

**IDENTIFICACIÓN DE NEMÁTODOS FITOPARASITOS ASOCIADOS AL
CULTIVO DE ÑAME ESPINO (Dioscórrea rotundata) EN EL CORREGIMIENTO
DE MATEO PÉREZ – SAMPUES, MUNICIPIO DEL DEPARTAMENTO DE
SUCRE.**



**RAÚL EDUARDO ANAYA ORTEGA
INGRIS JOHANA LOMBO VILLADIEGO**

**UNIVERSIDAD DE SUCRE FACULTAD DE EDUCACIÓN Y CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
SINCELEJO – SUCRE**

2008

**IDENTIFICACIÓN DE NEMÁTODOS FITOPARASITOS ASOCIADOS AL
CULTIVO DE ÑAME ESPINO (*Dioscórrea rotundata*) EN EL CORREGIMIENTO
DE MATEO PÉREZ- SAMPUES, MUNICIPIO DEL DEPARTAMENTO DE
SUCRE.**



**RAÚL EDUARDO ANAYA ORTEGA
INGRIS JOHANA LOMBO VILLADIEGO**

**Proyecto presentado como requisito parcial para obtener el título de biólogo
con énfasis en biotecnología**

DIRECTOR(A):

MARCELA MARTÍNEZ

Bacterióloga. Msc.

Docente universidad de sucre

CODIRECTOR:

JAIME MERCADO

Biólogo-Investigador.

**UNIVERSIDAD DE SUCRE
FACULTAD DE EDUCACIÓN Y CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
SINCELEJO – SUCRE**

2008

Únicamente los autores son responsables de las ideas expuestas en el presente trabajo” artículo 12 resolución 02 de 2003

1.1. Nota de aceptación

Firma del presidente del jurado

Firma del jurado

Firma del jurado

DEDICATORIA.

Primeramente a Dios, que me ilumina y ayuda a ser perseverante en todo momento, fortaleza en mí andar, por amarme y por darme nuevas fuerzas cada día para salir adelante, Toda la honra y gloria para ti mi señor
JESUCRISTO.

A mis hermanos Tomás, Cesar, Jaime, Yulis y en especial a Isaac y Yaris, que siempre estuvieron allí cuando los necesite, a mis padres TOMAS ANAYA Y ELVIRA ORTEGA. Gracias infinitas por apoyarme siempre y confiar en mí en todo momento, por enseñarme el trabajo duro, responsabilidad, honestidad, amor y humildad.

A mi esposa KELIS GARAY, quien me animó y apoyó siempre. Al doctor y amigo JOSÉ GAMARRA, que con su ayuda me ánimo para seguir adelante. A la pastora ELIZABETH ZUCCARDY, por ese apoyo incondicional, y en fin gracias a todos los que de una u otra forma me tendieron la mano para lograr este proyecto, esta meta.

RAÚL EDUARDO ANAYA ORTEGA

DEDICATORIA.

Principalmente a DIOS ser todopoderoso quien me guió en todo momento de mi vida y me dio la fortaleza para ser posible la realización de este trabajo de grado.

A mis padres HECTOR LOMBO Y CARMEN VILLADIEGO, quienes le debo mi educación personal y profesional por apoyarme en todo momento y guiarme hacia un camino de dicha.

A mi esposo HAROLD DE LA ESPRUELLA quien me brindó en todo momento, amor y apoyo incondicional.

A mi hija ISSY DE LA ESPRUELLA LOMBO quien me llena de amor y me brinda el anhelo de seguir adelante.

A todos mis hermanos FABIAN, YAIR y NERY por su atención y a toda a mi familia quienes de una u otra forma me brindaron su colaboración y cariño.

INGRIS.

AGRADECIMIENTOS

Los autores expresan sus agradecimientos a:

La Universidad de Sucre, por su confianza y apoyo en la realización del presente trabajo.

A nuestro codirector, **Jaime Mercado**, por su apoyo y colaboración incondicional en todo momento.

Al docente, **Santiago Ruiz**, por su apoyo incondicional a lo largo de todo el trabajo de investigación.

Marcela Martínez, por el apoyo, confianza y colaboración.

Laboratorio De Biotecnología Vegetal, por su apoyo y colaboración.

A los agricultores y en especial al señor **Manuel Ávila**, quien facilitó la entrada al sitio de muestreo.

A la Doctora **Zaida Lozano**, Docente de la Universidad de Córdoba, por su corroboración de los géneros de nematodos identificados.

A los diferentes participantes del proyecto: ESTUDIO DE NEMÁTODOS FITOPATÓGENOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE ÑAME *DIOSCOREA SP.* EN TRES MUNICIPIOS DEL DEPARTAMENTO DE SUCRE.

A todos que de una u otra forma contribuyeron a la realización de este trabajo de investigación.

TABLA DE CONTENIDO

	Páginas
1. INTRODUCCIÓN.....	16
2. OBJETIVOS.....	18
3. ESTADO DEL ARTE.....	19
3.1 Impacto de los nemátodos fitopatoparásitos en ñame.....	19
3.2 Generalidades de los nemátodos fitoparásitos.....	22
3.2.1 Morfología y anatomía.....	22
3.2.2 Ciclo de vida y reproducción.....	23
3.2.3 Alimentación de nemátodos y relación huésped parásito.....	23
3.3 Nemátodos ectoparásitos.....	24
3.4 Nematodos endoparásitos.....	25
3.4.1 Endoparásitos migratorios.....	25
3.4.2 Nemátodos endoparásitos semiendoparásitos sedentarios.....	25
3.5. Factores que afectan la distribución de los nemátodos.....	27
3.5.1. Tipo de suelo.....	27
3.5.2. Vegetación.....	27
3.5.3. pH.....	27
3.5.4. Temperatura.....	28
3.5.5. Indicadores físicos de la calidad del suelo.....	28

3.5.6. Estructura del suelo.....	29
3.5.7. Temperatura del suelo.....	30
3.5.8. Humedad del suelo.....	30
3.5.9. Aireación del suelo.....	31
3.6 Diagnóstico de nemátodos.....	31
3.6.1 Síntomas debajo del terreno.....	32
3.7 Etiología.....	33
3.8. Biodiversidad.....	34
3.8.1. Definiciones de Biodiversidad.....	34
3.8.2. Medidas de Biodiversidad	34
3.8.3. Medición de la riqueza específica.....	35
3.8.4. Índices Basados en la Abundancia Relativa de Especies.....	35
4. DISEÑO METODOLOGICO.....	36
4.1. Localización y extensión.....	36
4.2. Muestreo.....	37
4.2.1. Método de muestreo.....	37
4.2.2. Seguimiento estacional.....	37
4.2.3. Cantidad de suelo a muestrear.....	38
4.3. Análisis nematológico.....	38
4.4. Análisis de las muestras	39

4.4.1. Análisis nematológico del suelo.....	39
4.4.2. Extracción de los nemátodos de las raíces.....	40
4.5. Procesamiento y montaje de nematodos.....	40
4.5.1. Montaje de placas permanentes.....	40
4.5.2. Conteo y separación e identificación de morfotipos.....	41
4.5.3. Análisis de datos.....	41
4.5.3.1. Procesamiento de datos.....	41
4.5.3.2. Curva de acumulación por especie.....	42
5. RESULTADO.....	42
6. ANALISIS DE RESULTADOS.....	52
7. CONCLUSIONES.....	55
8. RECOMENDACIONES.....	57
9. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	58

INDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Frecuencia de individuos por hábito alimentario entre los meses de julio del 2007 hasta enero del 2008.....	47
Figura 2. <i>Tylenchus</i>	47
Figura 3. <i>Helicotylenchus</i>	48
Figura 4. <i>Criconemella</i>	48
Figura 5. <i>Pratylenchus</i>	49
Figura 6. <i>Tylenchorhynchus</i>	49
Figura 7. <i>Criconema</i>	50
Figura 8. <i>Rotylenchus</i>	50
Figura 9. Ordenamiento de los géneros según su abundancia.....	51
Figura 10. Precipitación y temperatura promedio entre los meses de julio del 2007 hasta enero del 2008.....	53
Figura 11. Distribución porcentual de nematodo en época de lluvia.....	54
Figura 12. Distribución porcentual de nematodo en época de sequía.....	55
Figura 13. Diversidad y dominancia.....	57
Figura 14. Curva acumulatoria por géneros de nematodos y su estimador bootstrap.....	58

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Géneros de Nematodos asociados al ñame espino (<i>dioscórea rotundata</i>)	45
Tabla 2. Clasificación de los nematodos asociados al cultivo del ñame según su hábito alimentario y presencia	46
Tabla 3. Frecuencia mensual de los géneros asociados al cultivo del ñame según su presencia o ausencia de nematodos.....	52
Tabla 4. Convenciones según la presencia o ausencia de nematodos.....	52
Tabla 5. Frecuencia de individuos por hábito alimentario entre los meses de julio del 2007 hasta enero de 2008.....	54
Tabla 6. Índice de shannon y simpson de Nematodos en lluvia y sequía	56
Tabla 7. Prueba T para la comparación de valores de diversidad de Shannon Wiener a $p>0.05$	56
Tabla 8. Nematodos encontrados en la raíces de <i>Dioscórea rotundata</i>	60

LISTA DE ANEXOS

	<i>pag.</i>
Anexo 1. Análisis fisicoquímico de la parcela de estudio.....	71
Anexo 2. Muestra de suelo para análisis	71
Anexo 3. Barreno.....	72
Anexo 4. Extracción de nematodos mediante tamices.....	72
Anexo 5. Vista de nematodos a través del microscopio 1.....	73
Anexo 6. Vista de nematodos a través del microscopio 2.....	73
Anexo 7. Tabla de resultados de valores observados y estimados..	74
Anexo 8. Frecuencia mensual de nematodos por hábito alimenticio.	75
Anexo 9. Precipitación y temperatura.....	75
Anexo 10. Diversidad y dominancia.....	75

RESUMEN

Se realizó un estudio para la identificación de nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo de ñame espino (*Dioscorea rotundata*) mediante la utilización de claves morfológicas en el corregimiento de Mateo Pérez - Sampués, teniendo en cuenta la época de sequía y de lluvia. El estudio de campo se llevó a cabo, entre julio de 2007 a enero de 2008, la identificación se hizo en las instalaciones del laboratorio de Biotecnología Vegetal y Microbiología de la Universidad de Sucre. Se identificaron géneros fitoparasitos como *Rotylenchus*, *Tylenchus*, *Tylenchorhynchus*, *Psilenchus*, *Paratrophurus*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*, *Nothotylenchus*, *Criconema*, *Criconemella*, *Gracilacus* y no fitoparásitos, asociado a este importante cultivo, como: *Aphelenchus*, *Aphelenchoides*, *Rhabditis*, *Encephalobus*, *Cephalobus*, *Acrobeles*, *Panagrolaimus*, *Dorylaiminae*, *Discolaimus*, *Ironus*, *Actinolaimus*, *Chronogaster*, *Tylocephalus*, *Tripyla*, *Prismatolaimus*, *Doryllium*, *Dorilaimoides*, *Mononchus*, *Prionchulus*, *Iotonchus*, *Mylonchulus*, *Monhystera*, *Acromadota*, siendo los fitoparásitos mas abundante en este importante estudio.

ABSTRACT

A study was conducted for the identification of plant parasitic nematodes associated with the cultivation of hawthorn yams (*Dioscorea rotundata*) using morphological keys in the district of Mateo Perez - Sampués, taking into account the times of drought and rain. The study was carried out over a year, between July 2007 and January 2008, the identification was made on the premises of the laboratory of Plant Biotechnology and Microbiology at the University of Sucre, were identified as *Rotylenchus* Fitoparasíticos genres, *Tylenchus*, *Tylenchorhynchus*, *Psilenchus*, *Paratrophurus*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*, *Nothotylenchus*, *Criconema*, *Criconemella*, *Gracilacus* Fitoparasíticos and not associated with this important crop, such as: *Aphelenchus*, *Aphelenchoides*, *Rhabditis*, *Encephalobus*, *Cephalobus*, *Acrobeles*, *Panagrolaimus*, *Dorylaiminae*, *Discolaimus*, *Ironus*, *Actinolaimus*, *Chronogaster* , *Tylocephalus*, *Tripyla*, *Prismatolaimus*, *Doryllium*, *Dorilaimoides*, *Mononchus*, *Prionchulus*, *Iotonchus*, *Mylonchulus*, *Monhystera*, *Acromadota*, Fitoparasíticos being the most abundant in this important study

INTRODUCCIÓN

El ñame pertenece al género *Dioscórrea* con más de 650 especies (Tuston, 1999), en Colombia se cultiva en la Region Caribe y los genotipos cultivados son *D. alata* y *D. rotundata*. En el departamento de Sucre el ñame es un cultivo de pequeños y medianos agricultores que constituye en muchos municipios la principal fuente de ingresos, tanto de empleo rural, como en la oferta de alimento a sus pobladores. En los últimos años se ha incrementado la demanda de ñame en los mercados internacionales, alcanzado en el año 2003 un monto de 2.2 millones de dólares en exportaciones.

El cultivo de ñame se ve afectado entre otras razones, porque la mayoría de los pequeños agricultores no cuentan con semillas de alta calidad para el desarrollo de sus procesos productivos. Por el contrario dependen de sus cultivos para la obtención de las semillas a usar en los siguientes ciclos, lo que conlleva a un nivel de diseminación de plagas y enfermedades entre las que se encuentra la acción de nematodos, principalmente *Scutellonema sp*, *Meloidogyne spp* y *Pratylenchus sp*, que afectan directamente al tubérculo ocasionando lesiones en la cáscara, agrietamientos y apariencia carbonosa, condición que lo hace inaceptable para la exportación (Brunt et, al 1989; Ministerio de Agricultura y Ganadería. San José, Costa Rica. 1991).

Todas las especies principales de ñame son susceptibles a nemátodos ya que tiene un amplio rango de huéspedes alternativos restringiendo la posibilidad de control mediante la rotación de cultivos (Sharma et al. 1997). Tanto el control químico como el tratamiento de tubérculos con agua caliente ha sido evaluado (Bridge, 1982), pero su aplicabilidad para cultivadores a pequeña escala ha sido limitada. En la actualidad se conoce poco de nemátodos en los cultivos de ñame, por lo que se hizo necesario realizar un estudio con el fin de identificar

0Cuáles eran los géneros de nemátodos asociados al cultivo del ñame espino, las muestras para los estudios se tomaron en el corregimiento de Mateo Pérez perteneciente al municipio de Sampués – Sucre. El estudio se realizó en épocas de sequía y lluvia para comparar sus poblaciones y la dinámica de las mismas.

2. OBJETIVOS

1.1 Objetivo general:

- Identificar los géneros de nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo de ñame espino (*Dioscúrea rotundata*.) mediante la utilización de claves morfológicas en el corregimiento de Mateo Pérez - Sampués, Municipio del Departamento de Sucre.

1.2 Objetivos específicos:

- Realizar muestreos representativos para la cuantificación de géneros de nematodos fitoparásitos en cultivos de ñame espino, a través de la curva de acumulación por especies.
- Identificar taxonómicamente los nemátodos fitoparásitos mediante la utilización de claves morfológicas.
- Comparar las poblaciones y la dinámica de los nematodos en épocas de sequía y lluvia.

3. ESTADO DEL ARTE

A nivel mundial, se ha estimado que los nemátodos parásitos de plantas causan casi el 18% en pérdidas de producción de ñame por año (Sasser & Freckman, 1987). Según estudios realizados, los nemátodos más importantes en ñame son *Scutellonema sp*, *Meloidogyne spp.*, en particular *Pratylenchus sp*. (Sharma et al. 1997; Brunt et, al 1989). Se ha encontrado que los tubérculos afectados con *S. bradys* pesan 10% menos que un tubérculo sano y que la cantidad del tejido afectado descartado en el momento del consumo puede ser de más del 20%. Las pérdidas por alimentación continuada del nemátodo durante el almacenamiento del ñame, particularmente cuando están asociadas con enfermedad fúngica, han llegado a un 80-100% (Adesiyan et al., 1975).

3.1 Impacto de los nemátodos fitopatoparasitos en ñame.

El ñame es un tubérculo de gran importancia en la Costa Atlántica colombiana por ser un producto básico de la canasta familiar, en especial en los departamentos de Bolívar, Córdoba y Sucre, los cuales contribuyeron al 92% de la producción nacional en el año 2002. En Bolívar es el tercer cultivo en importancia por su aporte al valor de la producción agrícola departamental, en Sucre el cuarto y en Córdoba el quinto (Álvarez, 2000). Pero la importancia del ñame no se limita a su papel en la economía regional, sino que el cultivo reviste una importancia aún mayor desde la óptica social y cultural. Cerca de 18.500 familias de pequeños productores de escasos recursos económicos, que cultivan áreas que oscilan en 0.5 y 2 hectáreas, derivan de este tubérculo buena parte de sus ingresos. Además, el ñame es una de las principales fuentes alimenticias, en particular de carbohidratos de los habitantes de Córdoba, Bolívar y Sucre, en especial en las zonas rurales. Así mismo, algunos municipios celebran festivales gastronómicos basados en numerosas preparaciones, los cuales hacen parte de la tradición cultural costeña.

A pesar de su importancia en la seguridad alimentaria del litoral Caribe colombiano, en la agricultura departamental y en la economía de los pequeños productores, han existido limitantes en la producción tales como prácticas inadecuadas en el manejo del cultivo y las enfermedades que pueden ser devastadoras y son causadas por virus, hongos y nemátodos (Hughes et al., 1999). Las plagas y enfermedades durante el crecimiento y el almacenamiento del tubérculo poscosecha tienen una influencia importante en la productividad del cultivo de ñame. Generalmente se sabe que la mayoría de las causas patológicas de pérdidas en almacenamiento puede ser atribuida en la mayoría de las ocasiones a nemátodos, hongos y bacterias, moderado por factores físicos del ambiente de almacenamiento tales como la temperatura y la humedad. También se sabe ampliamente que la mayoría de estas pérdidas se originan de invasión precosecha o infección y/o daño durante la cosecha y el transporte.

Los nemátodos más importantes del cultivo del ñame (*Dioscorea spp.*) son *Scutellonema bradys*, *P. coffeae* y *Meloidogyne spp.* El más patogénico es *S. bradys*, el cual se encuentra distribuido en el oeste de África, toda el área del Caribe, Brasil e India. Este nemátodo causa la enfermedad conocida como pudrición seca del ñame, la cual se caracteriza por lesiones necróticas en las capas superficiales del tubérculo. Luego, estas lesiones, progresan pueden alcanzar hasta 2 cm dentro del tejido del tubérculo y, en la parte externa del mismo, se aprecian hendiduras y grietas. El daño más grave ocurre durante el almacenamiento ya que el nemátodo, una vez alojado, sigue alimentándose, destruyendo al órgano. La pudrición seca se caracteriza por clorosis y reducción del peso de la parte aérea de la planta, acompañada por reducción del sistema radical y producción de muñones (Crozzoli, R. y Parra, D. 1991)

El nemátodo se mueve intracelularmente en los tejidos del tubérculo y, al morir las células, se forman cavidades; su acción está limitada al área subdermal, peridermo y en los tejidos inferiores al peridermo, hasta 2 cm. Cuando las lesiones son más profundas, generalmente son causadas por organismos secundarios

tales como *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum* y ácaros, los cuales gradualmente destruyen todo el tubérculo.

La reducción de rendimiento puede ser muy elevada, oscilando entre 0 y 40%, sin embargo, en almacenamiento, las pérdidas pueden llegar al 80-100%. El nemátodo tiene pocos hospederos, exceptuando al género *Dioscorea* con sus especies. Los más importantes son el melón, frijol y ajonjolí. *S. bradys* permanece en el suelo entre un ciclo y otro de cultivo, sin embargo, los tubérculos utilizados para la propagación son el principal vehículo de diseminación; cuando las poblaciones son bajas, no se observan síntomas en el tubérculo, aumentando así el riesgo de diseminación. Como medidas de control, indudablemente, el uso de material de propagación sano, es indispensable. Se sugiere rotar el cultivo con hospederos pobres como son maní, pimiento, tabaco, algodón, maíz y sorgo. No se recomienda rotar con frijol, ajonjolí, kenaf, okra, tomate, melón y quinchoncho. El uso de bulbillos aéreos o porciones de tallo, aseguran material de propagación libre del nemátodo, así como el uso de semillas sexuales.

El uso de materia orgánica y una adecuada fertilización con N, P, K, reducen el efecto detrimental del nemátodo en campo. También la inmersión de los tubérculos en agua a 50-55 °C por 40 min reduce el número de nemátodos. No hay evidencia de que algunos cultivares de cualquier especie de *Dioscorea* presenten resistencia a *S. bradys*. El uso de nematicidas en campo (aldicarb, oxamil, carbofuran y miral) reduce las poblaciones e incrementan el rendimiento, sin embargo, es señalada cierta acumulación de metabolitos de los químicos en los tubérculos. Asimismo, el tratamiento químico de los tubérculos antes de la siembra con DD, carbofuran, oxamil, hipoclorito de calcio y formalina, sulfato de amonio y nitrato de calcio, reducen el número de nemátodos. (Crozzoli, R. y Vovias, N. 1991).

3.2 Generalidades de los nemátodos fitoparásitos.

Los nemátodos parásitos de plantas tienen características biológicas que los distinguen de otros organismos que afectan el crecimiento de plantas, son relativamente inmóviles y todos pasan al menos parte de su ciclo de vida dentro de la matriz del suelo (Wallace, 1969). En el suelo, dependen de todos los eventos que ocurren en y sobre el terreno en el cual viven. La abundancia de los nemátodos es altamente dependiente de la presencia de las plantas huéspedes y, en mayor o menor medida, por los componentes biológicos, químicos y físicos del suelo (Jacq, V., Fortuner, R., 1979).

3.2.1 Morfología y anatomía.

Los nemátodos que atacan plantas son en su mayoría gusanos microscópicos en tamaño, que van desde 0,25 mm a 3,0 mm de longitud. Son generalmente de forma cilíndrica, afilándose hacia la cabeza y la cola. Las hembras de unas cuantas especies pierden su cuerpo de gusano cuando maduran, llegando a ser alargados en diámetro (obesas), asumiendo formas variables, tales como pera, limón o riñón (Dunt & Crow, 2001).

A pesar de su pequeño tamaño, los nemátodos son complejos en su organización. Los nemátodos parásitos de plantas poseen todos los sistemas de órganos principales de los animales superiores excepto sistema respiratorio y circulatorio. El cuerpo está cubierto por cutículas de múltiples capas que comparten marcas en la superficie, esta es naturalmente incolora y parcialmente translúcida, lo que permite la observación de su anatomía, el detalle anatómico puede ser visto con ayuda de un microscopio binocular de alto poder de resolución, generalmente para identificar la mayoría de nemátodos hasta género, se necesita una magnificación mucho mayor (900 X o más) para identificar nemátodos hasta especie (Dunt & Crow, 2001).

3.2.2 Ciclo de vida y reproducción.

Los nemátodos parásitos de plantas tienen un ciclo de vida simple de seis etapas hasta adultos. El embrión se desarrolla dentro del huevo para pasar a la primera etapa juvenil. La primera etapa juvenil muda dentro de la cáscara de huevo para pasar a una segunda etapa juvenil, que sale del huevo, y en la mayoría de las especies debe alimentarse antes de continuar su desarrollo. Los nemátodos mudan tres veces mas para pasar a adulto completamente desarrollado. Los nemátodos machos y hembras ocurren en la mayoría de las especies, y ambos deben ser requeridos para la reproducción. Sin embargo, es común la reproducción sin machos, y algunas especies son hermafroditas (las “hembras” producen tanto esperma como huevos) La producción de huevos por el individuo completa el ciclo. El número de huevos depositados por una hembra varía entre las especies y es afectado por su hábitat. La mayoría de las especies producen entre 50 y 500 huevos, pero unas cuantas producen ocasionalmente varios miles de huevos por hembra. La extensión del ciclo de vida varía considerablemente dependiendo de la especie de nemátodo, la planta huésped y la temperatura del hábitat (Dunt & Crow, 2001).

3.2.3 Alimentación de nemátodos y relación huésped parásito.

Los nemátodos parásitos de plantas se alimentan de tejidos vivos de la planta. Todos tienen alguna forma de estomato estilete, la cual es usada para penetrar la pared celular del huésped. Muchos nemátodos parásitos de planta (probablemente todos) inyectan una enzima a la célula blanco antes de alimentarse. Esta enzima digiere parcialmente los contenidos celulares antes de que sean ingeridos en el estómago. La mayoría de los daños que causan los nemátodos a las plantas esta relacionados de alguna manera a los procesos de alimentación (Dunt & Crow, 2001).

Los nemátodos pueden alimentarse en tejidos de la planta, fuera de la planta (ectoparásitos) o dentro de los tejidos (endoparásitos). Si las hembras adultas de mueven libremente a través del suelo o tejido de la planta, la especie es llamada migratoria”. Las especies en las cuales las hembras adultas crecen y permanecen inmóviles en un lugar o una raíz son llamadas “sedentarias” (Dunt & Crow, 2001).

La relación alimentación/vida que los nemátodos tienen con sus huéspedes afectan los métodos de muestreo y el éxito en las prácticas de manejo. Los nemátodos ectoparásitos que nunca entran a las raíces pueden ser recuperados solo de muestras de suelo. Los nematodos endoparásitos a menudo son detectados más fácilmente en muestras de tejido en el cual ellos se alimentan y viven (nemátodos escarbadores y lesionadores), pero algunos se presentan más comúnmente como fases migratorias en el suelo (Dunt & Crow, 2001).

Aquellas fases de endoparásitos en las cuales están dentro de los tejido de la raíz pueden estar protegidos de nematicidas que no penetran entre la raíz, tal como algunos fumigantes del suelo. Los tejidos de la raíz también pueden protegerlos de muchos microorganismos que atacan nemátodos en el suelo. Los ectoparásitos están completamente expuestos a pesticidas y agentes de control natural en el suelo (Dunt & Crow, 2001).

3.3 Nemátodos ectoparásitos.

Los nemátodos ectoparásitos son generalmente migratorios. La mayoría se alimenta superficialmente en la raíz o cerca de la raíz o en los pelos radicales, pero unos cuantos tienen estiletes tan largos que les permiten alimentarse a mayor profundidad de la raíz (Dunt & Crow, 2001).

3.4 Nematodos endoparásitos.

3.4.1 Endoparásitos migratorios.

Los endoparásitos migratorios pueden moverse dentro, a través y fuera de los tejidos del huésped en cualquier fase del desarrollo (excepto los huevos). Los endoparásitos migratorios generalmente viven y se alimentan en tejidos tiernos tales como la corteza de la raíz. Ellos escarban a través del tejido, rompiendo muchas células después de alimentarse en ellas. Las células que rodean el área de alimentación son a menudo destruidas por materiales tóxicos de las células destruidas. Las áreas relativamente grandes de células muertas, usualmente se torna de color café, convirtiéndose en pequeñas manchas o lesiones, lo suficientemente grandes para verlas, y a menudo fácilmente colonizadas por hongos. La pudrición de la raíz enferma a menudo son asociadas con infestaciones de nemátodos endoparásitos migratorios (Dunt & Crow, 2001).

3.4.2 Nemátodos endoparásitos semiendoparásitos sedentarios

Los nemátodos endoparásitos migratorios están representados por los nemátodos formadores de nudosidades (*Meloidogyne spp.*), quísticos (*Heterodera spp.*), reniformes (*Rotylenchulus spp.*) y cítricos (*Tylenchulus semipenetrans*). En la mayoría de estas especies, la segunda fase juvenil es la fase infectiva, que se mueve a través del suelo. Estas fases localizan las raíces del huésped y entran en ellas. Luego ellas establecen un sitio adecuado de alimentación dentro del tejido de la raíz. Una vez se ha seleccionado un sitio de alimentación, el nemátodo inyecta sustancias que regulan el crecimiento dentro de las células cerca de su cabeza, causando un alargamiento de las células. Estas células “gigantes” empiezan a ser fuentes especializadas de alimento para los nemátodos. Al mismo tiempo, los nemátodos se vuelven inmóviles, y el cuerpo se hincha en forma redonda, de limón, de riñón u ovoide (Dunt & Crow, 2001).

Las hembras maduras de los nemátodos endoparásitos sedentarios generalmente producen grandes cantidades de huevos que permanecen en sus cuerpos o se acumulan en masas unidas a sus cuerpos. Los nemátodos y las células gigantes de las cuales ellos se alimentan dependen muchos entre sí: si el nemátodo muere, las células gigantes mueren o pierden su condición altamente activa; si las células gigantes, los nemátodos mueren de inanición, debido a que no pueden ir a un nuevo sitio. Los endoparásitos sedentarios dañan a su huésped por el uso redireccionado de grandes cantidades de energía y nutrientes de actividades normales para el desarrollo de los nemátodos y sus sitios especiales de alimentación. Los tejidos alterados del sitio de alimentación también destruyen el sistema vascular. Las raíces severamente afectadas por los nemátodos formadores de nudosidades, usualmente también se deterioran más temprano debido a la pudrición de raíces. Los tejidos afectados son succulentos, poco protegidos de la invasión y ricos en nutrientes que ayudan a los hongos a crecer rápidamente (Dunt & Crow, 2001).

Los endoparásitos sedentarios son los nemátodos para los cuales la resistencia del huésped ha sido más frecuentemente identificada. Diferencias relativamente pequeñas en características hereditarias dentro de las especies de planta parecen determinar si un nemátodo específico será capaz de establecer células gigantes en su tejido. Las plantas en las cuales las células gigantes no pueden ser establecidas, o en las cuales ellas se degeneran antes de que los nemátodos puedan completar su ciclo de vida, son resistentes a estos nemátodos. La infección alcanzada por los nemátodos puede dañar la planta, pero el nemátodo puede completar su ciclo de vida en ella (Dunt & Crow, 2001).

3.5. Factores que afectan la distribución de los nemátodos

Bajo las condiciones del neotrópico donde la temperatura oscila poco, la humedad del suelo a parte de la fenología del cultivo, sobresale como factor que más contribuye a las fluctuaciones de los nemátodos, en la medida que afecta la concentración de oxígeno, la actividad de las bacterias y hongos en el suelo y la propia actividad de los nemátodos, es decir, su migración, penetración, periodo de incubación de los huevos y la longevidad del suelo (Volcy, 1998).

Un drenaje pobre, la sequía o la deficiencia o desbalance de nutrientes pueden tener como resultado la expresión de síntomas en la parte aérea de la planta. Tales condiciones también pueden causar la restricción del desarrollo de las raíces y en estas situaciones la presencia de nemátodos puede incrementar la incidencia de volcamiento y exacerbar los síntomas foliares. Los principales factores que afectan las poblaciones de nemátodos son: tipo de suelo, el clima imperante, estatus de la planta huésped, estado de crecimiento, competencia con otras especies de nemátodos y otras enfermedades.

3.5.1. Tipo de suelo: Los suelos livianos (arenosos) pueden albergar más nematodos que suelos pesados lo cual es debido a los poros mas grandes entre las partículas del suelo, que a su vez facilitan el movimiento (Van der Wal, 1994).

3.5.2. Vegetación: La dominancia de una especie de nemátodos o la reducción de una de ellas, está altamente relacionada con la comunidad de plantas en un área determinada (Van der Wal, 1994).

3.5.3. pH: La acidez del suelo influye en el desarrollo de la planta y por ello indirectamente a los nemátodos que se alimentan en ella (Van der Wal, 1994).

3.5.4. Temperatura: La curva de temperatura óptima de varias especies de nematodos es diferente, por lo cual se puede esperar la ocurrencia de distintas especies en suelos con varios regímenes de temperatura.

Según Volcy (1998), cada nemátodo exige unos niveles propios de humedad para su reproducción, pero los factores climáticos afectan a los nemátodos más por su efecto indirecto sobre la planta hospedera que por su efecto sobre ellos mismos en virtud de que los nemátodos fitoparásitos se alimentan solo de plantas. De este modo, cuando las condiciones son favorables para el crecimiento de las plantas y emisión de nuevas raíces, habrá suficiente biomasa radical de buena calidad para la nutrición del parásito, incluso aún bajo condiciones aparentemente desfavorables como el exceso o déficit hídricos, el nemátodo sobrevive y a menudo se reproduce si la planta continúa produciendo cierta cantidad de biomasa.

La distribución de los nemátodos es un factor importante en el momento de tomar las muestras ya que las distintas especies prefieren diferentes profundidades. La distribución y profundidad de las raíces en el suelo es otro factor que influencia la presencia de nemátodos fitoparásitos (Van der Wal, 1994).

3.5.5. Indicadores físicos de la calidad del suelo

El término calidad del suelo se empezó a acotar al reconocer las funciones del suelo:

(1) Promover la productividad del sistema sin perder sus propiedades físicas, químicas y biológicas (productividad biológica sostenible); (2) atenuar contaminantes ambientales y patógenos (calidad ambiental); y (3) favorecer la salud de plantas, animales y humanos (Doran y Parkin, 1994). Al desarrollar este concepto, también se ha considerado que el suelo es el substrato básico para las plantas; capta, retiene y emite agua; y es un filtro ambiental efectivo. En consecuencia, este concepto refleja la capacidad del suelo para funcionar dentro

de los límites del ecosistema del cual forma parte y con el que interactúa (Parr *et al.*, 1992).

Las características físicas del suelo son una parte necesaria en la evaluación de la calidad de este recurso porque no se pueden mejorar fácilmente (Singer y Ewing, 2000). Las propiedades físicas que pueden ser utilizadas como indicadores de la calidad del suelo son aquellas que reflejan la manera en que este recurso acepta, retiene y transmite agua a las plantas, así como las limitaciones que se pueden encontrar en el crecimiento de las raíces, la emergencia de las plántulas, la infiltración o el movimiento del agua dentro del perfil y que además estén relacionadas con el arreglo de las partículas y los poros. La estructura, densidad aparente, estabilidad de agregados, infiltración, profundidad del suelo superficial, capacidad de almacenamiento del agua y conductividad hidráulica saturada son las características físicas del suelo que se han propuesto como indicadores de su calidad.

3.5.6. Estructura del suelo: La textura está determinada por el porcentaje de arena, limo y arcilla contenidos en el suelo. Los suelos arenosos no almacenan tanta agua como el arcilloso, pero permiten una mayor circulación de aire y son más fáciles para labrarlos.

Los suelos de textura arcillosa se compactan con facilidad, retienen bastante cantidad de agua, pero con reducidos espacios porosos. Los suelos ricos en limo son los más difíciles en cuanto a estructura. Las partículas se encajan muy bien unas con otras y se compactan con mucha facilidad (Valarezo, 2001).

La textura y la estructura del suelo tienen un efecto importante sobre los nemátodos fitoparásitos y según Wallace (1958) hay un tamaño óptimo de partícula para el movimiento de cada especie de nemátodo. Aparentemente el tamaño de poro afecta la facilidad con la que los nemátodos pueden desplazarse a través del suelo. A diferencia de las raíces de las plantas, los nemátodos no pueden ejercer suficiente presión para forzar y pasar entre las partículas y

agregados del suelo (Stirling, 1991), en este sentido el movimiento de los nemátodos en el suelo está relacionado con el diámetro de los poros, el diámetro del nemátodo y la cantidad de agua en el espacio poroso. Un nemátodo no puede moverse entre las partículas de suelo cuando el diámetro de los poros es menor que el ancho del cuerpo de nemátodo (Nas, 1978).

Brodie (1976), encontró máximas densidades poblacionales de tres especies de nemátodos a diferentes profundidades, donde la textura del suelo era también diferente, corroborando lo anteriormente descrito. También se ha encontrado que el porcentaje de juveniles de *Meloidogyne incognita* capaz de migrar y penetrar raíces de tomate disminuye conforme aumenta el porcentaje de arcilla en un suelo.

3.5.7. Temperatura del suelo: La temperatura del suelo varía con la profundidad y época del año. La fluctuación es mayor en los primeros 15 cm. y disminuye conforme aumenta la profundidad (Brodie, 1976). La temperatura es la variable física que tiene un gran significado biológico y puede afectar diversas actividades de los nemátodos tales como el movimiento, desarrollo y reproducción.

Para la mayoría de los nemátodos fitoparásitos tropicales la temperatura óptima oscila entre los 25 y 30 °C, por encima o por debajo de este ámbito, los nemátodos se inactivan o mueren. La temperatura influye sobre la planta hospedera, cambios en el desarrollo producen cambios en la morfología y fisiología de la raíz afectando desde luego las poblaciones de nemátodos (Nas, 1978).

3.5.8. Humedad del suelo: Los nemátodos fitoparásitos son organismos que poseen alta tolerancia a la humedad, debido a que requieren de una película de agua entre las partículas de suelo para poder movilizarse, por tanto, el contenido de agua en el suelo es un factor ecológico muy importante e influye en la sobrevivencia de estos organismos. En suelos secos la sobrevivencia de los

nemátodos disminuye, muchos mueren, mientras que otros tienen la capacidad de sobrevivir en ausencia total de agua en estado de anahidrobiosis (Luc et al, 1990). En este sentido, el barbecho limpio puede no ser una medida efectiva de combate de nemátodos. La humedad del suelo varía con la profundidad y la época del año, ésta es más baja a los 30 cm. Superiores y más alta a profundidades mayores. Aunque varía de mes a mes en los primeros centímetros del suelo, generalmente la variación es mayor en verano que en invierno (Brodie, 1976).

3.5.9. Aireación del suelo: El desarrollo, movimiento y reproducción de los nemátodos depende de la concentración de oxígeno del suelo, sin embargo, de los trabajos realizados sobre este tema, se desprende que la mayoría de las especies de nemátodos, el contenido de oxígeno en los primeros centímetros del suelo no constituyen un factor limitante. Algunos estudios realizados con nemátodos fitoparásitos han determinado la presencia de un metabolismo oxidante que capacita a los nemátodos a sobrevivir sin oxígeno. Este puede inducir a la inactividad y permite la sobrevivencia de los nemátodos (Nas, 1978). VanGundy (1965), encontró que a bajos niveles de oxígeno el metabolismo, movimiento e infectividad de juveniles de *Meloidogyne* sp decreció, en tanto que la sobrevivencia aumento

3.6 Diagnóstico de nemátodos.

Puede ser muy difícil decidir si los nemátodos están causando o son probablemente la causa de daño significativo en un cultivo. Si una enfermedad es causada por nemátodos y previamente encontrada en el sitio, es probable que aún esté presente. En una localidad en la cual se desconoce completamente lo que ha ocurrido, por las densidades de la población de los nemátodos fitoparásitos, puede ser determinada por ensayos de laboratorio de muestras de suelo y/o planta (Dunt & Crow, 2001).

Otro problema diagnóstico común es determinar el papel de los nemátodos cuando las plantas establecidas están creciendo insatisfactoriamente. Esta labor es a menudo difícil porque pocos nemátodos causan síntomas diagnósticos característicos. Un diagnóstico seguro podría estar basado tanto como sea posible en síntomas encima y debajo del suelo, historia del terreno, pruebas nemáticas diagnósticas y ensayos de laboratorio de muestras de suelo y/o planta (Dunt & Crow, 2001).

3.6.1 Síntomas debajo del terreno.

Estos síntomas pueden ser más útiles que los síntomas superiores para diagnosticar muchos problemas por nemátodos. Nudosidades, raíces reducidas, lesiones necróticas en la corteza radical y pudrición de la raíz pueden ayudar al diagnóstico de nemátodos (Dunt & Crow, 2001).

3.7 Etiología.

Los nemátodos ocasionan lesiones en la cáscara del tubérculo, agrietamientos y apariencia carbonosa. La lesión causada por el nemátodo *P. coffeae* constituye una enfermedad típica del ñame en el Caribe y en el Pacífico (Bridge, 1988; Coates-Beckford & Brathwaite, 1977; Jatala & Bridge, 1990). *S. bradys* causa una enfermedad de “pudrición seca” en tubérculos de ñame. Como es un endoparásito migratorio, el nemátodo penetra los tubérculos jóvenes en crecimiento y se alimenta de los tejidos lesionándolos 1-2 cm de la superficie. La alimentación se da sobre el tubérculo y la pérdida producida está directamente relacionada con el daño causado.

3.8. BIODIVERSIDAD

3.8.1. DEFINICIONES DE BIODIVERSIDAD

La biodiversidad es la totalidad de los genes, las especies y los ecosistemas de una región. La riqueza actual de la vida de la Tierra es el producto de cientos de millones de años de evolución histórica. A lo largo del tiempo, surgieron culturas humanas que se adaptaron al entorno local, descubriendo, usando y modificando recursos bióticos locales. Muchos ámbitos que ahora parecen "naturales" llevan la marca de milenios de habitación humana, cultivo de plantas y recolección de recursos. La biodiversidad fue modelada, además, por la domesticación e hibridación de variedades locales de cultivos y animales de cría. La biodiversidad puede dividirse en tres categorías jerarquizadas--los genes, las especies, y los ecosistemas--que describen muy diferentes aspectos de los sistemas vivos y que los científicos miden de diferentes maneras

3.8.2. MEDIDAS DE BIODIVERSIDAD

La diversidad se compone de dos elementos, variedad o riqueza y abundancia relativa de especies, su expresión se logra mediante el registro del número de especies, la descripción de la abundancia relativa o mediante el uso de una medida que combine las dos componentes. Se han distinguido tres niveles de diversidad biológica: La diversidad alfa, que es la diversidad dentro del hábitat o diversidad intracomunitaria; diversidad beta o diversidad entre diferentes hábitat, que se define como el cambio de composición de especies a lo largo de gradientes ambientales y finalmente la diversidad gama, que es la diversidad de todo el paisaje y que puede considerarse como la combinación de las dos anteriores (Melo, 2001).

3.8.3. MEDICIÓN DE LA RIQUEZA ESPECIFICA

La riqueza específica (S) es la forma más sencilla de medir la biodiversidad ya que se basa únicamente en el número de especies presentes, sin tomar en cuenta el valor de importancia de las mismas. La forma ideal de medir la riqueza específica es contar con un inventario completo que nos permita conocer el número total de especies (S) obtenido por un censo de la comunidad, esto es posible para ciertos taxones bien conocidos y de manera puntual en tiempo y espacio para esto las **funciones de acumulación de especies**, son una herramienta potencialmente útil en el análisis de la riqueza específica de muestras (Soberón y Llorente, 1993). El cual se puede comparar valores observados con estimadores de riqueza como:

- **Bootstrap:** Este estimador de las riquezas de especies se basa en p_j , la proporciones de unidades de muestreo que contiene a cada especie j (Palmer, 1990; Krebs, 1989).

3.8.4. Índices Basados en la Abundancia Relativa de Especies.

Estos índices buscan conjugar la riqueza y la abundancia relativa.

- **Diversidad de SHANNON.** Mide la heterogeneidad de la comunidad, el valor máximo será indicador de una situación en la cual todas las especies son igualmente abundantes. Cuando el índice se calcula para varias muestras, los índices se distribuyen de manera normal, lo que hace posible comparar el conjunto mediante el análisis de varianza y se recomienda para comparar hábitats diferentes. Con base en este índice, Shannon también calcula la Homogeneidad, que va de 0 a 1, y se basa en el número total de especies.

- **El índice de SIMPSON.** Es una medida de la dominancia que se enfatiza en las especies más comunes y reflejan más la riqueza de especies. El índice de Simpson se refiere a la probabilidad de que dos individuos de una comunidad infinitamente grande, tomados al azar, pertenezcan a la misma especie.

4. DISEÑO METODOLÓGICO

4.1. Localización y extensión

El lugar de muestreo se halla ubicada en el corregimiento de Mateo Pérez perteneciente al municipio de Sampués – sucre, las coordenadas geográficas de esta zona son $9^{\circ} 12' 29,40''$ de latitud norte y $75^{\circ} 22' 10,59''$ de longitud oeste.



Figura 1. Localización y extensión del sitio de muestreo

4.2. Muestreo.

4.2.1. Método de muestreo.

Se elaboró un croquis en el cultivo del ñame de manera que se pudo establecer una zona de muestreo conforme a las diferentes limitaciones de la zona de estudio.

En la zona establecida se tomaron submuestras al azar, de acuerdo con el modelo de muestreo que aparece en la figura 2

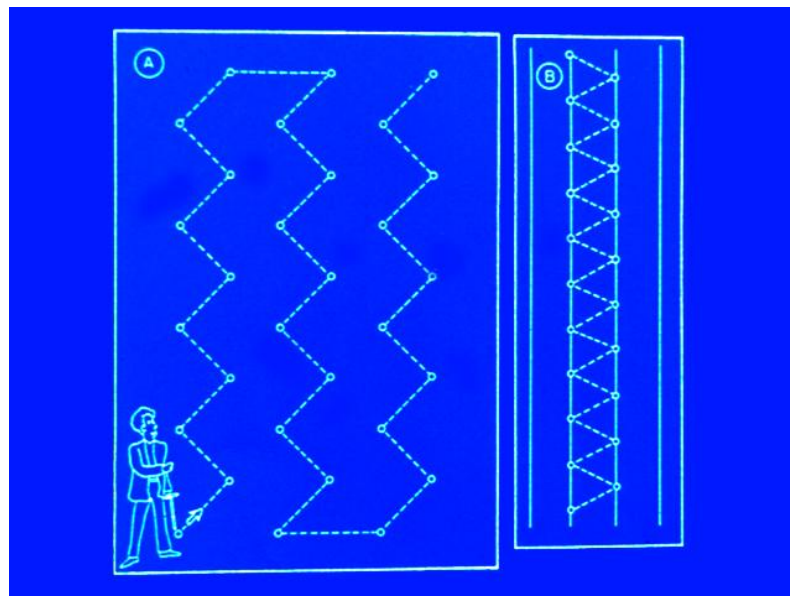


Figura 2. Modelo de muestreo al azar.

4.2.2. Seguimiento estacional: se hizo un seguimiento mensual de muestreo en la respectiva zona de estudio, durante siete (7) meses, entre julio de 2007 a enero de 2008, teniendo en cuenta los factores climáticos como la temperatura y la precipitación. Además otros factores como la humedad.

4.2.3. Cantidad de suelo muestreado.

Con el muestreo sobre los primeros 20 cm de profundidad, se tomaron muestreos equivalentes a 0.25 kg, mediante un barreno (anexo 3), depositando las muestras en bolsas o cubetas (OIRSA, 1999); luego se mezclaron, obteniéndose una muestra de 1Kg.

4.2.4. Manejo de las muestras.

Se toman porciones al azar hasta completar un kilogramo, las cuales se mezclan entre si hasta hacerlas homogéneas para conformar la muestra compuesta. Para su transporte se colocaron en bolsas de plástico, se cerraron y se guardaron para evitar la pérdida de humedad, se rotularon con los datos básicos como fecha del muestreo, cultivo, lugar de colecta, números de muestras, entre otras (OIRSA, 1999).

Las muestras se trasladaron al laboratorio de biotecnología de la Universidad de Sucre lo más rápidamente posible para evitar cambios en las densidades de las poblaciones de los nemátodos.

4.3. Análisis nematológico.

Se realizó de la siguiente manera en el laboratorio de biotecnología de la Universidad de Sucre.

Se realizó dos tipos de análisis, el de suelo y otro el de las raíces del tubérculo (*Dioscorea rotundata*), el análisis de suelo se realizó en primera instancia y de las raíces durante la época de cosecha.

4.4. Análisis de las muestras.

De las muestras, se preparó el suelo en sí para la extracción de nematodos.

4.4.1. Análisis nematológico del suelo:

La extracción de los nematodos presentes en el suelo, se logró mediante los siguientes procedimientos.

- a) Cada una de las muestras se depositó en un balde, agregándole 3 litros de agua, con el propósito de homogenizó, con lo que facilitaba la extracción de los nematodos.
- b) Después la suspensión se tamizó en un sistema de tamices de 1mm, 200 μ , 100 μ y 45 μ de ojo de malla. Luego se procedió a coleccionar los nemátodos, a partir de cada uno de los tres últimos tamices, según el tamaño corporal
- c) El tamizado, se centrifugó en tubos de 100cc, a 1.250 rpm durante 5 minutos, eliminando el sobrenadante.
- d) Al sedimentado de cada tubo se le agregó una solución de sacarosa (500g/l), agitándolos y luego se sometieron a una nueva centrifugación (1.250 rpm), durante 3 minutos, y finalmente los nemátodos flotaron, quedando el residuo de suelo en el fondo del tubo.
- e) Por último, se tamizó el sobrenadante con los nematodos en el tamiz de 45 μ . De inmediato se procedió a hacer un lavado eliminando el azúcar. Seguidamente se depositaron los nemátodos en una caja de petri o Siracusa, y finalmente se procedió a realizar el conteo a través de un estereoscopio.

4.4.2. Extracción de los nemátodos de las raíces

Los fragmentos radiculares se lavaron, para eliminar totalmente los remanentes de suelo, luego se fragmentaron en segmentos de 2 cm, alcanzando un peso de 100g, que se sometía al proceso de incubación de Young (1954), en un lapso de 2 a 3 días. Luego se procedió al conteo e identificación de los especímenes

4.5. Procesamiento y montaje de nematodos:

Los especímenes fueron relajados a calor, sumergiendo el recipiente que los contiene en agua caliente (90°C) por 30 segundos, y luego se le agregó un volumen igual a la suspensión de nematodos una solución de formalina 8%-glicerina 2% caliente, dejándose almacenados en esta solución indefinidamente hasta proceder al montaje de láminas en glicerina por el método de reemplazo de Seinhorst (1959).

4.5.1. Montaje de placas permanentes: luego de realizarse la extracción se seleccionan los nemátodos en tubos de eppendorf, se procedió a realizar el montaje de placas permanentes por el método de evaporación glicerol- etanol de Seinhorst, 1966 (Handoo y Ellington, 2003).

Se transfirieron los nemátodos del fijador a un bloque de vidrio escavado (cristal Siracusa), conteniendo 0.5 mililitros de la siguiente solución:

Etanol al 96%	-----20 ml
Glicerol	-----1 ml
Agua destilada	-----79 ml

Luego el vidrio Siracusa con los nemátodos se colocaron en una caja de petri conteniendo etanol al 96%, con cuidado de que este último no haga contacto con

otros especímenes. Se dejaron por 12 horas en un horno a 35 – 40°C. Esto removi6 el agua contenida en el interior de los nemátodos.

Después de almacenarlos en el horno por 12 horas, los nemátodos se cubren con una soluci6n de:

Etanol al 96% -----95 ml.

Glicerol -----5 ml.

Posterior al montaje, que contiene los nemátodos se colocaron en una caja de Petri parcialmente serrada a un horno a 40°C, hasta que todo el alcohol se haya evaporado (Aprox. 3 horas).

Luego los nemátodos se cubrieron con glicerol puro (al 98.7%); para ser transferidas a un porta objetos, el cual se coloc6 la laminilla y por último se sellaron con esmalte de uñas transparentes y se rotul6 la placa con el número, fecha y zona de colecta.

4.5.2. Conteo y separaci6n e identificaci6n de morfotipos: Con un microscopio compuesto (Zeiss – Jena), en aumentos de 32X y 100X se utiliz6 para el conteo de fitonemátodos con la ayuda de una c6mara cuenta nemátodos y la separaci6n de morfotipos. El aumento de 400X se utiliz6 para la identificaci6n de los géneros utilizando las claves propuestas por Mai *et al* y Tarjan *et al*, 1977.

4.5.3. Análisis de datos.

4.5.3.1. Procesamiento de datos:

Diversidad alfa: con el cual se describirán los procesos matemáticos que involucran la diversidad de una comunidad.

4.5.3.2. Curva de acumulación por especies: se estableció el número de muestras representativas del número de géneros de nematodos de cada parcela de estudio o unidad de paisaje a través del software EstimateS 6.0 (Collwel, 1997). Esta curva nos representa el número de especies acumuladas de cada parcela conforme se va aumentando el esfuerzo de colecta de un sitio, de tal manera que la riqueza aumentará hasta que llegue un momento por el cual por más que se recolecte el número de especies alcanzará un máximo y se estabilizará en una asíntota (Espinosa, 2003). Ver figura 1:

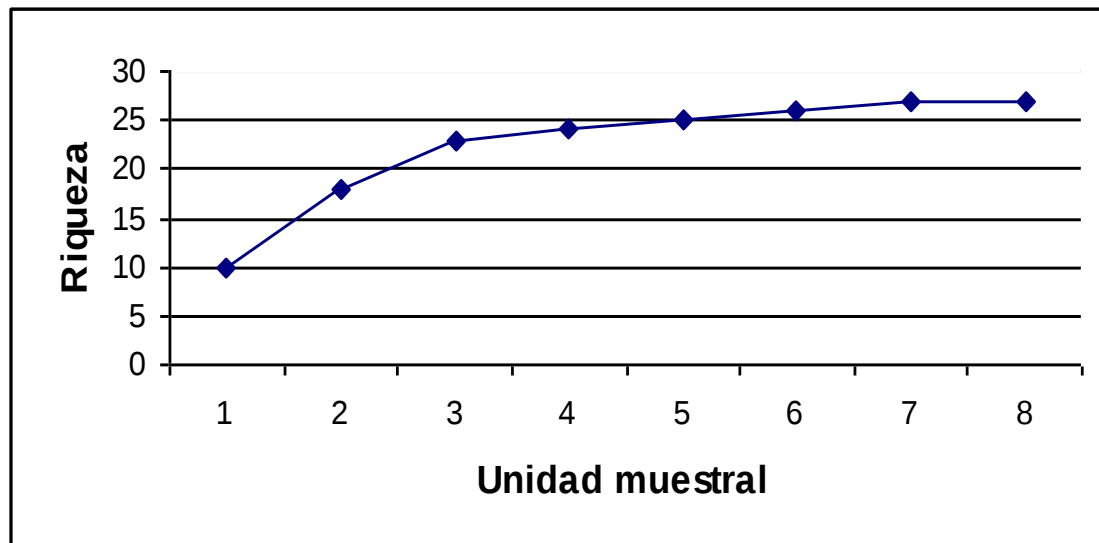


Fig 1. Curva de acumulación por especies

Fuente: Campos, 2001.

Para estimar el porcentaje de géneros acumulados se aplicó una función de la curva de acumulación por especies como lo es el estimador Bootstrap:

$$Bootstrap = S + \sum (1 - p_j)^n$$

Donde:

p_j = son las proporciones de unidad de muestreos que contiene cada especie j .

n = Total de número de especies.

- Índices basados en la abundancia relativa de especies:

Para medir la diversidad de las especies durante las épocas de sequía y de lluvia, se utilizó el índice de diversidad de Shannon-Weaver (H'):

$$H' = - \sum (p_i \cdot \ln p_i)$$

Donde:

p_i = Abundancia proporcional de cada especie (n_i / N).

n_i = Abundancia para la i -ésima especie.

N = No. Total de individuos.

Posteriormente para una comparación de valores de la diversidad de Shannon-weaver (H') se empleó la prueba t' , donde se calculará la varianza de cada comunidad independiente por la siguiente fórmula:

$$Var H' = \frac{(\sum p_i (\ln p_i)^2) - (\sum p_i \ln p_i)^2}{N} - \frac{S - 1}{(2N)^2}$$

Para calcular el valor de t :

$$t = \frac{H'_1 - H'_2}{(Var H'_1 + Var H'_2)^{0.5}}$$

Y para los grados de libertad (**DF**):

$$df = \frac{(Var H'_1 + Var H'_2)^2}{\{(Var H'_1)^2 / N_1\} + \{(Var H'_2)^2 / N_2\}}$$

En las tablas t se observaron las diferencias significativas entre las comunidades de nematodos para los valores de t y grados de libertad resultantes. Entre menor la probabilidad, mayor la diferencia, en términos de diversidad de abundancia que ocurre en ellas.

Para medir la dominancia de las especies se utilizó el índice de dominancia de Simpson:

$$D = \sum_{i=1}^S \frac{n_i(n_i - 1)}{N(N - 1)}$$

Donde:

S=número de especies.

n= número de individuos de la i-ésima especie.

N=número total de individuos.

RESULTADOS.

Se identificaron los géneros que aparecen en la tabla 1, los cuales pertenecen a varios niveles tróficos como los referenciados en la tabla 2

Tabla 1. Géneros de Nematodos asociados al ñame espino (*dioscorea rotundata*)

Familia	Subfamilia	Género	Referencia
Tylenchidae	Tylenchinae	<i>Rotylenchus</i>	Filipjev , 1936
		<i>Tylenchus</i>	Bastian, 1865
		<i>Tylenchorhynchus</i>	Cobb, 1913
		<i>Psilenchus</i>	De Man, 1921
Belonolaimidae	Telotylenchinae	<i>Paratrophurus</i>	Arias, 1970
Hoplolaimidae	Hoplolaiminae	<i>Helicotylenchus</i>	Steiner, 1945
Pratylenchidae	Pratylenchinae	<i>Pratylenchus</i>	Filipjev , 1936
Anguinidae	Nothotylenchinae	<i>Nothotylenchus</i>	Thorne, 1941
Cricematidae	Cricematinae	<i>Criconema</i>	Hofmanner y Menzel, 1914
		<i>Criconemella</i>	De Grisse y Loof, 1965
	Paratylenchinae	<i>Gracilacus</i>	Raski, 1962
Aphelenchidae	Aphelenchinae	<i>Aphelenchus</i>	Bastian, 1865
Aphelenchoididae	Aphelenchoidinae	<i>Aphelenchoides</i>	Fischer, 1894
Rhabditidae	Rhabditinae	<i>Rhabditis</i>	Dujardin, 1845
Cephalobidae	Cephalobinae	<i>Encephalobus</i>	Steiner, 1936
		<i>Cephalobus</i>	Bastian, 1865
	Acrobelinae	<i>Acrobeles</i>	Linstow, 1877
	Panagrolaiminae	<i>Panagrolaimus</i>	Fuchs, 1930
Dorylaimidae	Dorylaiminae	<i>Dorylaiminae</i>	Filipjev , 1918
		<i>Discolaimus</i>	Cobb, 1913
		<i>Ironus</i>	Bastian, 1865
	Actinolaiminae	<i>Actinolaimus</i>	Cobb, 1913
Plectidae	Plectinae	<i>Chronogaster</i>	Cobb, 1913
	Wilsonematinae	<i>Tylocephalus</i>	Crossman, 1933
Tripylidae		<i>Tripyla</i>	Bastian, 1865
Prismatolaimidae		<i>Prismatolaimus</i>	de Man, 1880
Leptonchidae		<i>Doryllium</i>	Cobb, 1920
		<i>Dorilaimoides</i>	Thorne and Swanger, 1936
Mononchidae		<i>Mononchus</i>	Bastian, 1865
		<i>Prionchulus</i>	(Dujardin, 1845) Wu and Hoeppli, 1929
		<i>Iotonchus</i>	(Cobb, 1916) Altherr, 1950
		<i>Mylonchulus</i>	(Cobb, 1906) Andrassy , 1958
Monhysteridae	Monhysterinae	<i>Monhystera</i>	Bastian, 1865
Chromadoridae		<i>Acromadora</i>	Cobb, 1913

Tabla 2. Clasificación de los nematodos asociados al cultivo del ñame según su hábito alimentario y presencia

Género	Gremio	Frecuencia
<i>Rotylenchus</i>	Fitoparásito	598
<i>Tylenchus</i>	Fitoparásito	6
<i>Tylenchorhynchus</i>	Fitoparásito	7
<i>Psilenchus</i>	Fitoparásito	6
<i>Paratrophurus</i>	Fitoparásito	1
<i>Helicotylenchus</i>	Fitoparásito	1137
<i>Pratylenchus</i>	Fitoparásito	14
<i>Nothotylenchus</i>	Fitoparásito	1
<i>Criconema</i>	Fitoparásito	3
<i>Cricone mella</i>	Fitoparásito	40
<i>Gracilacus</i>	Fitoparásito	5
<i>Aphelenchus</i>	Fungív oro	77
<i>Aphelenchoides</i>	Fungív oro	8
<i>Rhabditis</i>	Bacterív oro	19
<i>Encephalobus</i>	Bacterív oro	11
<i>Cephalobus</i>	Bacterív oro	6
<i>Acrobeles</i>	Bacterív oro	4
<i>Panagrolay mus</i>	Bacterív oro	4
<i>Dorylaiminae</i>	Omnív oro	191
<i>Discolay mus</i>	Omnív oro	15
<i>Ironus</i>	Omnív oro	1
<i>Actinolamus</i>	Omnív oro	10
<i>Chronogaster</i>	Bacterív oro	6
<i>Tylocephalus</i>	Bacterív oro	4
<i>Tripyla</i>	Predador	8
<i>Prismatolay mus</i>	Predador	1
<i>Doryllium</i>	Omnív oro	39
<i>Dorilaimoides</i>	Omnív oro	3
<i>Mononchus</i>	Predador	1
<i>Prionchulus</i>	Predador	28
<i>Iotonchus</i>	Predador	1
<i>Mylonchulus</i>	Predador	6
<i>Monhystera</i>	Predador	4
<i>Acromadora</i>	Bacterív oro	2

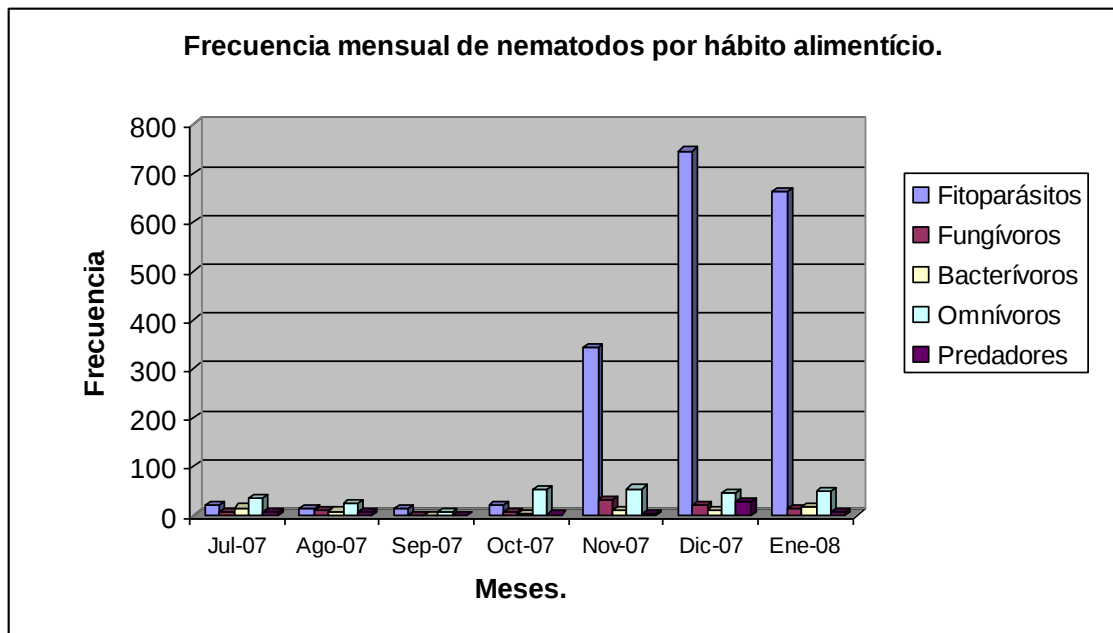


Fig. 3: Frecuencia de individuos por hábito alimentario entre los meses de julio del 2007 hasta enero del 2008.

Nematodos Fitoparásitos más Frecuentes

Microfotografía del género	Descripción
	Fig. 4. <i>Tylenchus</i>: Tiene presencia de campos laterales, estilete pequeño con nódulos basales, vulva en la mitad del cuerpo en las hembras. Los machos presentan bursa conspicua y cola filiforme.



Fig. 5. *Helicotylenchus*: El cuerpo es arqueado o en espiral cuando está en reposo. La región labial es redondeada o anteriormente aplanada o truncada. El estilete es moderadamente largo. En las hembras la vulva está localizada posterior al punto medio del cuerpo, la cola es redondeada o casi puntiaguda con una proyección corta en la cara ventral.



Fig. 6. *Criconemella*: Es un nematodo de cuerpo corto y ancho, las hembras tienen la región labial angosta, continua con el resto del cuerpo. En las hembras el estilete es desarrollado, cola redondeada o puntiaguda, la vulva se ubica cerca de la parte posterior del cuerpo. En los machos con cutícula gruesa y grandes anillos, generalmente no presentan estilete.



Fig. 7. *Pratylenchus*: La región labial es anillada y poca diferenciada del cuerpo. Estilete corto, fuerte con nódulos gruesos y redondeados, cola casi redondeada o puntiaguda. La hembra tiene la vulva ubicada en el cuarto posterior, con un ovario sencillo y el macho presenta cola con bursa.



Fig. 8. *Tylenchorhynchus*: La región labial se presenta como una prolongación del cuerpo, presencia de campos laterales con 2 – 5 incisuras, el bulbo posterior desarrollado, la cola ahusada, redondeada y ligeramente estriada; el estilete desarrollado con nódulos basales conspicuos.

	Fig. 9. <i>Criconema</i>: cola final atenuada, cuerpo 73-78, 48-51 μ y la vulva se encuentra en 8-9 anillo del extremo posterior
	Fig. 10. <i>Rotylenchus</i>: La región cefálica está dividida en seis placas, delimitadas a su vez por seis estrías longitudinales. Los campos laterales están areolados en su inicio pero pierden esta característica gradualmente

Los géneros *Helicotylenchus* y *Rotylenchus*, con 1137 y 598 individuos respectivamente (Fig. 11), fueron los de mayor frecuencia (Tabla 2), los cuales aumentaron en mayor frecuencia en los meses de noviembre, diciembre y enero. (Tabla 3)

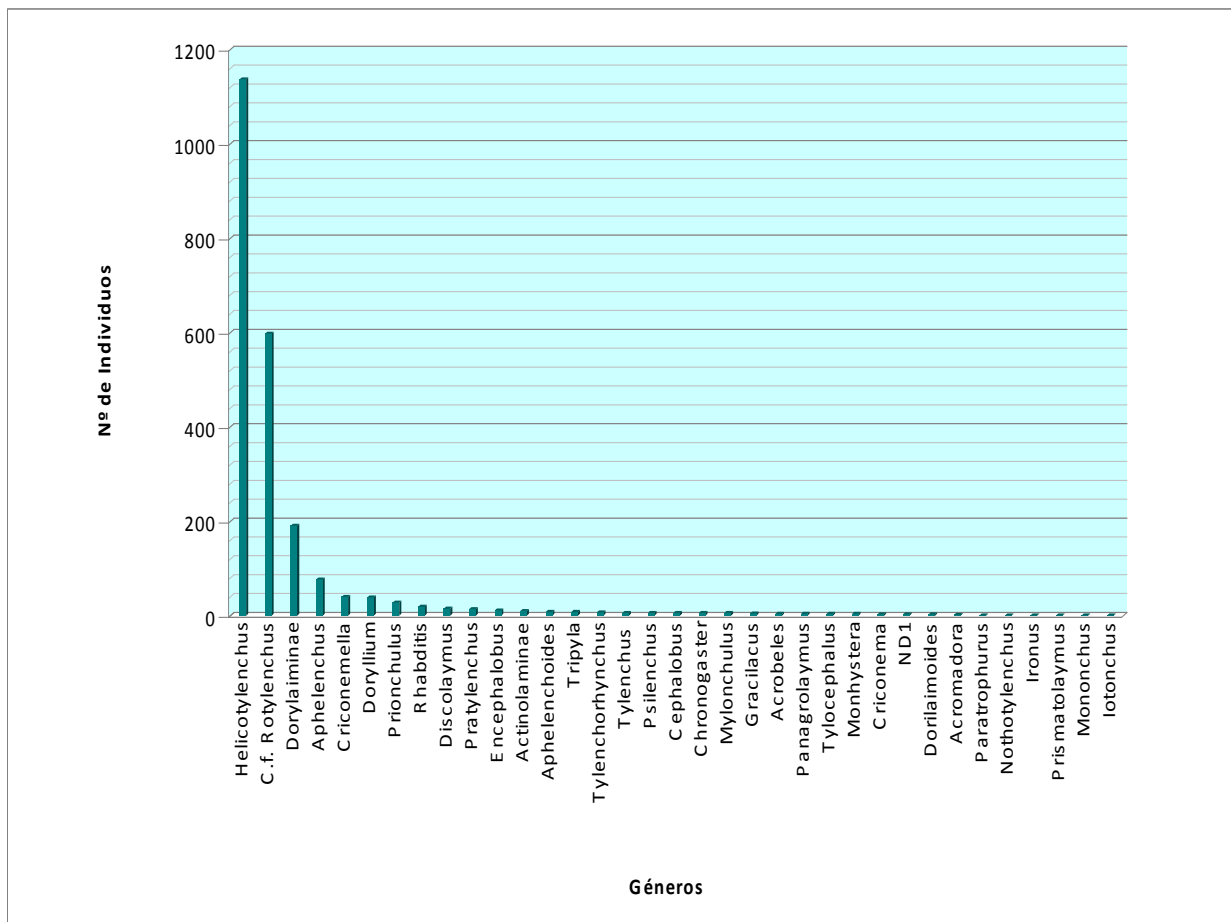


Fig. 11. Ordenamiento de los géneros según su abundancia

Tabla 3. Frecuencia mensual de los géneros asociados al cultivo del ñame según su presencia o ausencia de nematodos.

Género/Meses	Jul-07	Ago-07	Sep-07	Oct-07	Nov-07	Dic-07	Ene-08
<i>Discolaymus</i>	(E) 13	(ME) 1	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0
<i>Encephalobus</i>	(ME) 7	(ME) 2	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 2	(AU) 0
<i>Helicotylenchus</i>	(E)16	(ME) 6	(E)11	(E)17	(MA) 318	(MA) 723	(A) 46
<i>Pratylenchus</i>	(ME) 2	(AU) 0	(ME) 2	(AU) 0	(ME) 4	(ME) 6	(AU) 0
<i>Aphelenchus</i>	(ME) 2	(ME) 10	(AU) 0	(ME) 5	(A) 30	(E)19	(E)11
<i>Cephalobus</i>	(ME) 3	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 2	(ME) 1	(AU) 0	(AU) 0
<i>Actinolaminae</i>	(ME) 4	(ME) 1	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(ME) 4	(AU) 0
<i>Rotylenchus</i>	(ME) 2	(ME) 5	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(MA) 590
<i>Chronogaster</i>	(ME) 2	(ME) 3	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0
<i>Dorylaimoides</i>	(ME) 3	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0
<i>Dorylaiminae</i>	(E)13	(E) 18	(ME) 5	(A) 32	(A) 36	(A) 39	(A) 48
<i>Ironus</i>	(ME) 1	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0
<i>ND1</i>	(ME) 1	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(ME) 1	(AU) 0	(AU) 0
<i>Criconemella</i>	(ME) 1	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0	(E)12	(ME) 7	(E)19
<i>Aphelenchoides</i>	(ME) 4	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(ME) 2
<i>Rhabdits</i>	(ME) 2	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(E)16
<i>Monhystera</i>	(ME) 4	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0
<i>Prionchulus</i>	(ME) 2	(ME) 2	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 3	(A) 21	(AU) 0
<i>Tylenchus</i>	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 5
<i>Acromadora</i>	(AU) 0	(ME) 2	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0
<i>Doryllium</i>	(AU) 0	(ME) 3	(AU) 0	(E)18	(E)17	(ME) 1	(AU) 0
<i>Tripyla</i>	(AU) 0	(ME) 2	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(ME) 1	(ME) 4
<i>Prismatolamus</i>	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0
<i>Mylonchulus</i>	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0	(ME) 4	(AU) 0
<i>Tylenchorhynchus</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 2	(ME) 3	(ME) 2	(AU) 0
<i>Tylenchus</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0
<i>Tylocephalus</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 3	(ME) 1	(AU) 0
<i>Psilenchus</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 2	(ME) 4	(AU) 0
<i>Panagrolaymus</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(ME) 3	(AU) 0
<i>Acrobeles</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 2	(ME) 2	(AU) 0
<i>Gracilacus</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 3	(ME) 2	(AU) 0
<i>Paratrophurus</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0	(AU) 0
<i>Mononchus</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0
<i>Nothotylenchus</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1	(AU) 0
<i>Criconema</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 3
<i>Iotonchus</i>	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(AU) 0	(ME) 1

Tabla 4. Convenciones según la presencia o ausencia de nematodos

Rango	Categoría	
0	AU	Ausente
1 a 10	ME	Muy Escaso
11 a 20	E	Escaso
21 a 80	A	Abundante
81 a más	MA	Muy Abundante

Los datos de la precipitación y temperatura que aparecen en la Fig.12 corresponden a la estación meteorológica de El Perico, de los meses en los cuales se realizaron los muestreos; según estos datos, las mayores precipitaciones se presentan en los meses de Julio, Agosto, Septiembre, Octubre y las bajas precipitaciones o sequía corresponden a los meses de Noviembre, Diciembre y Enero, en la época de lluvia o mayor precipitación, los nematodos Fitoparásitos presentaron bajas frecuencias, de igual forma el resto de los géneros identificados, en los meses de sequía o baja precipitación, los fitoparásitos alcanzaron frecuencias de 343, 746 y 663, a diferencia de los demás grupos de nematodos que presentaron bajas frecuencias (Tabla 5. Fig. 3)

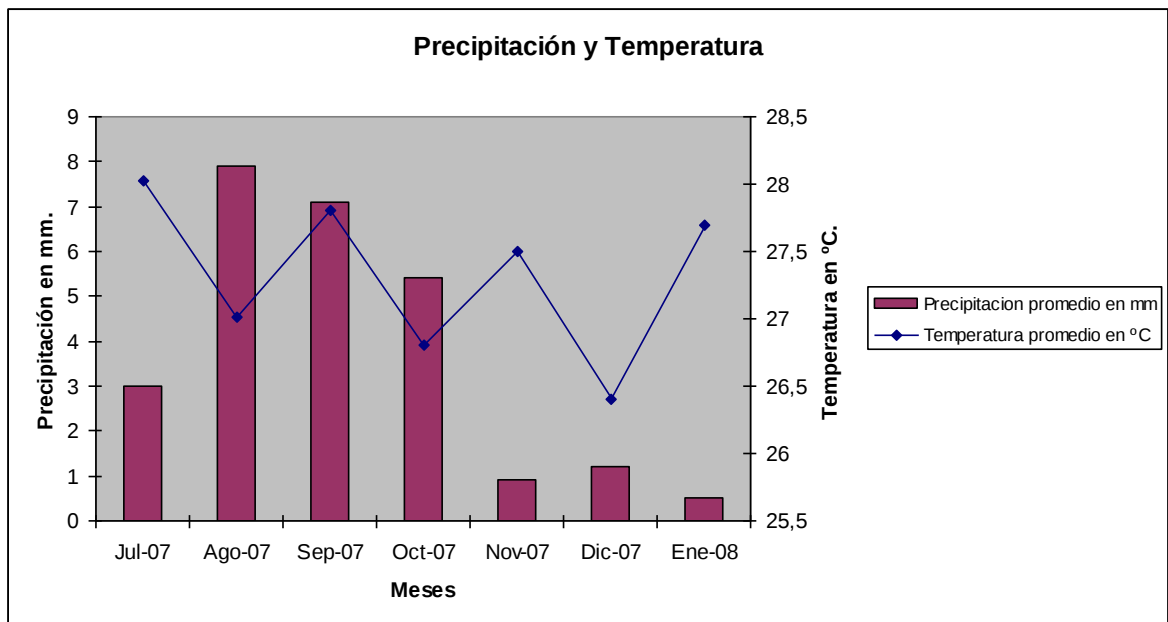


Fig. 12. Precipitación y temperatura promedio entre los meses de julio del 2007 hasta enero del 2008.

Tabla 5, se puede apreciar las frecuencias de los nematodos según su hábito alimentario; mientras que en la figura 13 aparecen los porcentajes de cada uno de los anteriores grupos correspondiente a la época de lluvias. En la figura 14, los porcentajes de dicho grupo en los meses de sequía.

Tabla 5: Frecuencia de individuos por hábito alimentario entre los meses de julio del 2007 hasta enero de 2008

Meses	Jul-07	Ago-07	Sep-07	Oct-07	Nov-07	Dic-07	Ene-08
Fitoparásitos	21	12	14	20	343	746	663
Fungívoros	6	10	0	5	31	20	13
Bacterívoros	15	8	0	3	9	9	16
Omnívoros	34	23	5	51	54	44	48
Predadores	6	5	0	1	4	27	5

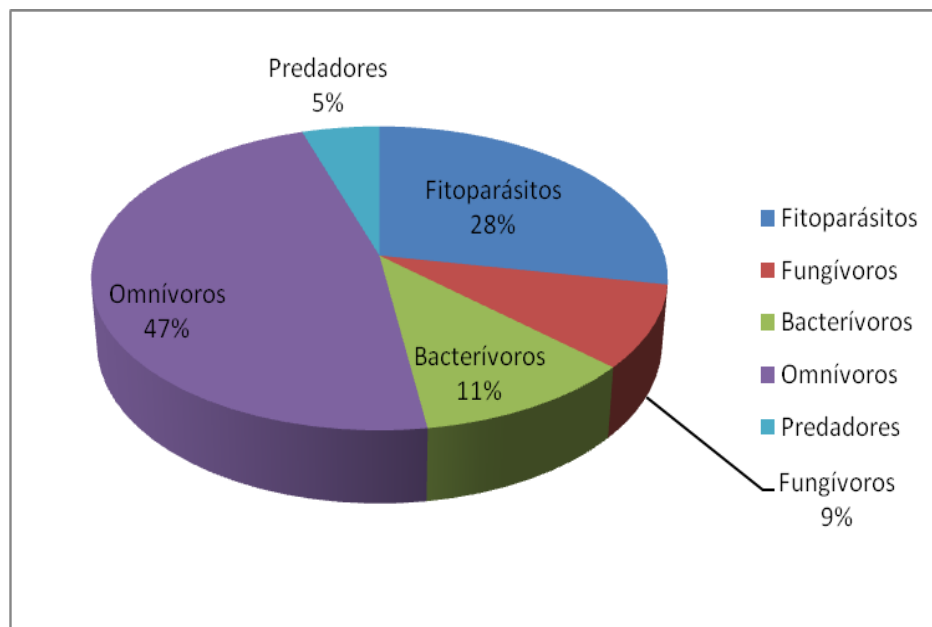


Fig. 13. Distribución porcentual de nematodo en época de lluvia.

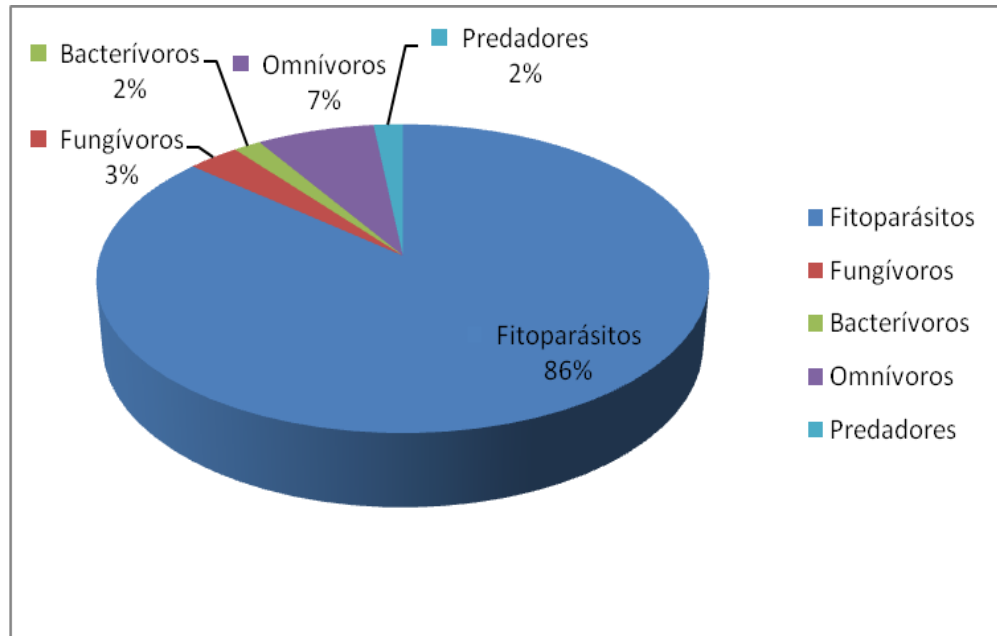


Fig. 14. Distribución porcentual de nematodo en época de sequía

Diversidad y Dominancia:

El índice de diversidad de Shannon-Wiener presentó una variación en los meses de lluvia y sequía, oscilando entre 3.51 a 2.01, respectivamente (Tabla 6), de igual manera ocurrió con el índice de Simpson (Fig. 15), el cual en los meses de lluvia fue de 0.143, y en la épocas de sequía fue de 0.376. La prueba T para los índices de Shannon-Wiener y Simpson, permite rechazar la hipótesis nula (H_0) (Tabla 7), según la cual las poblaciones no presentaban variaciones en periodos de lluvia y sequía.

Tabla 6. Índice de shannon y simpson de Nematodos en lluvia y sequía

	Shannon-Wiener	Simpson
Nematodo en época de lluvia	3,51	0,143
Nematodo en época Sequía	2,01	0,376

Tabla 7. Prueba T para la comparación de valores de diversidad de Shannon Wiener a $p > 0.05$

	Lluvia y Sequía
T-test Shannon	12,445
Grados de Libertad	3,15166
Ho (Hipótesis Nula)	Rechazada

t: tabulada al 0.05 = 2.353

Ho: las poblaciones de nematodos Fitoparásitos no presentan variaciones en época de lluvia y sequía. ($H'_{sequía} = H'_{lluvia}$).

Ha: las poblaciones si presentan variaciones en dichos periodos, ($H'_{sequía} \neq H'_{lluvia}$)

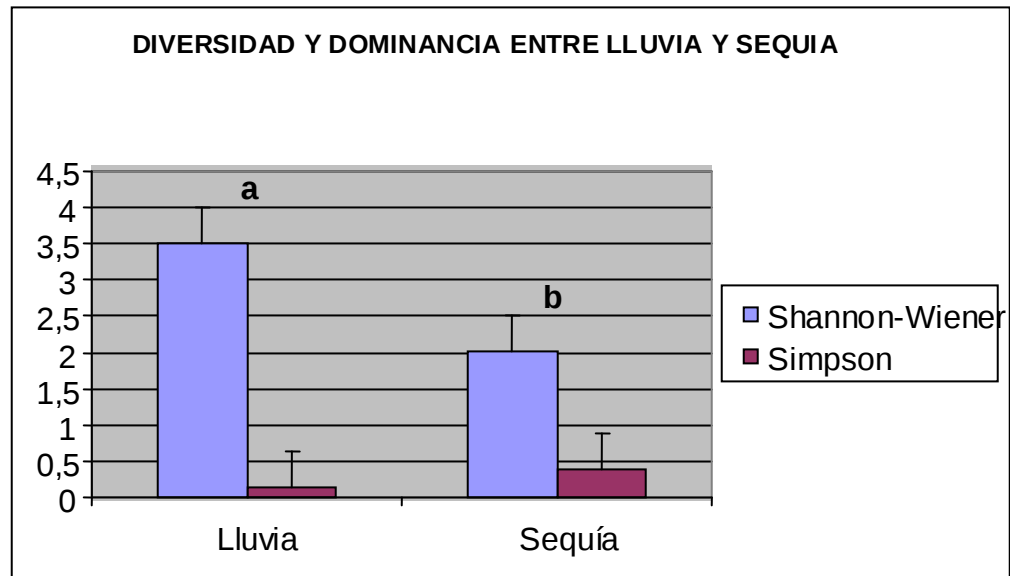


Fig. 15. diversidad y dominancia

Curva Acumulatoria por géneros:

El seguimiento mensual de los muestreos de campo, analizado según la curva de acumulación de especies permitió evidenciar que no se presentó el comportamiento correspondiente a la asíntota debido a que los datos de campo mostraron un nivel inferior al que determinó el estimador de bootstrap, el cual fue de 89,19 % lo que permite afirmar que el muestreo fue bastante representativo (Fig. 16).

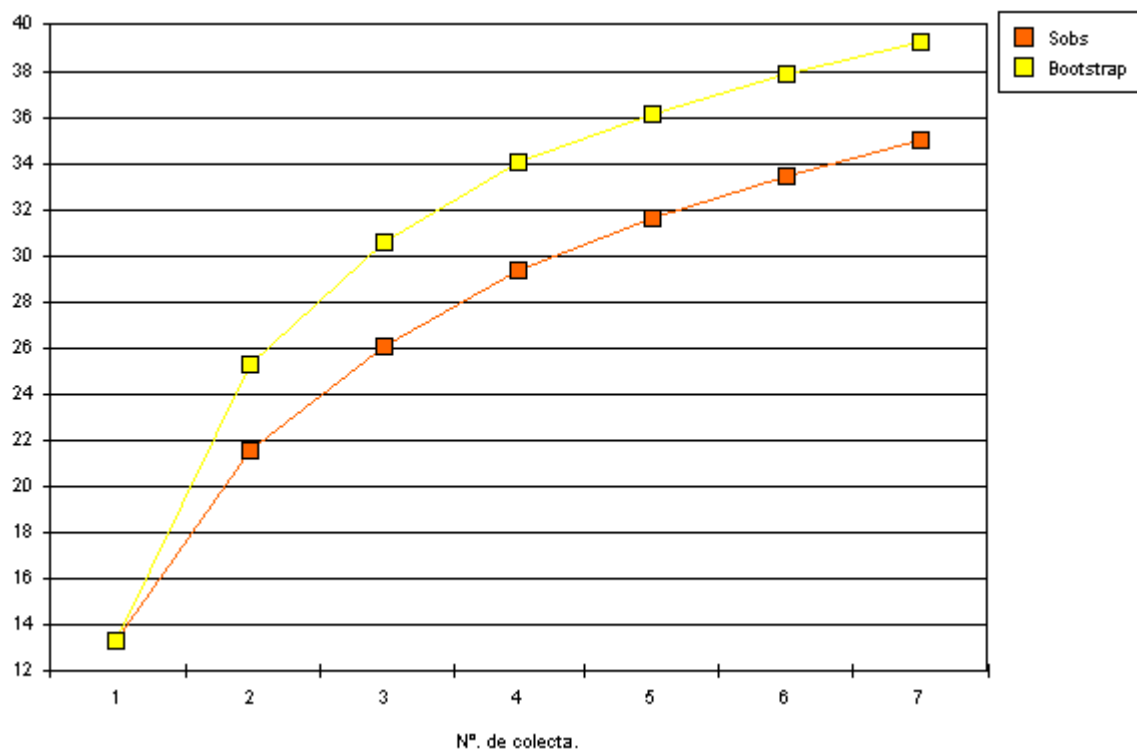


Fig. 16. Curva acumulatoria por géneros de nematodos y su estimador bootstrap.

Paralelo a los análisis realizados en el presente estudio, se realizó muestreos a nivel radicular, encontrándose la presencia de los géneros que aparecen en la Tabla 8

Tabla 8. Nematodos encontrados en la raíces de Dioscórea rotundata

Género	Nº de individuos	Porcentaje
<i>Aphelenchus</i>	92	87,6
<i>Helicotylenchus</i>	9	8,57
<i>Tylenchorhynchus</i>	1	0,95
<i>Tylenchus</i>	1	0,95
<i>Rotylenchus</i>	1	0,95
<i>Cephalobus</i>	1	0,95
Total	105	100

ANALISIS DE RESULTADOS

Los géneros *Rotylenchus*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*, *Aphelenchus* y *Aphelenchoides*, encontrados en *Dioscórea rotundata*, también fueron reportado por Adegbite y sus colaboradores en el año 2006, quienes hicieron un estudio sobre nematodos fitoparásitos en *Dioscórea* sp., en tres estados de Nigeria. El género *Pratylenchus* es uno de los más importantes a nivel económico en los cultivos de ñame (*Dioscórea* sp), causando una pudrición seca de los tubérculos en el almacenamiento. Los daños causados por los nematodos fitoparásitos reducen la calidad y la producción del tubérculo en el campo y en el almacenamiento (Ayala y Acosta, 1971; Bridge, 1972; Thompson *et al*, 1973; Adesyan y Odirhin, 1977; Caveness, 1982; Hahn *et al*, 1989; Green y Florini, 1996; Agbaje *et al*, 2002 y 2003; Adegbite *et al*, 2005). Ensayos de laboratorio, invernadero y campo llevaron a estos investigadores a concluir que las especies *Pratylenchus coffeae* y *Scutellonema bradys* causan la pudrición seca en los tubérculos (Román, 1977).

A partir de los resultados obtenidos en la época considerada como de sequía o baja precipitación se pudo observar que la mayor abundancia de géneros fitoparásitos correspondieron a *Helicotylenchus* y *Rotylenchus*, tal vez, se debió a su adaptación a un amplio rango de condiciones que les permiten ser más tolerantes a cambios de temperatura, aireación, acidez, desecación y alcalinidad; es decir, una mayor adaptabilidad, por ende, una alta capacidad de incremento poblacional. La textura y estructura del suelo, franco-arenoso, tiene un efecto importante, tanto que favorece la presencia y el incremento de la población fitoparásita, puesto que presenta elevado porcentaje de arena con su mayor macro porosidad, lo que favorece la movilidad del nematodo y con ello una mayor facilidad para la consecución de los alimentos.

Hay que destacar que en la época considerada como sequía o baja precipitación, se presentaron lluvias esporádicas, lo que favoreció el incremento poblacional, debido a que se forman películas de agua, la cual facilita el movimiento entre las partículas de suelo.

La época de lluvia o alta precipitación juega un papel fundamental para los nematodos, ya que estos dependen de las concentraciones de oxígeno para realizar sus funciones vitales. Según Stolzy y Van Gundy (1968), la fase líquida contiene los solutos del suelo, y el oxígeno es inversamente proporcional a la fase gaseosa, es decir, entre más húmedo el suelo, hay menos oxígeno, sin embargo, algunos estudios realizados por Van Gundy (1985), con nematodos fitoparásitos han determinado la presencia de un metabolismo oxidante que capacita los nematodos a sobrevivir sin oxígeno durante periodos variables. Según Nas (1978), los bajos niveles de oxígeno pueden conducir a la inactividad y permite la sobrevivencia de los nematodos.

Los resultados obtenidos durante el período de estudio en campo desde julio del 2007 a enero del 2008, demostró que la población de los nematodos fitoparásitos son más sensible a la humedad que las poblaciones de los nematodos no fitoparásitos; concordando con los resultados encontrados por Baker y Cook (1974), citados por Rodríguez (1999), al igual que muchos patógenos. Los nematodos fitoparásitos forman grupos con resistencias a los cambios de las variables ambientales; con un comportamiento en cuanto a sus selectividad de las poblaciones de hospederos; el aumento de la población de fitoparásitos en su época según Agrios (1998), comenzando así éstos a atacar los tejidos de las plantas hospedantes en este caso *Dioscúrea rotundata*, acelerando las condiciones de estrés de estas lo que puedes hacerlas susceptibles al ataque de otros patógenos, conduciendo finalmente a su muerte.

En la época de baja precipitación se rompe la equidad que hay en las comunidades de nematodos (fungivoro, bacterivoro, predadores, omnívoros y fitoparásitos), como lo demostró la baja diversidad de Shannon-Wiener, aumentando la dominancia del gremio fitoparásito, como lo demuestra el índice de Simpson.

Como no se alcanzó totalmente la asíntota en el seguimiento de campo como aparece en la curva acumulatoria; un 89.19% de los géneros estimados por la ecuación Bootstrap, se puede considerar que es un inventario fiable. El alto porcentaje del género *Aphelenchus* (87.6%) en las raíces del tubérculo, aunque es un nematodo fungivoro, tiende a comportarse también como fitoparásito, pero en los cultivos de ñame (*Dioscórrea sp.*) no se han reportado daños por este nematodo; aunque si hay reportes de graves daños en otros cultivos como en el arroz y avena.

CONCLUSIONES

- ❖ Los géneros de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo del ñame espino (*Dioscorea rotundata*), Mateo Perez – Sampues son: *Rotylenchus*, *Tylenchus*, *Tylenchorhynchus*, *Psilenchus*, *Paratrophurus*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*, *Nothotylenchus*, *Criconema*, *Criconemella*, *Gracilacus*.
- ❖ La población de nemátodos fue influenciada por los factores edáfoclimáticas, encontrándose la mayor poblacional de nematodos fitoparásitos en la época considerada como sequía. (baja precipitación)
- ❖ Las condiciones edafoclimáticas (temperatura, precipitación, pH y textura del suelo), dadas en el cultivo de ñame espino – Mateo Pérez, fueron favorables para el desarrollo de las poblaciones de nemátodos fitoparásitos y no fitoparásitos.
- ❖ En la época de lluvia, la diversidad de Shannon-Wiener fue de 3.51, mientras que en sequía disminuyó a 2,01, lo que indica que si hubo diferencias significativas en los cambios de la diversidad entre las dos épocas, realizado por la prueba T de la diversidad de Shannon a una probabilidad de 95% de confianza, caso contrario; a la dominancia de Simpson, que en la época de lluvia fue de 0.143, aumentando en sequía a 0.376.

- ❖ Los nematodos fitoparásitos de mayor abundancia en el cultivo del ñame espino (*Dioscorea rotundata*) fueron *Helicotylenchus* con 1137 individuos y *Rotylenchus* con 598 individuos.
- ❖ En las épocas de sequía aumentó el número de individuos de los géneros *Helicotylenchus* y *Rotylenchus* a diferencia de los demás géneros donde su población cambio considerablemente.
- ❖ Los resultados obtenidos durante el período de estudio en campo desde julio del 2007 a enero del 2008, demostró que la población de los nematodos fitoparásitos son mas sensible a la humedad que las poblaciones de los nematodos no fitoparásitos; concordando con los resultados encontrados por Baker y Cook (1974), citados por Rodríguez (1999).

8. RECOMENDACIONES

- ❖ Las futuras investigaciones en este tema deben de estar dirigidas a monitorear la dinámica y fluctuación poblacional de los nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de ñame así como métodos de manejo encaminados a disminuir las poblaciones en lotes comerciales.
- ❖ Los cultivadores de ñame deben utilizar semillas de buena calidad y libre de cualquier agente que puedan más adelante causar daños y pérdidas económicas, ya que el cultivo de ñame se ve afectado entre otras razones, porque la mayoría de las semillas son tomadas de los mismos cultivos en los siguientes ciclos, lo que conlleva a un nivel de transmisión de plagas y enfermedades entre las que se encuentran la acción de nemátodos.
- ❖ La realización de Muestreos, para determinar la dominancia y controlar las poblaciones y a si obtener mejores resultados en las cosechas.
- ❖ Tener en cuenta los nematodos como factores determinantes en los cultivos, ya que algunos cultivadores desconocen de estos agentes.
- ❖ Continuar con inventarios, monitoreo y evaluación de la biodiversidad a nivel de géneros de nematodos asociados al cultivo del ñame en otras zonas del Departamento de Sucre, con el objeto de evaluar las cambios ecológicos.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. **ADESIYAN, S.O.; ODIHIRIN, R.A.; ADENJII, M.O. 1977.** Economic losses caused by the yam nematode, *Scutellonema bradys*, in Nigeria. Plant Disease Reporter 59, 477–480.
2. **AGRIOS, G. 1998.** Fitopatología. Ed. Limusa. México D. F.
3. **ÁLVAREZ, A. 2000.** Prácticas agronómicas para el cultivo del ñame. En: ÑAME: Producción de semillas por biotecnología. Bogotá. 1ª edición. Unibiblos. Universidad Nacional de Colombia. pp. 33-39.
4. **ALVIS SANTOS, H., RUIZ BUSTOS, F. Y VERGARA ABAD, H. 1987.** En: estudio detallado de suelos de la granja El Perico (Sampues) y de la ciudadela universitaria Puerta roja (Sincelejo) Departamento de Sucre. Tesis de grado del programa de Ingeniería Agrícola de la facultad de Ingeniería de la Universidad de Sucre. Pág. 1- 2.
5. **AZMI, M. I., A.SINGH, AND B.D PATIL. 1985.** Control of *tylenchorhimchus* vulgari on caribbean stylo (*stylosanthes hamata*). Indian journal of nematology. 14: 2000 – 2001
6. **BAQUERO, M.J. & PÉREZ, L.M. (2002).** Identificación y caracterización de *Colletotrichum* spp. como agente causal de la antracnosis en *Dioscorea* spp. Tesis de grado. Facultad de Educación y Ciencias. Universidad de Sucre.
7. **BRIDGE, J. 1973 y 1972 .** Nematodes a pest of yams in Nigeria. Mededelingin faculteit Landbouwwetenschalifen Gent 38, pp. 841-852.

8. **BRIDGE, J. 1988.** Nematodes of Yams. In: Yams: Igname. (Ed. By Miège, J.; Lyonga, S.N.), Clarendon Press, Oxford. pp. 253-264.
9. **BRODIE, B.B. 1976.** Vertical distribution of three nematode species in relation to certain soil properties. *Journal of Nematology* . 8(3):243-247.
10. **BRUNT, A.A; JACKSON, G.V.H AND FRISON, E.A. 1989.** FAO/IBPGR technical guidelines for the safe movement of yam germoplasm. In collaboration with Research Institute of Plant Protection. ISBN-92-9043-148-2. P. 18-19.
11. **COATES-BECKFORD, P.L.; Brathwaite, C.W.D. (1977).** Comparison of various treatments for the control of *Pratylenchus coffeae* in yam. *Nematropica* 7, pp. 20–26.
12. **CROZZOLI, R Y PARRA D. (1991).** Detección del nematodo *Scutellonema bradys*, causante de la pudrición seca del ñame en Venezuela. *Fitopatol. Venez.* 4(1):26.
13. **DANE.** Encuesta nacional agropecuaria, resultados 1995, costa atlántica, 1996. p 16.
14. **DORAN, J. W. y PARKIN, B.T. 1994.** Defining Soil Quality for a Sustainable Environment. Soil Science Society of America, Inc. Special Publication. Number 35. Madison, Wisconsin, USA.
15. **DUNN, R AND CROW, W.T. 2001.** Introduction to plant nematology. Florida Nematode Management Guide from the Department of Entomology and

Nematology, Institute of Food Agriculture Science. University of Florida.
Disponible en: <http://edis.ifas.ufl.edu>

16. **ESCALANTE ESPINOSA, TANIA. 2003.** En: ¿Cuántas especies hay?
Los estimadores no paramétricos de Chao. Elementos 52.Pp. 53-58.
17. **GOODEY, J. B., FRANLINK, M. T. AND D.J. HOOPER. 1959.**
Supplement to the nematodes parasites of plant catalogued under their host
Pág.1955 – 1958
18. **GONZALO HALFFTER Y EXEQUIEL EZCURRA. 1992.** Que es la
Biodiversidad?" en *La Diversidad Biológica de Iberoamérica*
19. **HANDOO, ZAFAR and ELLINTONH, DONNA. 2003.** Some productores for
collecting and preparing nematodes for study. USDA. ARS (agriculture
researches service).
20. **HUGHES, J. d' A.; Meerman, J.C.; Speijer, P.R.; Vernier, P.; Asiedu, R.,** - in
collaboration with L. Dongo, C. KwosehJ. Mudiopé*, O. Olatunde, A. Tchabi ,
G. Atiri, L. Kenyon, J. Peters, S.K. Offei, R. Plowright, and M. Gumedzoe. 1999.
Improvement of yam-based production systems. Project 13. IITA. p 8, 12
21. **JACQ, V., FORTUNER, R., 1979.** Biological control of rice nematodes using
sulphate reducing bacteria. *Revue de Nématologie* 2, 41–50.
22. **JATALA, P. AND BRIDGE, J. 1990.** Nematode Parasites of Root and Tuber
Crops. In: *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture.*
(Ed. by Luc, M., Sikora, R. A.; Bridge, J.), CAB International, Wallingford, UK.
pp. 137–180.

23. **KREBS, C. J. 1989.** Ecological methodology. Harper Collins publ. 654 Pp.
24. **LOOF, P. A. A. 1960.** Taxonomic studies on the genus *Pratylenchus* (nematoda). Tijdschrift Pflanzenziekten 66: Pág. 29 – 90
25. **LUC, M. AND DE IGUARAN. 1960.** Les nématodes assoeciés aux plantes de l'ouest Africain. Liste perliminare. Agronomie Tropicale (Nogent) 15: Pág. 434 – 449.
26. **LUC, M.; HUNT, D. J.; MACHON, J.E.1990.** Morphology, anatomy and biology of plant parasitic nematodes .Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. Cab International. CAP 1. London .Pag 4.
27. **MELO, O. 2001.** Documento Base para el Componente Vegetación en el Proyecto “Zonas Aridas”. Universidad del Tolima. 14 p.
28. **NAS ,1978.** Control de nematodos parásitos de plantas. Nacional Academy of Sciencies. Vol 4. Editorial Limusa. México. Pág. 219.
29. **NOMBELA, G. & BELLO, A. 1983.** Modificaciones al método de extracción de Nematodos fitoparásitos por centrifugación en azúcar. Bol. Serv. Plagas 9,183-189.
30. **ORGANISMO INTERNACIONAL REGIONAL DE SANIDAD AGROPECUARIA (OIRSA). 1999.** En: Toma, preservación y traslado de muestras vegetales para análisis fitopatológico.

31. **PALMER, M. W., 1990.** The estimation of species richness by strapolation. Ecology. 71:1195-1198.

32. **SANCHES, J. 1978.** Manual de nematología. Ed. Temas de orientación agropecuaria.

33. **SASSER, J.N. AND FRECKMAN, D.W. 1987.** A World Perspective on Nematology: The Role of the Society. In: Vistas on Nematology. (Ed. by Veech, J.A.; Dickson, D.W.), Society of Nematologists, Hyattsville, Maryland. pp. 7–14.

34. **SEINHORST, J.W. (1966).** Killing nematodes for taxonomic study with hot F.A. 4:1. Nematologica 12:178.

35. **SHARMA, S.B.; PRICE, N.S. AND BRIDGE J. 1997.** The past, present and future of plant nematology in International Agricultural Research Centers. Nematological Abstracts. Vol 6. No. 3. pp 119-142

36. **SINGER, M.J. Y EWING, S. 2000.** Soil Quality. En Handbook of Soil Science. Chapter 11 (ed. Sumner, M. E.), 271-298, CRC Press, Boca Raton, Florida.

37. **STIRLING, G.R. 1991.** Biological control of plant parasitic nematodes. CAB internacional. Cap 3. London. Pág. 22-45.

38. **THURSTON, H. D. 1998.** Tropical Plant Diseases. 2th Edition. APS PRESS.

39. **USDA, 2002.** United States Department Agriculture. Nematology Laboratory. Web: <http://www.barc.usda.gov/psi/nem/what-nem.htm>
40. **VALAREZO, J. 2001.** Comp. Manual de Fertilidad de Suelos. Universidad Nacional de Loja, Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, Carrera de Ingeniería Agronómica. 84 p.
41. **VAN DER WAL, A. F. 1994.** Nematology; summary nematology lectures. En: International course on integrated pest management. Mar 20, Jul 2, pag 25.
42. **VAN GUNDY, S, D. 1965 – 1985.** Factors in survival of nematodos. Annu., Rev
Phytopathology. 3:43-68.
43. **VOLCY, C. 1998.** Nematodos diversidad y parasitismo .Tomo II .Medellín, Universidad Nacional de Colombia. 182 Pág.
44. **WALLACE, H. R. 1969.** The influence of nematode numbers and of soil particle size, nutrients and temperature on the reproduction of *Meloidogyne javanica*. Nematologica 15, pp. 55-64.
45. **WALLACE, H.R. 1958.** Movement of eelworms. The influence of pore size and moisture content of the soil, *Heterodera glycines* .Ann, Appl. Biol. 46:74-85.
46. **YOUNG T.W. 1954.** An incubation method for collecting migratory endo parasitic nematodes. Plant Dis. Rep. 38:794-795.

ANEXOS

ANEXO 1. Análisis fisicoquímico de la parcela de estudio.

Mateo Pérez - Sampués	
Textura	Franco arenoso
pH	8.20
% M.O	1.73
Humedad	78
Temperatura	26-29°C

ANEXO 2. **Muestra de suelo para análisis**



ANEXO 3. BARRENO



ANEXO 4 EXTRACCION DE NEMATODOS MEDIANTE TAMICES.



ANEXO 5. Vista De Nematodos a través Del Microscopio 1



ANEXO 6. Vista de nematodos a través del microscopio 2 ANEXO



ANEXO 7. Tabla de resultados de valores observados y estimados

Samples	Sobs	Bootstrap	Chao1
1	13,79	13,79	15,77
2	21,38	25,08	24,53
3	26,23	30,84	29,84
4	29,57	34,25	33,11
5	31,96	36,47	36,35
6	33,57	37,94	39,29
7	35	39,24	43,25
89,19%			

ANEXO 8. Frecuencia mensual de nematodos por hábito alimenticio

Meses	jul-07	ago-07	sep-07	oct-07	nov-07	dic-07	ene-08	Total
Fitoparásitos	21	12	14	20	343	746	663	1819
Fungívoros	6	10	0	5	31	20	13	85
Bacterívoros	15	8	0	3	9	9	16	60
Omnívoros	34	23	5	51	54	44	48	259
Predadores	6	5	0	1	4	27	5	48

ANEXO 9. Precipitación y temperatura.

Meses	jul-07	ago-07	sep-07	oct-07	nov-07	dic-07	ene-08
Precipitación promedio en mm	3	7,9	7,1	5,4	0,9	1,2	0,5
Temperatura promedio en °C	28,02	27,01	27,8	26,8	27,5	26,4	27,7

ANEXO 10. Diversidad y dominancia

Meses	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero
Diversidad de Shannon (H')	3,61	3,22	2,59	2,32	1,67	1,07	1,27
Dominancia de Simpson (λ)	0,098	0,141	0,386	0,252	0,538	0,734	0,643