y Ferraz (2005) <i>Xiphinema</i> spp.
L	2120	1300 – 4300	2050	1712 – 2341
st	150.2	142 – 218	152.8	148 – 191
T	80.2	17 – 100	–	40.7 – 86.7

Longitud de cuerpo (L); Estilete (st); Longitud de la Cola (T).

Las características morfométricas que fueron observados en estos individuos fueron; la longitud del cuerpo que mide 2120 μm ; y la longitud del estilete de 150.2 μm , estas características están considerados dentro de las medidas observadas por De Jesus (2011); Mayta (2017) y Rossi (2005). Además todas estas características morfológicas y morfométricas tienen relación con la descripción realizada por otro autores como: García *et al.*, (2015), Ferris, (1999), Zuckerman, (1985).

4.1.8. Características morfológicas y morfométricas del género *Tylenchus* spp.

Presentan un cuerpo pequeño, ventralmente curvado (Figura 35A), con una cola muy larga con terminación filiforme (Figura 35C) con una longitud promedio de 528 μm presentan campos laterales con bordes dentados, región labial estriada separada de la región del cuerpo, por un espacio corto y estrecho, estilete pequeño de 10.2 μm con nódulos basales (Figura 35D), el esófago es musculoso (Figura 35E), estos individuos, presentan la vulva en la mitad del cuerpo (Figura 35F). El material estudiado coincide con los datos morfométricos y morfológicos indicados por Hajizadeh *et al.*, (2015); Siddiqui, (2000), ambos indican que este nematodo es pequeño o de tamaño medio de 0,4 a 1,3 mm, y el estilete mide de 8 a 21 μm de largo

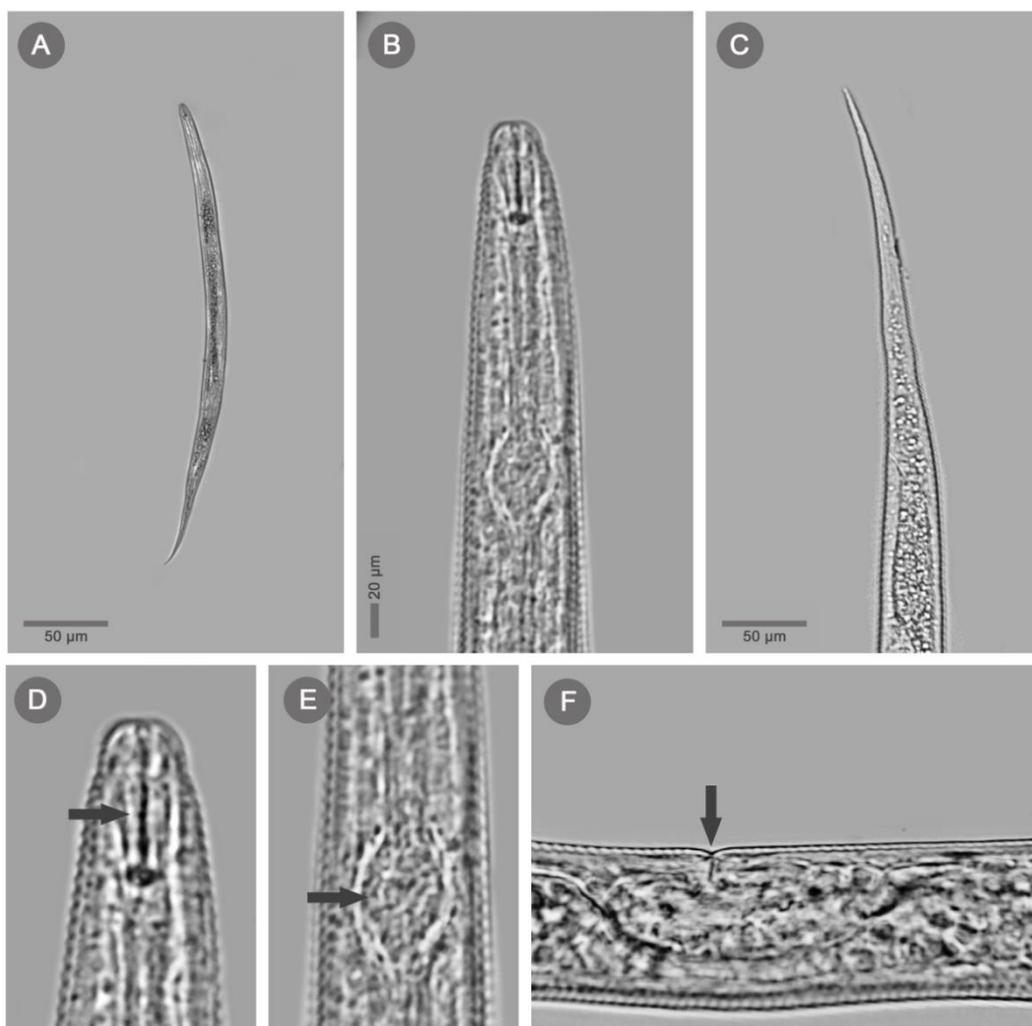


Figura 35: Género *Tylenchus* spp. A): Longitud del cuerpo; B): Región anterior del cuerpo; C): cola, D) Flecha mostrando el estilete; E) Región esofágica; F) Vulva (Fuente: Elab. Propia, 2019).

4.1.9. Características morfológicas y morfométricas del género *Monochus* spp.

Estos especímenes extraídos de muestras del cultivo de papaya andina presentaron las siguientes características morfológicas: cuerpo largo que se estrecha ligeramente en la parte anterior, pero más considerablemente en la parte posterior (Figura 36A). tiene la cabeza truncada, cavidad bucal subovalada (Figura 36D); de dos a tres veces tan larga como ancha, con un robusto diente dorsal (Figura 36D); esta hembra presenta un sistema genital anfidelfico (Figura 36E); la región caudal es alargada cilindroidea o filiforme con el extremo redondeado ((Figura 36C y G); Estas observaciones están dentro de las características referidas por; Gonzaga y Lordello (1958).

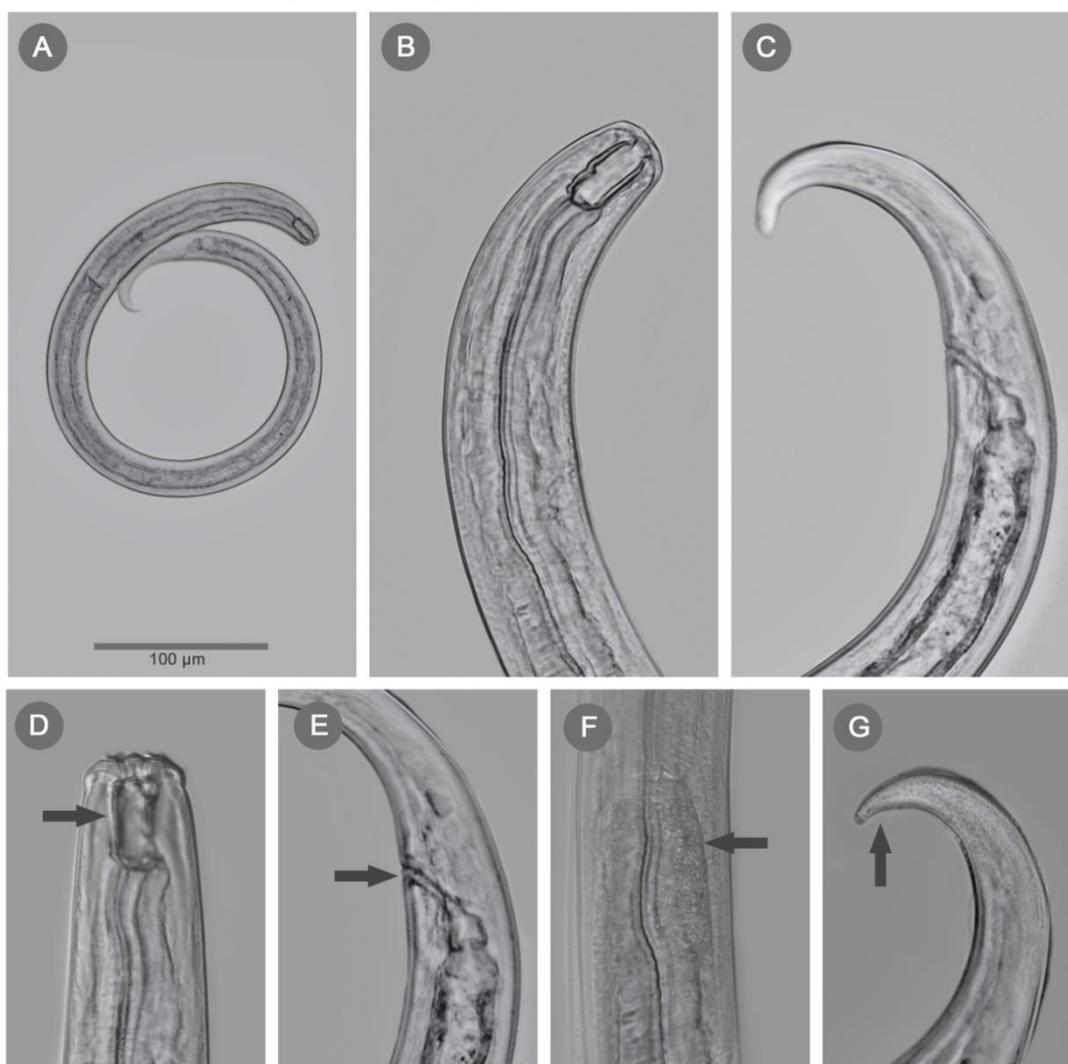


Figura 36: *Monochus* spp. A) Longitud del cuerpo, (B): Parte anterior del cuerpo; (C) cola, (D) Cabeza truncada, mostrando el diente dorsal; (E) Región de la vulva. F) Región del esófago; (G) Parte final de la cola (Fuente: Elaboración propia, 2019).

En el análisis morfométrico estos individuos presentaron en la longitud de un valor promedio de 919 μm y la longitud de la cola 63.2 μm el material estudiado se asemeja a las medidas indicados por; Gonzaga y Lordello (1958) longitud el cuerpo 788,0 – 924,0 y cola: 53,5 – 68,8 μm , otras descripciones presentadas por Siddiqi, Handoo y Chitwood, (2015) la longitud del cuerpo varia de 1.0 a 2.95 mm., estas medidas son mayores a las medidas referidas en este estudio. Esta diferencia puede ser atribuida a factores ambientales, geográficos o a la alta competitividad que existe dentro de la microfauna, siendo algunas razones que justifiquen esa diferencia.

4.1.10. Características morfológicas y morfométricas del género *Trichodorus* spp.

La figura 37 nos ilustra la morfología del género *Trichodorus*. El cuerpo de estos especímenes es básicamente cilíndrico en forma de habano, más o menos de forma redondo y truncado en las extremidades (Figura 37), este individuo presentó el cuerpo arqueado ventralmente, la región de los labios es arredondeada, los labios se encuentran juntos, con el onquioestilete relativamente largo, como una especie de diente dorsal dura, en forma de estilete, Estas características son parecidas a las descripciones observadas por Almeida y Decraemer (2015). De igual forma Carta y Skantar (2014) describe a *Trichodorus*, como individuos de cuerpo obeso con una cutícula inusualmente gruesa que con frecuencia forman arrugas. Al mismo tiempo describe a las hembras como rectas cuando están relajadas con la cola redondeada (figura 37G). Los machos arqueados posteriormente, con contenidos corporales densos y oscuros. Estilete alargado y delgado, ligeramente arqueado. Espícula esbelta arqueada y con notables músculos circulares. También estas características morfológicas se asemejan a las descripciones realizadas en este estudio.

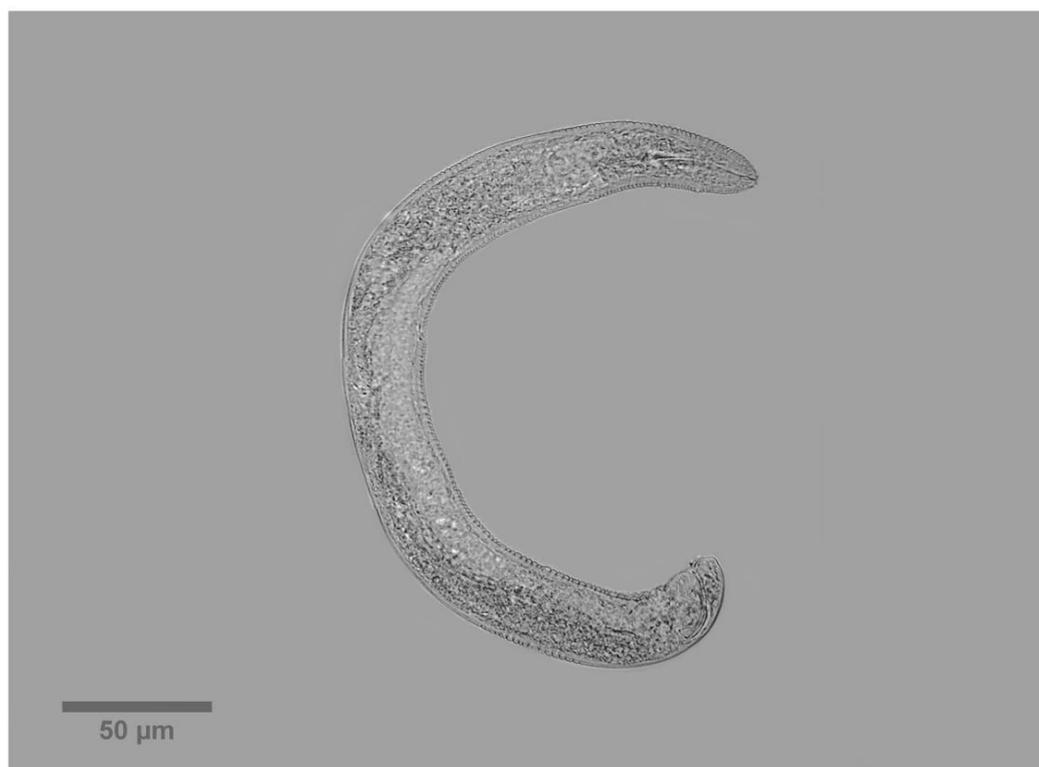


Figura 37: *Trichodorus* spp. Longitud del cuerpo (Fuente: Elaboración propia, 2019).

Las características morfométricas de estos individuos, como la longitud del cuerpo, fueron sometidas a medición, resultando en un promedio de 594 μm . Este espécimen está dentro de las características descritas por; (De Man, 1980; Yokoo, 1964; Rahman, Jairajpuri, & Ahmad, 1985). Así mismo Almeida y Decraemer (2015) manifiestan que son relativamente pequeños, con una largura del cuerpo que varía de 0.35 – 1.8 mm. De igual forma Carta y Skantar (2014) Indican que el estilete tiene una longitud que varía de 42 – 45 μm .

4.1.11. Características morfológicas y morfométricas de nematodos de Vida Libre

La morfología de los nematodos aislados en el cultivo de Papaya andina en el distrito de Sandia, pertenecen a los nematodos no parásitos (NNP), tienen formas variadas como cilíndricos vermiformes de tamaño variables y bastante grandes, (Figura 38) no hay presencia del estilete en estos organismos tal como lo señala Ruppert y Barnes (1996)

quien indica también que son grandes de unos 1,000 μm aproximadamente, son abundantes dentro de la micro fauna del suelos, también Tihohod (2000) refiere que presentan una cavidad bucal esclerotizada con un estoma cilíndrico y en algunos géneros presentan un odontóforo estas características coinciden con los individuos evaluados en el presente trabajo.

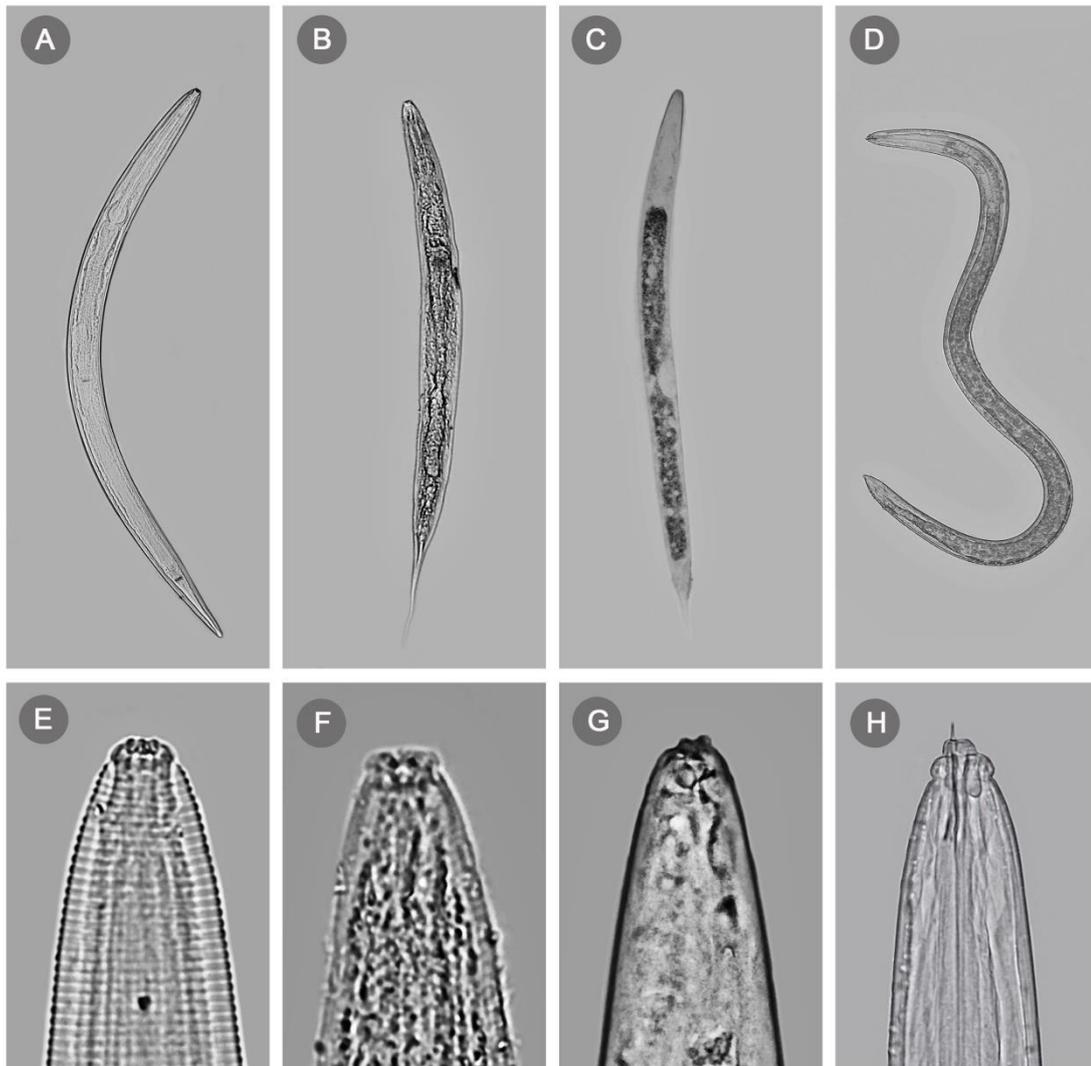


Figura 38: Formas de nematodos de vida libre, forma de la cabeza y cuerpo (Fuente: Elaboración propia, 2019).

Ruppert y Barnes (1996) indica, el tamaño y la forma de los nematodos se deben a adaptaciones importantes para poder vivir. La mayor parte de los nematodos de vida libre miden menos de 2.5 mm de largo, la mayoría son de aproximadamente de 1 mm.

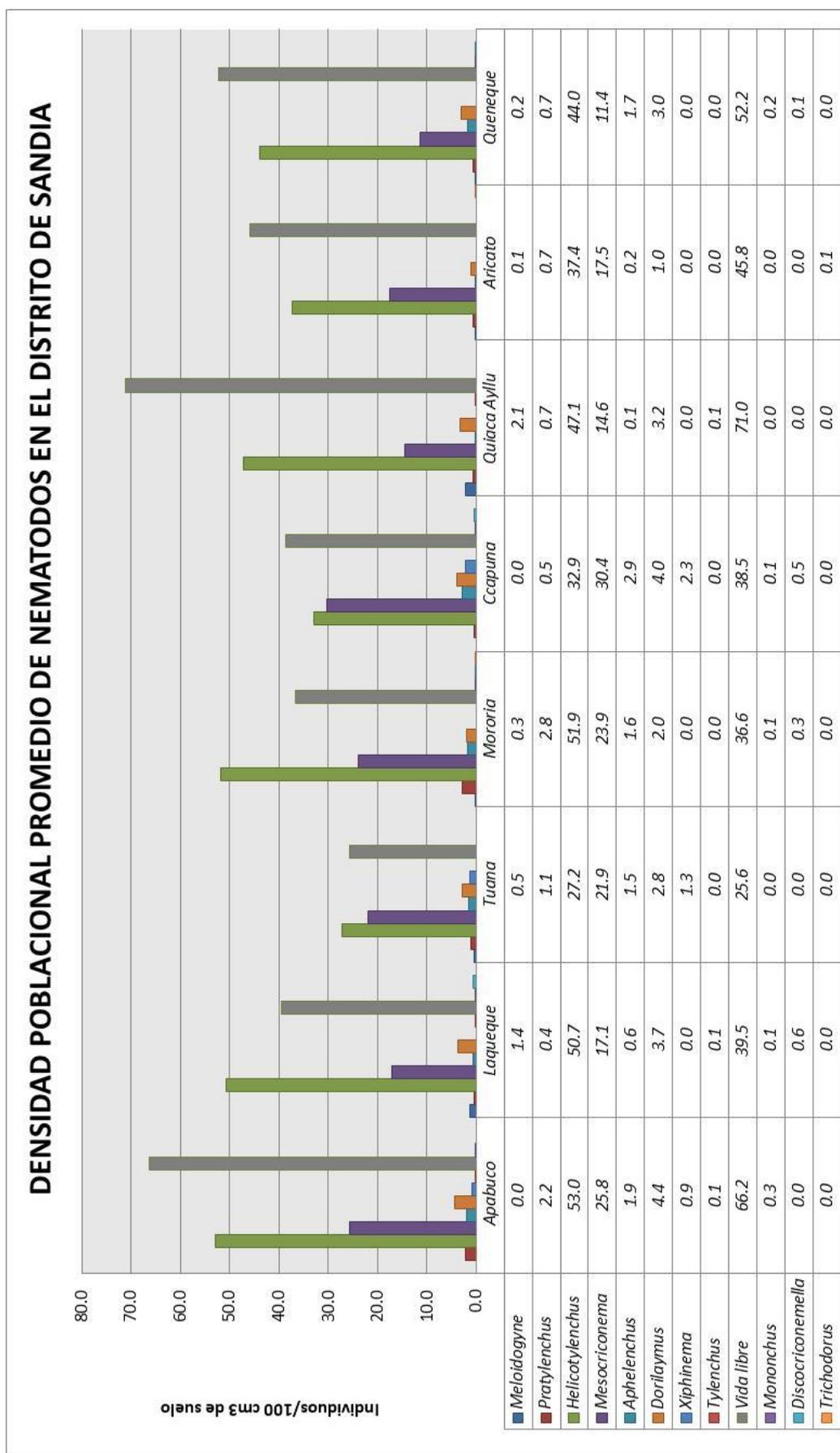


Figura 39: Densidad poblacional promedio de nematodos en el distrito de Sandia (Fuente: Elaboración propia, 2019).

4.2. DENSIDAD POBLACIONAL DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS Y NEMATODOS DE VIDA LIBRE EN EL CULTIVO DE PAPAYA ANDINA.

En 155 muestras de suelo, fueron identificados en total doce géneros. Siendo 9 de fitoparásitos y 3 géneros de nematodos no parásitos de plantas (NPP) asociados al cultivo de papaya andina, cuyas frecuencias absolutas y densidades poblacionales mínimas y máximas están representadas en la tabla 11.

Tabla 11: Frecuencia, porcentaje y densidad poblacional de géneros de nematodos fitoparásitos en plantaciones de papaya andina en ocho comunidades de Sandía, Perú. 2019.

Comunidad	Apabuco	Laqueque	Tuana	Mororia	Ccapuna	Quiaca Ayllu	Aricato	Queneque	Frecuencia		Densidad Poblacional (individuos/100 cm ³ de suelo) \bar{X}	
									fi	f%	Población Mínima	Población Máxima
<i>Meloidogyne spp</i>	-	+	+	+	-	+	+	+	4.5	0.48	0.0	2.1
<i>Pratylenchus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	9.1	0.97	0.4	2.8
<i>Helicotylenchus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	344.2	36.70	27.2	53.0
<i>Mesocriconema</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	162.6	17.33	11.4	30.4
<i>Aphelenchus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	10.5	1.12	0.1	2.9
<i>Dorylaimus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	24.2	2.58	1.0	4.4
<i>Xiphinema</i>	+	-	+	-	+	-	-	-	4.4	0.48	0.0	2.3
<i>Tylenchus</i>	+	+	-	-	-	+	-	-	0.3	0.03	0.0	0.1
Vida libre	+	+	+	+	+	+	+	+	375.5	40.04	25.6	71.0
<i>Mononchus</i>	+	+	-	+	+	-	-	+	0.9	0.09	0.0	0.3
<i>Discocriconemella</i>	-	+	-	+	+	-	-	+	1.5	0.16	0.0	0.6
<i>Trichodorus</i>	-	-	-	+	-	-	+	-	0.1	0.01	0.0	0.1
Total									937.84	100.00		

fi = Frecuencia absoluta

f% = Frecuencias porcentuales

(-) = Ausencia de Nematodos

(+) = Presencia de Nematodos

Los géneros de nematodos que más densidad poblacional presentaron fueron nematodos de vida libre (375.5) y *Helicotylenchus* (344.2) individuos/100 cm³ de suelo (Tabla 11). Esto representan el 40.04% y 36.70% respectivamente, de nematodos encontrados. Los géneros *Mesocriconema* y *Dorylaimus* presentaron una población de 162.6 y 24.2 individuos/100 cm³ de suelo, y en porcentaje representan el 17.33% y 2.58%

respectivamente (Tabla 11). Seguidamente *Aphelenchus* y *Pratylenchus* tuvieron una presencia de 10.5 y 9.1 individuos/100cm³ de suelo. Esto a su vez representa el 2.09% (Tabla 11). El género *Meloidogyne* y *Xiphinema* presentaron una presencia muy similar, 4.5 y 4.4 individuos/100 cm³ de suelo, esto representa el 0.48% y 0.48% respectivamente (Tabla 11). Los géneros menos frecuentes fueron *Discocriconemella*, *Mononchus*, *Tylenchus* y *Trichodorus*, presentando una población de 1.5, 0.9, 0.3 y 0.1 individuos/100 cm³ de suelo. Esto representa el 0.16%, 0.09%, 0.03% y 0.01% respectivamente (Tabla 11). A continuación describiremos los géneros encontrados en las plantaciones de “papaya andina” en Sandia según importancia económica (Tabla 1).

Meloidogyne se mostró en seis comunidades, la población máxima se presentó en la comunidad de Quiaca ayllu de 2.1; Laqueque 1.4; Tuana 0.5; Mororia 0.3; Queneque 0.2; y una población mínima en Aricato 0.1 individuos/100 cm³ de suelo (Figura 39); (Tabla 11). La presencia de este género fue relativamente baja en las comunidades evaluadas y por lo tanto, no existe evidencia marcante de densidades altas de *Meloidogyne*. Los resultados se asemejan a los datos obtenidos por Flores y Mayta (2017) en estudios realizados en la provincia de Sandia. Este género económicamente es muy importante. Trindade *et. al.*, (2000) ha reportado afectando el sistema radicular de la papaya causando agallas o daños mecánicos que pueden facilitar la invasión secundaria de otros fitopatógenos.

Pratylenchus es el segundo género de importancia económica (Tabla 1), se halló una población mínima en la comunidad de Laqueque 0.4; Ccapuna 0.5; Quiaca ayllu, Aricato y Queneque con 0.7; seguido de Tuana 1.1; Apabuco 2.2 y una población máxima en la comunidad de Mororia 2.8 ind/100 cm³ de suelo (Figura 39); (Tabla 11). Este nematodo tiene una amplia distribución geográfica y produce daños de importancia económica en los cultivos. Garambel (2017); Flores (2017); Aguilar (2017), obtuvieron datos similares

referentes a la presencia de *Pratylenchus* en Sandia. Este género no se considera como un problema para los productores de papaya andina en el distrito de Sandia. Sin embargo es importante recordar que no siempre la presencia de nematodos es motivo de preocupación, más si de estar atentos y hacer monitoramientos en los cultivos en cuanto a la evolución del desarrollo de las poblaciones de nematodos y de la productividad.

Xiphinema se presentó en 3 comunidades la población máxima fue en la Comunidad de Ccapuna con 2.3; Tuana 1.3 y Apabuco con 0.9 ind/100 cm³ de suelo (Figura 39); (Tabla 11). Estos nematodos son sedentarios, se establecen en el exterior de las plantas para alimentarse. Son transmisores de virus. Así mismo, Ferris (1999), señala que este género es de climas húmedos con temperaturas óptimas de 25°C características que no se asemejan a las condiciones climáticas de Sandia (Tabla 3), consecuentemente la densidad poblacional del nematodo es baja para producir algún daño en la planta.

Helicotylenchus fue el género con mayor densidad poblacional, después de los nematodos de vida libre, se presentó en todas las comunidades, la presencia más baja fue en la comunidad de Tuana con un promedio de 27.2; Ccapuna 32.9; Aricato 37.4; Queneque 44.0; Quiaca ayllu 47.1; Laqueque 50.7; Mororia 51.9 y la población más alta la mostró la comunidad de Apabuco con 53.0 ind/100 cm³ de suelo (Figura 39); (Tabla 11). Tomazini *et al.*, (2008) manifiesta, *Helicotylenchus* generalmente no está asociado a daños expresivos en los cultivos, sin embargo ocurre con mucha frecuencia en el suelo y generalmente la población es elevada en cultivos anuales. Así mismo, Suárez y Rosales (2004) indican, *Helicotylenchus* es una especie ectoparásito pero puede comportarse como endoparásito migratorio, el cual completa su ciclo en la raíz; por eso es que existe más nematodos de este género en el suelo.

Mesocriconema fue el tercero en densidad poblacional, después de nematodos de Vida libre y *Helicotylenchus*. La población mínima se encontró en la comunidad de

Queneque con 11.4; Quiaca ayllu 14.6; Laqueque 17.1; Aricato 17.4; Tuana 21.9; Mororia 23.9; Apabuco 25,8 y la población máxima en la comunidad de Ccapuna con 30.4 ind/100 cm³ de suelo (Figura 39). Según Bauer-Gomes *et al.*, (2010) la amplia distribución de poblaciones de *Mesocriconema* iguales o superiores a 1000 nematodos/100 cm³ de suelo produce síntomas de muerte. Según estos datos, las áreas evaluadas de papaya andina se encuentran por debajo del umbral de daño económico, lo cual significa que el género *Mesocriconema* no ofrece mayor peligro para el cultivo de papaya andina.

Otros fitoparásitos que se encontraron en el estudio en 100 cm³ de suelo fueron *Tylenchus* (Apabuco, Laqueque y Quiaca ayllu todos con 0.1), *Discocriconemella* (Laqueque 0.6; Mororia 0.3; Ccapuna 0.5 y Queneque 0.1) y *Trichodorus* (Aricato 0.1) (Figura 39). *Tylenchus* aunque fue asociado al Cultivo de papaya, Martínez *et al.*, 2014 manifiesta que estas poblaciones relativamente bajas no representan un riesgo para el cultivo. *Discocriconemella* y *Trichodorus*, fueron identificados como los géneros menos frecuentes y se consideran de poca importancia debido a que no han sido asociados a pérdidas económicas considerables en los cultivos, no obstante, la potencialidad de estos nematodos es latente.

Conforme a la Figura 39 el género, *Aphelenchus* mostró una densidad poblacional de: Apabuco 1.9; Laqueque 0.6; Tuana 1.5; Mororia 1.6; Ccapuna 2.9; Quiaca Ayllu 0.1; Aricato 0.2; Queneque 1.7. En cuanto a *Dorylaimus* de: Apabuco de 4.4; Laqueque 3.7; Tuana 2.8; Mororia 2.0; Ccapuna 4.0; Quiaca Ayllu 3.2; Aricato 1.0; Queneque 3.0. Y finalmente *Mononchus* se halló en Apabuco 0.3; Laqueque 0.1; Mororia 0.1; Ccapuna 0.1; Queneque 0.2) individuos/100 cm³ de suelo. El género *Aphelenchus* es un fungívoro estricto y obligado observado por Mankau y Mankau (1963), se sugiere también que los hongos son el alimento preferido, pero también puede recurrir a las raíces, esto no

sorprende y está de acuerdo con la hipótesis planteada por los taxónomos, (Maggenti, 1991, Triantaphyllou y Hirschmann, 1980). *Dorylaimus*, la densidad de este género no fue significativa en los cultivos de papaya andina. Garambel (2017); Aguilar (2017) obtuvieron datos muy similares en cultivos de café y maíz respectivamente en la provincia de Sandia, demostrando así, que estos nematodos tienen una presencia marcante en este tipo de suelos, con bastante humedad y materia orgánica, así como lo afirma Mulvey y Anderson (1979). *Dorylaimus* spp. no representa un peligro de daño económico, su presencia es baja como para sobrepasar los 100 individuos/100 cm³ de suelo, y producir algún daño. *Mononchus*, estos nematodos son importantes componentes de los ecosistemas, porque ejercen funciones en la degradación de la materia orgánica, son predadores, alimentándose de bacterias, hongos u otros pequeños invertebrados. Las especies de la familia son predadoras o carnívoras, nutriéndose de nematodos, huevos, rotíferos y otros componentes de la fauna del suelo (Menzel, 1920).

Los nematodos de vida libre presentaron una densidad poblacional abundante en todas las comunidades, Apabuco 66.2; Laqueque 39.5; Tuana 25.6; Mororia 36.6; Ccapuna 38.5; Quiaca Ayllu 71.0; Aricato 45.8y Queneque 52.2 individuos/100 cm³ de suelo (Figura 39), esto representa el 40.04% en el total de muestras analizadas (Tabla 11). Otros estudios realizados en la zona, también detectaron poblaciones similares con respecto a los nematodos de vida libre, así como Aguilar (2107) y Flores (2017) describen poblaciones parecidas con respecto a los datos descritos en este estudio. Los nematodos de vida libre, habitan el suelo como diferentes grupos funcionales, bacterívoros, fungívoros, omnívoros, predadores o fitoparásitos (Barker, 2013).

Los nematodos NPP (no parásitos de plantas) se encuentran en cifras elevadas en las muestras de suelos, pueden diferenciarse de los parásitos de plantas por no tener estiletes o por la falta de bulbos o ranuras en la base de sus estiletes. Los nematodos de

vida libre se alimentan primero de microorganismos asociados a la descomposición de la materia orgánica, se consideran recicladores de nutrientes del suelo y son muy importantes para el ecosistema.

Blakely *et al.*, (2002) manifiesta que existe abundancia de nematodos de vida libre en los cultivos, posiblemente bacteriófagos, la influencia de fitoparásitos en la fisiología de la planta podría contribuir para la alteración de la microbiota presente en la rizósfera, aumentando la disponibilidad de cierto tipo de alimentos y resultando en mayores poblaciones de bacteriófagos en el área.

Así mismo, Lavelle y Spain (2001) mencionan que los nematodos de vida libre son responsables de la descomposición, mineralización y flujo de nutrientes en el suelo, regular poblaciones de hongos y bacterias, lo que nos da otra razón a la abundancia del micófago y el bacteriófago, demuestra que la vía de descomposición del ecosistema, está fundamentado en la acción de las bacterias, hecho de estar asociado a la elevada cantidad de materia orgánica animal, aplicada en las áreas para fertilizar los suelos. No obstante, las comunidades con mayor población de nematodos, fueron los suelos que presentaron mayor cantidad de M.O. (Tabla 3) y también por referencia de los propios productores hubo incremento de materia orgánica animal en los suelos, lo que puede explicar la alta abundancia de nematodos de vida libre.

4.2.1. Analisis de Varianza de la densidad poblacional

Para conocer si existe diferencia estadística significativa entre los valores de densidad poblacional de los nematodos con relación a las comunidades, se realizó un análisis de interacción. La tabla 12 nos muestra estas diferencias que son significativas a la prueba de ANOVA (0.009) a la relación entre comunidades. De igual forma el rango de interacción entre géneros de nematodos la diferencia es altamente significativa (<.0001). La relación Comunidad x género se presenta diferencias estadísticamente no significativas (0.0012), (Tabla 12).

Tabla 12: Análisis de Variable dependiente ANOVA

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	95	125.17	1.32	58.94	<.0001	
Comunidad	7	0.43	0.06	2.73	0.009	**
Género	11	121.90	11.08	495.73	<.0001	***
Comunidad-Género	77	2.84	0.04	1.65	0.0012	*
Error	384	8.58	0.02			
Total corregido	479	133.75				

Coefficiente de variación según datos estadísticos transformados: 22.06157.

R-cuadrado: 0.935821; *: (no significativas); ** (Significativas); *** (altamente Significativas)

Tabla 133: Prueba del rango múltiple de Duncan para Nematodos.

GENERO	Media	Duncan Agrupamiento	
<i>Vida libre</i>	1.66		A
<i>Helictylenchus</i>	1.63		A
<i>Mesocriconema</i>	1.29		B
<i>Dorylaimus</i>	0.65		C
<i>Aphelenchus</i>	0.47		D
<i>Pratylenchus</i>	0.45	E	D
<i>Meloidogyne</i>	0.39	E	F
<i>Xiphinema</i>	0.36	G	F
<i>Discocriconemella</i>	0.33	G	F
<i>Mononchus</i>	0.32	G	F
<i>Tylenchus</i>	0.31	G	
<i>Trichodoru</i>	0.30	G	

Medias: comparaciones múltiples de medias en un conjunto de 480 análisis. Medias seguidas de la misma letra no difieren entre sí, de acuerdo con la prueba de Duncan ($p \leq 0, 05$).

4.2.2. Distribución espacial de nematodos en comunidades del distrito de Sandia

En el análisis de ordenamiento de escalamiento multidimensional no paramétrico (Nmds) posibilitó la observación de la distribución de abundancia de los diferentes géneros de nematodos encontrados en los suelos de papaya andina. Para este análisis fue generado un gráfico en un espacio bidimensional (Figura 40) el cuál se basó en la similitud (matriz de distancia de Bray-Curtis, unidos con polígonos de convergencia) entre los datos de abundancia/número de géneros/comunidad. En la figura podemos observar los géneros de nematodos estaban algo dispersos, ocasionados por la baja densidad y diversidad, no se observa una clara distinción entre los diferentes géneros. El análisis ANOSIM confirmó que la estructura de la nematofauna presentes en las diferentes comunidades estudiadas se presentan sobrepuestas, más claramente diferentes y nada significativos ($R = -0.012$, $P = 0.653$)

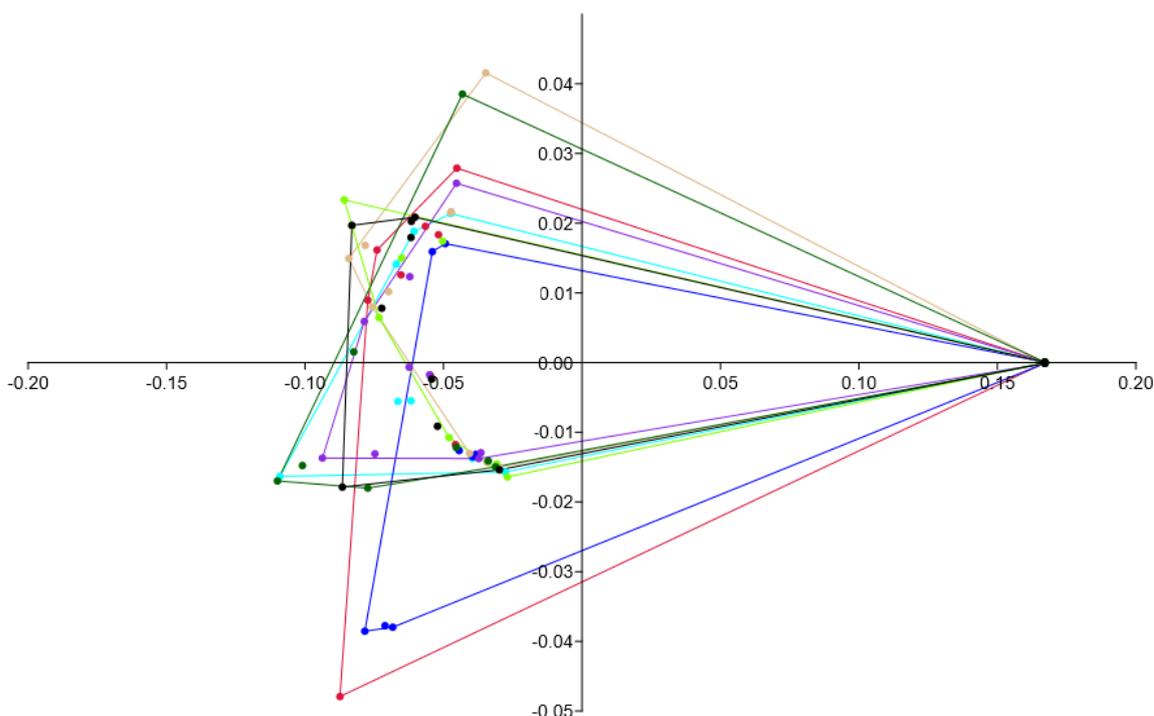


Figura 40: Análisis de Nmds (escalamiento multidimensional no paramétrico) basado en la estructura de la nematofauna en las comunidades del distrito de Sandia. \blacklozenge : Apabuco; \blacklozenge ; Laqueque; \blacklozenge : Tuana; \blacklozenge : Mororia; \blacklozenge : Ccapuna; \blacklozenge : Quiaca; \blacklozenge : Aricato; \blacklozenge : Queneque.

4.2.3. Caracterización de la nematofauna en las comunidades de Sandia

En las comunidades del distrito de Sandia, la distribución de los nematodos es variable. Según la tabla 14 examinamos que las densidades más altas de nematodos están concentradas en la comunidad de Apabuco (16.50%) y la que presenta menor densidad es la comunidad de Tuana (8.73%).

Tabla 14: Frecuencias de Distribución de nematodos en las comunidades de Sandia.

Género	<i>Meloidogyne</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>	<i>Mesocriconema</i>	<i>Aphelenchus</i>	<i>Dorylaimus</i>	<i>Xiphinema</i>	<i>Tylenchus</i>	Vida libre	<i>Mononchus</i>	<i>Discocriconemella</i>	<i>Trichodorus</i>	Frecuencias	
													fi	f%
<i>Apabuco</i>	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	154.76	16.50
<i>Laqueque</i>	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-	114.33	12.19
<i>Tuana</i>	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	-	-	81.87	8.73
<i>Mororia</i>	+	+	+	+	+	+	-	-	+	+	+	+	119.51	12.74
<i>Ccapuna</i>	-	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	-	112.27	11.97
<i>Quiaca Ayllu</i>	+	+	+	+	+	+	-	+	+	-	-	-	138.83	14.80
<i>Aricato</i>	+	+	+	+	+	+	-	-	+	-	-	-	102.73	10.95
<i>Queneque</i>	+	+	+	+	+	+	-	-	+	+	+	-	113.55	12.11
TOTAL													937.84	100.00

fi = Frecuencia absoluta; f% = Frecuencias porcentuales; Nematodo no encontrado (-); Nematodo encontrado (+)

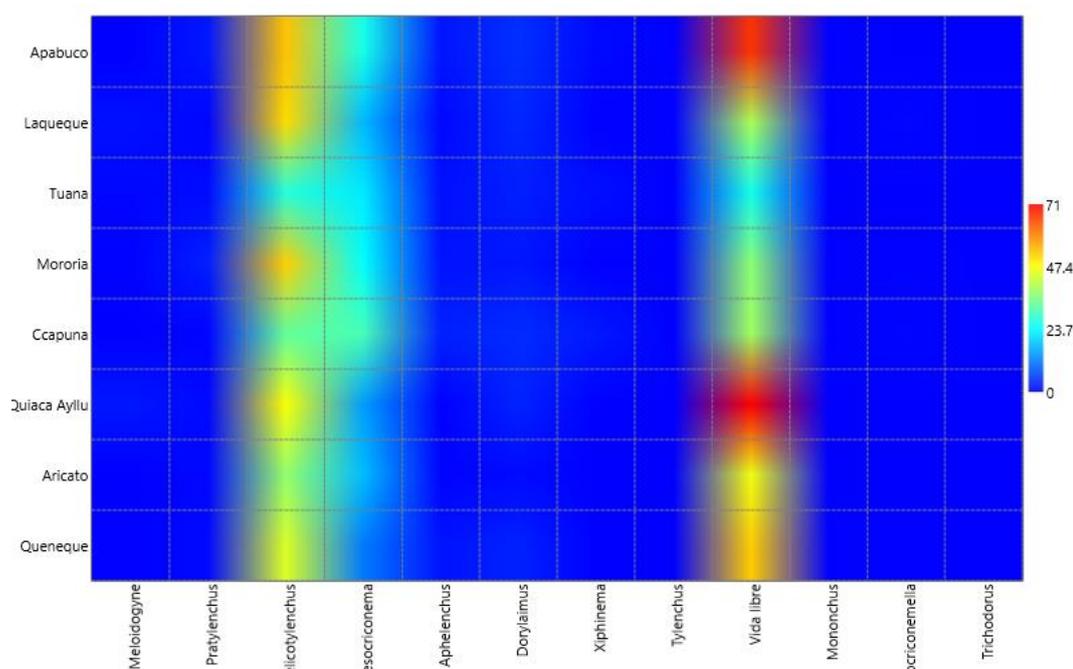


Figura 41: Plot de distribución espacial de nematodos en las comunidades del distrito de Sandia (Ind/100 cm³ de suelo)

La distribución de los nematodos en las comunidades evaluadas se verifica a través del gráfico, que no existe uniformidad (Figura 41), cada sector evaluado presenta una población variable, los sectores evaluados y con mayor concentración de nematodos fueron (Apabuco 16.50% y Quiaca ayllu 14.80%), (Tabla14). Los nematodos con mayor densidad, en todas las muestras fueron *Helicotylenchus* y nematodos de vida libre. Los nematodos fitoparásitos encontrados en este estudio como: *Meloidogyne* spp. *Pratylenchus* spp. *Helicotylenchus* spp. *Mesocriconema* spp, y *Xiphinema* spp. están presentes de forma general en suelos del valle de Sandia, siendo su presencia en densidades muy bajas en diferentes cultivos como: papa (Flores 2017); Café (Garambel, 2017 y Mayta 2017) y Maiz (Aguilar 2017). No obstante, *Tylenchus* spp., *Aphelenchus* spp, *Trichodorus* spp., *Discocriconemella* spp. Estos géneros, según el plot de distribución están en la escala más baja, representada por el color azul (Figura 41). Significa que estos individuos no tienen una presencia significativa en estas localidades evaluadas, además no fueron mencionados hasta el momento.

De acuerdo con Yeates (1999) y Goulart *et al.*, (2003), manifiestan que los cultivos anuales (particularmente los monocultivos) tienden a favorecer especies de determinados géneros de fitonemátodos. Los análisis nos muestran una presencia muy baja de nematodos, sin embargo la presencia de otros individuos como predadores, bacteriófagos, y no solo eso también la presencia de bacterias, hongos, protozoarios, insectos, ácaros, entre otros, pueden ser limitantes, además de eso estabilizar las poblaciones de fitoparásitos, ya que la densidades poblacionales de los nematodos de vida libre fueron altas en la mayoría de las comunidades evaluadas (Figura 41).

En las comunidades de Apabuco (16.50%) y Quiaca ayllu (14.80%), fueron en estas localidades donde se concentraron las mayores densidades poblacionales de nematodos en el cultivo de papaya andina. Los nematodos que tuvieron mayor densidad fueron

Helicotylenchus (53.0; 47.1) y nematodos de Vida libre (66.2 y 71.0) ind/100 cm³ de suelo, respectivamente) (Figura 39). Estos nematodos son los más frecuentes en toda esta zona de Sandía, otros estudios lo confirman (Flores, 2017 y Aguilar, 2017). Igualmente otras comunidades como: Laqueque, Mororia, Ccapuna, Aricato y Queneque presentarán una densidad poblacional que no difieren entre sí, varían de (>11.07% - <12.74%). De todas las comunidades evaluadas Tuana (8.73%) fue la comunidad que presentó una densidad poblacional más baja, en relación a las otras comunidades (Tabla 14).

Es importante destacar que el género *Helicotylenchus* con la densidad más alta de entre los fitoparásitos, Tomazini *et al.*, (2008) indica que *este* fitoparásitos es un nematodo que se adapta bien a todas las condiciones de los cultivos y que no está asociado a daños expresivos, sin embargo su presencia es frecuente en toda las áreas y generalmente en elevadas poblaciones. De igual forma este nematodo aun considerado débil es constantemente encontrado en áreas cultivadas, es ectoparásito y migrador, los probables daños que causan, suceden cuando se presentan en poblaciones elevadas. (Bonfin, 2013).

En relación a los nematodos de Vida libre, fueron encontrados en elevadas poblaciones en todas las comunidades evaluadas, particularmente Apabuco y Quiaca Ayllu presentaron una densidad de 66.2 y 71.0 individuos/100 cm³ de suelo. Siendo un indicativo de que estos suelos presentan una buena fauna microbiológica. La densidad de estos nematodos también puede ser un indicativo de la calidad de los suelos, en el análisis de las muestras de suelo, la M.O. oscilo de 3.90% a 5.10% (Tabla 3), según la tabla de valoración el nivel de materia orgánica es muy alta, Asimismo Apabuco y Quiaca ayllu presentan el mayor porcentaje de M.O. (5.10% y 4.80%) (Tabla 3), Dentro del análisis, la menor densidad poblacional de nematodos se registró en Tuana con 8.73%, y como consecuencia el nivel de M.O. fue la más baja con 3.9% (Tabla 3) y según esta tabla,

estaría considerada como normal, pero además presenta otro atenuante que sería la textura del suelo (Franco limoso), estos suelos son de textura fina y como consecuencia tiene una concentración mayor de arcilla, estas variables serían algunos factores que limitarían una mayor densidad poblacional de nematodos.

A pesar de que los nematodos dependen de diversas fuentes de alimentación, su densidad está determinada por la disponibilidad de materia orgánica del suelo, en particular, el contenido de carbono orgánico. Según Germán y Castaño (2010) indican que en suelos con buen contenido de materia orgánica, el ciclo de vida de los nematodos fitoparásitos es afectado debido al desarrollo de organismos antagónicos, como bacterias y hongos nematófagos y quitiniformes, así como la competencia por espacio y alimento de los nematodos de vida libre.

El padrón de distribución espacial de la nematofauna en el suelo está también fuertemente relacionado con variables físicas y químicas encontradas en el mismo (Popovici & Ciobanu, 2000).

4.2.4. Relación de la nematofauna y las variables ambientales

La relación de los nematodos fitoparásitos y su hospedero es diversa, Según Ritzinger *et al.* (2010) indica que el parasitismo y la movilidad de la población de estos organismos están fuertemente influenciados por las complejas relaciones con el sistema suelo-agua-planta-microorganismos-medio ambiente. Por lo tanto las características suelo-planta y medio ambiente, de las zonas estudiadas presentan un gran potencial para interferir en la dinámica de la población de estos parásitos. Los factores mencionados anteriormente fueron observados por Goedert *et al.* (2002), donde los autores observaron que los nematodos sufren interferencias por las condiciones del ambiente, como la reducción de la porosidad del suelo y la humedad del suelo, ya que poseen un grande

potencial para influenciar en la locomoción de los nematodos en el suelo, porque reduce el área de circulación de los mismos.

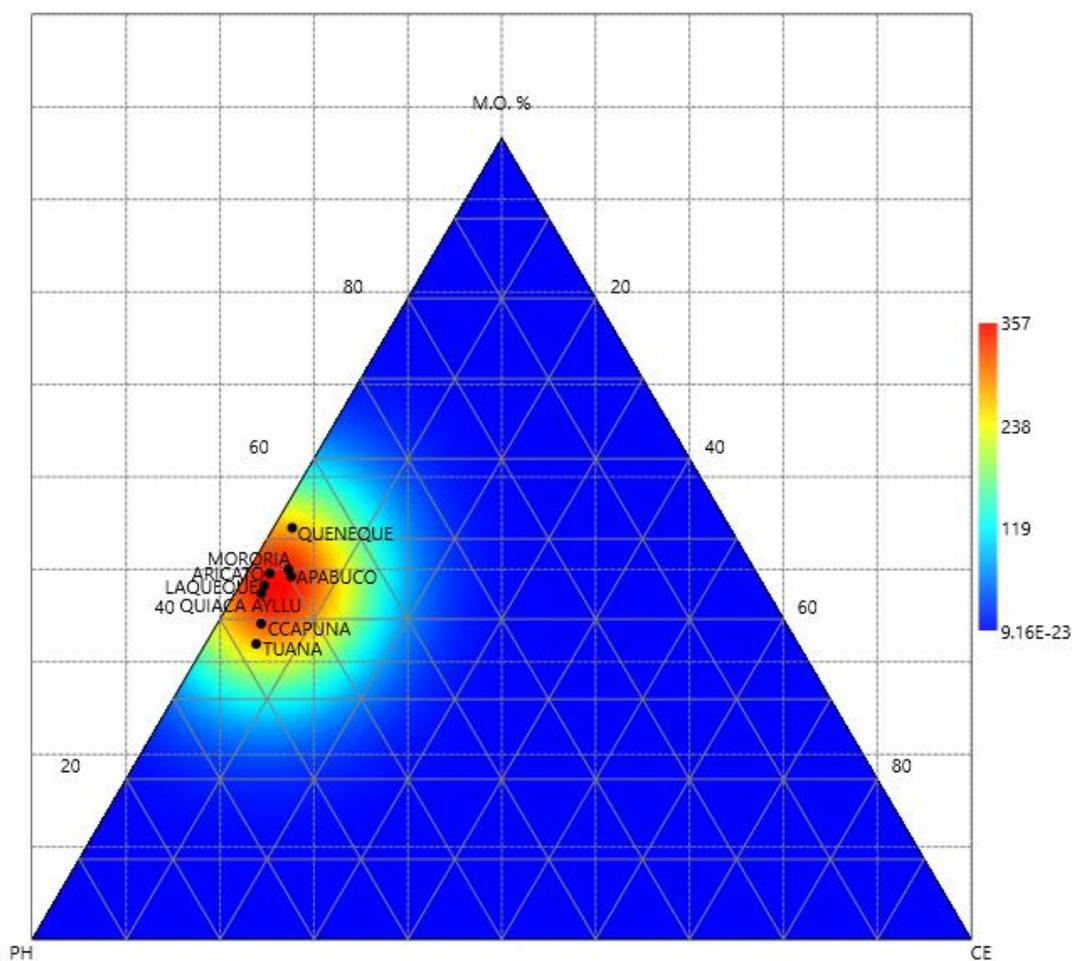


Figura 42: Plot temático del análisis de la fertilidad del Suelo: (Ph) potencial hidrométrico; (M.O.) materia orgánica y (CE) conductividad eléctrica.

La textura que presentan los suelos de las zonas evaluadas, son de textura media (franco arcillo arenosa; franco limoso y Franco) y textura fina (Franco arcilloso). Los altos niveles poblacionales de nematodos tienen una fuerte relación con la calidad de los suelos. Autores como Koenning *et al.* (1996), observó que *Meloidogyne* presenta un mejor desarrollo en suelos con textura arenosa que en un suelo de textura más arcillosa.

Goulart (2008) manifiesta que la textura del suelo interfiere en la distribución de las especies de *Pratylenchus*. Por ejemplo, *P. brachyurus* presenta discreta preferencia por suelos con textura media (15 a 25% de arcilla).

Según el plot temático (Figura 42) de manera gráfica es representada la textura básica de los suelos de las áreas estudiadas, estos suelos, presentan más arena que arcilla: (25-50%) arena; (18-30%) arcilla y (21-56%) limo, (Tabla 3). Según Rinaldi *et al.*, (2014) indican que la sobrevivencia de los nematodos no depende solamente del hospedero, más también, del éxito de su movimiento en los suelos. Por otro lado, la migración es influenciada por el tamaño de los poros entre las partículas, textura del suelo y la espesura del filme de agua existente entre los espacios. Dentro del análisis, la textura del suelo sin duda es un factor importante que afecta el desarrollo de los nematodos, más también podemos afirmar que es un indicativo imperfecto, visto que muchos otros parámetros del suelo pueden afectar el desarrollo de los nematodos, incluyendo compuestos químicos, físicos y biológicos.

Diferentes estudios han comprobado de que la mayor abundancia de nematodos se da en suelos con tipo de textura franco arenosa y arenosa; ocurre lo contrario en suelos con textura arcillosa, donde su ciclo de vida se ve limitado, el diámetro de la microporosidad es reducido, además de su elevada capacidad para retener agua; ocasiona poca aireación, disminución de oxígeno y la reducción en la microporosidad limita el desplazamiento de los nematodos en el suelo.

Muñoz (2011) manifiesta que los nematodos se adaptan mejor en suelos con textura porosa, como es el caso de la textura arenosa, arenosa franco y franco arenosa; lo contrario ocurre en suelos con textura limosa, donde su ciclo de vida se ve limitado. De las 8 comunidades evaluadas en 3 de ellas la textura es Franco arcillo arenosa (Apabuco, Laqueque y Queneque); Franco limoso (Tuana), Franco arcilloso (Mororia, Capuna y Aricato) y franco (Quiaca ayllu) (Tabla 3). En términos generales, el autor menciona texturas porosas o gruesas como aptos para una buena adaptación de los nematodos, por otro lado las texturas encontradas en las zonas de estudio corresponden a texturas

medianas. Por estas razones, el factor textura puede de alguna manera limitar una mayor densidad en estas zonas evaluadas.

El contenido de materia orgánica (M.O.) de los suelos de las áreas estudiadas, osciló entre 3.90 a 5.10%, por lo cual se consideran suelos con contenido de materia orgánica alto a muy alto (Tabla 3). Vicente (2011) relata que la densidad poblacional de nematodos está directamente relacionada con la cantidad de materia orgánica en el suelo sabiendo que esta provee mayor movilidad y oxigenación para estos organismos. El efecto de la materia orgánica en el suelo y su interferencia en la nematofauna fueron analizados por Matos *et al.* (2011) quienes observaron que las reducciones en las densidades poblacionales de los nematodos estaban fuertemente correlacionadas con los aumentos de los niveles de carbono y materia orgánica en el suelo.

Rodriguez-Kabana *et al.*, (1987) indica que la incorporación de materia orgánica en el suelo no solo es importante, así como reduce el uso de químicos y consecuentemente los efectos negativos asociados a las plagas y patógenos. Cuando la materia orgánica es adicionada al suelo, los productos orgánicos posibilitan el aumento de las poblaciones microbianas antagonistas a los fitonemátodos.

Ricci *et al.* (2004), indica que la adición de materia orgánica, aumenta la forma la tolerancia a fitoparásitos. Desde este punto de vista, cuando se produce la descomposición de la materia orgánica hay liberación de compuestos tóxicos en el suelo, lo que explica la reducción en las poblaciones de fitoparásitos y el aumento de poblaciones de enemigos naturales. Una razón más para argumentar, que en las zonas de Sandía hubo una población baja de algunos fitoparásitos como *Meloidogyne* (0.48%) y *Pratylenchus* (0.97%), que son nematodos de importancia económica, en relación a los nematodos de vida libre (40.04%) (Tabla 11). Ferris (2012) menciona que la densidad poblacional promedio de *Meloidogyne* es inversamente proporcional a la población promedio de los nematodos de

vida libre es decir que en los sectores donde se encontró mayor densidad poblacional de nematodos de vida libre la población de *Meloidogyne* es menor, y viceversa. Esto indica que los nematodos de vida libre (bacteriófagos, micófagos, algivoros) y predadores, contribuyen a controlar poblaciones de nematodos fitoparásitos ya que estos organismos en conjunto con otros microorganismos del suelo ayudan a descomponer la materia orgánica y nutrientes del suelo, además son supresores de las plagas.

El rango de Ph obtenido en el análisis de suelo para el cultivo de papaya andina, el cuál fue clasificado como suelos ácidos y muy ácidos, este factor puede ser un parámetro que limite una densidad mayor de nematodos en esta zona de Sandia. Guzmán *et al.* (2009) mencionan que la variación del Ph, de 5 hasta 7.6, no tiene efecto sobre las poblaciones de nematodos fitoparásitos. De igual forma Canto y Palomo (1996) mencionan que el Ph es un factor que puede afectar ciertos procesos importantes relacionados con el nematodo, en donde el Ph debe ser cercano a la neutralidad, porque si es muy ácido o alcalino no prosperan las plantas y tampoco el nematodo.

En las todas las zonas evaluadas se obtuvo un Ph que varió de 4.90 a 6.10, según la tabla de valoración para análisis de suelos, se califican como ácidos y muy ácidos y no se observó una relación importante entre la distribución de las poblaciones de nematodos fitoparásitos. Castilla (2015) refiere que es la propiedad física que limita la diversidad de muchos organismos en especial los nematodos, el cual es susceptible a ligeros cambio de Ph ocasionado por la intervención de las actividades humanas en el suelo. Otro factor importante para tomar en cuenta al momento de analizar la variabilidad que puede existir dentro de los elementos limitantes o no limitantes. En este sentido si nos regimos a las observaciones de los autores antes citados concluiremos que el Ph obtenido no es un factor limitante.

Las condiciones climáticas que se han considerado: temperatura mínima, máxima y media mensual, pluviometría y humedad relativa del aire (HR) media mensual, a lo largo del año existe una variación (Tabla 5 y Figura 24). En el mes de muestreo (enero 2019) se puede observar una clara estacionalidad con la temperatura mínima en 12.9 °C pero con mínimas medias mensuales no inferiores a 10.4 °C. Durante el mes enero las temperaturas máximas alcanzaron valores de 24.0 °C, aunque la media mensual de las máximas no sobrepasa los 21.8 °C (Tabla 5). La estacionalidad también se manifiesta en la pluviometría, con una mínima precipitación en el mes de mayo (2.2 mm) (Tabla 5) y máxima (151,7 mm) en el mes de enero, y en la humedad relativa el aire presentó una performance uniforme durante todo el año.

Según Laughlin y Lordello (1977), las densidades poblacionales de fitoparásitos generalmente reflejan el balance entre las eclosiones y las muertes, dependiendo de las características de la especie y de la densidad de la población, la densidad y la capacidad de nutrición del hospedero y de los factores del ambiente, como la temperatura y precipitación pluvial, incidiendo en ambos. Según los mismos autores, la mayor parte de los nematodos parásitos de plantas se tornan inactivos o muestran reducción de su actividad en temperaturas abajo de 15 °C y poseen temperaturas óptimas entre 15 y 30 °C y reducen su actividad o mortalidad encima de 35 °C. La tabla 5 muestran los datos meteorológicos de la región donde se realizó el estudio. El factor precipitación no fue limitante debido a la época en que las lluvias son constantes (116.2 mm).

La temperatura, según los autores anteriormente mencionados no fue limitante, pues las temperaturas en estas regiones evaluadas en promedio fueron de 18.5 °C (Tabla 5). Tihohod (1993) indican que la temperatura afecta el crecimiento, reproducción, distribución y sobrevivencia de los nematodos, siendo un factor crítico en el movimiento

y en la infección del patógeno. Los nematodos son sensibles a temperaturas extremas, especialmente en suelos húmedos donde se mueven.

La migración en el suelo acontece cuando la humedad, la textura y la temperatura del suelo son favorables (Castillo y Vovlas, 2007; Dias *et al.*, 2010). Ya que son animales acuáticos que viven en el suelo y dependen de fuente externa de calor y agua para su desarrollo, eclosión y movimiento. Si nos posicionamos en la afirmación de Laughlin y Lordello sobre temperaturas óptimas concluiremos que las temperaturas mostradas en la tabla 5, estarán consideradas como óptimas por encontrarse dentro de las temperaturas citadas por los autores, más Otros autores como Canto y Palomo (1996) afirman que la temperatura de la parte aérea es diferente a la parte subterránea; las temperaturas del suelo son menos variables que la temperatura ambiental, siendo uno de los factores importantes que afectan a los nematodos en forma directa y diferencial.

En el suelo, el movimiento de los nematodos es influenciado por la textura, aireamiento y humedad del suelo. Cuando el suelo está saturado, casi todo el espacio poroso es ocupado con agua.

A medida en que el suelo seca, parte de los poros es ocupado por aire, disminuyendo el flujo y el movimiento de los nematodos. Según Neher (2010), tanto la saturación como la seca causan impactos en la composición de las comunidades de nematodos en el suelo, porque estas condiciones resultan en anaerobiosis y deshidratación. Las condiciones de humedad pueden afectar positivamente a todos los tipos de nematodos, principalmente a los nematodos de vida libre, porque muchos de estos nematodos son dependientes del agua y la humedad para su sobrevivencia y multiplicación, además de todo esto, estos factores pudieron haber contribuido a la proliferación de microorganismos envueltos en estos procesos que son influenciados por la humedad del suelo, como la descomposición

de la materia orgánica, se dieron condiciones favorables para tales acontecimientos la lluvia en el mes de enero se presentó en 116.2 mm y 82% de humedad (Tabla5).

Los suelos de las áreas estudiadas presentaron suelos bastante húmedos, también influenciado por las precipitaciones que ocurren en la época donde se realizó la colecta de muestras (Tabla 5), Es importante destacar que existe discrepancias; autores como Torrado y Castaño (2009); Esquivel (1996) afirman que existe una influencia positiva de la humedad sobre la población de nematodos, mientras Freckman y Caswell, (1985) afirman que el aumento de humedad no tiene ningún efecto sobre la densidad de los nematodos.

Sea como fuera, Lamberti y Taylor, citado por Rios (1981) dice que, la supervivencia del nematodo está relacionada por las fuerzas combinatorias, el efecto de succión y el potencial osmótico, quienes van a depender del volumen de agua que existe en el suelo.

4.2.5. Composición de la diversidad funcional

Adicionalmente se realizó una clasificación por hábito alimentario de los géneros encontrados en los cultivos de papaya andina. Los datos nos muestran estas frecuencias, fitoparásitos 56.17%, fungívoros 0.09%, Omnívoro 2.58%, predador 0.09%, vida libre (Micófagos, Bacteriófagas, Algívoros y Nematófagos), 40.04% (Tabla 15). Los nematodos fitoparásitos fueron el grupo trófico más abundante en suelos de papaya andina, seguido de nematodos de vida libre, fungívoros y predador respectivamente.

Tabla 15: Clasificación de Géneros de nematodos por hábito alimentario, según Yeates *et al.* (1993).

GRUPO TRÓFICO	f%	GÉNERO	FAMILIA
Fitoparásitos	56.17	<i>Meloidogyne</i>	Meloidogynidae
		<i>Pratylenchus</i>	Pratylenchidae
		<i>Helicotylenchus</i>	Hoplolaimidae
		<i>Mesocriconema</i>	Criconematidae
		<i>Discocriconemella</i>	Criconematidae
		<i>Xiphinema</i>	Longidoridae
		<i>Tylenchus</i>	Tylenchidae
		<i>Trichodorus</i>	Trichodoridae
Fungívoro	1.12	<i>Aphelenchus</i>	Aphelenchidae
Omnívoro	2.58	<i>Dorylaimus</i>	Dorylaimidae
Predador	0.09	<i>Mononchus</i>	Mononchidae
Micófago, Bacteriófago Algóvoro, Nematófagos	40.0	Vida libre	Nematoda

(Fuentes: Elaboración propia)

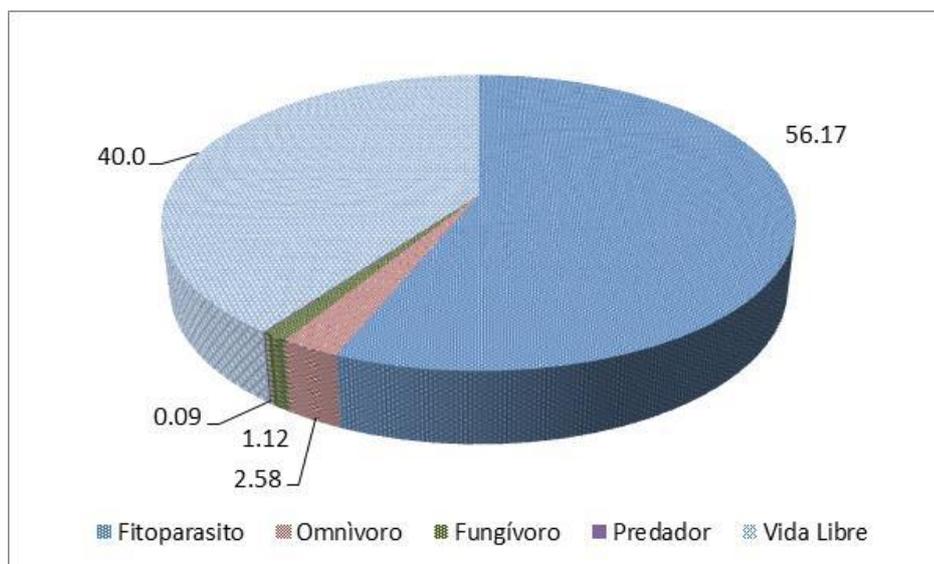


Figura 43: Distribución en porcentajes de la composición de la diversidad funcional

La población de nematodos del suelo es compuesta por diferentes grupos tróficos. Se distingue por lo menos 5 grupos de nematodos por el hábito alimentario, basados en la información de Yeates *et al.*, (1993), denominados fitófagos o fitoparásitos (que se alimentan de las raíces de las plantas), micófagos o fungívoros (que se alimentan de micelios de hongos que se encuentran en los suelos), bacterívoros (que se alimentan de las bacterias en el suelos cuando hay descomposición de la materia orgánica), predadores

(que se alimentan de otros nematodos y algunos pueden optar por canibalismo, actúan como controladores biológicos) y omnívoros (pueden actuar como predador, bacterióvoro, fitófago, etc.) (Tabla 15).

Con relación a los nematodos de vida libre, Neher y Campbell (1994) observaron que, en suelos cultivados con cultivos anuales y perennes, los bacteriófagos presentan densidades poblacionales dominantes en algunos sectores. El bajo porcentaje de los omnívoros (<2.58%), (Figura 43) aparentemente está relacionado con la presencia del hombre en el campo, caracterizado por las prácticas culturales usadas continuamente en las plantaciones. Asimismo Tomazini *et al.* (2008) manifiesta que al estudiar la estructura trófica y taxonomía de nematodos en áreas de selva en cultivos perennes y anuales, el predominio fue de bacteriófagos en relación a micófagos en áreas cultivadas.

Autores como Bohlen y Edwards (1994); Freckman (1988); Griffiths *et al.* (1994) reportan que en un suelo con alta cantidad de materia orgánica se espera que se incremente la densidad tanto de nematodos bacteriófagos como de fungívoros. No obstante en el caso de este estudio no se pudo medir la cantidad de materia orgánica del suelo, más por referencia de los propios productores de papaya andina hubo incremento de materia orgánica animal en los suelos, lo que puede explicar la alta abundancia de nematodos de vida libre. Puesto que las bacterias son la fuente nutricional de los nematodos bacterióvoros, éstos habitan especialmente suelos en los que hay una intensa descomposición de materia orgánica (Poisson *et al.*, 1976). Sin embargo se encontró un bajo porcentaje de nematodos fungívoros (<1,12%). Los nematodos bacterióvoros presentan una alta capacidad de adaptación así como también pueden colonizar y sobrevivir fácilmente debido a que su fuente alimenticia (bacterias) son la población más numerosa en ambientes edáficos (Leguízamo, 2008).

En este sentido, Griffiths *et al.*, (1994) y Wasilewska (1998) afirman que los nematodos bacteriívoros son mejores bioindicadores de la tasa de descomposición de materia orgánica, ya que debido a que tienen una posición más alta en la cadena alimentaria por lo que integran tanto los factores bióticos como abióticos. Otros estudios indican que los nematodos bacteriívoros pueden incrementar la disponibilidad de nitrógeno mineral, crecimiento de plantas y la captación de nitrógeno en experimentos de campo y microcosmos (Ferris *et al.*, 1997; Ingham *et al.*, 1985).

La densidad poblacional de predadores fue de 0.1% (Figura 44). Varios autores reportan que en suelos de bosques tropicales, hábitats cultivados y vegetación musgosa de la Antártica (Boag, 1974, 1975) los nematodos predadores son muy escasos y su descenso puede ser causado por la competencia por el alimento cuando incrementa la densidad de nematodos bacteriívoros y fungívoros (Gomes, 2003). Esto puede explicar el bajo porcentaje en la densidad de estos. Sin embargo según Ferris y Matute (2003) estas poblaciones de nematodos aumentan conforme se incrementa la cantidad de materia orgánica en el suelo.

4.2.6. Características edafoclimáticas del suelo en función a la densidad funcional

Según Luc *et al.*, (1990), el contenido de agua en el suelo, es un factor ecológico esencial para los nematodos. A su vez esta puede influir en la aireación del suelo, la cual va a depender del espacio poroso que el agua y el aire ocupen (Villenave *et al.*, 2003). Así mismo, la filtración de la precipitación en el suelo también genera procesos de renovación del aire a través del desplazamiento del agua por medio de los espacios porosos durante el proceso de redistribución, por lo tanto, el aire del suelo es enriquecido por el O₂, que ha sido disuelto por el agua infiltrada e intercambiada. (Schnurer *et al.*, 1986). De igual forma, la ausencia de agua puede impedir el desarrollo de gran número

de especies fitoparásitos, Muchos estados larvarios e infectivos de parásitos son libres y nadadores, por lo que la ausencia del medio impide su ciclo. Sandía tiene una variación extremada de lluvia mensual por estación (Tabla 3).

Conforme Navia (2006) indica, la importancia de la temperatura de suelo en la abundancia de los nematodos de vida libre y registraron que en épocas secas en donde hay aumento de la temperatura, disminuye la abundancia y aparecen más los herbívoros, ya que al disminuir el potencial del agua se reduce la difusión de solutos. Este autor también registró que se incrementan las tasas de reproducción y los tiempos de generación son más cortos aumentando los nematodos bacteriívoros por el incremento de la tasa de descomposición de la materia orgánica. Así mismo, aunque la temperatura del suelo es un factor que afecta la densidad de nematodos no explica del todo su densidad ya que el coeficiente de determinación es bajo. Otras evaluaciones han reportado que condiciones edafoclimáticas como la estabilidad de agregados tienen efecto sobre la presencia y movilidad de nematodos omnívoros y predadores (Pisco, 2006). Por otro lado Arévalo (2008) informa la importancia de la precipitación y la profundidad del suelo sobre la dinámica de los nematodos fitoparásitos y de vida libre. Por lo cual sería importante tenerlas en cuenta en estudios posteriores.

De acuerdo con Torrado y Castaño (2009), la humedad influye positivamente sobre la población de nematodos en las raíces (especialmente fitoparásitos) presentándose una mayor población de nematodos en épocas de mayor precipitación. Así mismo, los nematodos son organismos esencialmente acuáticos y requieren de una película de agua entre las partículas de suelo para moverse. Varios otros autores contradicen tales informaciones. Freckman y Caswell, (1985) afirman que el aumento de humedad no tiene ningún efecto sobre la densidad de los nematodos. Por otro lado, Steinberger y Sarig

(1993) encontró una correlación significativa entre el número de nematodos y la humedad del suelo luego de irrigación en el desierto del Negev (Israel). Según Bakonyi y Nagy (2000).

El aumento de la humedad del suelo causa una disminución en la densidad de nematodos, este efecto se vio mayormente evidenciado en los géneros fungívoros (Hungria). Posiblemente estas contradicciones responden a que como lo señalan. Sohlenius y Boström (2001) las especies de nematodos responden de manera diferente a los cambios de humedad y este es un requisito previo para la coexistencia de las especies.

De acuerdo con Jaraba (2014) indica, sobre la importancia de los suelos arenosos en el desarrollo de ciertos géneros específicos. De la misma forma, diferentes autores comprueban la mayor abundancia de nematodos registrados en suelos con tipo de textura franco arenosa, arenosa; y sucede lo contrario en suelos con textura arcillosa, donde su ciclo de vida se ve limitado, en estos el diámetro en la microporosidad es reducido, además su elevada capacidad para retener agua; ocasiona poca aireación, disminución de oxígeno y la reducción en la microporosidad limita el desplazamiento de los nematodos en el suelo.

Así mismo Muñoz (2011) indica, suelos con altos contenidos de arcilla o de textura muy fina inhiben el movimiento de los nematodos. La consideración de esta variable para tipificar los suelos en las comunidades de Sandía por las características que se desprenden de los análisis realizados podemos considerar el suelo Franco-arcillo-arenoso, de textura media como limitante para completar su ciclo de vida, condiciones que hacen que el oxígeno sea más bajo. Además, el tamaño de las partículas y los microporos hacen que el movimiento del aire y agua sea más restringido, en consecuencia,

el metabolismo, movimiento e infectividad de los juveniles se afecte, además del efecto negativo sobre el crecimiento y reproducción de las hembras.

La estructura de las comunidades de nematodos es más afectada por el tipo de vegetación que por el tipo de suelo (Huang y Cares, 1995). Los índices de las poblaciones de nematodos pueden ser utilizados para monitorear las condiciones ecológicas del suelo en virtud de su habilidad en reflejar los cambios ocurridos en el suelo y así posibilitar a la elección de sistemas referenciales, en los cuales las condiciones del suelo presentan poca perturbación (Bongers, 1990; Neher y Campbell, 1994).

4.2.7. Acción antrópica del suelo y densidad de grupos funcionales

De acuerdo con Figueira *et al.* (2011), perturbaciones del ambiente, como el uso de prácticas culturales, llevan a la oscilación de igualdad de las familias de la nematofauna con predominio para los bacteriófagos debido, probablemente, a la acción antrópica.

La abundancia y la diversidad de nematodos pueden alterarse bajo variadas mudanzas ambientales (acción del hombre o de la naturaleza) (Ritzinger *et al.*, 2010). Modificaciones físicas, químicas y atributos biológicos del ecosistema, como la irrigación, prácticas del cultivo, drenaje, utilización de pesticidas, monocultivos o policultivos, pueden resultar tanto en la disminución de nematodos nativos, cuanto la introducción o desarrollo rápido de otras especies nativas o introducidas a niveles altísimos (Yeates, 1999).

4.2.8. Consideraciones finales

En el presente estudio de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de papaya, se demuestra que todos los organismos están ampliamente distribuidos en todas las áreas de cultivo, a pesar de no encontrarse nematodos en las raíces de la papaya andina, no significa que los nematodos no estén en los suelos, pues muchos son ectoparásitos y esa relación parásito huésped no siempre es permanente. Según los resultados obtenidos la mayoría de los géneros son ectoparásitos. De tal forma, Nickle (1991) indica, de todos los géneros observados: *Meloidogyne*, *Pratylenchus* y *Tylenchus* se encuentran en suelos y raíces, de los cuales, el primero es un endoparásito obligado, el segundo un endoparásito facultativo y el tercero un ectoparásito.

De todos los géneros encontrados en el cultivo de papaya, los que mayor riesgo presentan para el cultivo de papaya andina son: *Meloidogyne*, *Pratylenchus* y *Xiphinema*. Autores describen estos nematodos como muy importantes económicamente, por los daños que pueden ocasionar a las plantas. Así mismo, *Meloidogyne*, *Pratylenchus* y *Xiphinema*, fueron los menos frecuentes en los cultivos de papaya andina, el primero 0.48%, el segundo 0.97% y el tercero 0.48%, por lo que el hallazgo de estos no amerita una necesidad de aplicar medidas de control urgentes.

Las densidades poblacionales que presentaron los nematodos hallados en las muestras de suelo, en plantaciones de papaya andina no sobrepasaron el umbral económico, es más, presentan una baja densidad, excepto *Helicotylenchus* y nematodos de vida libre, no por ello debemos restarle importancia a los demás nematodos encontrados, es posible que no solo los fitoparásitos más frecuentes y con mayor número de individuos ocasionen algún tipo de problema en el cultivo, sino también los otros géneros.

V. CONCLUSIONES

En función de los objetivos específicos planteados en la presente investigación, es posible concluir que todos los géneros fueron identificados y sometidos a análisis morfológico enfatizándose en las características, así como en la toma de medidas necesarias para la morfometría.

La presente investigación validó las hipótesis planteadas debido a que se identificaron nematodos fitoparásitos de los géneros: *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Xiphinema*, *Helicotylenchus*, *Tylenchus*, *Trichodorus*, *Mesocriconema*, *Discocriconemella*, *Aphelenchus*, *Dorylaimus*, *Monochus* y nematodos de Vida libre.

En las densidades poblacionales se concluye que el género *Helicotylenchus* y los nematodos de vida libre fueron las que presentaron mayor abundancia y que estas densidades dependen de factores físicos (suelo, clima) y bióticos (materia orgánica).

VI. RECOMENDACIONES

Se recomienda evaluar las variables edafoclimáticas las cuales pueden ayudar a explicar la densidad poblacional de nematodos.

Se recomienda realizar investigaciones sobre nematodos de vida libre, como indicadores ambientales en la evaluación de ecosistemas.

Se hace necesario realizar estudios en la región de Sandía, relacionados al manejo de fitoparásitos y acciones de extensión y capacitar, para que los productores conozcan a estos enemigos invisibles.

VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agrios, G. (2005). *Plant Pathology*. United States of America.: (5th ed.) Published Elsevier.
- Aguilar, G. M., Lima, M. I., & Bravo, P. R. (2017). Densidad poblacional de Nematodos asociados al cultivo de maiz (*Zea mays* L.) en las regiones de Puno y Cusco. *Rev. Investig. Altoandin.* 2017; Vol 19 N° 3: 243 - 254.
- Allen, M. W. (1957). *Taxonomic status of the bud and leaf nematodes related to Aphelenchoides fragariae*. (Ritzema Bos, 1891). *Proc. Helminth. Soc. Wash.*, 19:108-120.
- Almeida, M. S., & Decraemer, W. (2015). *Trichodoridae, Família de nematóides vetores de vírus*. Portugal, Belgium: RAPP, Volume 13.
- Amorim, L. (1995). *Manual de fitopatologia: princípios e conceitos*. São Paulo: Agronômica Ceres, v. 1, p. 647-670.
- Amorim, L., Rezende, J. M., & Bergamin Filho, A. (2011). *Manual de Fitopatologia: Princípios e conceitos*. s. 4ª ed. São Paulo: Agronômica Ceres, v.1, 704p.
- Andeassy, I. (1976). *Aglenchus costatus*. C. l. H. *Descriptions of Plant-parasitic Nematodes*. S. UK: Farnham Royal. Commonwealth Agricultural Bureaux. Set. 6 No. 80, 2 pp.
- Anderson, R. V., & Mulvey, R. H. (1979). *Plant-parasitic Nematodes in Canada Part 1*. Ottawa, Ontario Monograph No. 20 Page. 73, 124.
- Andes., L. (2015). *Productores de "papaya andina" de Puno*. *Los Andes*, pág. 2. Recuperado el 15 de Octubre de 2018, de <http://www.losandes.com.pe/Regional/20150604/89028.html>
- Andrássy, I. (1959). *Die Mundhoehlentypen der Mononchiden und der Schluessel der Mylonchulus Arten (Nematoda)*. Opuse. Zool. Budapest. 3 (1): 3-12.
- Apaza, S. (2011). *Densidad poblacional, Grados de infestación e influencia de factores edafoclimaticos en la infestacion de nacobbus spp. y Globodera spp. en papa (Solanum spp.) de Puno*. *Tesis de Doctorado*. Puno: Universidad Nacional del Altiplano. 186 pp.

- Arévalo, G. E., Zúñiga, C. L., Baligar, V., Bailey, B., & Canto, M. (2008). *Dinámica poblacional de nematodos asociados al sistema de cultivo tradicional de cacao en la amazonia peruana*. Recuperado el 23 de Mayo de 2019: <http://www.iamazonica.org.br/conteudo/eventos/de biodiversidadesolo/pdf>.
- Asmus, G., & Galbieri, R. (2013). Densidade populacional e distribuição espacial de *Meloidogyne incognita* e *Rotylenchulus reniformis* em algodoeiro em sistema de plantio adensado. *Nematologia Brasileira Vol. 37(3-4)*, 42-47.
- Badillo, V. M. (2001). *Nota correctiva Vasconcellea St. Hil. y no Vasconcella (Caricaceae)*. *Ernstia*, 11, 75–76.
- Bakonyi, S., & Nagy, P. (2000). Temperature- and moisture-induced changes in the structure of the nematode fauna of a semiarid grassland-patterns and mechanisms. *Change Biology* 6, 697–707.
- Barker, K. R. (2013). Perspectives on plant and soil nematology. *Annual Review of Phytopathology*, v. 41, pp. 1-25.
- Bauer Gomes, C., Carpena Carvalho, F. L., Casagrande Júnior, J. G., & Radmann, E. B. (2010). *Avaliação do Potencial de Coberturas Verdes e de Sistemas de Rotações de Cultura na Supressão do Nematóide Anelado (Mesocriconema Xenoplax) em pré-plantio ao Pessegueiro*. *Rev. Bras. Frutic.*, Jaboticabal - SP, v. 32, n. 1, p. 074-081.
- Benson, D. (1994). *Epidemiology and Management of Root Diseases*. Springer-Verlag. Berlin: C.L.Campbell y D.M. Benson (eds.). pp. 1-33.
- Bentham, G., & Hooker, J. D. (1867). *Genera plantarum :ad exemplaria imprimis in Herbariis Kewensibus servata definita*. Following v.1, pt.1, published : London : Reeve & Co. doi.org/10.5962/bhl.title.747.
- Bernardo, J. (2017). *Impacto de coberturas verdes e resíduos orgânicos sobre a nematofauna do solo, desenvolvimento de plantas e qualidade de frutos em pomar de pessegueiro*. *Tese de Doutorado*. Brasil: U. Federal de Pelotas.
- Blakely, J. K., Neher, D. A., & Spongberg, A. (2002). *L. Soil invertebrate and microbial communities, and decomposition as indicators of polycyclic aromatic hydrocarbon contamination*. *Applied Soil Ecology*. Amsterdam, v.21, p. 71–88.

- Bleve, Z. T., Melillo, M. T., & Castagnone, S. P. (2007). Biotechnology and root-knot nematode control. *Pest Technology 1*;, pp. 1-16.
- Blok, V. C., & Powers, T. O. (2009). Biochemical and molecular identification. In: PERRY, N.R.; MOENS, M.; STARR, J.L. En *Root-knot nematodes. Oxfordshire* (págs. pp.98-118.). MPG Books Group, Cap.4.
- Boag, B. (1874). Nematodes associated with forest and woodland trees in Scotland. *Annals of Applied Biology 77*, 41-50.
- Bohlen, P. J., & Edwards, C. A. (1994). The response of nematode trophic groups to organic and inorganic nutrient inputs in agroecosystems. *Soil Society of America 35*, 235–244.
- Bonfim, J. F. (2913). *Nematoides em feijoeiro-comum: ocorrência nos Estados do Paraná e São Paulo, e interação de cultivares com Pratylenchus brachyurus, Meloidogyne incognita e Meloidogyne javanica. Tese de Doutorado. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.*
- Bongers, T. (1990). The maturity index: an ecological measure of environmental disturbance based on nematode species composition. *Oecologia 83:14*.
- Bosmediano, E., & Coronel, J. (2014). Efectos del procesamiento de productos derivados del chamburo en la actividad antioxidante. En *Tesis de grado* (pág. 73 pp.). Ecuador: Universidad de Guayaquil. Facultad de Ingeniería Química.
- Botella, J. (1999). *Field assessment of transgenic papaya for superior postharvest fruit quality, GMAC public information sheets on deliberate release proposals. Disponible en: <http://www.ogtr.gov.au/pdf/volsys/pr128.pdf>.*
- Bravo, C., Larriva, W., & Minchala, L. (2012). *Manejo integrado de la Marchitez Vascular o Fusariosis (Fusarium oxysporum) en el cultivo de babaco. Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias INIAP. Cuenca, Ecuador.: Boletín 78 técnico No. 409.*
- Bridge, J., & Starr, J. L. (2007). *Plant Nematodes of Agricultural Importance. Londres, Manson: Color Illustrations. 212 pp.*
- Bruinsma, J. S. (2013). Avaliação de métodos para estudo da resistência de genótipos de soja a Meloidoyne javanica (Treb) Chitwood. En *Tese de Mestrado em*

- Agrobiologia*. (pág. 59 pp.). Santa Maria, Brasil, RS., Brasil: Universidade Federal de Santa Maria.
- Bustillo, Y. e. (2000). Efecto del nematodo agallador *Meloidogyne incognita* sobre el crecimiento de la lechosa (carica papaya) en vivero. *Nematol. medit.* 28, pp. 163-170.
- Caetano, C., Lagos, T., Sandoval, C., Posada, C., & Caetano-Nunes, G. (2008). Citogenética de especies de *Vasconcellea* (Caricaceae). *Acta Agronómica*, vol. 57, núm. 4, pp. 241-245.
- Campbell, C. L., & Madden, L. V. (1990). *Introduction to plant disease epidemiology*. New York: J. Willey & Sons, 1990. 532 p.
- Campbell, C., & Duthie, J. (1989). *Special report: sampling for disease assessment. Biological and Cultural Tests for Control of Plant Diseases*,. St. Paul, v.4, p.5-8.
- Canto, M., & Palomo, A. (1996). *Curso de nematodos parásitos de Plantas*. Lima, Perú: Escuela de Post Grado Especialidad de Fitopatología. UNALM. Lima- Perú. 98 pp.
- Carneiro, R. D., & Almeida, M. A. (2001). Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. *Nematologia Brasileira*, v.25, p.35-44.
- Carneiro, R., & Cofcewicz, E. (2008). *Taxonomy of Coffee-Parasitic root-knot nematodes, Meloidogyne spp.* In Souza, R.M. (eds.) *Plant-Parasitic Nematodes of coffee*. Dordrecht. Springer. pp. 87-122.
- Carta, L. K., & Skantar, A. M. (2014). A *Trichodorus* (Triplonchida: Trichodoridae) Nematode from Thrips (Thysanoptera: Panchaethripinae).
- Carvalho, F., & Renner, S. (2012). A dated phylogeny of the papaya family (Caricaceae) reveals the crop's closest relatives and the family's biogeographic history. *Molecular phylogenetics and evolution*.
- Castilla Dias, E. E. (2015). *Influencia de Factores Edáficos sobre la Diversidad y distribución espacial de Nemátodos de vida libre*. Sincelejo Sucre: Universidad De Sucre Facultad De Educación y Ciencia Programa de Biología Y Química.

- Castillo, P., & Vovlas, N. (2008). *Pratylenchus (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, Biology, Pathogenicity and Management*. Leiden, Boston. Estados Unidos de Norteamérica: 529 pp.
- Cepeda, S. (1996). *Nematología agrícola*. México: Ed. Trillas, 305 pp.
- Chaful, S., & De' Arc, R. (1994). Mamao: Doencas causadas por fungos e nematoides en mamoerio. *Informe Agropecuario*. 134(12), 40-43.
- Chaturvedi, Y., & Khera, S. (1979). *Studies on Taxonomy, Biology and Ecology of Nematodes Associated with jute crop*. India: Edited by the Director, Zoological Survey of India.
- Chávez, T. D. (2013). *Efecto bactericida In Vitro de la solución del extracto estabilizado de Carica Pubescens (Papaya Arequipeña) al 2%, del gluconato de clorhexidina al 2% y del hipoclorito de sodio al 5%, sobre el crecimiento del enterococcus faecalis en diferentes tiempos*. Arequipa: Universidad Católica De Santa María. .
- Chitwood, B. (1937). *A revised classification of the nematoda*. *Papers in Helminthology, 30 year Jubileum K.I. Skrjabin*, Moscou: pp. 69-80.
- Cid del Prado, V. I., Hernández, J. A., & Tovar, S. (2001). Distribución de especies y razas de Meloidogyne en México. *Rev. Mex. Fitopatol.* 1(19), 32-39.
- Clark, W. (1961). The Mononchidae (Enoplida, Nematoda) of New Zealand. III. A review of the genus Cobbonchus Andrassy, 1958 with description of new species. *Nematologica* 5, pp. 275–284.
- Clark, W. C. (1961). *The oesophago-intestinal junction in the Mononchidae (Enoplida, Nematoda)*. *Nematologica* 5: 178–183.
- Cobb, M. V. (1915). *Some freshwater nematodes of the Douglas Lake region of Michigan, U.S.A.* *Trans. Am. Microsc. Soc* 34: 21-47.
- Cobb, N. (1917). The mononchs (Mononchus Bastian, 1866), a genus of free-living predatory nematodes. En *Em: Contributions to a Science of Nematology*", VI, (págs. pp. 129-184).
- Cobb, N. A. (1913). *New nematode genera found inhabiting freshwater and non-brackish soils*. *Journal of the Washington Academy of Sciences*, 3: 432–444.

- Cobb, N. A. (1982). *Banana disease in Fiji*. *Bull. Misc. Info., Royal Gardens, Kew (London)*. pp. 48-49.
- Convibra. (2014). *Metodologias Para Estudio E Diagnóstico De Nematóides Parasitas De Plantas No Brasil*. Recuperado el 03 de Marzo de 2019, de <http://www.convibra.com.br/dp/resultado.asp?pid=8802>
- Coomans, A., Huys, R., Heyns, J., & Luc, M. (2001). Character analysis, phylogeny and biogeography of the genus *Xiphinema* Cobb, 1913 (Nematoda: Longidoridae). *Ann. Sc. Zool. Mus. Afr. Centr. Tervuren, Belgique.* , 239 pp.
- Corbett, D. (1976). *Pratylenchus brachyurus*. *C.I.H. Descriptions of plant parasitic Nematodes*. St. Albans, Inglaterra: GB, n 37, p. 3.
- Council, N. R. (1989). *Lost Crops of the Incas. (1.aed.)*. Washington. D.C.: DOI: <https://doi.org/10.17226/1398>.
- Coyne, D., Nicol, J., & Claudius-Cole, B. (2007). *Practical plant nematology: a field and laboratory*. Cotonou, Benin: International Institute of Tropical Agriculture (IITA). 93 pp.
- Croll, N. A., & Matthews, B. E. (1977). *The biology of nematodes Glasgow; Blackie*.
- Curtis, R. C., Robinson, A. F., & Perry, R. N. (2009). Hatch and host location. In Perry, RN; Moens, M; Starr, JL. Eds. Root-knot nematodes. *London, UK. CAB International.* , pp. 139-155.
- Das Neves, , D. L., Ribeiro, L. M., & Dias-Arieira, C. R. (2012). Sobrevivência de *Pratylenchus brachyurus* em diferentes sustratos, com baixo teor de umidade. *Nematropica* 42(2), pp. 211-217.
- Davis, E. L., & Macguidwin, A. E. (2000). *Lesion nematode disease. The Plant Health Instructor*. Recuperado el 11 de Marzo de 2019, de <http://www.apsnet.org/edcenter/intropp/lessons/Nematodes/Pages/LesionNematode.aspx>
- Davis, F. R. (2005). *Plant pathology – extension. Georgia: University of Georgia*. Recuperado el 16 de Marzo de 2019, de <http://www.plant.uga.edu/Extension/nematode/nemasample.htm>

- De Grisse, A., & Loof., P. A. (1965). Revision of the genus *Criconemoides* (Nematoda). *Mededelingen Landbouwhogeschool en de Opzoekingsstations Gent* 30, pp. 577-603.
- De Jesus, S. D. (2011). *Comunidade de Fitonematoídes e diversidade de Longidorídeos em diferentes habitats no estado de Minas Gerais. Tese de Mestrado*. Vicosa - MG: Universidade Federal de Vicosa.
- De Ley, P., & Blaxter, M. (2002). *Systematic position and phylogeny*. In D. Lee (Ed.), *The Biology of Nematodes*. London: Taylor & Francis. pp. 1-30.
- De Man, J. G. (1980). *Die einheimischen, frei in der reinen Erde und im süßsen Wasser lebenden Nematoden*. Tijdschr. ned. dierk. Ver., 5 : 1-104.
- De Matos, D. (2006). Nematofauna associada ao cultivo comercial de mamoeiro e considerações sobre amostragem em campos infestados com *Meloidogyne* sp. e *Rotylenchulus* sp. En *Tese de Pós-Graduação em Fitopatologia*. Brasil: Universidade Federal Rural de Pernambuco.
- De Siqueira, S. K. (2007). *Importância de Pratylenchus brachyurus na cultura do caupi e estudos morfológicos e morfométricos sobre populações de P. brachyurus do Brasil*. Piracicaba, SP: Universidade de São Paulo Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” .
- De Sousa, L. R. (2018). *Nematoíde das Lesões Radiculares (Pratylenchus spp.) no Cerrado Brasileiro com Ênfase nos Danos Causados à Cultura do Arroz. Tese de Grau de Magister Scientiae* . Brasilia DF: Universidade de Brasília.
- De Waele, D., & Elsen, A. (2007). Challenges in tropical plant nematology . *Rev. Phytopathol.* 45:, pp. 457–485: doi:10.1146/annurev.phyto.45.062806.094438.
- Decker, H. (1988). *Plant nematodes and their control*. Brill, The Netherlands.
- Decraemer, W., & Hunt., D. J. (2006). “*Structure and Classification.*” In *Plant Nematology*, ed. Roland N Perry and Maurice Moens. Wallingford, UK ; Cambridge, MA, USA: CABI PP. 3–32.
- Decraemer, W., Radivojević, M., & De La Peña, E. (2008). *Trichodoridae (Nematoda: Triplonchida) from the Tara National Park, Serbia, and proposal of Trichodorus pseudobursatus n. sp.* *Nematology*, 10(3), 405–431. Recuperado el Maerzo de 05 de 2019, de <https://doi.org/10.1163/156854108783900249>

- Dias, W. P., Garcia, A., Silva, J. V., & Carneiro, G. (2010). Nematoides em soja: identificação e controle. *Circular Técnica. n. 76*, Londrina: EMBRAPA.
- Dias-Arieira, C., Furlanetto, C., Santana, S., Barizão, D., Ribeiro, R., & Formentini, H. (2010). Fitonematoides asociados a frutíferas na região noroeste do Paraná, Brasil. *Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal - SP*, v. 32, n. 4, pp. 1064-1071.
- Dias-Arieira, R. c., Molina, O. R., & Costa, T. A. (2008). *Nematóides Causadores de Doenças em Frutíferas*. Paraná: Agro@mbiente On-line, vol.2, no.1. ISSN 1982-8470 .
- Dijan-Caporalino, C., Bourdy, G., & Cayrol, J. C. (2004). *Plantas nematocidas y plantas resistentes a los nematodos*. En: *Biopesticidas de origen vegetal*. (Eds. Regnault-Roger, C., Philogene, B. J. R. y Vicent, C.) Mundi Prensa, España. (12): 191-240.
- Divers, M. (2018). *Caracterização da nematofauna em vinhedos no sul do brasil e resistência a Mesocriconema Xenoplax (nematoda: criconematidae) em porta-enxertos*. Tese de Mestrado. Brasil: Universidade Federal de Pelotas. 84 pp.
- Donato, J., & Cortez, V. (2016). Reacción de Babaco , Chamburo y Jigacho micropropagados in vitro al nemátodo nodulador. *Revista enlace, décima cuarta edición, (issn 1390-6976)*., pp. 51–55.
- DRAP. (2018). *Síntesis Agraria*. Puno: Dirección de Estadística Agraria e informática de la Dirección Regional Agraria.
- Dropkin, V. H. (1980). *Introduction to plant nematology*. John Wiley & Sons, EEUU. 216 pp.
- Duncan, L., & Moens, M. (2006). *Migratory endoparasitic nematodes*. 2006. pp. 123-152. In: PERRY, R. N. MOENS, M. Plant Nematology, eds. CABI, UK.
- Duque, B., & Morales, A. (2005). *El aroma frutal de Colombia*. Univ. Nacional de Colombia. 116 pp.
- Eisenback, J. D. & Triantaphyllou, H. H. (1991). *Root-knot Nematodes; Meloidogyne species and races*. In: *Manual of Agricultural Nematology*, W. R. Nickle. Marcel Dekker, New York, 281 – 286 p.
- Eisenback, J. D., Hirschmann, H., Sasser, J. N., & Triantaphyllou, A. C. (1983). *Guía para la identificación de las cuatro especies más comunes del nematodo*

- agallador (Meloidogyne especies). Con una clave pictórica. Traducido por Carlos Sosa Moss. Publicación cooperativa entre: Departamentos de Plant Path. y Gen. North Carol. State . Raleigh, North Carolina. 48 p.*
- Engler, A. (1964). *Syllabus Der Pflanzenfamilien*. . Berlin - Alemania: edic. XII Edit. Gerbrüder Bortrâeger.
- Eraso, D., & Suarez, D. (2008). Chilacuan Vasconcellea cundinamarcensis Badillo. En *Maestría En Ciencias Agrarias* . Universidad de Nariño, San Juan De Pasto.
- Esau, K. (1985). *Anatomía vegetal*. Barcelona: Ediciones OMEGA, s.a. plató 26.
- Espinosa, M., Fuentes, K., Jaraba, J., & Lozano, Z. (2004). Nematodos asociados al cultivo de la papaya (Carica papaya L.) en Córdoba. Colombia. *Temas Agrarios*. 1(9), pp. 13-20.
- Esquivel, A. (1996). Influencia del suelo sobre las poblaciones de nematodos. *X Congreso Naciona/ Agronomico / II Congreso de Sue/o*, pp. 57-61.
- Evans, k., & et al. (1993). *Plant Parasitic Nematodes in Temperate Agriculture*. CAB Internationa, Wallingford, Oxon, UK. 648 pp. .
- Evans, K., Trudgill, D. L., & Webster, J. M. (1998). *Plant Parasitic Nematodes in Temperate Agriculture*.
- Fahn, A. (1985). *Anatomía Vegetal*. Madrid: Ed. Pirámide.
- FAO. (2019). (Organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura). “*Perspectivas mundiales de las principales frutas tropicales*”. Recuperado el 27 de Marzo de 2019, de http://www.fao.org/fileadmin/templates/est/COMM_MARKETS_MONITORING/Tropical_F388_ruits/Documents/Tropical_Fruits_Spanish.2017.pdf.
- Fernández, C., & Quesada, A. (2009). *Nematodos asociados a los cultivos de Costa Rica. Costa Rica*. San José, Costa Rica: MAG. 49 pp. .
- Ferraz, L. B. (2012). *Chave para identificação de gêneros de fitonematoides assinalados no Brasi*.
- Ferraz, L. B., & Monteiro, A. R. (1995). *Nematoides*. In: Bergamin Filho, A.; Kimati, H. & Amorim, L. . Sao Paulo: (eds.). Manual de Fitopatologia: v.1. pp. 168-201.

- Ferraz, S., Freitas, L. G., Lopes, S. E., & Dias-Arieira, R. C. (2010). Manejo sustentável de fitonematoides. Viçosa, MG: Ed. UFV, pp. 63-100.
- Ferris, H. (1999). *Nematode Plant Expert Information System (NEMAPLEX)*. University of California. Recuperado de: <http://plpnemweb.ucdavis.edu>.
- Ferris, H. (2010). Contribution of nematodes to the structure and function of the soil food web. *Journal of nematology*, 42(1), 63.
- Ferris, H., & Matute, M. M. (2003). Structural and functional succession in nematode fauna of a soil food web. *Applied Soil Ecology* 23, 93-110.
- Ferris, H., Venette, R. C., & Lau, S. S. (1997). Dynamics of nematode communities in tomatoes grown in conventional and organic farming systems, and their impact on soil fertility. *Applied Soil Ecology* 3, 161 pp.
- Figueira, A. F., Berbara, R. L., & Pimentel, J. P. (2011). *Estrutura da população de nematoides do solo em uma unidade de produção agroecológica no Estado do Rio de Janeiro, Brasil*. Recuperado el 29 de Mayo de 2019 , de Acta Scientiarum Agronomy, v.33, n.2.
- Flores, Y., Bravo, R., Lima, I., & Machaca, C. (2017). Prospección de Nematodos Fitoparasitos en cultivo de Papa (*Solanum Tuberosum L.*) de la Región Puno. *Revista investigación Altoandina vol.19 no.1*.
- Freckman, D. W. (1988). Bacterivorous nematodes and organic-matter decomposition. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 24, 195–217.
- Freckman, D., & Caswell, E. (1985). The ecology of nematodes in agroecosystems. *Annual Review of Phytopathology* 23, 275-296.
- Freitas, L. G., Neves, W. S., & Oliveira, R. D. (2007). Método em Nematologia Vegetal. In: Alfenas, A.C.; Mafia, R.G. Métodos em fitopatologia. En *Cap. 11* (págs. pp.253-292). MG, Brasil: Universidad Federal de Viçosa, UFV.
- Garambel, A. S. (2017). *Caracterización de Poblaciones del Nematodo del Nódulo de la Raíz (Meloidogyne Spp) de las Zonas Productoras de Café (Coffea Arabica L.) de Puno. Tesis de pre grado*. Puno, Perú: Universidad Nacional del Altiplano.

- García, S., Maya, J. D., Martínez, M., & Reinoso, T. (2015). Xiphinema Americanun Cobb. (nemátodo daga) asociado al Aji (*Capsicum annum* L.) en la Republica Dominicana . *Revista APF*. 4(1), 33-36. .
- Geraert, E. (2010). *Criconematidae of the world: identification of the family Criconematidae (Nematoda)*. Gent: Academia Press.
- Germán, P., & Castaño , Z. (2010). Identificación de nemátodos fitoparásitos en guayabo (*Psidium guajava* L.), en el municipio de Manizales (Caldas). *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 34(130), 117 pp.
- Godoy, R. C., Scotti, C. A., & Bueno, L. A. (2003). A Batata no estado do Paraná.. In Pereira, A. da S., Daniels, J. O cultivo da batata na Regiao Sul do Pais. *Embrapa-Brasil*., PP.. 23-25.
- Goedert, W. J., Schermack, M. J., & Freitas, F. C. (2002). Estado de compactação do solo em áreas cultivadas no sistema de plantio direto. *Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília*, v.37, n.2, 223-227.
- Goeldi, E. X. (1887). *Relatoría sobre a nolestia do cafeeiro na provincia do Rio de Janeiro*. Apparently an advance separate of: Arch. Mus. Nac. Rio de Janeiro 8:7-121.
- Gomes, G., Huang, S., & Cares, J. (2003). Nematode community, trophic structure and population fluctuation in soybean fields. *Fitopatologia Brasileira* 28, 258-266.
- Gómez, M., & Montes, M. (2005). *Manejo de Nematodos Endoparásitos: Proyecciones Futuras*. Recuperado el 21 de Abril de 2019, de n <http://www.fao.org/docs/eims/upload/cuba/1054/cuf0018s.pdf>
- Gonzaga, L., & Lordello, E. (1958). *Nota sôbre o gênero Mononchus de nematódeos predadores*. Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" Universidade de S. Paulo - Piracicaba.

- Gonzaga, V. (2006). *Caracterização morfológica, morfométrica e multiplicação in vitro das seis espécies mais comuns de Pratylenchus filipjev, 1936 que ocorrem no Brasil*. SP: Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias - UNESP, Câmpus de Jaboticabal.
- Gonzales, A., & Franco, J. (1997). Los Nematodos en la producción de semilla de papa. *Manual de capacitación. Fasc. 3.*, pp. 9-97.
- Goulart A., M. C. (2008). *Aspectos gerais sobre nematoides das lesões radiculares (Gênero Pratylenchus)*. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, p. 11-18.
- Goulart, A., Monteiro, A., & Ferraz, L. (2003). Comunidades de nematoides en cerrado com vegetacao orginal preservada o substituida por Culturas. 1. Diversidade trófica. *Nematologia Brasileira V.27, n 2.*, 128-137.
- Grabau, Z., & Vann, C. (2017). Management of Plant-Parasitic Nematodes in Florida Field Corn Production. *UF. IFAS Extension. University of Florida*, pp. 1-8.
- Gravato Nobre, M. G., Von Mende, N., Dolan, L., Schimidit, K. P., Evans, K., & Mulligan, B. (1995). Immunolabelling of cell surfaces of Arabidopsis thaliana roots following infection by Meloidogyne incognita (Nematoda). *Journal of Experimental Botany, Lancaster*, v. 46, pp. 1711-1720.
- Griffiths, B. S., Ritz, K., & Wheatley, R. E. (1994). Nematodes as indicators of enhanced microbiological activity in a Scottish organic farming system. *Soil Use and Management 10*, 20–24.
- Guzmán P., O. A., & Castaño, Z. J. (2012). Identificación de nematodos fitoparásitos en guayabo (Psidium guajava L.), en el municipio de Manizales. Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. 34(130)*, pp. 117-126.
- Guzmán Piedrahita, O., Pastaño Zapat, J., & Villega Estrada, B. (2009). Diagnóstico de enfermedades de plantas de origen biótico. *Revista Agron 17(2)*, pp. 7 -24.
- Guzmán, O. (2011). Importancia De Los Nematodos espiral, Helicotylenchus multicinctus (Cobb) Golden Y H. Dihystera (Cobb) Sher, en Banano Y Plátano. *agron. 19(2)*, pp. 19 - 32.

- Hajizadeh, F., Abdollahi, M., & Karegar, A. (2015). First report of *Tylenchus naranensis* from Iran. : *Iranian Journal of Plant Pathology* 2015 Vol.51 No.2 - Department of Plant Protection, College of Agriculture, Yasouj University, Yasouj, Iran., pp.Pe281-Pe285 ref.2.
- Hernández, E., Carlos, N., Inostroza, L., Byrne, R., Alencastre, A., Peña, M., y otros. (2014). Evaluación Química y Tecnológico-Nutricional de “Papaya de Altura” (*Carica pubescens*). *Ciencia e Investigación* 2014; 17(2):, 88-91.
- Hernández, J., & León, J. (1992). *Cultivos Marginados, Otra Perspectiva de 1492. FAO, España*. Recuperado el 18 de Abril de 2019, de www.rlc.fao.org
- Het, B. A., Belgisch, K., & Voor, N. (1988). Morphometric variability and value of the characters used for specific identification in *Trichodorus* CoBB. pp. 29–44.
- Hickman, p. c., Roberts, L. S., & Parson, A. (1998). *Principios Integrales de Zoología*. McGraw-Hill Interamericana. España, p. 311-320.
- Hooper, D. (1974). *Cephalenchus emarginatus*. *CIH Descriptions of Plant Parasitic Nematode No.35. Set 3*.
- Hugo, H., & Malan, A. (2010). Occurrence and control of plant-parasitic nematodes in irrigation water: a review. *South African Journal for Enology and Viticulture*, 31(2), pp. 169-180.
- Hunt, D. J. (1993). *Aphelenchida, Longidoridae and Trichoridae: Their Systematics and Bionomics*. Wallingford UK.: CAB International.
- Hunt, D. J., & Handoo, Z. A. (2009). *Taxonomy, identification and principal species*. In PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J.L. Root-knot nematodes, Wallingford, UK: CAB International. 2009, p.55-88.
- Hunt, J., & et al. (2005). *The Geology and genesis of iron oxidecopper_gold mineralisation associated with wernecke Breccias, Yukon, Canada*. Unpublished PhD thesis. Townsville, Australia, 120 pp.: James Cook University.
- Ibrahim, S. K., & Perry, R. N. (1993). *Use of esterase patterns of females and galled roots for the identification of species of Meloidogyne*. *Fundamental and Applied Nematology* 16, 187--191.in herbariis kewensibus servata definite. (1.aed.). London, UK.

- Ingham, R. E., Trofymow, J. A., Ingham, E. R., & Coleman, D. C. (1985). Interactions of bacteria, fungi, and their nematode grazers: Effects on nutrient cycling and plant growth. *Ecological Monographs* 55, 119–140.
- Inserra, R. N., Duncan, L. W., Troccoli, A., Dunn, D., Santos, J. M., Kaplan, D., y otros. (2001). *Pratylenchus jaehni* sp. n. from citros in Brazil and its relationship with *P. coffeae* and *P. loosi* (Nematoda: Pratylenchidae). *Nematology* 3:653-665.
- Inserra, R. N., Troccoli, A., Gozel, U., Bernard, E. C., Dunn, D., & Duncan, L. W. (2007). *Pratylenchus hippeastri* n. sp. (Nematoda: Pratylenchidae) from amaryllis in Florida with notes on *P. scribneri* and *P. hexincisus*. *Nematology* 9, pp. 25-42.
- Investigación, C. N. (1989). *Lost Crops of the Incas 1a. Ed.* Washington, D.C.: National Academy Press.
- Iquira, E. (1996). *Inducción de Callos de Carica pubescens linne (papaya arequipeña) Micro propagación de Solanumtuberosum linne (papa) y Ullucus tuberosus linne (ulluku) sobre el Gel del Almidón.* Arequipa - Peru: Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa.
- Jaraba, J. D., Lozano, Z., & Espinoza, M. (2007). Nematodos agalladores asociados al cultivo de la papaya (*Carica papaya* L.) en el departamento de Córdoba, Colombia. *Agronomía colombiana* 1(25), pp.124-130.
- Jaraba, J., Rothrock, S. C., Kirkpatrick, T. L., & Brye, K. R. (2014). «Soil Texture Influence on Meloidogyne incognita and Thielaviopsis basicola and Their Interaction on Cotton,». *Plant Disease*, vol. 98, n° 3, 336.
- Jenkins, W. (1964). *A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil.* *Plant disease reporter*, v. 48, 692.
- Jepson, S. (1987). *Identification of root-knot nematodes (Meloidogyne species).* Maggenti, R. 1981. *General Nematology.* Springer Verlag: CAB International, United Kingdom. 265 p.
- Johnstone, C. (2001). *Parasites and parasitic diseases of domestic animals.* Recuperado el 24 de Mayo de 2019, de <http://cal.vet.upenn.edu>

- Jones, J. T., Haegeman, A., Danchin, E. G., Gaur, H. S., Helder, J., Jones, M. K., y otros. (2013). *Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology*. *Molecular Plant Pathology* 14(9): 946-961p.
- Jones, J. T., Gheysen, G., Fenoll, F., Nicol, J. M., Turner, S. J., Coyne, D. L., y otros. (2011). *Current nematode threats to world agriculture*. In JT Jones, G Gheysen, C Fenoll, eds, *Genomics and Molecular Genetics of Plant-Nematode Interactions*. Springer, Heidelberg, pp 21–43.
- Karssen, G., & Moens, M. (2006). *Taxonomy and Principal General Root-Knot Nematodes*. En: *Plant Nematology* (Perry, R. y Moens, M. Eds). uk: CAB International, Wallingford - Part I, Chapter 3, 60 – 90.
- Kaushal, K. K. (2013). *Plant nematology - Cyst and root knot nematodes*. BIOTECH. BOOKS. New Delhi, 331.
- Khan, A., Sayed, M., & Shaukat, S. S. (2007). Nematodes Associated With Papaya in Sindh (Pakistan). *Sarhad J. Agric. Vol. 23, No. 1*, pp. 145-148.
- Khan, T. A., & Husain, S. I. (1991). Effect of age of Papaya Seedlings on the development of disease complex caused by *Meloidogyne Incognita* and *Fusarium Solani*. *Nematologia Mediterranea. Vol. 19, No. 2*.
- Kirsch, G. V., Kulczynski, M. S., Gomes, B. C., Bisognin, C. A., Gabriel, M., Bellé, C., y otros. (2016). Caracterização de espécies de *Meloidogyne* e de *Helicotylenchus* associadas à Soja no Rio Grande do sul. *NEMATROPICA Vol. 46, No. 2*, 202-203.
- Koenning, S. R., Walters, S. A., & Barker, K. R. (1996). Impact of soil texture on the reproductive and damage potentials of *Rotylenchulus reniformis* and *Meloidogyne incognita* on cotton. *Journal of Nematology, n. 28*, 527-536.
- kuhn, P. R. (2015). *Diversidade da nematofauna em pomares de Videira com sintomas de declínio e agressividade de Mesocriconema xenoplax*. Tese de Mestrado. RS. Brasil: Universidade Federal de Santa Maria.
- Kumar, S. (2009). *Morphological and molecular characterization of root-knot nematode (Meloidogyne spp.) diversity in Fiji*. Thesis MSc in Biology. University of the South Pacific. 119 p. .
- Kumari, S. (2012). *Aphelenchus avenae* (Nematoda: Aphelenchidae) under the rhizosphere of *Brassica napus*. *Helminthologia, 49, 1*, 57 – 59.

- Kyndt , T., Romeijn-Peeters , E., Van Drooge, B., Romero, J., Gheysen, G., & Goetghebeur, P. (2005). Species relationships in the genus *Vasconcellea* (Caricaceae) based on molecular and morphological evidence. *American Journal of Botany* 92(6), pp. 1033–1044.
- Laughlin, C. W., & Lordello, L. E. (1977). Sistemas de manejo de nematóides: relações entre a densidade de população e os danos à planta. *Sociedade Brasileira de Nematologia*, 2, 15-24.
- Laughlin, C. W., & Lordello, L. G. (1977). *Sistemas de manejo de nematoides: Relações entre a densidade de população e os danos à planta*. II Reunião de Nematologia, 15-24.
- Lavelle, P., & Spain, A. V. (2001). *Soil Ecology*. Netherlands: Kluwer. 654 p.
- Leguízamo, C., & Parada , J. (2008). Nematodos del suelo en el sistema maíz–soya y en hábitats naturales adyacentes de la Altillanura colombiana (Meta). *Revista Corpoica – Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 9(1), 61-65.
- Lima Medina, I. (2018). *Nematodos parásitos de plantas, Cap. XII Practicas de laboratorio en Nematologia Agrícola*. Editorial. G y S impressores. Pg. 553 - 565.
- Linné von, C. (1753). *Species plantarum, exhibentes plantas rite cognitatas ad genera relatas, cum differentiis specificis, nominibus... Secundum systema sexuale digestas... ; tomus II*. Suecia: IMPRESIS LAUREENTII SALVII.
- Loof, & De Grisse. (1989). Nematoda: Criconematidae. *Journal of Nematode Morphology and Systematics, Jaén, v. 1, n. 1*, pp. 47-56.
- Loof, p. a. (1990). *The family Pratylenchidae Thorne, 1994*. In: Nickle, W.R. New York: (Ed.). Manual of agricultural nematology. pp.363 – 421.
- Lopes, E. A., & Ferraz, S. (2016). *Diagnose de Fitonematoides*. I.S.B.N.: 978-85-7625-339-6.
- Luc , M. R., Sikora, & Bridge, J. (2005). *Plant Parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. 2nd Edition. p.871.
- Luc, M., Hunt, D. J., & Machon, J. E. (1990). *Morphology, anatomy and biology of plant parasitic nematodes - a synopsis*. *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. Londres, Inglaterra.: Cab International. pp.1-44.

- Machado, A. Z., Beluti, D. B., Inomoto, M. M., Silva, R. A., & Serrano, M. S. (2006). Avaliação de danos causados por *Pratylenchus brachyurus* a algodoeiro. *Fitopatologia Brasileira, Brasília*, v. 31, n. 1, pp. 11-16.
- Maggenti, A. R. (1991). *Nemata: Higher classification*. In: NICKLE, W. R. . (ed.). Manual of agricultural nematology. New York: Marcel Dekker, Inc., p. 147-187.
- Mahale, A. (2015). *Introductory Nematology*. K. K. College of agriculture, nashik, Department of Agricultural Entomology.
- Mai, W. F. (1975). *Pictorial Key to Genera of Plant-Parasitic Nematodes*. 4a ed., Cornell University Press.
- Mai, W. F., & Abawi, G. S. (1978). *Determining the cause and extent of apple, cherry, and pear replant diseases under controlled conditions*. *Phytopathology* 68:1540-1544.
- Mai, W. F., Merwin, I. A., & Abawi, G. S. (1994). Diagnosis, etiology and management of replant disorders in New York cherry and apple disorders. *Acta Horticulturae* 363, pp. 33-41.
- Mai, W., & Mullin, P. (1996). *Plant parasitic nematodes Apictorict key to genera*. Fifth. ed. Comstock Publishing Association a Division of Cornell University Press, 277p.
- Mankau, R., & Mankau, S. K. (1963). *The role of mycophagous nematodes in the soil. I. The relationships of Aphelenchus avenae to phytopathogenic soil fungi. Ina "Soil Organisms.Proceedings of the Coloquiun on Soil Fauna' Soil Microflora and Their Relationships. Oosterbeek; The Netherlands, J. Doeksen and J. Van Der Drift (eds.), North-Holland, Amsterdam- pp. 27I-28O.,*
- Martínez, J., Díaz , T., Allende, R., Ortiz, J., García, R., & Carrillo, J. (2014). Nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de papaya (*Carica papaya* L.) en Colima, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas Vol.5 Núm. 2*, p. 317-323.
- Martins, D. S., & Costa, A. S. (2003). *A Cultura do Mamoeiro: Tecnologias de Produção*. Recuperado el 14 de Marzo de 2019, de <https://biblioteca.incaper.es.gov.br/digital/bitstream/item/924/1/Livro-A-Cultura-do-Mamoeiro-1.pdf>

- Matos, D. S., Pedrosa, E. R., Guimarães, L., Silva, C. M., & Barbosa, N. R. (2011). Relações entre a nematofauna e atributos químicos de solo com vinhaça. *Nematropica*. v.41, 1-9.
- Mayta, M. (2017). *Caracterización Isoenzimática y Distribución del Nemátodo del nódulo de la Raíz (Meloidogyne spp.) en el Cultivo de Café (Coffea Arábica L.) en San Juan del Oro sandia. Tesis de pregrado*. Puno, Perú: Universidad Nacional del Altiplano.
- Medina, A., Ramis, C., Rodríguez, D., & Vegas, A. (2010). Variabilidad genética del germoplasma de algunas especies de los géneros *Carica* y *Vasconcellea* (Caricaceae) con el uso de marcadores RAPD. *Rev. Fac. Agron. (UCV)* 36(3), pp. 116-124.
- Menzel, R. (1920). *Über freilebende Nematoden aus der Arktis. Festschriften zur Feier des 60. Geburtstages von Friedrich Zschokke*. Basel (Kober C.F. Spitters Nachf.), 17: 1-15.
- Micoletzky, H. (1922). *Die freilebenden Erd-Nematoden*. *Arch.Naturgesch.* 87 (8-9): 1-650, figs. 1-55 n.1950 - *General structure of nematodes*. Em "An introduction to Nematology", de B.G. Chitwood e M.B. Chitwood, Monumental Printing Co. Estados Unidos, pp. 7-12, figs. 4-9.
- MINAG. (2018). *Boletín estadístico del Sector Agrario, Puno – Perú*. Ministerio de Agricultura, Dirección Regional de Agricultura Puno.
- MINAGRI. (2018). *Anuario Estadístico de la Producción Agrícola y Ganadera*. Puno: Ministerio de Agricultura. Y Riego. MINAGRI / DGESEP / DEA, Pag. 67.
- Mulvey, R. H., & Anderson, R. V. (1979). *Benthic species of Dorylaimus, Dujardin, (nematode: Dorylaimidae) and Arcti dorylaimus n. gen. from the Mackenzietories, Canada*. *Can, J. Zool.*, 57, 743 – 755.
- Muñoz, N. L. (2011). *Efecto del tipo de suelo, la concentración de materia orgánica y la incorporación de un hidrogel en la infestación de Meloidogyne hapla Chitwood, 1949*. Universidad Austral de Chile.

- Navia, J., Barrios, E., & Sanchez, M. (2006). Efecto de aportes superficiales de biomasa vegetal en la temperatura, humedad y dinámica de nematodos en el suelo en época seca en Santander de Quilichao (Departamento del Cauca). *Acta Agron., Volumen 55, Número 2*, 9-14.
- Neher, A. D., & Campbell, C. L. (1994). *Nematode communities and microbial biomass in soils with annual and perennial crops. Applied Soil Ecology v.1, n.1, p.17-28.* Recuperado el 30 de Mayo de 2019, de <<http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/0929139394900205>>. 17 Jul. 2011. doi:10.1016/0929-1393(94)90020-5.
- Neill, D., & Ulloa, C. (2011). *Adiciones a la Flora del Ecuador: Segundo Suplemento, 2005-2010.* Quito, Ecuador: Fundación Jatun Sacha.
- Neilson, R. (2005). *Nematode ecology; a current perspective.* Piracicaba/SP: In: Congreso Brasileiro De Nematologia, 25, Piracicaba: SBN, p.18-23.
- Nickle, W. (1991). *Manual of agricultural Nematology.* Marcel Dekker, Inc., New York, U.S.A.
- Nicol, J., Turner, S., Coyne, D., Den Nijs, D., Sue, H., & Tahna, M. (2011). *Current Nematode Threats to World Agriculture in: Genomics and Molecular Genetics of Plant-Nematode Interactions.* Springer, pp.21-43: DOI - 10.1007/978-94-007-0434-3_2.
- OEEE-MINAG. (2018). *Oficina de Estudios Económicos y Estadísticos, Ministerio de Agricultura, Series Históricas de Producción Agraria, Compendio Estadístico.* Recuperado el 15 de Marzo de 2019, de <http://frenteweb.minag.gob.pe/sisca>
- Oliveira, A. M., & Caldas, R. C. (2004). Produção do mamoeiro em função de adubação com nitrogênio, fósforo e potássio. *Revista Brasileira de Fruticultura 26. Jaboticabal - SP, v. 26, n. 1*, pp. 160-163.
- Olowe, T., & Corbett, D. (1984). Morphology and morphometrics of *pratylenchus brachyurus* and *pratylenchus zeae* 2. Influence of environmental factors. *Indian Journal of Nematology 14(1)*, 6-17.
- Onkendi, E., Kariuki, G., Marais, M., & Moleleki, L. (2014). The threat of root-knot nematodes (*Meloidogynespp.*) in Africa: a review. *Plant Pathology 63*, PP. 727–737: Doi: 10.1111/ppa.12202.

- Palomares-Rius, J. E., Cantalapiedra-Navarrete, C., & Castillo, P. (2014). Cryptic Species in: Plant-parasitic nematodes. *nematology* 16(10), pp. 1105-1118.
- Peña, M., Olivares, N., Rodríguez, M., Peña-Rivera, L., Cobas, A., Cervera, G., y otros. (2018). Nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de la caña de azúcar (*saccharum officinarum*) En la provincia guantánamo, Cuba. *Cultivos Tropicales*, vol 39, No 1, pp. 7-14.
- Perera, M. R., Flores, V. R., & Jones, M. G. (2008). First record of infection of Papaya trees with root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) in Australia. *Australasian Plant Disease Notes*, 2008, 3, pp. 87--88.
- Perry, R., & Moens, M. (2006). *Plant nematology*. London: CAB International.
- Perry, R., & Moens, M. (2013). *Plant Nematology 2nd edition*. Printed and bound by Gutenberg Press Ltd, Tarxien, Malta, 542 pp.
- Perry, R., Moens, M., & Starr, J. (2009). Root knot nematodes. *CAB International*, 480 pp.
- Pisan Sirithorn, A. H. (1995). *Root-knot nematodes of papaya in northeast Thailand [1995]*. Recuperado el 25 de Marzo de 2019, de <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=TH2001000084>
- Pisco, P. R., & Díaz Garro, Y. A. (2006). *Evaluación de las diferentes especies de nematodos presentes en suelos sometidos a distintos sistemas de manejo en un andisol en el municipio de marinilla. Medellín*. Colombia: 20.
- Poinar Jr, G. O. (1983). *The natural history of nematodes*. New Jersey: Prentice-Hall.
- Poisson, R. (1976). "Tipo Nematelmintos", en PP, Grassé, RA. Poisson y O. Tuzet (eds.), *Zoología I, Invertebrados*. Toray-Masson, Barcelona. 277-293 p.
- Popovici, L., & Ciobanu, M. (2000). Diversity and distribution of nematode communities in grasslands from Romania in relation to vegetation and soil characteristics. *Applied Soil Ecology* 14(1), 27-36.
- Powers, T. (2004). Nematode Molecular Diagnostics: From Bands To Barcodes. *Annual Reviews Phytopathology*. 42, 67 – 83 pp.
- Powers, T. O., Mullin, P., Higgins, R., Harris, T., & Powers, K. S. (2016). Description of *Mesocriconema ericaceum* n. sp. (Nematoda: Criconematidae) and notes on other

- nematode species discovered in an ericaceous heath bald community in Great Smoky Mountains National Park, USA. *Nematology* , 879-903.
- Powers, T., Harris, T., Higgins, R., Mullin, P., & Powers, K. (2018). Discovery and Identification of Meloidogyne Species Using COI DNA Barcoding. *JOURNAL OF NEMATOLOGY - Issue 0 / Vol. 0*, pg. 10.
- Rahman, F., Jairajpuri, S., & Ahmad , I. (1985)). Two new species of the genus Trichodorus Cobb, 1913 (Nematoda : Dorylaimida) from India. *Revue Nématol.*, 8 (2), 103-107.
- Raski, D. J. (1952). On the morphology of Criconemoides Taylor, 1936 with descriptions of six new species (Nematoda: criconematidae). *Helminthological Society*, v. 19, n.2., p85-99, 1952. .
- Ravichandra, N. (2014). *Horticultural Nematology*. Bangalore, Karnataka, India.: DOI 10.1007/978-81-322-1841-8.
- Reay, F., & Davies, K. (1998). The Genus Ogma (Criconematidae - Nematoda) in Australia. *Australasian Plant Pathology* , 27: 131-162.
- Reddy, R. S., & Nagesh, M. (2016). Occurrence of Meloidogyne incognita Infecting Papaya. *Indian Journal of nematology*.
- Revelo, J., Casco, C., Castillo, N., Sandoval, A., Sanchez, G., Lomas, L., y otros. (2009). Nematodo del rosario de la raíz (Nacobbus aberrans) y nematodo del nudo de la raíz (*Meloidogyne incognita*): epidemiología, importancia y pertinencia de desarrollar un sistema de manejo integrado para optimizar su control en tomate de mesa en el valle de. *INIAP- Universidad Técnica del Norte*. Boletín Técnico 129. Ibarra Ec. 74 p.
- Ricci, M. F., Almeida, M. A., Fernandes, R. D., Ribeiro, & Catanheide, M. S. (2004). Efeitos da solarização do solo na densidade populacional da tiririca e na produtividade de hortaliças sob manejo orgânico. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, n. 35, 129-135.
- Rios, A. (1981). *Efecto de la textura, materia orgánica y humedad del suelo, en la infestación de Meloidogyne sp. En el cultivo de la cocona en Tingo María. Tesis pre de grado*. UNAS-TM. Perú. 72 p.

- Ritzinger, C. S., Fancelli, M., & Ritzinger, R. (2010). Nematóides: bioindicadores de sustentabilidade e mudanças edafoclimáticas. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v.32, n.4, 1289-1296.
- Rivera, G. (2007). *Conceptos Introductores a la Fitopatología*. San José Costa Rica. Recuperado el 10 de Abril de 2019, de http://books.google.com.gt/books?id=xpTHXEWG_t8C&pg
- Robinson, A. F. (2002). Plant Resistance to Parasitic Nematodes: Reniform nematodes: *Rotylenchulus* species. In: STARR, J. L.; COOK, R.; BRIDGE, J. (eds.). *CABI Publishing*, pp.153-173.
- Rodriguez-Kabana, R. G., Morgan-Jones, & I. Chet. (1987). Biological control of nematodes soil amendments and microbial antagonists. *Plant and Soil* n. 100, 237-247.
- Roman, J. (1978). *Fitonematología tropical*. Universidad de Puerto Rico. Estación Experimental Agrícola Río Piedras. P.R.O. 256 pp.
- Rossi, C. E., & Ferraz, C. L. (2005). Fitonematóides das Superfamílias Criconematoidea e Dorylaimoidea Asociados a Fruteiras de Climas Subtropical e temperado nos estados de Sao Paulo e Minas Gerais. *Nematologia Brasileira*, Vol. 29(2), 183-192.
- Ruppert, E. E., & Barnes, R. D. (1996). *Zoología de los Invertebrados*. Ed. McGraw-Hill Interamericana. 6ta. Edición. Mexico, D.F., p. 208-304.
- Salvatierra-González, M. A., & Jana-Ayala, C. (2016). Floral expression and pollen germination ability in productive mountain papaya (*Vasconcellea pubescens* A.DC.) orchards. *Chilean Journal of Agricultural research* 76(2) APRIL-JUNE, 138-139.
- Sánchez, I. (1994). *Andean Fruits*. En: *Neglected Crops: 1492 from a Different Perspective*. Eds. H. Bermejo y J. León. Plant production and Protection Series No 26. FAO, Roma, pp 181-191.
- Sasser, J. N., & Carter, C. C. (1985). *An Advanced Treatise on Meloidogyne*. Vols 1 and 2. Raleigh, North Carolina: North Carolina State University.

- Sasser, J., & Fackman, D. (1987). *A World perspective on Nematology: the role of the society*. In: Veech JA, Dickson DW (eds) *vistas on nematology: a commemoration of the 25th anniversary of the society of nematologists*. Society of nematologists, Lakeland, FL., 1987, pp. 7-14.
- Scheldeman, X., kyndt, T., & Coppens, G. (2011). *Vasconcellea*. Chittaranjan Kole Ed. *Wild Crop Relatives: Genomic and Breeding Resources: Tropical and Subtropical fruits*. Editorial Springer, 1a. edición.
- Schereck, R. C., Vieira, D. S., Morais, M., Santos, M. S., Duyts, H., Freitas, H., y otros. (2010). First record of *Helicotylenchus varicaudatus* Yuen, 1964 (nematoda: Hoplolaimidae) parasitizing *Ammophil aarenaria* (L.). *Phytopathology Mediterranean* , 49-212.
- Schnurer, J. L., Clarholm, M., Bostrom, S., & Rosswall, T. (1986). Effects of moisture on soil microorganisms and nematodes: A field experiment. *Microbial Ecology*. 12, 217-230.
- Seinhorst, J. W. (1970). Dynamics of population of plant parasitic nematodos. . *Anual review Review of Phytopathology*: , 131 – 156.
- SENAMHI. (2019). *Servicio nacional de meteorología e hidrología*. SENAMHI órgano oficial y rector del sistema hidrometeorológico nacional al servicio del desarrollo socio económico del país.
- Sharma, R. D., Silva, D. B., & Castro, L. R. (1993). *Efeito de Helicotylenchus dihyстера sobre trigo e ervilha cultivados em solos provenientes de três sistemas de preparo*. *Nematologia Brasileira* 17: 85-95.
- Siddiqi, M. R. (2000). *Tylenchida Parasites of Plants and insects*. Wallingford, UK.: CABI publishing. CAB Internacional, 645 pp.
- Siddiqi, R. M., Handoo, A. Z., & Chitwood, J. D. (2015). On the identity of *Mononchus digiturus* Cobb, 1893, *Mononchus minor* Cobb, 1893, *Mononchus trionchus*. *International Journal of Nematology*, Vol. 25, No 1. pp. 77-89.
- Silva, G., Barrozo, K., Silva, M., Peixoto, A., Moura, N., & Castro, J. (2016). Prospecção de nematoides em hortas do município de Petrolina-pe . *Embrapa; UNEB*.
- Sohlenius, B., & Boström, S. (2001). Annual and long term fluctuations of the nematode fauna in a Swedish Scots pine forest soil. *Pedobiologia* 45, 408–429.

- Sosa, & Moss, C. (1985). *Report on the status of Meloidogyne research in México, Central América and the Caribbean countries*. En: Bartker, K.; Carter, C. y Sasser, J. (Ed). *An advanced treatise on Meloidogyne . Vol. I. Methodology*. North Carolina State University Graphics, pp.327-346.
- Stanton , J. M., Hugll , A., & Moritz, C. (1997). *Nucleotide polymorphisms and an improved PCR-based mtDNA diagnostic for parthenogenetic root-knot nematodes (Meloidogyne spp.)*. *Fundamental and Applied Nematology* 20, 261--268.
- Steinberger, Y., & Sarig, S. (1993). Response by soil nematode populations in the soil microbial biomass to a rain episode in the hot, dry Negev Desert. *Biology and Fertility of Soils* 16, 188–192.
- Steiner, G., & Helen Heinly. (1922). The possibility of control of *Heterodera radiculicola* and other plant-injurious nemas by means of predatory nemas, especially by *Mononchus papillatus* Bastian. *Jour. Wash. Acad. Sci* 12.
- Suárez, H., & Rosales, L. (2004). Problemas nematológicos en musáceas. . *Revista Digital CENIAP HOY* Número 6.
- Tahseen, O. (2009). *Description of Mononchus intermedius sp . n . (Mononchidae : Nematoda) with discussion on its variability*.
- Talavera, M. (2011). *Detección, extracción y diagnóstico de nematodos fitoparásitos*. España: Phytoma, pp. 41-59.
- Tapia, M. (2000). *Cultivos Andinos Subexplotados y su Aporte a la Alimentación*, FAO, Segunda Edición, Santiago Chile. Recuperado el 05 de Abril de 2019, de www.rlc.fao.org
- Taylor, A., & Sasser, J. (1983). *Biología, identificación y control de los nematodos del nódulo de la raíz. Proyecto internacional de Meloidogyne*. Estados Unidos: Artes gráficas de la Universidad de Carolina del Norte. 109 pp.
- Teixeira da Silva, J. (2014). Callus induction in papaya (*Carica papaya* L.) and synseed production for low temperature storage and cryopresevation. *Polish Society for Horticultural Science*. 26(2)., pp. 155-162.

- Theberge, R. L. (1985). Common African Pests and Diseases of cassava, Yam, Sweet Potato and Cocoyam. *International Institute of Tropical Agriculture (IITA)*, Ibadan, Nigeria, 107 pp.
- Thorne, G. N. (1961). *Principles of Nematology*. McGraw-Hill. New York. 553 p.
- Tihohod, D. (1993). Nematologia agrícola aplicada. *Jaboticabal, FUNEP*.
- Tihohod, D. (2000). *Nematologia agrícola aplicada, 2.ed. rev. amp. Jaboticabal: Funep, 473 p.*
- Tomazini, M. D. (2008). *Caracterizacao das comunidades de nematoides em mata nativa e áreas contiguas submetidas a diferentes tipos de uso agrícola em Piracicaba (SP). Tese de Doutorado*. Escola superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de Sao Paulo.
- Tomazini, M. D., Ferraz, L. C., & Monteiro, A. (2008). *Estrutura trófica e índices de maturidade de comunidades de nematoides em áreas contíguas de vegetação natural e submetidas a diferentes tipos de uso agrícola. Nematologia Brasileira, v.32, n.2, p.220-230.*
- Torrado, J. M., & Castano, Z. J. (2009). Incidencia de nematodos en plátano en distintos estados fenológicos. *Agron. colomb. vol.27, n.2, 237-244.*
- Torres, E. (2016). *Tylenchus*. *Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro*. Recuperado el 17 de Abril de 2019, de <https://prezi.com/qcvhul6uqo7o/tylenchus/>
- Torres, G., Sales-Junior, R., Houllou, L., & Negreiros, A. (2015). Nematóide das lesões associado a mudas de mangueira em ASSU-RN. *Revista Caatinga, Mossoró, v. 28, n. 4, 135 – 141.*
- Townshend, J., Potter, J., & Willis, C. (1978). *Ranges of Distribution of Species of Pratylenchus in Northeastern North America*. Florida, USA: Canadian Plant Disease Survey 58:80-82. University of Florida. 945 pp.
- Triantaphyllou, A. C., & Hirschmann, H. (1980). *Cytogenetics and morphology in relation to evolution and speciation of plant-parasitic nematodes*. *Annual Review of Phytopathology* 18:333-359.
- Trindade et al. (2000). MAMÃO – Produção. Aspectos técnicos. *Série Frutas do Brasil, 3 Copyright © 2000 Embrapa/MA.*

- Uysal, G., Sögüt, M. A., & Elekcıođlu, I. H. (2017). Identification and distribution of root-knot nematode species (*Meloidogyne* spp.) in vegetable growing areas of Lakes Region in Turkey. *Türk. entomol. derg.* 41 (1): 105-122, 116.
- Uzma, Nasira, Firoza, & Shahina. (2015). "Review of the genus *Helicotylenchus* Steiner, 1945 (Nematoda: Hoplolaimidae) with updated diagnostic compendium". *Pakistan Journal of Nematology*, Vol. 33(2), 115-160 .
- Vallenas, M. (2013). *PAPAYA. Manual Tecnico Para La Produccion Orgánica de Papaya Andina*. Puno, Perú: Gobierno Regional.
- Ventura, et. al. . (2003). Manejo das doenças do mamoeiro. In: Martins, D. dos S.; Costa, A. de F. S. *A cultura do mamoeiro: 33 tecnologias de produção.*, p p. 229-308.
- Vera, N. (2014). "Técnica molecular de pcr para identificar las principales especies de *Meloidogyne* spp. en poblaciones provenientes de Lima Perú". En *Tesis para optar el grado de Magister Scientiae en Fitopatología* (pág. 109 pp.). Lima, Perú: UNAM. p 17.
- Verdejo-Lucas, S., & Castillo, P. (2011). *Nódulos en las raíces de tomate (Meloidogyne spp.)*. En: *Enfermedades causadas por nematodos fitoparásitos en España*. (Eds. Andrés-Yeves, M.F.A. y Verdejo-Lucas) Phytoma, España pp. 143-154.
- Vicente, T. S. (2011). Estabilidade de agregados em relações de atributos do solo com a nematofauna em áreas de cultivo de cana-de-açúcar. *Recife: UFRPE*, 84.
- Viglierchio, D. (1991). The world of nematodes. *Agriculture and Environmental Science*, 266. pp.
- Villenave, c., Cadet, P., Planchon, O., Esteve, M., & Lapetite, J. (2003). *Transport of free-living nematodes by runoff water in a Sudano-Sahelian Area*. *Applied Soil Ecology* 23: 85-91.
- Volcy, C. (1998). *Algunas Especies De Nematodos Criconematides En Suelos Cultivados En Antioquia, Colombia*. *Fac. Nal. Agr. Medellin*, 51(2), 215–234.
- Vovlas , N., & Sharma, R. (1989). Two new mecies of *Discocriconernella* (Nematoda : biconematidae) from Brazil. *Revue Ne‘matol.* 12 (3), 277-283.
- Vovlas, N. (1992). Taxonomy of *Discocriconemella* (Nematoda: Criconematoidea) with a Redescription of *D. mauritiensis*. *Journal of Nematology* 24(3), pp. 391-398.

- Vovlas, N., & Lamberti, F. (1997). Description of *Discocriconemella uruguayensis* n.sp. (Nematoda : Criconematidae). *Nematol.*, 20 (3), 229-232.
- Vovlas, N., Ferraz, & Dos Santos, J. (1989). Description of *Discocriconemella mineira* n. sp. and *D. degrissei* Males from Brazil. *Journal of Nematology* 21(3), 335-341.
- Vovlas, N., Torres, C. E., & Ciancio, E. (1990). Criconema tids from Peru with a description of *Ogma andense* sp. n. *Nematol. medit*, 18: 243-252.
- Wallwork, J. A. (1970). *Ecology of soil animals*. London: McGraw-Hill. Washington. D.C.: National Academy Press.
- Wasilewska, L. (1998). Soil invertebrates as bioindicators, with special reference to soil inhabiting nematodes. *Russian Journal of Nematology* 5(2), 113-126.
- Weischer, B., & ; Brown, D. J. (2000). *An Introduction to Nematodes: General Nematology: A Student's Textbook*, Pensoft Publishers. Sofia, Bulgaria. p: 50-51.
- Wharton, D. A. (1986). *A functional biology of nematodes*. London, Reino Unido, 192 pp.: Croom Helm.
- Whitford, W. G., Freckman, D. W., Santos, P., Elkins, N. Z., & Parker, L. W. (1982). *The role of nematodes in descomposition in desert ecosystems*. In FRECKMAN, D. W. (ed.). *nematodes in soil ecosystems*. Austria: University of Texas Press, pp. 98–116.
- Yeates, G. (1981). *Populations of nematode genera in soils under pasture. IV. Seasonal dynamics at five Nôrth Island sites*. New Zealand JournaT of agricuTturaT Research 242 IO7-12I.
- Yeates, G. W. (1991). Impact of historical changes in land use on the soil fauna. New Zeland. *Journal of Ecology*, 15, 99-106.
- Yeates, G. W. (1998). *Feeding in free-living soil nematodes; a funtional approach*. In: PERRY, R. N.; WRIGHT, D. J. (eds.). *The physiology and Biochem, of free-living and plant—parasitic nematodes*. Wallingford:: CABI, pp.245-69.
- Yeates, G., Bongers, T., de Goede, R., Freckman, D., & Georgiev, S. (1993). Feeding Habits in Soil Nematode Families and Genera--An Outline for Soil Ecologists. *Journal of Nematology* 25(3), pp. 315-331.

Yokoo, T. (1964). *On the stubby root nematodes from the Western Japan*. Agric. Bull. Saga Univ. 20 : 57-62.

Zuckerman, B. M. (1983). Hypotheses and possibilities of intervention in nematode chemoresponses. *Journal of Nematology* 15, 173-183.

ANEXOS

Anexo 1:

Datos meteorológicos

"SENAMHI ORGANO OFICIAL Y RECTOR DEL SISTEMA HIDROMETEOROLOGICO NACIONAL AL SERVICIO DEL DESARROLLO SOCIO ECONOMICO DEL PAIS"												
ESTACION:	CO. 114096	LATITUD	14°29'20,1"	DEPARTAMENTO	PUNO							
		LONGITUD	69°32'56,4"	PROVINCIA	SANDIA							
	CUYO CUYO	ALTITUD	3414	DISTRITO	CUYO CUYO							
PARAMETRO : PROMEDIO MENSUAL DE TEMPERATURA MAXIMA EN °C												
AÑO	ENE.	FEB.	MAR.	ABRL.	MAY.	JUN.	JUL.	AGOT.	SET.	OCT.	NOV.	DIC.
2018	17.0	16.0	17.0	17.0	17.0	17.0	16.7	17.2	18.0	18.0	18.0	17.5
2019	16.5											
PARAMETRO : PROMEDIO MENSUAL DE TEMPERATURA MINIMA EN °C.												
AÑO	ENE.	FEB.	MAR.	ABRL.	MAY.	JUN.	JUL.	AGOT.	SET.	OCT.	NOV.	DIC.
2018	11.0	11.0	10.0	9.0	7.0	4.7	4.0	5.2	7.3	9.6	10.6	11.0
2019	11.0											
PARAMETRO : PRECIPITACION TOTAL MENSUAL EN MM.												
AÑO	ENE.	FEB.	MAR.	ABRL.	MAY.	JUN.	JUL.	AGOT.	SET.	OCT.	NOV.	DIC.
2018	97.9	151.7	137.9	32.9	2.2	30.7	34.0	36.9	18.1	55.1	41.8	50.0
2019	116.2											
PARAMETRO : HUMEDAD RELATIVA EN %												
AÑO	ENE.	FEB.	MAR.	ABRL.	MAY.	JUN.	JUL.	AGOT.	SET.	OCT.	NOV.	DIC.
2018	89	89	89	9	90	89	88	88	89	89	88	89
2019	89											
RCC.												
INFORMACION PROCESADA PARA : GROVER BAILON CORNEJO CONDORI (TESISTA)												
Puno, 07 de Mayo de 2019												

ESTACIÓN: CO. 110043

Región: Puno **Provincia:** Sandia **Distrito:** San Juan del Oro

Latitud: 15°13'00" **Longitud:** 69°09'24,7" **Altitud:** 1385 m.s.n.m

Máximas y mínimas

Año	ENE.	FEB.	MAR.	ABR.	MAY.	JUN.	JUL.	AGO.	SET.	OCT.	NOV.	DIC.
2018	30.2	29.7	28.1	27.8	26.1	25.2	26.8	29.4	30.0	28.8	29.0	28.9
2019	16.5											

Año	ENE.	FEB.	MAR.	ABR.	MAY.	JUN.	JUL.	AGO.	SET.	OCT.	NOV.	DIC.
2018	17.9	17.1	17.4	16.9	16.0	14.7	14.0	13.8	14.6	15.6	16.5	16.6
2019	11.0											

ESTACIÓN: CO. 114096

Región: Puno **Provincia:** Sandia **Distrito:** Cuyocuyo

Latitud: 14°29'20,1" **Longitud:** 69°32'56,4" **Altitud:** 3414 m.s.n.m

Máximas y mínimas

AÑO	ENE.	FEB.	MAR.	ABRIL	MAY.	JUN.	JUL.	AGOT.	SET.	OCT.	NOV.	DIC.
2018	17.0	16.0	17.0	17.0	17.0	17.0	16.7	17.2	18.0	18.0	18.0	17.5
2019	16.5											

AÑO	ENE.	FEB.	MAR.	ABRIL	MAY.	JUN.	JUL.	AGOT.	SET.	OCT.	NOV.	DIC.
2018	11.0	11.0	10.0	9.0	7.0	4.7	4.0	5.2	7.3	9.6	10.6	11.0
2019	11.0											

Datos de temperatura interpolados linealmente

Máximas y mínimas

Año	ENE.	FEB.	MAR.	ABR.	MAY.	JUN.	JUL.	AGO.	SET.	OCT.	NOV.	DIC.
2018	24.2	23.9	23.4	22.8	21.0	19.8	20.2	18.2	20.3	21.0	22.0	23.0
2019	24.0											

Año	ENE.	FEB.	MAR.	ABR.	MAY.	JUN.	JUL.	AGO.	SET.	OCT.	NOV.	DIC.
2018	13.0	12.1	11.1	11.3	10.3	8.8	8.3	7.1	10.0	9.0	11.0	11.0
2019	12.9											

Anexo 2: Análisis de suelo



Grupo Nativa Exteriores
Naturaleza Tierra Vida y Armonía
LABORATORIO DE AGUAS Y SUELOS



ANALISIS DE FERTILIDAD DE SUELOS

PROCEDENCIA : SECTOR SANDIA. DIST. SANDIA PROV. SANDIA. REGIÓN - PUNO
 INTERESADO : GROVER BAILON CORNEJO CONDORI
 MOTIVO : ANALISIS DE FERTILIDAD
 FECHA RECEPCION : 07/03/2019
 FECHA DE ANALISIS : 09/03/2019

# ORD	CLAVE DE CAMPO	ANALISIS MECANICO			CLASE TEXTURAL	CO ₂ %	M.O.%	N TOTAL %
		ARENA %	ARCILLA %	LIMO %				
01	APABUCO	41	30	29	Franco-arcillo arenoso	0.00	5.10	0.11
02	LAQUEQUE	50	29	21	Franco Arcillo Arenoso	0.00	4.90	0.15
03	TUANA	26	18	56	Franco limoso	0	3.90	0.14
04	MORORIA	30	33	37	Franco arcilloso	0	5.40	0.19
05	CCAPUNA	35	36	29	Franco arcilloso	0	4.30	0.15
06	QUIACA AYLLU	46	18	36	Franco	0	4.80	0.18
07	ARICATO	35	33	32	Franco arcilloso	0	5.20	0.14
08	QUENEQUE	52	28	20	Franco Arcillo Arenoso	0	5.40	0.13

# ORD	pH	C.E mS/cm	C.E(e) mS/cm	ELEMENTOS DISPONIBLES		CATIONES CAMBIABLES					CIC me/100g	S B %
				P ppm	K ppm	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	Al ³⁺		
01	5.60	0.55	1.45	8.90	160	NC	NC	NC	NC	0.00	NC	NC
02	5.90	0.29	1.45	5.90	190	NC	NC	NC	NC	0.00	NC	NC
03	6.10	0.57	2.85	10.15	199	NC	NC	NC	NC	0	NC	NC
04	5.80	0.49	2.45	12.0	260	NC	NC	NC	NC	0.00	NC	NC
05	6.00	0.31	1.55	8.20	170	NC	NC	NC	NC	0	NC	NC
06	6.10	0.51	2.55	11.61	283	NC	NC	NC	NC	0	NC	NC
07	5.90	0.28	1.40	9.03	195	NC	NC	NC	NC	0	NC	NC
08	4.90	0.21	1.05	8.02	180	NC	NC	NC	NC	2.15	NC	NC

- NC = No Corresponde
- ArA = Arcillo Arenoso
- AF = Arena Franca
- FArA = Franco Arcillo Arenoso
- CIC = Capacidad de intercambio catiónico
- N = Nitrogeno total
- K⁺ = Potasio combinable
- A = Arena
- Ca²⁺ = Calcio combinable
- Na⁺ = Sodio combinable
- C.E (e) = Conductividad eléctrica del extracto
- Al³⁺ = Aluminio cambiab
- CO3 = Carbonatos
- me = Miliequivalente
- FA = Franco arenoso
- M.O = Materia orgánica
- P = Fostoro disponible
- K = Potasio disponible
- C.E. = Conductividad eléctrica
- SB = Saturación de bases
- Mg²⁺ = Magnesio cambiabile
- mS/cm = milisiemens por centimetro

Ms. C. Juan Carlos Luna Quecaño
INGENIERO AGRONOMO
CIP. N°200776

Oficina Jirón Huallaga N° 142 Barrio manto Nueva Esperanza Puno
 Teléfono 054 631105 Movistar RPM 951609025 Claro RPC 957730262
 Email gruponativaexteriores@hotmail.com lunaq_jc@hotmail.com
Trabajando Juntos para lograr tus metas

Anexo 3: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
 EFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = *Aphelenchus*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.40	0.06	1.52	0.1948	
Comunidad	7	0.40	0.06	1.52	0.1948	N.S.
Error	32	1.19	0.04			
Total corregido	39	1.58				
R-cuadrado	Coef Var					
0.250000	40.9954					

Anexo 4: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
 EFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = *Discocriconemella*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.06	0.01	1.73	0.1372	
Comunidad	7	0.06	0.01	1.73	0.1372	N.S.
Error	32	0.15	0.00			
Total corregido	39	0.20				
R-cuadrado	Coef Var					
0.27451	20.6083					

Anexo 5: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
 EFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = *Dorylaimus*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.38	0.05	1.11	0.3788	
Comunidad	7	0.38	0.05	1.11	0.3788	N.S.
Error	32	1.56	0.05			
Total corregido	39	1.94				
R-cuadrado	Coef Var					
0.195876	33.9683					

Anexo 6: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
 EFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO;
 GENERO = *Helicotylenchus*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.44	0.06	2.46	0.0388	
Comunidad	7	0.44	0.06	2.46	0.0388	*
Error	32	0.82	0.03			
Total corregido	39	1.26				
R-cuadrado	Coef Var					
0.349801	9.8269					

(*) Significativo

Anexo 7: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
EFFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = *Meloidogyne*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.39	0.06	3.81	0.0041	
Comunidad	7	0.39	0.06	3.81	0.0041	*
Error	32	0.46	0.01			
Total corregido	39	0.85				
R-cuadrado	Coef Var					
0.454759	31.2769					

Anexo 8: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
EFFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = *Mesocriconema*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.42	0.06	1.12	0.3759	
Comunidad	7	0.42	0.06	1.12	0.3759	N.S.
Error	32	1.70	0.05			
Total corregido	39	2.11				
R-cuadrado	Coef Var					
0.196589	17.9157					

Anexo 9: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
EFFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = *Mononchus*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.01	0.00	0.66	0.7072	
Comunidad	7	0.01	0.00	0.66	0.7072	N.S.
Error	32	0.07	0.00			
Total corregido	39	0.08				
R-cuadrado	Coef Var					
0.125402	14.519					

Anexo 10: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
EFFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = *Pratylenchus*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.30	0.04	1.22	0.3199	
Comunidad	7	0.30	0.04	1.22	0.3199	N.S.
Error	32	1.10	0.03			
Total corregido	39	1.40				
R-cuadrado	Coef Var					
0.210865	41.7397					

Anexo 11: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
EFFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = *Trichodorus*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.0018	0.0003	1.00	0.4493	
Comunidad	7	0.0018	0.0003	1.00	0.4493	N.S.
Error	32	0.0080	0.0003			
Total corregido	39	0.0098				
R-cuadrado	Coef Var					
0.179487	5.22691					

Anexo 12: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
EFFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = *Tylenchus*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.004	0.001	0.71	0.6604	
Comunidad	7	0.004	0.001	0.71	0.6604	N.S.
Error	32	0.024	0.001			
Total corregido	39	0.028				
R-cuadrado	Coef Var					
0.135135	8.90606					

Anexo 13: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
EFFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = Vida libre

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.66	0.09	4.96	0.0007	
Comunidad	7	0.66	0.09	4.96	0.0007	*
Error	32	0.61	0.02			
Total corregido	39	1.28				
R-cuadrado	Coef Var					
0.520376	8.33091					

(*) altamente significativo

Anexo 14: Análisis de Variable dependiente ANOVA para géneros.
EFFECTOS SIMPLES PARA LA INTERACCION COMUNI*GENERO
 Variable dependiente: NEMATODO
 GENERO = *Xiphinema*

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F	Sig.
Modelo	7	0.22	0.03	1.14	0.3649	
Comunidad	7	0.22	0.03	1.14	0.3649	N.S.
Error	32	0.90	0.03			
Total corregido	39	1.12				
R-cuadrado	Coef Var					
0.199285	47.1358					

Anexo 15:

DATOS GENERALES DE LOS SECTORES EVALUADOS

Nº	CÓDIGO DEL PRODUCTOR	COMUNIDAD / SECTOR	ESTADO FENOLÓGICO DE LA COLECTA DE LA MUESTRA DE SUELO	CULTIVO ANTERIOR	TIPO DE SUELO	COORDENADA X	COORDENADA Y	ALTITUD "msnm"	OBSERVACIONES
1	AC-1	Apabuco / A. Central	Crecimiento vegetativo/Prod.	Papa	FAa	448295	8413906	2557	Estiercol
2	AA-1	Apabuco / Arapa	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	448383	8414671	2460	Estiercol
3	AA-2	Apabuco / Arapa	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	448388	8414746	2460	Estiercol
4	LL-1	Laqueque / L. Llamani	Crecimiento vegetativo/Prod.	Papa	FAa	448421	8409506	2467	Estiercol
5	LIA-1	Laqueque / I. Alto	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	447453	8411109	2726	Estiercol
6	LIB-1	Laqueque / I. Bajo	Crecimiento vegetativo/Prod.	Papa	FAa				Estiercol
7	LIB-2	Laqueque / I. Bajo	Crecimiento vegetativo/Prod.	Papa	FAa	447477	:8411619	2601	Estiercol
8	TU-1	Tuana / Tuana	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	448563	8413355	2383	Estiercol
9	TU-2	Tuana / Tuana	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	448552	8413318	2387	Estiercol
10	MC-1	Mororia / M. Central	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	450853	8418092	2567	Estiercol

Continúa...

Nº	CÓDIGO DEL PRODUCTOR	COMUNIDAD / SECTOR	ESTADO FENOLÓGICO DE LA COLECTA DE LA MUESTRA DE SUELO	CULTIVO ANTERIOR	TIPO DE SUELO	COORDENADA X	COORDENADA Y	ALTITUD "msnm"	OBSERVACIONES
11	MC-2	Mororia / M. Central	Crecimiento vegetativo/Prod.	Papa	FAa	450705	8418068	2615	Estiercol
12	MP-1	Mororia / Pajcha	Crecimiento vegetativo/Prod.	Granadilla	FAa	450590	8417768	2522	Estiercol
13	MP-2	Mororia / Pajcha	Crecimiento vegetativo/Prod.	Granadilla	FAa	450635	8417790	2504	Estiercol
14	MK-1	Mororia / Kaquene	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	451096	8418858	2575	Estiercol
15	MK-2	Mororia / Kaquene	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	451097	8418863	2561	Estiercol
16	CA-1	Ccapuna / Ayo	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	448552	8411987	2737	Estiercol
17	CA-2	Ccapuna / Ayo	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	448402	8412608	2526	Estiercol
18	QAM-1	Quiaca Ayllu / Amoyo	Crecimiento vegetativo/Prod.	Sachatomate	FAa	452314	8416587	2595	Estiercol
18	QAM-2	Quiaca Ayllu / Amoyo	Crecimiento vegetativo/Prod.	Ruda	FAa	452314	8416587	2595	Estiercol
20	QAP-1	Quiaca Ayllu / Aphallani	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	451216	8417205	2195	Estiercol

Continúa...

Nº	CÓDIGO DEL PRODUCTOR	COMUNIDAD / SECTOR	ESTADO FENOLÓGICO DE LA COLECTA DE LA MUESTRA DE SUELO	CULTIVO ANTERIOR	TIPO DE SUELO	COORDENADA X	COORDENADA Y	ALTITUD "msnm"	OBSERVACIONES
21	QQU-1	Quiaca Ayllu / Quesñani	Crecimiento vegetativo/Prod.	Yuca/papa	FAa				Estiercol
22	QQU-2	Quiaca Ayllu / Quesñani	Crecimiento vegetativo/Prod.	Papa	FAa	452906	8418276	2355	Estiercol
23	AAC-1	Aricato / A. Central	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	454573	8419191	2652	Estiercol
24	AAC-2	Aricato / A. Central	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa				
25	AP-1	Aricato/Pacaypampa	Crecimiento vegetativo/Prod.	Papa	FAa	448960	8414343	2250	Estiercol
26	AP-2	Aricato/Pacaypampa	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	448765	8413708	2296	Estiercol
27	QAQ-1	Queneque / Alto Q.	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	451602	8421310	2758	Estiercol
28	QQC-1	Queneque / Q. Central	Crecimiento vegetativo/Prod.	Papa	FAa	451100	8418860	2560	Estiercol
29	QQC-2	Queneque / Q. Central	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	451097	8418861	2561	Estiercol
30	QU-1	Quenene / Uraquereque	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	452738	8421533	2329	Estiercol/Guano
31	QU-2	Quenene / Uraquereque	Crecimiento vegetativo/Prod.	Maiz	FAa	454205	8422114	1852	Estiercol/Guano