

**UNIVERSIDAD NACIONAL HERMILIO VALDIZÁN, HUÁNUCO**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**

**ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**



---

**RESISTENCIA GENÉTICA AL NEMÁTODO DEL NUDO DE LA RAÍZ  
(*Meloidogyne incognita*) EN CUATRO CLONES PROMISORIOS DE  
CAMOTE (*Ipomoea batata* Lam.) EN CONDICIONES DE INVERNADERO  
EN LA E.E.A DONOSO, HUARAL – 2014)**

---

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE**

**INGENIERO AGRÓNOMO**

**IRMA BERTHA RODRIGUEZ VEGA**

**HUÁNUCO – PERÚ**

**2017**

**UNIVERSIDAD NACIONAL HERMILIO VALDIZÁN, HUÁNUCO**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**

**ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**



---

**RESISTENCIA GENÉTICA AL NEMÁTODO DEL NUDO DE LA RAÍZ  
(*Meloidogyne incognita*) EN CUATRO CLONES PROMISORIOS DE  
CAMOTE (*Ipomoea batata* Lam.) EN CONDICIONES DE INVERNADERO  
EN LA E.E.A DONOSO, HUARAL – 2014)**

---

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE**

**INGENIERO AGRÓNOMO**

**IRMA BERTHA RODRIGUEZ VEGA**

**HUÁNUCO – PERÚ**

**2017**

## **DEDICATORIA**

A mis padres, hermanos, sobrinos y tíos por su apoyo moral e incondicional en todos los aspectos de mi vida y por compartir momentos de alegría y tristeza.

## **AGRADECIMIENTOS**

A **DIOS**, por ser mi principal guía, por darme la fuerza necesaria para salir adelante y lograr mi meta.

A mi alma mater, la **UNIVERSIDAD NACIONAL HERMILIO VALDIZÁN DE HUÁNUCO**, por darme la oportunidad de aprender y forjarme como profesional.

Al **Ing. Víctor CASTRO Y CESPEDES**, por su orientación motivación y apoyo incondicional en el trabajo de investigación.

A mi asesor **Dr. David MAQUERA LUPACA**, por su colaboración y apoyo en la ejecución de mi tesis.

## RESUMEN

El trabajo de investigación se realizó en las instalaciones de la Estación Experimental Agrícola Donoso, Huaral; a una altitud de 180 msnm, con una biotemperatura media anual que fluctúa entre 17 °C y 22,2 °C; zona de vida desierto desecado Pre Montano Tropical (dd-PMT). El objetivo fue evaluar la resistencia genética de los clones de *Ipomoea batata* L. a nematodos del nudo de la raíz (*Meloidogyne Incógnita*) en condiciones de invernadero.

El tipo de investigación fue aplicada y el nivel experimental; estuvo constituida de 15 unidades experimentales. Se utilizó el diseño Completamente al Azar (DCA) con 3 repeticiones y 5 tratamientos. Se evaluó el comportamiento fenológico, la resistencia, altura de plantas, número y peso de tubérculos, número de nódulos, grado de nodulación y población de nematodos en el sustrato.

Los resultados de la resistencia observada del potencial genético de clones los tratamiento USA X HUAMBACHERO-292-20011=14; HUAMBACHERO X P206-085-2012=39; JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70 y control (Jhonatan) mostraron un comportamiento de mayor severidad en sus raíces, sin nódulos o agallas; a diferencia del tratamiento HAUYRO X JPUSA-105-2011=54 al tener dos nódulos en su raíz. El tratamiento T<sub>1</sub> y T<sub>2</sub> presentaron ser de una reacción altamente resistente (HR) y el T<sub>4</sub> mostró ser susceptible con daños de 26 – 75%.

Se obtuvieron efectos no significativos estadísticamente en altura de plantas, peso de tubérculos y población de nematodos en los sustratos, donde destacaron en el primer lugar para cada evaluación el T<sub>3</sub>, T<sub>2</sub> y tratamiento control respectivamente. El clon promisorio JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70 destacó por su mayor promedio con 9,33 g de de tubérculo por planta, superando estadísticamente al testigo que ocupa el último lugar con 3,67 g.

Los factores ambientales controlados en la conducción del experimento en la estación no originaron estrés sobre todos los clones evaluados e influyó la resistencia frente a los nematodos.

Se recomienda realizar ensayos en campo definitivo con la transferencia de tecnología a través de parcelas demostrativas en diferentes pisos ecológicos de la costa peruana y valles interandinos, para determinar el efecto de los nematodos en los cultivares de camote y evaluar su grado de nodulación, y estimar la rentabilidad económica del cultivo.

## ABSTRACT

The investigation work was carried out in the facilities of the Agricultural Experimental Station DONOSO - Huaral, located on the 180 msnm; the annual half biotemperatura fluctuates between 17 °C and 22,2 °C; area of life dried up desert Pre Tropical Montano (dd - PMT). The objective was to Evaluate the genetic resistance of the clones (Ipomoea sweet potato L.) to nematodes of the knot of the root (Incognito Meloidogyne) under hothouse conditions.

The type of used investigation was applied and the experimental level, it was constituted of 15 experimental units. The design was used Totally at random (DCA) with 3 repetitions and 5 treatments. Their behavior fenológico and the resistance were evaluated, of the foliage: height of plants; of the root: number and weight of tubers, number of nodules and nodulación grade, and of the sustrato: population of nematodes.

The results of the observed resistance of the genetic potential of clones the treatment X USES HUAMBACHERO-292-20011=14; HUAMBACHERO X P206-085-2012=39; JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70 and control (JHONATAN) they showed a behavior of more severity in its roots, without nodules or gills; contrary to the treatment HAUYROX JPUSA-105-2011=54 when having two nodules in their root. The treatment T1 and T2 presented to be of a highly resistant reaction (HR) and the T4 showed to be susceptible with damages of 26 - 75%.

Non significant effects were obtained statistically in height of plants, weight of tubers and population of nematodes in the substratos, where they highlighted in the first place for each evaluation the T3, T2 and treatment control respectively. The promissory clone JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70 highlights with more average 9,33 g of weight of the tuber for plant, overcoming the witness that occupies the last place with 3,67 g statistically.

The environmental factors controlled in the conduction of the experiment in the station didn't originate estrés on all the evaluated clones and it influenced the resistance in front of the nematodes.

To recommend to carry out rehearsals in definitive field with the technology transfer through demonstrative parcels in different ecological floors of the Peruvian coast and valleys interandinos, to determine the effect of the nematodes in the yam cultivares and to evaluate their nodulación grade, and to estimate the economic profitability of the cultivation.

# ÍNDICE

**DEDICATORIA**

**AGRADECIMIENTO**

**RESUMEN**

Pág

**I. INTRODUCCIÓN**

11

**II. MARCO TEÓRICO**

14

2.1. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA

14

2.1.1. El cultivo de camote

14

2.1.1.1 Origen y distribución

14

2.1.1.2 Taxonomía

15

2.1.1.3 El camote en el mundo

16

2.1.1.4 El Camote en el Perú

16

2.1.1.5 Variabilidad

17

2.1.1.6 Requerimientos agroecológicos

18

2.1.1.7 Conservación en invernaderos y macetas

20

2.1.2 Nematodos del nudo de la raíz (*Meloidogyne incognita*)

20

2.1.2.1 Historia del nematodo

21

2.1.2.2 Clasificación taxonómica

21

2.1.2.3 Morfología

22

2.1.2.4 Daños causados por los nematodos fitoparásitos

23

2.1.2.5 Enfermedad y parasitismo de los nematodos

24

2.1.2.6 Clasificación de las enfermedades causados por nematodos

28

2.1.2.7 Principales síntomas causados por nematodos fitoparásitos

33

2.1.3 Resistencia genética	38
2.2. ANTECEDENTES	40
2.3. HIPÓTESIS	53
2.4. VARIABLES	53
2.4.1 Operacionalización de variables	54
<b>III. MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>55</b>
3.1 TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACIÓN	55
3.2 LUGAR DE EJECUCIÓN DEL EXPERIMENTO	55
3.3 POBLACIÓN, MUESTRA Y UNIDAD DE ANALISIS	56
3.4 TRATAMIENTOS EN ESTUDIO	57
3.5 PRUEBA DE HIPÓTESIS	57
3.5.1 Diseño de la investigación	57
3.5.2 Datos a registrar	60
3.5.3 Técnicas e instrumentos de recolección de información	62
3.5.2.1 Técnicas de recolección de información	62
3.5.2.2. Instrumentos de recolección de información	62
3.6 MATERIALES Y EQUIPOS	63
3.6 CONDUCCIÓN DE LA INVESTIGACIÓN	64
<b>IV. RESULTADOS</b>	<b>67</b>
<b>V. DISCUSIÓN</b>	<b>73</b>
<b>VI. CONCLUSIONES</b>	<b>77</b>
<b>VII. RECOMENDACIONES</b>	<b>78</b>
<b>VIII. LITERATURA CITADA</b>	<b>79</b>
<b>ANEXOS</b>	<b>89</b>

## I. INTRODUCCIÓN

El camote, *Ipomoea batatas* L. (Lam.), es una planta dicotiledónea, perenne, que se propaga vegetativamente y se cultiva como planta anual. Fue domesticado hace miles de años en la región de países andinos (Colombia, Ecuador, Perú y Bolivia), apetecidos mayormente por los pobladores oriundos de la región costa; su extensión llega a valles interandinos cálidos de la selva amazónica.

En términos de producción total, el camote es el séptimo cultivo más importante a nivel mundial y el quinto en los países en desarrollo. Desde el punto de vista económico, se ubica dentro de los cinco cultivos alimenticios de mayor valor.

El camote es un tubérculo que concentra altos niveles de azúcares, caroteno y provitamina A, con índices de ganancia alta, a bajos costos de producción debido a que su cosecha es rústica, ya que generalmente los cultivos se desarrollan de forma natural. Tiene múltiples aplicaciones, en la cosecha se utiliza toda la planta sea como alimento, forraje, medio de propagación o como materia prima súper barata para la industria.

En los últimos años la superficie cultivada de camote en nuestro país ha disminuido de 12 a 10 mil has, por la alta incidencia de nematodos, en particular en la costa central, provocando reducción de rendimientos y volúmenes de ingreso a los mercados, lo que originan incremento de la demanda y de precios en los mercados (Molina y Aybar, 2010).

Los nematodos fitoparásitos que atacan al cultivo del camote son numerosos; sin embargo, solamente *Meloidogyne spp.*, *R. reniformis*, *Pratylenchus spp.* y *D. dipsaci* son de importancia.

*Meloidogyne incognita* es la especie más patogénica a nivel mundial. El nematodo ataca raíces primarias, secundarias y tubérculos causando malformaciones y agallas de diferentes tamaños. Los tubérculos grandes presentan malformaciones, tajaduras y depresiones ásperas, los pequeños presentan agallas pronunciadas. La parte aérea también es indirectamente afectada, observando poco crecimiento de la misma y hojas amarillentas.

El uso de nuevas variedades de camote para la producción, permite obtener buenos rendimientos; y si los agricultores de la costa y algunas zonas productoras de nuestro país no manejan el control de nematodos, estos seguirán teniendo bajos rendimientos y no aprovecharán las oportunidades que brinda las condiciones agroecológicas, ni las posibilidades que les ofrece el mercado local, nacional e internacional que exige tubérculos de calidad comercial.

El presente ensayo tiene el propósito de evaluar la resistencia genética de cuatro clones promisorios de camote (*Ipomoea batatas*) al daño que causa el nematodo del nudo (*Meloidogyne incognita*), y que, el aporte de este trabajo sirva como un antecedente para posteriores investigaciones.

La investigación permitió alcanzar los siguientes objetivos planteados bajo las condiciones de invernadero:

**Objetivo general**

Evaluar la resistencia genética de los clones de camote (*Ipomoea batatas* L.) a nematodos del nudo de la raíz (*Meloidogyne Incógnita*) en condiciones de invernadero de la E. E. D. – Huaral 2014.

**Objetivos específicos:**

- Medir el desarrollo de la planta inoculada por nematodos.
- Evaluar número y peso de tubérculos de los clones en estudio.
- Verificar número de nódulos presentes en la raíz de los clones en referencia.
- Determinar grado de nodulación de clones de camote inoculado con nematodo.
- Identificar poblaciones de nematodos en el sustrato.

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1 FUNDAMENTEACIÓN TEORICA

#### 2.1.1 El cultivo de camote

El camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.), es una planta herbácea, perenne pertenece a la familia de las Convolvulaceas. Se denomina también como batata, boniato o papa dulce. Su hábito de crecimiento es principalmente postrado, crece rápidamente extendiéndose sobre el suelo; varía de erecto, semierecto a rastrero (Rossel, *et al.* 2008a). Se cultiva por su raíz tuberosa comestible, siendo empleado en la alimentación humana, del ganado, así como materia prima para la obtención de bebidas alcohólicas debido a su riqueza en sustancias amiláceas y azúcares (Huamán, 1992).

##### 2.1.1.1 Origen y distribución

Según Vavilov (1951) citado por Montaldo (1994) considera que el camote se originó en la región comprendida entre el sur de México, Guatemala, Honduras y Costa Rica. Por su parte, O'Brien (1972) menciona que el camote tiene su origen en algún lugar de Centro América o el noroeste de Sudamérica, cerca de 3 000 años A. C., como parte del desarrollo de la agricultura de raíces de bosques tropical y que posiblemente se originó como un híbrido o a través de alteraciones cariotípicas de una planta desconocida del género *Ipomoea*.

Los primeros estudios basados en el análisis de caracteres morfológicos y el número de especies silvestres del género *Ipomoea*, postularon que el centro de origen del camote fue algún lugar de la región comprendida entre la península de Yucatán en México y la desembocadura del río Orinoco en Venezuela (Austin, 1977).

Asimismo, el camote cuenta con centros secundarios de diversidad genética (áreas geográficas donde el cultivo evolucionó separadamente de sus ancestros) como la región comprendida entre Perú y Ecuador (Zhang *et al.*, 1998); y Nueva Guinea, Indonesia y Filipinas (Carey *et al.*, 1992).

Los restos arqueológicos de camotes más antiguos en el mundo han sido los encontrados en las cuevas del cañón de Chilca (Perú) con una antigüedad de 8 000 años (Woolfe, 1992). El análisis de sus gránulos de almidón indica que aunque fueron significativamente más pequeños en tamaño en comparación a los actuales cultivares, ellos son definitivamente de la especie *I. batatas* (L.) Lam (Perry, 2002).

PROMOSTA (2005) reporta que las batatas son originarios de las regiones tropicales americanas, se ubica desde México hasta Chile, de ahí pasó a Polinesia y luego a África y Asia Tropical.

#### **2.1.1.2 Taxonomía**

El camote fue descrito por Linneo en 1753 como *Convolvulus batatas*; sin embargo, en 1971 Lamarck clasificó a esta especie dentro del género *Ipomoea* en base a la forma del estigma y granos de polen (Huamán, 1992)

La clasificación taxonómica realizada según Huamán (1992) es la siguiente:

<b>Reino</b>	:	<b><i>Plantae</i></b>
<b>Sub reino</b>	:	<b><i>Tracheobionta</i></b>
<b>División</b>	:	<b><i>Spermathophyta</i></b>
<b>Clase</b>	:	<b><i>Magnoliopsida</i></b>
<b>Sub clase</b>	:	<b><i>Asteridae</i></b>
<b>Orden</b>	:	<b><i>Solanales</i></b>
<b>Familia</b>	:	<b><i>Convolvulaceae</i></b>
<b>Género</b>	:	<b><i>Ipomoea</i></b>
<b>Sección</b>	:	<b><i>Batatas</i></b>
<b>Especie</b>	:	<b><i>Ipomoea batatas</i> (L.) Lam.</b>

#### **2.1.1.3 El camote en el mundo**

En la actualidad, se cultiva en 82 países en desarrollo. Es el sétimo cultivo alimenticio más importante del mundo en términos de producción. China es el primer productor con más de 121 millones de toneladas (el 92% de la producción global total), y un rendimiento de 17 toneladas por hectárea. En América Latina, destacan en producción Brasil, Argentina, Perú, Cuba y Haití. En Cuba es considerado un cultivo de primera necesidad (Mateo, 2012).

#### **2.1.1.4 El camote en el Perú**

Mateo (2012) menciona que nuestro país posee la mayor diversidad de variedades de camote del mundo, y crece en nuestro país desde hace 10 mil años, al igual que en Centroamérica. El agricultor peruano puede cultivarlo casi todos los días del año.

En el Perú, el camote se siembra en la costa, selva y valles interandinos ubicados entre 20 y 2 000 metros sobre el nivel del mar. En estos últimos años, el área sembrada con este cultivo oscila entre 12 000 a 14 000 hectáreas (10 mil unidades agrícolas), con un volumen de producción de 190 mil a 224 mil toneladas (0.3% del valor bruto de producción agrícola) y un rendimiento promedio de 16 TM/ha.

Según estadísticas, la mayor zona de producción de camote en el país es el departamento de Lima, en donde se concentra el 70% de la superficie cultivada; siendo las provincias de Huaral (800 ha) y Cañete (3,500 ha), las principales zonas productoras; las cuales ofertan al mercado capitalino 120 mil toneladas métricas anuales.

Los valles del norte chico Huacho, Barranca y Pativilca, poseen menor superficie de siembra (700 ha) y aportan alrededor 12 mil TM para los mercados de Lima. Los valles costeros de Ancash, cultivan aproximadamente 1 500 hectáreas que aportan al mercado capitalino 24 mil TM anuales. En cambio, los valles costeros de los departamentos de Lambayeque y la Libertad registran una superficie de siembra de 2 300 ha, las cuales aportan 25 mil TM al mercado regional del norte. En los valles de Ica y Arequipa cultivan 1 000 has, las cuales producen 16 mil TM/ha.

#### **2.1.1.5 Variabilidad**

A través de las acciones de conservación *in situ* que realizó el INIA se han identificado un promedio de 26 variedades nominales de camote

conocidos localmente como: Amarillo, Amarillo Antiguo, Cascajo Amarillo, Cascajo Morado, Cascajo Blanco, Oreja de Conejo, Siete Leche, Huayro, Negra Tomaza, Patrón, Helena, Morado Crema, Morado Anaranjado, Negro, Yema de Huevo, Cevichero, Pobre, Jonathan, Morado Papa, Morado Morado, Brayan, Pepe, Anaranjado, Milagroso y Forrajero, cada una de ellas con usos diferenciados por los agricultores del lugar (INIA 2007).

#### **2.1.1.6 Requerimientos agroecológicas**

##### **2.1.1.6.1 Suelo**

El camote es un cultivo que se desarrolla y produce aceptablemente en diferentes tipos de suelo, entre los que se destacan: ferralíticos, pardos, húmicos calcimórficos, oscuros, plásticos no gleizados, hidromórficos, poco desarrollados y aluviales. No obstante, en este grupo amplio de suelos hay que destacar que entre ellos existen algunos mejores que otros. Por ejemplo, en los que se han obtenido mejores resultados son: ferralíticos, pardos, húmicos calcimórficos y poco desarrollados.

El camote se adapta a suelos con distintas características físicas, desarrollándose mejor en los arenosos, pero pudiendo cultivarse en los arcillosos con tal de que estén bien granulados y la plantación se haga en caballones. Los suelos de textura gruesa, sueltos, desmenuzables, granulados y con buen drenaje, son los mejores (Bonilla, 2009).

Lardizábal (2003) menciona para el desarrollo deben ser suelos francos con alto contenido de materia orgánica (3% o más) pero produce muy bien en suelos pesados hasta suelos arenosos con materia orgánica de 1%. El pH del suelo es preferible en el rango de 5.5 a 6.0.

#### **2.1.1.6.2 Temperatura**

Para el cultivo del camote es conveniente un rango de temperaturas que se extienda desde 15 a 35 °C durante su ciclo vegetativo. La temperatura óptima se encuentra entre 20 y 25 °C. Cuando las temperaturas son altas por el día (de 25 a 30 °C) y bajas por la noche (de 15 a 20 °C) se producen buenos rendimientos ya que las temperaturas bajas durante la noche favorecen la tuberización, y las altas, durante el día, el desarrollo vegetativo (PROMOSTA, 2005).

#### **2.1.1.6.3 Precipitación**

El cultivo no tolera excesos de precipitación con anegamiento. Se produce en zonas de precipitación anual de 500 a 1 800 mm/año sin ningún problema (PROMOSTA, 2005).

#### **2.1.1.6.4 Humedad**

La humedad relativa requerida por el camote es del 70 a 90% y buena luminosidad. La humedad del suelo es otro factor que se debe tener en cuenta en el proceso de tuberización porque ejerce una influencia decisiva en esta. Hay que tener presente que el contenido de agua en la hoja es 86%, en el tallo 88.4% y en la raíz tuberosa 70.6%, por lo que requiere bastante humedad durante su desarrollo vegetativo (Lardizábal, 2003).

#### **2.1.1.6.5 Altitud**

En la región tropical el cultivo se desplaza en altitud desde el nivel del mar hasta llegar aproximadamente a 2 500 msnm. En tierras altas de Nueva Guinea (latitud 0°) y en América del Sur (Bolivia, Perú, Ecuador, Colombia, Brasil) se cultiva desde el nivel del mar hasta 2 300 msnm (Bonilla, 2009).

#### **2.1.1.7 Conservación en invernaderos y macetas**

El Banco de Germoplasma del CIP conserva 6 855 accesiones de *Ipomoea batatas* (4 616 razas y 2 239 entre cultivares mejorados y material de mejoramiento) y 1 171 accesiones de otras 67 especies de *Ipomoea*. Las primeras se conservan principalmente vegetativamente en macetas en invernaderos o casas de malla, o en cultivos in vitro. Adicionalmente, se conservan en cuartos fríos semillas de especies silvestres relacionadas y de 2 556 accesiones de razas (Rossel, *et al.*, 2008b).

#### **2.1.2 Nematodos del nudo de la raíz (*Meloidogyne incognita*)**

Rivera (2016) señala que los nematodos son organismos muy parecidos a un gusano pero pertenecen a otro Phylum (Nematoda) y generalmente son microscópicos y casi transparentes. Existen nematodos de vida libre, parásitos de animales y humanos, y nematodos parásitos de plantas. Los nematodos parásitos de animales pueden alcanzar varios metros de longitud; en cambio, los nematodos parásitos de plantas son muy pequeños (0,3 mm a 6 mm).

El género *Meloidogyne* es un grupo muy importante de nematodos, altamente polífago y ampliamente distribuido en el mundo. Es una especie de nematodos que constituyen una importante y abundante plaga en la mayoría de los cultivos. Estos atacan las raíces de las plantas produciendo características agallas o nódulos; por lo que son considerados como parásitos internos de las raíces de cientos de especies vegetales, incluyendo muchas plantas de importancia agrícola (Martínez *et al.*, 2006).

#### **2.1.2.1 Historia del nematodo**

En agosto de 1877, en la provincia de Rio de Janeiro, Brasil, Jobert (1878) al observar arboles de café enfermos encontró raíces fibrosas con numerosas agallas, algunas de ellas terminales, otras a lo largo de la raíz y, otras, más escasas, en las raíces laterales. Las agallas terminales eran piriformes, puntiagudas y frecuentemente encorvadas. Las más grandes eran del tamaño de una arveja pequeña y contenían "quistes" de paredes hialinas.

También tenían huevos elípticos encerrados en membranas hialinas que contenían pequeños animales vermiformes. Que los gusanos emergían de los huevos, salían de las raíces y se encontraban en grandes cantidades en el suelo. Aparentemente Jobert no tuvo tiempo de realizar estudios más amplios antes de escribir su informe (Taylor y Sasser, 1983).

#### **2.1.2.2 Clasificación taxonómica**

La clasificación taxonómica propuesta por Cepeda (1996) es como sigue:

<b>Reino</b>	:	<b><i>Animalia</i></b>
<b>División</b>	:	<b><i>Nematoda</i></b>
<b>Clase</b>	:	<b><i>Secernentea</i></b>
<b>Subclase</b>	:	<b><i>Diplogasteria</i></b>
<b>Orden</b>	:	<b><i>Tylenchida</i></b>
<b>Suborden</b>	:	<b><i>Tylenchina</i></b>
<b>Superfamilia</b>	:	<b><i>Tylenchoidea</i></b>
<b>Familia</b>	:	<b><i>Heteroderidae</i></b>
<b>Subfamilia</b>	:	<b><i>Meloidogyninae</i></b>
<b>Género</b>	:	<b><i>Meloidogyne</i></b>
<b>Especie</b>	:	<b><i>M. incógnita (Kofoid &amp; White) Chitwood</i></b>

Sinónimos: *Oxyuris incognita*; *Heterodera incognita*; *Meloidogyne incognita incognita*; *Meloidogyne incognita acrita*; *Meloidogyne acrita*; *Meloidogyne incognita inornata*; *Meloidogyne elegans*; *Meloidogyne grahami*; *Meloidogyne incognita wartellei*; *Meloidogyne inornata*.

### 2.1.2.3 Morfología

Los nematodos sobreviven en casi todos los hábitats, son esencialmente acuáticos. La mayoría de ellos son microscópicos y miden entre 300 y 1 000 µm de largo y entre 15 y 35 µm de ancho; su tamaño los hace invisibles a simple vista, pero pueden ser fácilmente observados con la ayuda de un microscopio o estereoscopio (Luc *et al.*, 2005).

Los nematodos fitoparásitos, según el género, tienen en la región anterior (cabeza) un estilete hueco (estomatoestilete u odontoestilete) también llamado “lanza”, pero hay algunos con estilete sólido modificado (onquioestilete). El estilete es usado para perforar o penetrar las células de las plantas y a través de él extraer los nutrientes, causando enfermedades en diferentes cultivos (Perry y Moens, 2006).

#### **2.1.2.4 Daños causados por los nematodos fitoparásitos**

El daño mecánico directo causado por los nematodos mientras se alimentan es muy leve. La mayoría de daños parece ser causados por la secreción de saliva introducida en los tejidos de las plantas durante el proceso de alimentación. Ellos perforan la pared celular, introducen saliva dentro del citoplasma, extraen parte del contenido celular, y se movilizan en unos pocos segundos. El proceso de alimentación causa una reacción en la células de las plantas afectadas, resultando en la muerte o debilitamiento de los extremos de las raíces y yemas, formación de lesiones y rompimiento de tejidos, abultamientos y agallas, arrugamiento y deformación en tallos y hojas (Agrios, 2005).

Algunas de estas manifestaciones son causadas por la descomposición del tejido afectado por las enzimas del nematodo, la cual, con o sin la ayuda de metabolitos tóxicos, causa desintegración del tejido y muerte de las células (Castillo y Vovlas, 2007).

Otros síntomas son causados por alargamiento anormal de la célula (hipertrofia), por supresión de la división celular, o por la estimulación de proceso de división celular de una manera controlada y que resulta en la formación de agallas (hiperplasia) o de un gran número de raíces laterales en o cerca de los sitios de infección (Perry *et al.*, 2009). En algunos casos, sin embargo, los síntomas son ocasionados por las interacciones bioquímicas de las plantas con los nematodos afectando la fisiología general de estas, así como el papel que desempeñan los nematodos en realizar heridas para la penetración de otros patógenos, que son los principales responsables del daño a las plantas (Agrios, 2005).

#### **2.1.2.5 Enfermedad y parasitismo de los nematodos**

Las enfermedades de las plantas son ocasionadas por microorganismos infecciosos o bióticos como hongos, bacterias, nematodos y protozoarios flagelados, y por agentes infecciosos como virus y viroides; así mismo, por factores no infecciosos o abióticos como alteraciones edafoclimáticas y toxicidad por plaguicidas o nutrientes, entre otros.

Enfermedad, es el resultado de la interacción dinámica entre un patógeno virulento, un hospedante susceptible y un medio ambiente favorable, la cual, causa en los hospedantes cambios anormales de tipo fisiológico y morfológico. También, enfermedad puede considerarse como las respuestas visibles e invisibles de las células y tejidos de las plantas a un agente infeccioso o factor no infeccioso, que resulta en cambios adversos en la forma, función o integridad de la planta interfiriendo con la

formación, traslocación, o utilización de nutrientes minerales y agua, de tal manera que la planta afectada cambia en apariencia y rinde menos que una planta sana de la misma variedad (Agrios, 2005).

Asimismo, cuando las plantas presentan un deterioro continuo por un patógeno o parásito se origina la enfermedad; si el patógeno muere, la planta puede recuperarse (Hague s.f.). La nematología ha empleado los términos y conceptos desarrollados en fitopatología para describir el papel que desempeñan los nematodos fitoparásitos en el desarrollo de enfermedades en plantas (Manzanilla López *et al.*, 2004).

Para Ulloa y Hanlin (2000) la palabra parásito se deriva de los vocablos griegos “para” juntos y “sitos” alimento, el cual se alimenta cerca de otro, es decir, un organismo, sea planta, animal (nematodo) u hongo que deriva su alimento de otro organismo vivo, si invade y causa enfermedad, es considerado un patógeno.

Según la Real Academia Española (2011) parásito es un organismo animal o vegetal que vive a expensas de otro de distinta especie, alimentándose de él y deteriorándolo sin llegar a matarlo.

Parasitismo, es la asociación de un ser inferior, supuestamente más débil y pequeño, menos evolucionado, con otro más fuerte y más grande, más desarrollado y evolucionado, la cual el más pequeño parásito vive a expensas del otro hospedante, Valperga (2015). También Molina (2015) argumenta que el parasitismo es una relación entre dos organismos que conviven, en el que uno obtiene nutrientes a expensas del otro.

Habitualmente los parásitos no matan al hospedero. La categoría general de parásitos consiste en un amplio rango de organismos, incluyendo virus, bacterias, nematodos, protistas, hongos, plantas y un conjunto de invertebrados, entre ellos los artrópodos. Una carga fuerte de parásitos se denomina infección y como resultado de ella, se produce una enfermedad.

Según Peña y Páez (2014) reportan que los nematodos fitopatógenos de plantas se encuentran siempre presentes y están asociados con el crecimiento de la planta y la producción del cultivo. Constituyen una limitación significativa para la agricultura de subsistencia y pueden ser difíciles de controlar. La determinación de la importancia de ciertas especies de nematodos, comunidades de nematodos y la de los nematodos en combinación con otros problemas no es una tarea simple en el mejor de los casos, siendo más difícil de conseguir en climas tropicales que en climas templados.

El término patógeno está frecuentemente asociado con la inoculación de toxinas u otras sustancias químicas o compuestos que inducen una reacción perjudicial para el hospedante, la cual con el tiempo desarrolla síntomas, patogénesis y enfermedad (todas las cuales pueden ocurrir en infecciones ocasionadas por nematodos). Los patógenos usualmente causan enfermedad, pero los parásitos pueden o no causarla; si ello ocurre, entonces también es considerado patógenos.

Los nematodos que se alimentan sobre plantas, en común con otros agentes causantes de enfermedades, son frecuentemente considerados patógenos capaces de producir una enfermedad reconocible. Frecuentemente, tal concepto es válido, pero los nematodos pueden también permitir el ingreso y establecimiento de hongos, bacterias y virus fitopatógenos, especialmente cuando su hábitat es el suelo (Perry *et al.*, 2009).

#### **2.1.2.6 Clasificación de las enfermedades causadas por nematodos**

Las enfermedades de plantas pueden ser clasificadas de acuerdo con el tipo de agente causante, el tejido infectado, las características epidémicas, la reacción de resistencia, etc., categorías que reflejan las perspectivas de la enfermedad. En el caso de los nematodos parásitos de plantas, las enfermedades han sido categorizadas principalmente de acuerdo con el hábitat parasítico y la sintomatología en el sistema radical y en el tejido aéreo. Aunque los nematodos fitoparásitos pueden atacar raíces, tallos, troncos, yemas, hojas, flores y semillas, el tejido atacado varía de acuerdo con la especie de fitonemato y el hospedante (Perry y Moens, 2006).

De acuerdo a investigadores como Manzanilla *et al.* (2004), Luc *et al.* (2005), Perry y Moens (2006) y Perry *et al.* (2009) mencionan que las estrategias evolutivas desarrolladas por los nematodos permitieron abarcar un hábitat migratorio amplio, el cual varía desde ectoparásitos hasta endoparásitos; propiedades de gran utilidad en el diagnóstico,

porque los síntomas asociados al tipo de hábitat pueden ser usados como una guía general para reducir la lista de agentes potenciales de enfermedades causadas por nematodos, tal como se describe a continuación:

#### **2.1.2.6.1 Nematodos fitoparásitos del sistema radical**

##### **• Ectoparásitos**

Son los nematodos que se alimentan sin penetrar a las raíces. En 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. Estos nematodos se dividen en ectoparásitos migratorios y sedentarios.

Los ectoparásitos migratorios, se caracterizan por: a) tener un estilete generalmente largo, b) alimentarse manteniendo el cuerpo fuera del tejido, c) poner los huevos individualmente en el suelo o en la rizósfera, d) alimentarse de células corticales, e) establecer relaciones parasíticas especializadas en algunos casos, y f) todos sus estados de desarrollo son parasíticos; como ejemplos de este grupo, están los géneros: *Hemicriconemoides*, *Longidorus*, *Trichodorus*, *Paratrichodorus*, *Belonolaimus*, *Criconemella*, *Xiphinema*, *Paratylenchus*, entre otros.

Los ectoparásitos sedentarios, se caracterizan por: a) tener un cuerpo generalmente grueso y en forma de salchicha, b) alimentarse por largo tiempo de una célula, c) poner los huevos dispersos en el suelo, y d) como los ectoparásitos migratorios, todos sus estados de desarrollo son parasíticos. Como ejemplos representativos, están los géneros

Criconemella y Criconema. Otra clasificación de los nematodos ectoparásitos se basa en el tamaño del estilete y se conocen como: ectoparásitos con estilete corto, los cuales se alimentan principalmente sobre la epidermis, células corticales y pelos absorbentes de las raíces, tales como: *Tylenchorhinchus*, *Trichodorus*, *Paratrichodorus* y algunas especies de *Helicotylenchus*; y ectoparásitos con estilete largo, el cual puede ser introducido profundamente dentro del tejido de las raíces, principalmente en los ápices, llegando algunos nematodos a quedar inmóviles por largos períodos de tiempo. Como ejemplos representativos de este grupo están los géneros: *Belonolaimus*, *Cacopaurus*, *Criconema*, *Criconemella*, *Dolichodorus*, *Hemicriconemoides*, *Hemicycliophora*, *Longidorus*, *Paralongidorus*, *Paratylenchus* y *Xiphinema*.

#### • Endoparásitos

Son los nematodos que penetran completamente dentro de las raíces; por consiguiente, se alimentan, se desarrollan y ponen los huevos en su interior o adheridos a ellas. Estos nematodos se dividen en endoparásitos sedentarios y migratorios.

Los endoparásitos sedentarios, se caracterizan por tener un estilete pequeño y delicado; las hembras inmaduras y juveniles entran al tejido de la planta donde desarrollan un sitio de alimentación fijo e inducen la formación de un sofisticado sistema trófico de células de abrigo (cuidar, criar) llamado sincitia (células gigantes), se tornan inmóviles, adquieren una forma abultada para formar y depositar los huevos. Los machos carecen de aparato digestivo funcional. Como ejemplos representativos

de este grupo, están: *Globodera*, *Meloidogyne*, *Heterodera*, *Nacobbus*, *Punctodera* y *Cactodera*.

Los endoparásitos migratorios, retienen su movilidad y no están fijos en un sitio de alimentación dentro de los tejidos de la planta. Se alojan y migran a través de los tejidos, no forman células modificadas de alimentación, ni saco de huevos, y todos sus estados de desarrollo son parasíticos. Ejemplos representativos de este grupo son: *Hirschmanniella*, *Radopholus* y *Pratylenchus*.

- **Semiendoparásitos**

En este caso, solamente la parte anterior del nematodo penetra las raíces y la parte posterior permanece en contacto con el suelo. Aunque algunas formas pueden penetrar parcialmente las raíces con la parte anterior de su cuerpo, la parte posterior de las hembras se proyecta desde las raíces y llega a adquirir forma abultada. Los juveniles o hembras inmaduras raramente penetran las raíces del hospedante completamente. En general, el tamaño de los nematodos y la longitud del estilete son intermedios comparados con los endoparásitos y ectoparásitos. Estos nematodos se dividen en semiendoparásitos sedentarios y semiendoparásitos migratorios.

En los semiendoparásitos sedentarios, las hembras se alimentan con el cuerpo parcialmente embebido en las raíces, son de forma irregularmente abultada, poseen un saco de huevos y se alimentan de células modificadas. Ejemplos representativos son: *Tylenchulus*

*semipenetrans*, *Rotylenchulus reniformis* y los géneros *Sphaeronema* y *Tylenchulus*.

En los semiendoparásitos migratorios, las hembras introducen parte de su cuerpo en el tejido, conservan su aspecto vermiforme, depositan los huevos libremente en el suelo, se alimentan de células no modificadas, y todos sus estados de desarrollo son parasíticos. Algunos nematodos se comportan como ectoendoparásitos facultativos, como *Hoplolaimus* y *Helicotylenchus*.

#### **2.1.2.6.2 Nematodos fitoparásitos de tejidos aéreos**

##### **• Ectoparásitos**

Estos permanecen sobre la superficie de los tejidos del hospedante y se alimentan mediante la inserción del estilete dentro de las células. Estos nematodos se alimentan principalmente sobre la epidermis de las células de hojas jóvenes, tallos y primordios florales. La mayoría de estos nematodos se puede encontrar atacando el follaje, como *Anguina*, *Aphelenchoides* y *Ditylenchus*.

##### **• Endoparásitos migratorios**

Estos nematodos pueden penetrar completamente el tejido de la planta, se mueven libremente a través de los tejidos de tallos, hojas, primordios florales o semillas. Se conservan vermiformes cuando se mueven y alimentan a través de los tejidos. Frecuentemente migran entre el suelo y las raíces y tienen un estilete moderadamente fuerte.

Ejemplos típicos de este grupo son *Aphelenchoides*, *Bursaphelenchus* y *Ditylenchus*.

#### **2.1.2.7 Principales síntomas causados por nematodos fitoparásitos**

Los síntomas pueden variar de acuerdo con el hábitat parasítico del nematodo, la relación parásito hospedante y otros factores tales como la edad de la planta y sus condiciones fisiológicas (Manzanilla López *et al.*, 2004). Las infecciones causadas por nematodos fitoparásitos pueden resultar en la aparición de síntomas en raíces y tejidos aéreos de las plantas (Agrios, 2005).

Debido a que los síntomas en raíces están frecuentemente acompañados por síntomas no característicos en los tejidos aéreos de las plantas, es necesario examinar las raíces y otros tejidos de la planta para establecer una conexión entre los síntomas del daño y los fitonematodos. Para estar seguros de la asociación, los nematodos tienen que ser extraídos de las raíces u otros órganos y del suelo, para ser cuantificados e identificados en el estereoscopio y microscopio, respectivamente (Schurtleff y Averre, 2000).

##### **2.1.2.7.1 Síntomas primarios ocasionados por nematodos que atacan el sistema radical**

Los síntomas ocasionados por los nematodos fitoparásitos, generalmente no pueden ser distinguidos de los ocasionados por otros organismos habitantes del suelo como hongos, bacterias, protozoarios, insectos, etc., o los ocasionados por condiciones ambientales adversas.

Generalmente, los daños causados por los fitonematodos en las raíces son reflejados en los tejidos aéreos como crecimiento deficiente de tallos, clorosis de hojas y aun muerte de plantas, etc.; debido a una reducida absorción de agua y nutrientes por las raíces secundarias, lo cual influye en el potencial de agua en las hojas, conductividad estomatal, transpiración y conductividad. Especies como *Heterodera avenae*, *Tylenchorhynchus dubius* y *H. trifolii* son ejemplos representativos de este fenómeno (Talavera, 2003).

De acuerdo a Luc *et al.* (2005), los síntomas más importantes causados por nematodos fitoparásitos que atacan el sistema radical son:

- Menor cantidad y longitud de raíces, especialmente las raíces secundarias de alimentación, como en pitaya (*Selenicereus megalanthus*) atacada por *Helicotylenchus dihystera*.

- Desarrollo anormal de raíces:

- Excesiva ramificación de raíces secundarias, como en plátano Dominico Hartón (*Musa AAB*) atacado por *Radopholus similis*.

- Nudos o agallas, como en melón (*Cucumis melo*), afectado por *Meloidogyne spp.*

- Lesiones necróticas longitudinales externas, como en plátano, atacado por *R. similis*.

- Lesiones internas de color rosado a rojizas, como en plátano, atacado por *R. similis*.

- Raíces abultadas (inflamadas) y redondeadas, como en café (*Coffea arabica*), afectado por *Meloidogyne spp.*

- Raíces con acumulación anormal de partículas de suelo y residuos de raíces, como en guayabo (*Psidium guajava*), afectado por *Meloidogyne spp.*

- Supresión del crecimiento de raíces, como *Meloidogyne spp.*, atacando tomate (*Solanum lycopersicum*) y café (Guzmán *et al.*, 2009).

- Formación de quistes de color blanco, amarillo o castaño oscuro, como en soya (*Glycine max*), atacada por *Heterodera glycines*.

- Pudrición de raíces y cormos de plátano afectados por *R. similis*.

- Formación de costras o verrugas en raíces de guayabo atacadas por *Meloidogyne spp.*

- Agrietamiento y encrespamiento de las raíces, como en pitaya, afectada por *H. dihystra*.

- Raíces de color violeta, como en plátano, atacado por *Helicotylenchus spp.*

- Hiperplasia de raíces, como en tomate, afectado por *Meloidogyne spp* (Perry *et al.*, 2009).

#### **2.1.2.7.2 Síntomas secundarios de nematodos que atacan el sistema radical**

Los síntomas son similares a los causados por cualquier daño que interfiere con el soporte físico y la absorción de agua y nutrientes; resultando en varios síntomas de deficiencia de acuerdo con las

características químicas y físicas del suelo, disponibilidad de agua y nutrientes, la parte de la planta involucrada, la especie del hospedante y el nematodo mismo (Perry *et al.*, 2009). Situaciones que conducen a que se incremente el tiempo de siembra a floración, de floración a cosecha, entre floraciones y entre cosechas, además de reducirse la longevidad de las plantas. También se presenta reducción del tamaño de las plantas, número de hojas, rendimiento y vida productiva del cultivo (Gowen *et al.*, 2005).

Los síntomas son usualmente más pronunciados si las plantas están ya afectadas por condiciones de crecimiento adversas o están siendo atacadas por otros patógenos. Cuando las plantas crecen en condiciones óptimas y son fuertemente atacadas por fitonematodos, pueden mostrar síntomas leves en la parte aérea. Bajo tales circunstancias, los nematodos se reproducen mejor y pueden representar una amenaza oculta y severa para los cultivos subsiguientes (Manzanilla López *et al.* 2004, Agrios 2005).

Así mismo, de acuerdo con Guzmán Piedrahita y Castaño Zapata (2010) los síntomas secundarios en la parte aérea de las plantas ocasionados por nematodos que atacan el sistema radical son:

- Reducción del crecimiento (enanismo), como en guayabo atacados por *R. similis* y *Meloidogyne spp.*, respectivamente.
- Amarillamiento del follaje (clorosis), similar a síntomas de deficiencias nutricionales, como ataques en melón por *Meloidogyne spp.*, en pitaya por *H. dihystra* y en piña (*Ananas comosus*) por *Pratylenchus spp.*
- Marchitamiento o flacidez de hojas, como en tomate atacado por *Meloidogyne spp.* y pitaya afectada por *Meloidogyne spp.*

- Muerte prematura de plantas, como en fríjol (*Phaseolus vulgaris*) atacado por *Meloidogyne spp.*
- Disminución en el número de hojas y muerte progresiva de la planta, como en plátano atacado por *R. similis*.
- Volcamiento y desraizamiento de plantas, como en plátano afectado por *R. similis*.
- Reducción de la vida útil del cultivo y como consecuencia, disminución del rendimiento y calidad del producto cosechado, como en plátano atacado por *R. similis*.

#### **2.1.2.7.3 Síntomas primarios ocasionados por nematodos que atacan tejidos aéreos**

Los daños ocasionados por las especies de fitonematodos que infectan semillas, tallos, troncos y hojas son más específicos, ya que cada una de las enfermedades en la parte aérea es causada solamente por una especie de nematodo fitoparásito, por lo tanto, solamente una especie de nematodo se concentra en las partes afectadas. Esta situación contrasta con las infecciones en las raíces de una misma planta, en las cuales pueden estar involucrados varios géneros y especies (Araya, 2003).

El daño mecánico en los tejidos aéreos es ocasionado por el movimiento del nematodo a través de las células; algunos nematodos secretan pectinasas que disuelven la lámina media, generando necrosis de los tejidos (Guzmán Piedrahita y Castaño Zapata, 2004). Los principales síntomas primarios ocasionados por nematodos que atacan tejidos aéreos son:

- Hojas con lesiones necróticas, con coloración intervenal y necrosis, como en fresa, afectada por *Aphelenchoides fragariae*.
- Hojas con ápices de color blanco, como en arroz, atacado por *Aphelenchoides besseyi*.
- Malformación de hojas y primordios foliares, como en fresa, afectada por *A. fragariae*.
- Deformación de hojas, acompañada de amarillamiento y doblamiento, como en cebolla de rama, atacada por *Ditylenchus dipsaci*.
- Muerte de plantas, como en cebolla de rama afectada, por *D. dipsaci*.
- Necrosis de los haces vasculares formando anillos de color rojo, como en palma de aceite (*Elaeis guineensis*), atacada por *Bursaphelenchus cocophilus*.
- Malformación de tallos y hojas, como en ajo y cebolla, atacados por *D. dipsaci*.

#### **2.1.2.7.4 Síntomas secundarios ocasionados por nematodos que atacan tejidos aéreos**

- Disminución del rendimiento como en ajo y cebolla de huevo atacados por *D. dipsaci*.
- Pudrición de la cosecha, como en ajo y cebolla de rama, atacados por *D. dipsaci*.
- Amarillamiento y muerte de hojas adultas (bajeras), como en palma de aceite, afectada por *B. cocophilus* (Agrios, 2005).

### 2.1.3 Resistencia genética

Paliwal (2016) menciona que la resistencia es la capacidad de la planta para reducir el crecimiento y desarrollo del patógeno o parásito, después que ha habido contacto entre el hospedante y el patógeno, o después que este ha iniciado su desarrollo o se ha establecido.

La resistencia de las plantas a las enfermedades frecuentemente resulta de la interacción específica de genes de resistencia (R) de las plantas con los correspondientes genes de avirulencia (Avr) de los patógenos. En años recientes, se han caracterizado algunos genes R de varias especies vegetales que codifican para proteínas que se agrupan en cinco clases de acuerdo al dominio común que comparten, tales como los dominios que son ricos en leucina y que se repiten a intervalos regulares, con dominios conservados de proteínas con actividad de fosforilación (proteína cinasa) de serina/treonina (García y Lozoya, 2004).

El trabajo de la resistencia genética en la interacción huésped patógeno enmarca bases genéticas, fitopatológicas, fisiológicas, bioquímicas y moleculares. La resistencia a las enfermedades, considerada desde el punto de vista genético puede ser de tipo monogénica o poligénica, la monogénica está determinada por un solo gen, se puede determinar si es dominante o recesiva, es fácilmente apreciable en poblaciones segregantes. Cuando la resistencia es poligénica está determinada por varios genes.

De acuerdo al modo en que se expresa la resistencia ésta puede ser resistencia vertical cuando es efectiva ante algunos patotipos del patógeno y la resistencia horizontal si se comporta por igual frente a todos los patotipos del patógeno.

El mejoramiento en busca de resistencia vertical se realiza a través de líneas puras con uno o varios genes incluidos con resistencia a la enfermedad, mientras que la resistencia horizontal se efectúa mediante multilíneas, que no es más que el cultivar constituido por varios patodemos verticales que reúnen un grupo de genes de resistencia a la enfermedad para la cual se trabaja. Dentro de los métodos de mejora para la resistencia a enfermedades los más utilizados son la selección y la hibridación.

La selección se utiliza cuando los genes de resistencia se encuentran en variedades comerciales. Si el carácter que se trabaja es monogénico de tipo dominante se emplea la selección individual, si es de tipo recesivo la selección masal; en cambio si el carácter es poligénico en plantas autógamas se emplea la selección individual y en alógamas la selección recurrente.

El método de hibridación se emplea ya sea cuando los genes de resistencia se encuentran en las especies silvestres o en variedades comerciales, cuando el carácter es monogénico se emplea con éxito la técnica de retrocruza y cuando el carácter es poligénico se emplea el método convergente (Lemus, 2016).

## 2.2 ANTECEDENTES

Según Gomes Assis *et al.*, (2014) evaluaron clones de papa dulce (*Ipomoea batatas*) para la resistencia a *Meloidogyne javanica*. Se evaluaron 63 clones de batata, entre ellos, los cultivares comerciales Brazlandia Rosada, Brazlandia blanca, Palmas y la princesa Coquinho, además del tomate cv. Santa Clara (susceptible a *Meloidogyne spp.*).

Las ramas se plantaron en poliestireno expandido bandejas 72 células con sustrato comercial y se mantuvieron en el invernadero. El diseño experimental fue de bloques al azar con tres repeticiones y seis plantas por parcela. Se hizo inoculación de los patógenos 30 días después de la siembra de las ramas y después de 75 días de las ramas fueron retirados de las bandejas y sus raíces lavadas.

La extracción de huevos de nematodos se llevó a cabo y se procedió a su contar. La clasificación de los niveles de resistencia se llevó a cabo por el factor de reproducción (FR) y el índice de reproducción (RI). De los 63 clones evaluados 71,43% fueron identificados como resistentes por el factor de reproducción y 82,51% fueron clasificados como altamente resistentes o muy resistentes por la escala de reproducción.

Las dos clasificaciones resistencia usada fueron seleccionados, 71,43% clones de boniato resistentes a *Meloidogyne javanica*.

Nunes *et al* (2013) reportaron trabajos realizados cuyo objetivo era evaluar la reacción de los genotipos de batata derivados de semillas

botánica que las agallas de nematodos (*M. incognita* raza 2 y *M. javanica*) en condiciones de alta temperatura.

A cada especie de nematodos, se realizó un experimento utilizando el diseño experimental completamente diseño al azar con tres repeticiones. Se evaluaron 25 genotipos incluyendo 20 familias de hermanastros (procedentes de un campo de policruzamiento); cinco cultivares (Amanda, Ana Clara, Barbara Duda y Marcela) y tomate del cultivar de Santa Clara, susceptibles a los nematodos.

La fuerza de la calificación fue tomada por el índice de la representación (IR%) en el período más caliente del año (enero/febrero), en condiciones de temperatura promedio de 26 °C en el estado fundamental del sur Tocantins. También se evaluó el número medio de agallas por sistema radical, el tamaño medio de agallas y posicionamiento de agallas. En condiciones de alta temperatura, la especie *M. javanica* fue más agresivo que *M. incognita* raza 2, causando agallas en mayor número y más grandes, especialmente en las raíces secundarias.

La BDFMI-16 genotipos, BDFMI-78, Barbara y Marcela son resistentes a *M. incognita* raza 2. Para el *M. javanica* aislada, la BDFMI-04 genotipo y BDFMI-16 y Amanda Duda y cultivares se clasifican como muy resistente.

Genotipo BDFMI-16 resistente a *M. incognita* raza 2 y *M. javanica* es prometedor para su uso en el Estado de Tocantins y luego componer programas de cría destinados a desarrollar genotipos resistentes a ambas especies de nematodos.

Las investigaciones realizadas por Gallo *et al.* (2011) un ensayo experimental que tuvo como objetivo la evaluación de resistencia de nueve variedades de camote (*Ipomoea batatas* L), al Nematodo del Nudo de la Raíz (*Meloidogyne* spp), que fueron introducidas desde el Centro Internacional de la Papa, CIP con sede en Lima Perú y que fueron seleccionadas por su resistencia a Salinidad, Boro y estrés hídrico, en comparación con la variedad local.

Para el ensayo se usó el diseño experimental de bloques al azar con nueve tratamientos y cinco repeticiones.

Las plantas, en forma de esqueje aéreo, se establecieron en macetas de 300 cc de suelo estéril. Luego de enraizadas se inocularon con 8 933 huevos por maceta. Al cabo de 50 días se procedió a la evaluación del ensayo, efectuando el recuento de agallas (IA, índice de agallamiento) e (IR, índice de reproducción) de huevos.

Para esta evaluación se utilizó la metodología estandarizada de "Canto y Saenz", donde:

$$\text{ÍNDICE DE REPRODUCCIÓN} = \frac{\text{POBLACIÓN FINAL}}{\text{POBLACIÓN INICIAL}}$$

**Cuadro 01.** Escala del Índice de Agallamiento (Taylor y Sasser)

NÚMERO DE AGALLAS	ÍNDICE
0	0
1 – 2	1
3 – 10	2
11 – 30	3
31 – 100	4
+ de 100	5

**Cuadro 02.** Esquema cuantitativo de Canto-Saenz para asignar el grado de resistencia

Daño en la planta (Índice de Agalla)	Eficiencia del Hospedero (Factor R)	Grado de Resistencia (DR)
Menor - igual $\leq 2$	Menor - igual $\leq 1$	Resistente
Menor – igual $\leq 2$	Mayor $> 1$	Tolerante
Mayor $> 2$	Menor - igual $\leq 1$	Hipersusceptible
Mayor $> 2$	Mayor $> 1$	Susceptible

**Cuadro 03.** Resultados grado de resistencia

GODIGO	VARIEDAD	INDICE DE AGALLAMIENTO (GI)	INDICE DE REPRODUCCIÓN (R)	GRADO DE RESISTENCIA (DR)
LOCAL	Tambeño	4	1,5	Susceptible
228	Atacama	3	0,7	Hipersusceptible
279	Nacional	3	0,5	Hipersusceptible
225	Salyboro	2	0,2	Hipersusceptible
261	ST87.030	2	0,1	Resistente
227	Tacna	2	0,1	Resistente
226	Yarada	1	0	Resistente
222	Comensal	1	0	Resistente
223	Costanero	0	0	Resistente

Las variedades con un índice de agallamiento mayor que 2 son designados como: susceptibles [hospedero eficiente ( $R>1$ ); y daño significativo ( $GI>2$ )] o Hipersusceptible [mal hospedero ( $R\leq 1$ ); con daño significativo ( $GI>2$ )]. Resistente [mal hospedero ( $R\leq 1$ ), daño mínimo ( $GI<2$ )]. Tolerante [hospedero eficiente ( $R>1$ ), con daño mínimo ( $GI\leq 2$ )]. Plantas sin reproducción de nematodos ( $R=0$ ) y sin daño ( $GI=0$ ) pueden ser categorizados como inmune.

**Cuadro 04.** Resultados índice de agallamiento

VARIEDAD	NÚMERO DE AGALLAS PROMEDIO	INDICE DE AGALLAMIENTO (GI)
Tambeño	81,2 a	4
Atacama	15,4 b	3
Nacional	14,4 b	3
Salyboro	3,6 b	2
ST87.030	3,0 b	2
Tacna	2,4 b	2
Yarada	1,4 b	1
Comensal	2,0 b	1
Costanero	0 b	0

**Cuadro 05.** Resultados índice de reproducción

VARIEDAD	NÚMERO DE HUEVOS POR MACETA	INDICE DE REPRODUCCION (R)
Tambeño	13 895,2 a	1,5
Atacama	6 120,0 b	0,7
Nacional	4 236,6 b c	0,5
Salyboro	2 146,6 b c	0,2
ST87.030	1 130,0 b c	0,1
Tacna	546,4 c	0,1
Yarada	106,8 c	0
Comensal	40,0 c	0
Costanero	30,0 c	0

Prueba de Comparación Múltiple, mediante Test de Duncan con Significancia: 0,05.

Los trabajos realizados por Marchese et al. (2010) el objetivo fue para seleccionar clones de batata resistentes a *M. incognita* raza 1, y evaluar la eficacia del método de selección utilizado para la estimación de los coeficientes de variación genética y el medio ambiente y la heredabilidad en sentido amplio.

El material de siembra se realizó en bandejas de poliestireno expandido con 72 celdas llenas con aproximadamente 120 ml de sustrato comercial Plantmax (Eucatex, Sao Paulo, Brasil) por célula, las ramas se utilizaron con aproximadamente 20 cm de largo y de tres a cuatro yemas internodales.

La inoculación se realizó 30 días después de la siembra. Los huevos de *M. incognita* raza 1 se extrajeron de las plantas de tomate plantas susceptibles (cultivar Santa Clara). Después del lavado, las raíces de tomate eran picados y procesados en un mezclador durante 30 segundos en una solución de hipoclorito de sodio al 0,5%. Después de la trituración, la solución fue aprobada en 0,074 mm tamiz colocado sobre un tamiz de 0,028

mm, junto con un montón de agua. En el tamiz de 0,074 mm, los restos se conservan las raíces, mientras que en los 0.028 mm se recogieron los huevos de *M. incognita* raza 1, que se transfiere a un vaso de precipitados con la ayuda de un piceta con agua pura.

Los huevos se contaron usando un microscopio estereoscópico. En primer lugar, añade al vaso de precipitados de volumen de agua a 1 000 ml. Después, la solución se homogeneizó huevos que contienen, que se retiraron con una pipeta en tres alícuotas de 1 ml.

Las alícuotas se colocaron en la cámara de Peters y llevados a la estereomicroscopio para contar el número de huevos. Se calculó el número promedio de huevos por ml de la solución. Para la inoculación de plántulas de boniato se utilizó la cantidad total de 3 500 huevos por planta aplicada a cada celda llena de sustrato, usando una jeringa para uso veterinario.

La viabilidad del inóculo se evaluó en la eclosión de cámara, y alcanzó 59% de los huevos viables. Por lo tanto, la cantidad de huevos viables por planta aplicada, fue 2 065.

El diseño experimental fue el bloque aumentado. Se consideraron tres bloques comunes de 14 tratamientos: cultivar de Santa Clara, y los cultivares de batata Brazlandia Blanco y Palmas. Además de ellos, se utilizaron 121 tratamiento regular, lo que resultó en 163 unidades experimentales con seis plantas cada una.

Sesenta días después de la inoculación, las plantas se retiraron cuidadosamente de las bandejas de poliestireno y se lavaron las raíces para la extracción de los huevos, de acuerdo con el método de Hussey y Baker. Las estimaciones del número de huevos se llevaron a cabo por 1 ml de conteo suspensión en Peters cámara, utilizando un microscopio estereoscópico. El número total de huevos se determinó por extrapolación de los valores obtenidos en esta cuenta. Estos valores fueron sometidos a análisis de varianza y, con base en los promedios, los siguientes parámetros determinados por: factor de reproductividad ( $RF = \text{población final} / \text{población inicial de huevos viables}$ ) y la reproducción de índices. El factor de reproducibilidad se utiliza para definir la resistencia ( $FR < 1$ ) y la susceptibilidad ( $FR \geq 1$ ), de acuerdo (Oostenbrink 1966).

El índice de reproducción (RI) de *M. incognita* raza 1 se determinó a través de la reproducción de los nematodos en tomate como control estándar (100%) en comparación con los clones de batata de acuerdo con el método establecido por Taylor (1967). La población final (Pf) que se encuentra en los genotipos de batata se dividió por encontrado en tomate, para definir los tipos de reproducción.

Sobre la base de estos valores, se define los niveles de resistencia de cada genotipo de boniato a la raza 1 *M. incognita*, de acuerdo con el siguiente criterio de reproducción establecida por Taylor (1967): S, planta susceptible, la reproducción normal, IR por encima de 51%; LR ligeramente elástico, IR 26-50%; Major, moderadamente fuerte, con IR 11-25%; MR, muy

duro, van de 1 a 10%; AR / I altamente resistente / inmunológico, IR por debajo del 1%.

Hubo un efecto significativo de los genotipos de batata en el factor de reproducción (RF) y el índice de reproducción (RI) de *M. incognita* raza 1, lo que indica que debe haber variabilidad genética entre ellos. Coeficientes de variación ambientales eran altas para ambos caracteres. Sin embargo, los coeficientes de estas magnitudes son comunes en los experimentos con las patatas dulces. Además, se observaron cálculos mucho más altos de la variación genética, tanto para el factor de reproducción como para la prestación de índice, que indica, además de la alta variabilidad entre los materiales, una situación muy favorable para la selección de clones resistentes.

Según Massoroto et al. (2010) evaluaron la reacción de las adhesiones a la batata Nematodo de la agalla *Meloidogyne incognita* raza 1. Treinta adhesiones de los programas de mejoramiento de la Federal Universidad de Valles de Jequitinhonha y Mucuri (UFVJM) y quince de adhesiones Federal Universidad de Tocantins (UFT), junto con cinco cultivares, se evaluaron entre febrero y junio de 2006 bajo condiciones de invernadero.

Se utilizaron cincuenta clones de batata, cinco cultivares (Brazlandia Blanco, Brazlandia Rosada, Brazlandia púrpura, Palmas y Canuana), quince éxitos de programas de mejoramiento de plantas, en el estado de Tocantins (UFT), y treinta éxitos de programa de mejoramiento de las plantas en el

estado de Minas Gerais (UFVJM). Accesos desde el estado de Tocantins fueron llamados UFT-02-AL, UFT- 04-AL, UFT-08, UFT-09-AL, UFT-10-AL, UFT-14-AL, UFT-25-AL, UFT-35-AL, UFT-36-AL, UFT-48, UFT-52, UFT-58, UFT-100, UFT-106 y UFT-115. Accesos desde el estado de Minas Gerais fueron llamados UFVJM-Arruba, UFVJM-Yuca patata, UFVJM-Cambraia, UFVJM-Corazón Heridos, UFVJM-español, UFVJM-Licuri, UFVJM-Marmel, UFVJM-princesa, UFVJM-Tomba Coche, UFVJM-04, UFVJM-06, UFVJM-07, UFVJM-11, UFVJM-12, UFVJM-14, UFVJM-15, UFVJM-24, UFVJM-25, UFVJM-31, UFVJM-34, UFVJM-38, UFVJM-39, UFVJM-42, UFVJM-45, UFVJM-46, UFVJM-54, UFVJM-56, UFVJM-61, UFVJM-65 y UFVJM-67.

El diseño experimental fue completamente al azar, con cuatro repeticiones. Ramas de cada genotipo se sembraron en bandejas de poliestireno expandido llenos sustrato comercial Plantmax, cada parcela constituyó de seis plantas.

La inoculación se realizó a los diecisiete días después de la siembra en la proporción de 30 ml huevos-1 sustrato. A los noventa días después de la inoculación, se retiraron las plantas, sus lavados y teñidos con raíces burdeos y tartrazina, para la determinación del índice de masa huevos por sistema radicular.

Cultivares *Brazlandia* blanca y palmeras se utilizaron como testigos susceptibles y resistentes, respectivamente. Se observó gran variabilidad entre genotipos, el nivel de resistencia al patógeno. Cultivar *Brazlandia*

púrpura y trece adhesiones fueron altamente resistentes a nematodos de nudo de raíz. Cultivar Brazlandia Rosada mostró una moderada resistencia a los nematodos de nudo de raíz.

Investigadores como Massaroto et al. (2008) señalan el objetivo de este experimento fue evaluar la reacción de los clones de batata al nematodo agallador *Meloidogyne incognita* la raza 1. Cuarenta y cinco accesiones de cría programas, junto con cinco comercial cultivares, se evaluaron.

Se utilizó el diseño completamente al azar, con cuatro replica. Los tallos de cada genotipo se plantaron en bandejas de poliestireno y el sustrato, se inoculó en una concentración de 30 huevos ml<sup>-1</sup> de sustrato. Noventa días después de la infestación, índice de huevo masas fue determinada, era existencia observada de genotipos altamente resistente a los susceptibles.

La creciente Brazlandia púrpura y trece accesiones altamente resistente al nematodo de nudo de raíz, el cultivar Brazlandia Rosada mostró moderada resistencia al nematodo de nudo de raíz.

Wanderley y Santos (2004) realizaron investigaciones, los objetivos de este estudio fueron evaluar la resistencia de 35 batata (*Ipomoea batatas*) cultivares a *Meloidogyne incognita* y que ilustra los cambios anatómicos en el tejido de las plantas infectadas.

Las plantas se inocularon con 3 000 huevos y juveniles de *M. incognita* y evaluados a los 90 días después de la inoculación sobre la base de la

reproducción del factor de nematodo (RF). Entre los 35 cultivares probados, 15 de ellos fueron considerados resistentes. Los cambios anatómicos en las raíces de camote se ilustran, mostrando la interrupción de los vasos del xilema y la supresión progresiva de los tejidos vasculares.

Para la aplicación de la investigación, una colección de cultivares de batata se instaló en el área experimental del Departamento de Sanidad Vegetal de la Facultad de Ciencias Agrícolas y Veterinarios (FCAV) de la Universidad Estatal Paulista, Jaboticabal (UNESP).

Los cultivares fueron de la colección mantenida por la Universidad Federal Rural de Pernambuco, registrada como "Remolacha", "Buen nombre", "Blanco", "Taladro púrpura", "Caboata", "CNPH-001", "CNPH-004", "CNPH-10", "Cooperativa", "CR-06", "CR-42", "CR-71", "Delgado", "J-06", "Japonés", "Minería", "Definición", "White Queen", "Rama fine", "Púrpura hermosa", "Siciliana", "TR-02" y las áreas de los productores UFPRE en el municipio de Bananeiras, Paraíba "Globo púrpura", "Barba buey", "Batateira", "Brejeira", "CO-White", "Granfina" y "Manteiguinha" y los productores en la ciudad de San José de Espinharas, PB "Brejo Cruz", "Paz Grossa", "Gecko", "Púrpura de la paz", y "San Jorge".

Al comienzo de la investigación, las plántulas se obtuvieron de la colección y transportadas en cajas de poliestireno de efecto invernadero del sector agrícola, los técnicos del Centro de Formación de la Universidad Federal de Paraíba en Bananeiras, que se colocaron en frascos de vidrio que contiene agua pura para echar raíces, permaneciendo durante tres

semanas con cambiar el agua cada dos días. Después del enraizamiento cinco plantas de cada variedad se plantaron individualmente en macetas de plástico con una capacidad de 5 litros, que contiene una mezcla de tierra, arena y estiércol de ganado en la proporción de 1: 2: 1.

Este sustrato se trató previamente por la solarización. Cada plántula se inoculó 30 días después de la siembra, 10 ml de una suspensión que contiene alrededor de 3 000 huevos y juveniles de *M. incognita* por maceta.

La población de *M. incognita* utilizado como inóculo era de planta Jiló *Solanum Gilo* Raddi, después de haber sido identificados en base al examen de la configuración perineal, el inóculo se preparó de acuerdo a la metodología descrita por Coolen y D'manada (1972). Los tratamientos consistieron de 35 cultivares se distribuyeron completamente al azar con cinco repeticiones. La evaluación de la resistencia de los cultivares se realiza en base al factor de reproducción (RF), 90 días después de la inoculación.

Los cultivares resistentes fueron las que exhibió valor de  $FR < 1$  y susceptibles a los  $FR > 1$ , preparaciones histológicas de los tejidos de las raíces de camote sanos y agallas se hacen con el objetivo de documentar los cambios anatómicos raíces de las plantas susceptibles.

Los cultivares de batata fueron clasificados como resistentes FR oscila entre 0,05 y 0,98. "Rama Fine" fue el cultivar que mostró el más alto nivel de resistencia.

Entre los cultivares resistentes, 12 provenían de recolección de boniato UFRPE, mientras que entre el estado de Paraíba cultivada, sólo cultivares "Batateira", "San Jorge", "Paz Grossa" y "Púrpura de paz" fueron resistentes. Los otros cultivares mostraron FR entre 1,16-21,34 se clasifican como susceptibles. "Heath Cruz" era considerado el más susceptible.

Freitas et al. (2001) realizaron estudios sobre resistencia a los nematodos del nudo de la raíz de la batata (papa *Ipomoea* L.). Este trabajo se llevó a cabo para evaluar el conjunto de camote *Ipomoea batatas* (Convolvaceae), una mezcla de la población *Meloidogyne* spp. (Nematoda).

El experimento se llevó a cabo bajo invernadero de plástico en bandejas poliestileno provista de un sustrato y huevos y *M. javanica incognita* razas 1, 2, 3 y 4, en la proporción de 30 000 huevos/sustrato. El diseño experimental fue de bloques al azar con 14 tratamientos (clones), 4 repeticiones y 12 plantas por parcela. Las evaluaciones de número de agallas por sistema radicular se realizaron a los 90 días de edad. Se destacó los clones Rio Doce, Brazlandia púrpuras y Paulistinha, los cuales tuvieron mayor resistencia a *Meloidogyne* spp.

Delgado y Rosas (1976) en el departamento de nematología de la EEA de La Molina realizó diversas evaluaciones sobre el comportamiento varietal al nematodo del nudo de las raíces *Meloidogyne incognita* donde algunos cultivares de camote Seedling 50 y chancleta de Chilca y otros, han demostrado resistencia en condiciones de la Molina y el Valle de Cañete.

## 2.3 HIPÓTESIS

### Hipótesis general

Los clones promisorios de camote (*Ipomoea batata* Lam) serán significativamente resistentes al nematodo del nudo de la raíz (*Meloidogyne incognita*) en condiciones de invernadero en la E. E. A – Donoso, Huaral, 2015.

### Hipótesis específicas

- La inoculación del nematodo a los clones de camote, influirá en el desarrollo de la planta.
- Los nematodos al ser inoculados a los clones de camote tendrán el efecto en el número y peso de tubérculos.
- La inoculación del nematodo a los clones de camote, influirá en la formación de número de nódulos en la raíz.
- Los nematodos al ser inoculados a los clones de camote tendrán el efecto en grado de formación de nódulos en la raíz.
- Los nematodos inoculados en los clones de camote influirá en el aumento poblacional en el sustrato.

## 2.4 VARIABLES

Variable independiente : Nemátodos del nudo de la raíz

Variable dependiente : Clones promisorios de camote

### 2.4.1 Operacionalización de variables

**Cuadro 06.** Operacionalización de variables

VARIABLES	DIMENCIONES	INDICADORES	ESCALA
VARIABLE 1 Nemátodos	Efectividad de la inoculación	- Número de huevos	300/planta
VARIABLES 2 Clones de camote	Nivel de resistencia	- Altura de planta - Número de tubérculos - Peso de tubérculos - Número de nódulos en la raíz - Grado de nodulación - Población de nematodos en el sustrato	Centímetros Unidades Gramos 0 – 5  0 – 5 Unidades

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACION

##### **Tipo de Investigación**

Aplicada, porque se utilizó conocimientos de fitopatología para la inoculación de nematodos a clones de camote con resistencia al nematodo del nudo de la raíz, para generar tecnología y solucionar problemas de bajos rendimientos por unidad de superficie y la calidad del camote en la localidad de Huaral.

##### **Nivel de Investigación**

Experimental, porque se manipuló la variable independiente que son los clones de camote y el testigo de la variedad Jhonatan, de color amarillo, predominante en la zona de estudio, para evaluar la influencia en el desarrollo de la planta y producción.

#### 3.2 LUGAR DE EJECUCIÓN

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en la Estación Experimental Agraria DONOSO Huaral – Lima, cuya posición geográfica y ubicación política es la siguiente:

##### - **Ubicación Política**

Región : Lima  
Provincia : Huaral  
Lugar : Estación Experimental Agraria DONOSO

##### - **Ubicación Geográfica**

Latitud Sur : 11° 09' 27"

Longitud Oeste : 77° 12' 15"  
Altitud : 180 msnm

#### - **Características de la zona de vida**

Según INRENA (1970) el mapa ecológico del Perú, actualizado por la Oficina Nacional de Evaluación de Recursos Naturales (ONERN) el lugar donde se desarrolló el experimento corresponde a la zona de vida desierto, desecado Pre Montano Tropical (dd – PMT). La biotemperatura media anual fluctúa entre 17 °C y 22, 2°C.

### **3.3 POBLACIÓN, MUESTRA Y UNIDAD DE ANÁLISIS**

#### **Población**

Estuvo constituido por 15 clones de camote en condiciones de invernadero.

#### **Muestra**

La muestra estuvo constituida por un clon que son los tratamientos en estudio, conducidas en los maceteros, procedentes de INIA-DONOSO-HUARAL.

#### **Tipo de muestreo**

Probabilístico en su forma de muestreo aleatorio (MAS) porque cada clon de camote han mostrado la misma probabilidad de formar parte de la unidad de análisis.

### Unidad de análisis

La unidad de análisis estuvo representada por clones de camote, los mismos que sirvieron para evaluar, la resistencia de clones al nematodo.

### 3.4 TRATAMIENTOS EN ESTUDIO

Se estudiaron como factor a los clones de camote, como material de siembra se utilizó esquejes, facilitada por el Programa Nacional de Investigación de Papa y Camote (PNIPC) del Instituto Nacional de Investigación Agraria (INIA), la cual obtiene su materia prima de nuevas variedades de camote en la costa central del Perú.

**Cuadro 07.** Tratamientos en estudio

TRATAMIENTO	DESCRIPCIÓN
T <sub>1</sub>	USA X HUAMBACHERO-292-20011= 14
T <sub>2</sub>	HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39
T <sub>3</sub>	HAUYROX JPUSA-105-2011=54
T <sub>4</sub>	JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70
T <sub>5</sub>	JHONATAN (CONTROL)

### 3.5 PRUEBA DE HIPÓTESIS

#### 3.5.1 Diseño de la investigación

Se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA), constituido por 3 repeticiones y 5 tratamientos, siendo un total de 15 unidades experimentales.

##### a) Modelo aditivo lineal

El modelo aditivo lineal para un diseño completamente al azar es el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + \varepsilon_{ij} \quad i = 1, \dots, t \quad j = 1, \dots, r$$

Donde:

$Y_{ij}$ : es el valor o rendimiento observado en el  $i$ -ésimo tratamiento,  $j$ -ésima repetición

$\mu$ : es el efecto de la media general

$T_i$ : es el efecto de  $i$ -ésimo tratamiento

$\varepsilon_{ij}$ : es el efecto del error experimental en el  $i$ -ésimo tratamiento,  $j$ -ésima repetición

$i$ : es el número de tratamientos

$r$ : es el número de repeticiones en el  $i$ -ésimo tratamiento

### b) Esquema del análisis estadístico

Se utilizó la técnica de análisis de variancia.

**Cuadro 08.** Esquema de análisis de variancia (ANVA).

Fuente de variación (FV)	Grados de Libertad (GL)
Tratamientos	(t-1)
Error experimental	t(r-1)
Total	tr-1

### c) Técnicas estadísticas

Para la prueba de hipótesis se usó la técnica estadística del Análisis de Variancia (ANVA) al 0,05 y 0,01 de margen de error, para determinar la

significación estadística entre tratamientos y para la comparación de promedios se utilizó la Prueba de Rangos Múltiples de DUNCAN, al 0,05 y 0,01 de probabilidad.

### **Descripción del área experimental**

#### **Características del área de invernadero**

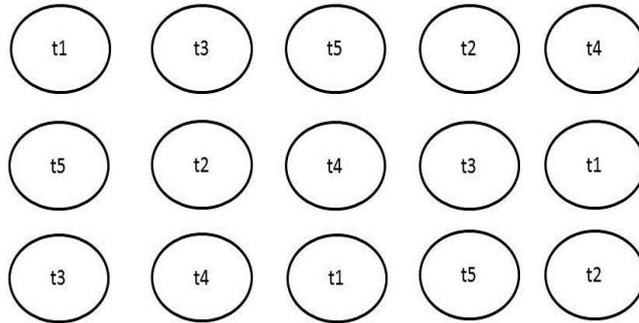
Largo	3,0 m
Ancho	1,5 m
Área total	4,5 m <sup>2</sup>

#### **Características del macetero**

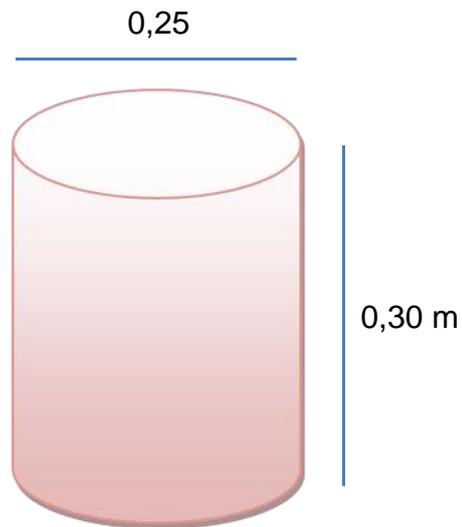
Material	Plástico
Diámetro superior	0,25 m
Altura	0,30 m
Base	0,25 m
Área	0,33 m <sup>2</sup>
Peso de sustrato/maceta	3,75 Kg
Numero de esquejes/maceta	01
Numero de repeticiones	03
Total de maceteros	15

#### **Unidad experimental**

Una maceta



**Figura 01.** Croquis de distribución de tratamientos en estudio



**Figura 02.** Detalle del macetero

### 3.5.2 Datos a registrar

#### a) Evaluar el desarrollo de la planta

A los tres meses del inicio del enraizamiento se evaluó el desarrollo vegetativo de la planta indicando la presencia de síntomas.

##### - Altura de plantas

Se midieron la altura de las plantas a los 90, 120, 150, 180 y 210 días después de la siembra, los resultados fueron expresados en cm.

**- Número de tubérculos**

Se contabilizó número de tubérculos producidos en cada macetero

**- Peso de Tubérculos**

Se realizó el peso de los tubérculos producidos por planta, los resultados se expresan en gramos.

**b) Determinar la respuesta de los clones a los ataques de nematodos en estudio**

**- Numero de nódulos presentes en la raíz**

Se determinó en número de nódulos en la raíz, mediante la siguiente escala.

**Cuadro 09.** Escala de evaluación del grado de severidad.

<b>Escala</b>	<b>Severidad</b>
0	Sin nódulos o agallas en la raíz
1	1-2 nódulos
2	3 -10 nódulos
3	11 – 30 nódulos
4	31 – 100 nódulos
5	Más de 100

**- Grado de nodulación**

Para evaluar el grado de nodulación se hizo el uso de la escala para determinar la reacción de la planta.

**Cuadro 10.** Escala para la evaluación de la reacción del nematodo del nudo de la raíz *M. incognita* (Gonzales et al. 2001).

Grado de nodulación	Daños (%)	Reacción
1	Sin daño	Altamente resistente (HR)
2	1 – 10%	Resistente (R)
3	11 – 25%	Moderadamente resistente (MR)
4	26 – 75%	Susceptible (S)
5	➤ 76%	Altamente susceptible (HS)

#### - Población de nematodos en el sustrato

Se realizó la evaluación cuantitativa de los nematodos presentes en el sustrato de los maceteros.

### 3.5.3 Técnicas e instrumentos de recolección de información

#### 3.5.3.1 Técnicas de recolección de información

##### a) Técnicas bibliográficas

###### Análisis de contenido

Se utilizó para registrar informaciones textuales, resúmenes y comentario.

###### Fichaje

Se usó para construir el marco teórico y la literatura citada.

##### b) Técnicas de Campo

###### La observación

Permitió obtener información sobre las observaciones realizadas directamente en las plantas de camote.

### **3.5.3.2 Instrumentos de recolección de información**

#### **a) Instrumentos bibliográficos**

##### **Fichas**

Facilitó anotar la información existente en los libros, revistas, artículos científicos, etc.

##### **Fichas de Localización:**

##### **Hemerograficas**

Se utilizó para recopilar información del internet, revistas etc. existente sobre resistencia o tolerancia genética al nematodo del nudo de la raíz.

##### **Fichas de Investigación:**

##### **Resúmenes**

Se utilizó para la recopilación de información de manera sintetizada los textos bibliográficos.

#### **b) Instrumentos de campo**

##### **Libreta de Campo**

Se registraron los datos de la variable dependiente (nódulos) y de las labores agronómicas y culturales realizadas durante el desarrollo del camote.

## **3.6 MATERIALES Y EQUIPOS**

Se utilizaron los siguientes materiales y equios.

##### **Materiales**

Cuaderno de campo

Regadera

Lapicero y lápiz

Plumones

Etiquetas

USB

Maceteros de plástico 0.25 x 0.30

Tamaño de esquejes 25 a 40cm

Regla

Wincha

Jarra

Cuchillo

Balde

Mascarilla

Bolsas de plástico

### **Insumos**

(nematodo)

Nitrofosca

Desinfectantes (dimetonato)

Arena

Materia orgánica

Esquejes de clones de camote y testigo Jhonatán

### **Equipos**

Cámara fotográfica

Balanza

Laptop

Bomba mochila

### **3.7 CONDUCCIÓN DE LA INVESTIGACIÓN**

#### **a) Preparación del sustrato**

El sustrato estuvo conformado por materia orgánica y arena fina en proporción 2:1, luego se desinfecto mediante un caldero a alta temperatura 120 c°.

#### **b) Desinfección del macetero**

Los maceteros utilizados fueron de plástico, se desinfectaron con detergente para su limpieza respectiva, luego se utilizó 56.25k.g de sustrato para la siembra total de esquejes de camote.

#### **c) Siembra de esquejes**

Se sembraron los esquejes jóvenes de los clones del camote en los maceteros.

#### **d) Obtención del nematodo (*Meloigdogyne Incógnita*)**

Los nódulos de este parasito fueron obtenidos de las raíces de plantas de tomate (cultivar Rio Grande) infectadas por el nematodo del nudo de la raíz de las parcelas de Huaral.

#### **e) Preparación de filtrado crudo**

Las raíces de plantas de tomate infectadas con nematodos fueron cortadas en pequeños trozos de 0.5 cm y se trituraron en una licuadora por 2 minutos y luego se determinó el conteo de huevos en el microscopio.

**f) Inoculación del nematodo**

La inoculación de los nematodos en los clones de camote se realizó a los 90 días después de la siembra, en el periodo de crecimiento. La aplicación se hizo una sola oportunidad alrededor del tallo de la parte basal, a una proporción de 300 huevos de nematodos por macetero para el contacto directo con las raíces.

**g) Labores agronómicas**

Se realizó el riego periódicamente cada 15 días, para facilitar el crecimiento de los clones, y luego se aplicó el fertilizante foliar (Basfoliar verde) 5cc / por un litro de agua, La presencia de malas hierbas se eliminaba oportunamente.

**- Cosecha**

La muestra de la cosecha del camote se realizó en forma manual, luego se determinó el conteo número de tubérculos por tratamiento, teniendo cuenta los daños causados por el nematodo a las raíces de los clones, posteriormente fueron trasladados al laboratorio para determinar el peso de los clones por tratamiento.

## IV. RESULTADOS

Los datos obtenidos fueron ordenados y procesados, utilizando IBM SPSS Statistics Editor de datos, de acuerdo al diseño de investigación propuesto.

Los resultados expresados en promedios, se presentan en cuadros, interpretados estadísticamente utilizando la técnica estadística del Análisis de Varianza (ANVA), a fin de establecer las diferencias significativas entre tratamientos, donde son iguales se denota con (ns), quienes tienen significación (\*) y altamente significativos (\*\*).

Para la comparación de los promedios, se utilizó la prueba de Rangos Estudentizados Mínimos Significativos de Duncan a los niveles de 0,05 y 0,01 de significación.

### 4.1 ALTURA DE PLANTAS

Los resultados se indican en el Anexo N° 01, 02, 03, 04 y 05 respectivamente donde se presentan los promedios obtenidos y a continuación el análisis de varianza y la prueba de significación de Duncan.

**Cuadro 11.** Análisis de varianza para altura de plantas a los 90 días.

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft	
					0,05	0,01
Tratamientos	4	2104,40	526,10	1,27 <sup>ns ns</sup>	3,48	5,99
Error experim.	10	4151,33	415,13			
Total	14	6255,73				

Sd = 11,76 cm

CV = 41,19%

**Cuadro 12.** Análisis de varianza para altura de plantas a los 120 días.

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft	
					0,05	0,01
Tratamientos	4	2187,33	546,83	1,26 <sup>ns ns</sup>	3,48	5,99
Error experim.	10	4358,00	435,80			
Total	14	6545,33				

Sd = 12,05 cm

CV = 39,90%

**Cuadro 13.** Análisis de varianza para altura de plantas a los 150 días.

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft	
					0,05	0,01
Tratamientos	4	2310,27	577,57	1,32 <sup>ns ns</sup>	3,48	5,99
Error experim.	10	4372,67	437,27			
Total	14	6682,94				

Sd = 12,07 cm

CV = 39,25%

**Cuadro 14.** Análisis de varianza para altura de plantas a los 180 días.

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft	
					0,05	0,01
Tratamientos	4	2443,07	610,77	1,51 <sup>ns ns</sup>	3,48	5,99
Error experim.	10	4038,67	403,87			
Total	14	6481,74				

Sd = 11,60 cm

CV = 36,85%

**Cuadro 15.** Análisis de varianza para altura de plantas a los 210 días.

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft	
					0,05	0,01
Tratamientos	4	2936,67	734,17	2,13 <sup>ns ns</sup>	3,48	5,99
Error experim.	10	3455,33	345,53			
Total	14	6392,00				

Sd = 11,76 cm

CV = 41,19%

Los resultados respecto a la altura de plantas a los 90, 120, 150, 180 y 210 días, indican que no existe significación estadística entre tratamientos a los niveles de 0,05 y 0,01 de probabilidad. El coeficiente de variabilidad (CV) y la desviación estándar (Sd) no difieren los valores como se muestra en el cuadro 09, 10, 11, 12 y 13 respectivamente.

Como no existe significación entre tratamientos no se hizo la prueba de Significación de Duncan, la mayor altura de plantas (cm) que obtuvo en todos los casos es el tratamiento T<sub>3</sub>, superando al tratamiento T<sub>2</sub> quien ocupó el último lugar.

#### 4.2 NÚMERO DE TUBÉRCULOS POR TRAMIENTO.

Los resultados se indican en el anexo 06, donde se presentan los promedios obtenidos y a continuación el análisis de varianza y la prueba de significación de Duncan.

**Cuadro 16.** Análisis de varianza del número de tubérculos por macetero.

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft	
					0,05	0,01
Tratamientos	4	66,00	16,50	3,49 * ns	3,48	5,99
Error experim.	10	47,33	4,73			
Total	14	113,33				

$$Sd = 1,26 \text{ tb}$$

$$CV = 32,61\%$$

Los resultados indican que existe una significación estadística para la fuente de variación tratamientos al nivel de 0,05 de significación y para 0,01 no existe significación como se muestra en el cuadro 14. El coeficiente de variabilidad (CV) es 32,61% y la desviación estándar (Sd) es 1.26.

**Cuadro 17.** Prueba de significación de Duncan para número de tubérculos por tratamiento de clones promisorios de camote.

OM	Tratamientos	Promedio	Significación	
			0,05	0,01
1º	T <sub>4</sub>	9,33	a	a
2º	T <sub>2</sub>	8,67	a	a
3º	T <sub>3</sub>	6,33	a b	a
4º	T <sub>1</sub>	5,33	a b	a
5º	T <sub>5</sub>	3,67	b	a

La prueba de significación de Duncan confirma los resultados del Análisis de Varianza, donde al nivel del 0.05 de margen de error el tratamiento T<sub>4</sub>, T<sub>2</sub>, T<sub>3</sub> y T<sub>1</sub> son iguales estadísticamente, superando al tratamiento control.

El mayor número de tubérculos por macetero lo obtuvo el tratamiento T<sub>4</sub> con 9.33 superando al tratamiento T<sub>5</sub> quien ocupó el último lugar con 3,67 tubérculos.

#### 4.3 PESO DE TUBÉRCULOS

Los datos obtenidos se indican en el anexo 07, donde se presentan los promedios obtenidos y a continuación el análisis de varianza.

**Cuadro 18.** Análisis de varianza para peso de tubérculos.

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft	
					0,05	0,01
Tratamientos	4	27869,02	6967,26	1,33 <sup>ns ns</sup>	3,48	5,99
Error experim.	10	52322,20	5232,22			
Total	14	80191,22				

$$Sd = 41,76 \text{ g}$$

$$CV = 28,12\%$$

En el ANVA los tratamientos evaluados no muestran significación estadística al nivel de 5 y 1% de probabilidad.

El coeficiente de variabilidad (CV) es 28,12% y la desviación estándar (Sd) es de 41,76.

El mayor peso en promedio lo obtuvo el tratamiento T<sub>2</sub> con 328,25 gramos, superando al tratamiento T<sub>3</sub> quien ocupó el último lugar con 207,47 gramos.

#### 4.4 NÚMERO DE NÓDULOS PRESENTES EN LA RAÍZ

Los resultados de número de nódulos presentes en la raíz de los clones de camote, se expresan en el siguiente cuadro.

**Cuadro 19.** Número de nódulos presentes en la raíz de los clones.

Tratamientos	Escala	Severidad
1 2 4 5	0	Sin nódulos o agallas
3	1	1 – 2 nódulos

Los clones de camote T<sub>1</sub>, T<sub>2</sub>, T<sub>4</sub> y el tratamiento control, mostraron una escala 0, es decir ausencia de nódulos en sus raíces y el T<sub>3</sub> (HAUYROX JPUSA-105-2011=54) presentó un nódulos en la raíz, mostrando una escala de 1 en las evaluaciones realizadas.

#### 4.5 GRADO DE NODULACIÓN

**Cuadro 20.** Grado de nodulación en la raíz de los clones.

Tratamiento	Escala	Daño	Reacción
T1	1	Sin daño	Altamente resistente(HR)
T2	1	Sin daño	Altamente resistente(HR)
T3	2	1-10 %	Resistente ( R)
T4	1	Sin daño	Altamente resistente(HR)
T5 (control)	1	Sin daño	Altamente resistente(HR)

En el cuadro19, se muestra los resultados en cuanto grado de nodulación, el tratamiento T<sub>1</sub> ,T2, T4,T5 (control) , se manifestaron sin daños en los tubérculos, mostrándose altamente resistentes (HR), al nematodo del nudo de la raíz, mientras que el tratamiento T<sub>3</sub> es Resistente (R) al grado de nodulación, es decir con daño en tubérculos como cuarteaduras o deformaciones entre 1 – 10%.

#### 4.6 POBLACIÓN DE NEMÁTODOS EN EL SUSTRATO

Los registros de datos se indican en el anexo 08, donde se presentan los promedios obtenidos y a continuación el análisis de varianza.

**Cuadro 21.** Población de nematodos en el sustrato

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft	
					0,05	0,01
Tratamientos	4	78,00	19,50	0,27 <sup>ns ns</sup>	3,48	5,99
Error experim.	10	711,33	71,13			
Total	14	789,33				

$$Sd = 4,87$$

$$CV = 50,59\%$$

Los resultados respecto a la población de nematodos en el sustrato inoculado, indican que no existe significación estadística entre tratamientos, es decir  $F_c$  es menor que  $F_t$ . El coeficiente de variabilidad es 50,59% y la desviación estándar es de 4,87.

El mayor número de población de nematodos se encontró en el cultivar testigo con 19,00 nemátodos y el tratamiento  $T_2$  ocupó el último lugar con 12,67 nemátodos en promedio por macetero.

## V. DISCUSIÓN

### 5.1 ALTURA DE PLANTAS

Los resultados indican que los mayores promedios destaca el tratamiento T<sub>3</sub> (HAUYROX JPUSA-105-2011=54) ubicándose en el primer lugar en orden de mérito, evaluados en diferentes etapas de desarrollo, no existiendo diferencias estadísticas significativas entre tratamientos y el T<sub>2</sub> (HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39) quien ocupó el último lugar, que en opinión de Rossel, et al. (2008a) debido a su hábito de crecimiento postrado, crece rápidamente extendiéndose sobre el suelo, para propagarse varía de erecto, semierecto a rastrero.

La no diferencia estadística se debe por la conducción del cultivo propuesto por Rossel, et al. (2008b) en macetas en invernaderos o casas de malla, o en cultivos in vitro.

### 5.2 NÚMERO DE TUBÉRCULOS POR TRAMIENTO.

Los resultados reportan que los tratamientos T<sub>4</sub> (JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70), T<sub>2</sub>, T<sub>3</sub> y T<sub>1</sub> estadísticamente son iguales al nivel de 5% de probabilidad, con promedios de 9,33, 8,67, 6,33 y 5,33 tubérculos/macetero, superando al testigo T<sub>5</sub> quien ocupó el último lugar en orden de mérito con 3,67 tubérculos por macetero y al 0,01 de significación todos los tratamientos mostraron igualdad estadísticamente.

Al respecto Delgado y Rosas (1976) indican sobre el comportamiento varietal al nematodo del nudo de las raíces *Meloidogyne incognita* donde algunos cultivares de camote como Seedling 50 y Chancleta de Chilca y otros, han demostrado resistencia en condiciones de la Molina y el Valle de Cañete obteniendo mayor número de tubérculos por tratamiento.

### **5.3 PESO DE TUBÉRCULOS**

El mayor peso lo obtuvo el tratamiento T<sub>2</sub> (HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39) con 328,25 g/planta de la unidad experimental, mientras que la más baja fue el T<sub>3</sub> (HAUYROX JPUSA-105-2011=54) con 207,47 gramos por planta, los resultados de clones no difieren estadísticamente con los demás tratamientos conducidas bajo un ambiente controlado.

### **5.4 NÚMERO DE NÓDULOS PRESENTES EN LA RAÍZ**

Con relación al número de nódulos en la raíz de los clones, se determina que los tratamiento USA X HUAMBACHERO-292-20011=14, (HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39), (JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70) y testigo (variedad Jhonatan), con ausencia de nódulos. Sin embargo el tratamiento (HAUYROX JPUSA-105-2011=54) con presencia de 1 nódulos en su raíz.

Según lo manifestado por Wanderley y Santos (2004) fueron evaluadas la resistencia de 35 cultivares de camote a *Meloidogyne incognita* y que ilustra los cambios anatómicos en el tejido de las plantas infectadas.

Los resultados en cuanto grado de nodulación , el tratamiento T<sub>1</sub> ,T<sub>2</sub>, T<sub>4</sub>,T<sub>5</sub> (control) , se manifestaron sin daños en los tubérculos, mostrándose altamente resistentes (HR), al nematodo del nudo de la raíz, mientras que el tratamiento T<sub>3</sub> es Resistente (R) al grado de nodulación, es decir con daño en tubérculos como cuarteaduras o deformaciones entre 1 – 10%.

### **5.6 POBLACIÓN DE NEMÁTODOS EN EL SUSTRATO**

Los resultados indican que el mayor promedio lo tienen el tratamiento T<sub>5</sub> (testigo) con 19,00 individuos en el sustrato por macetero, no existen diferencias estadísticas significativas entre ellos y el testigo, el tratamiento T<sub>2</sub> quien ocupó el último lugar con 12,67 individuos de nematodos por sustrato utilizado. Se observa una variación de 30 huevos de nematodos inoculados en el sustrato no es lo mismo al final del experimento cuando se evalúa la población.

## VI. CONCLUSIONES

1. La mayor altura de planta la registró el tratamiento  $T_3$  y la más baja el tratamiento  $T_2$  registradas en diferentes etapas de desarrollo. El comportamiento de los clones de camote en estudio fueron similares debido al manejo en ambiente controlado.
2. Existen diferencias significativas en el número de tubérculos por macetero donde el tratamiento  $T_4$  reportó el mayor número con 9,33 tubérculos por planta; mientras el tratamiento testigo obtuvo el menor resultado con 3,67 tubérculos por planta.
3. En peso de tubérculos el tratamiento  $T_2$  reportó el mayor peso por planta 328,25 gramos, superando ampliamente al tratamiento  $T_3$  que obtuvo el último lugar con 207,47 g/planta.
4. Los tratamientos  $T_1$ ,  $T_2$ ,  $T_4$  y  $T_5$  resultaron mayor severidad frente a los nematodos mostrándose sin nódulos en sus raíces; mientras los tratamientos  $T_1$  y el testigo resaltaron ser altamente resiste (HR) al grado de nodulación.
5. La población de nematodos en los sustratos no difieren significativamente entre individuos de cada macetero, donde superó el tratamiento control con 19,00 nematodos por sustrato.

## VII. RECOMENDACIONES

1. La severidad de clones fue mayor en el proceso de ciclo del cultivo, debido a su manejo en invernadero, se recomienda conducir en campo definitivo en áreas de influencia.
2. Continuar con la evaluación de los clones promisorios seleccionados, con características de resistencia al nematodo del nudo de la raíz.
3. Los clones seleccionados con características de reacción al grado de nudulación deben ser incluidos en programas de mejoramiento genético en busca de resistencia al nematodo.
4. Realizar la transferencia de tecnología a través de parcelas demostrativas en diferentes pisos ecológicos de la costa y valles interandinos. Esta actividad puede realizar la Estación Experimental Agrícola DONOSO – Huaral.

## VIII. LITERATURA CITADA

Agrios, GN. 2005. Plant pathology. 5th ed. Elsevier Academic Press, New York.

Araya, M. 2003. Situación actual del manejo de nematodos en banano (*Musa* AAA) y plátano (*Musa* AAB) en el trópico americano. En: Rivas, G; Rosales, F. (eds.). Manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de Musáceas en los trópicos. INIBAP, Francia. 79-102

Austin, DF. 1977. Hybrid polyploids in *Ipomoea* section *Batatas*. J. Hered. 68:259-260.

Ayoub, SM. 1980. Plant Nematology. An agricultural training aid. NemaAid Publication, Sacramento, CA.

Bonilla Murillo, JC. 2009. Manual del Cultivo de Camote. Proyecto de Desarrollo de la Cadena de Valor y Conglomerado Agrícola. Chemonics International Inc. Nicaragua. 19 p.

Carey, E; Chujoy, E; Dayal, T; Kidanemariam, H; Mendoza H; Mok II-Gin. 1992. Helping meet varietal needs of the developing world: The International 75 Potato Center's strategic approach to sweetpotato breeding. En Sweetpotato for the 21st Century Technology. Alabama, USA. 521-532.

Castaño, O; Salazar, H. 1987. Reconocimiento de problemas fitosanitarios de la pitaya en Colombia. Universidad de Caldas, Manizales, Colombia.

Castillo, P; Vovlas, N. 2007. *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, biology, pathogenicity and management. Brill leiden, Boston.

Cepeda, SM. 1996. Nematología agrícola. Ed. Trillas. México. D. F. 305 p.

Coolen, WA; D'manada, CJ. 1972. Método para la extracción cuantitativa de los nematodos del tejido de la planta. Gante. Centro de Investigación Agrícola del Estado.

Delgado F; Rosas, J. 1976. Camote resultado de la investigación y recomendaciones para su cultivo en el país. Lima, Perú. 21 p.

Freitas, JA de; Santos, GC dos; Soares Souza, V; Azevedo, SM de. 2001. La resistencia de los clones de batata, *Ipomoea batatas* L., a nematodos que causan agallas (en línea). Consultado 17 dic. 2015. Disponible en <https://translate.google.cl/translate?hl=es419&sl=pt&u=http://ojs.uem.br/ojs/index.php/ActaSciAgron/article/download/2591/2070&prev=search>

Gallo, P; Escobar, H; Chávez, R; Jiménez, M; Torres, A; Carrión, H. 2011. Introducción y evaluación de variedades mejoradas de camote (*Ipomoea batatas* L.) en las zonas árido salinas del norte de Chile. IDESIA (Chile) Vol. 19.

García Pineda, E.; Lozoya Gloria, E. 2004. Genes de resistencia a enfermedades en plantas. Revista Mexicana de Fitopatología 22:414-422.

Gomes Assis, JA; Andrade Júnior, VC de; Celso Olivo, M de; Azevedo, AM; Fernandes Cunha, JS; Augusto Gomes, LA. 2014. La resistencia de los

clones de batata a *Meloidogyne javanica* (en línea). Consultado 17 dic. 2015. Disponible en [https://translate.googleusercontent.com/translate\\_c?depth=1&hl=es&prev=search&rurl=translate.google.cl&sl=ptBR&u=http://acervo.ufvjm.edu.br:8080/jspui/bitstream/1/306/1/jorge\\_augusto\\_assis\\_gomes.pdf&usg=A LkJrhhszku9hWLI1cMy11rv80cvu\\_vK8Q](https://translate.googleusercontent.com/translate_c?depth=1&hl=es&prev=search&rurl=translate.google.cl&sl=ptBR&u=http://acervo.ufvjm.edu.br:8080/jspui/bitstream/1/306/1/jorge_augusto_assis_gomes.pdf&usg=A LkJrhhszku9hWLI1cMy11rv80cvu_vK8Q)

Gonzales, A; Franco, J; Trebejo, M. 2001. Protocolo para evaluar resistencia al nematodo del nudo de la raíz *Meloidogyne spp.* Centro Internacional de la Papa-CIP. 1- 17 p.

Gowen, S; Quénéhervé, P; Fogain, R. 2005. Nematodes Parasites of Bananas and Plantains. In: Luc, M; Sikora, RA; Bridge, J. (eds.). Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture. CABI Publishing. 611-643

Guzmán Piedrahita, O; Castaño Zapata, J; Villegas Estrada, B. 2009. Diagnóstico de enfermedades de plantas de origen biótico. Agronomía. 17(2):7-24.

Guzmán Piedrahita, OA; Castaño Zapata. J. 2004. Reconocimiento de nematodos fitopatógenos en plátanos Dominico Hartón (*Musa AAB Simmonds*), Africa, FHIA-20 y FHIA-21 en la granja Montelindo, Municipio de Palestina (Caldas), Colombia. Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. 28(107):295-301

Guzmán Piedrahita, OA; Castaño Zapata. J. 2010. Identificación de nematodos fitoparásitos en guayabo (*Psidium guajava* L.), en el municipio de

Manizales (Caldas), Colombia. Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. 34(130):117-125

Hague, N.G. s.f. Nematodes, the unseen enemy. A guide to nematode /damage. Du Pont.

INIA (Instituto Nacional de Investigación Agraria, PE). 2007. Los Cultivos Nativos en las Comunidades del Perú. Proyecto Perú Conservación *in situ* de los Cultivos Nativos y sus Parientes Silvestres. Lima, Perú.

INRENA (Instituto Nacional de Recursos Naturales, PE). 1970. Mapa Ecológico del Perú: Guía explicativa. Lima, Perú 224 p.

Jenkins, WR; Taylor, DP. 1967. Plant nematology. Rheinhold Publishing Co., New York.

Lardizábal, R. 2003. Manual de Producción de Camote. Centro de Desarrollo de Agronegocios. Fintrac CDA Oficina de la FHIA La Lima, Cortes Honduras.

Lemus Isla, Yasi. 2016. Genética de la resistencia a las enfermedades en plantas hortícolas. Instituto de Investigaciones Hortícolas "Liliana Dimitrova". La Habana, Cuba (en línea). Consultado 03 jun. 2016. Disponible en [http://www.utm.mx/edi\\_anteriores/Temas39/2NOTAS%2039-2.pdf](http://www.utm.mx/edi_anteriores/Temas39/2NOTAS%2039-2.pdf)

Luc, M; Sikora, RA; Bridge, J. 2005. Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. 2nd Edition. CABI Publishing.

Manzanilla López, R; Evans, K; Bridge, J. 2004. Plant diseases caused by nematodes. Capítulo 13. pp. 637-716. In: Chen, Z.X., Chen, S.Y. & Dickson, D.W. (eds.). Nematology: Advances and perspectives. Volume II: Nematode management and utilization. CAB International.

Marchese, A; Maluf, WR; Goncalves Neto, AC; Goncalves de Sousa, RJ; Augusto Gomes, LA. 2010. Selección de clones de batata resistentes a *M. incognita* raza 1. Brasileña de Investigación Agropecuaria (en línea). Consultado 15 nov. 2015. Disponible en [http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0100-204X2010000900009](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-204X2010000900009)

Martínez González, E; Barrios Sanromá G; Rovesti, L; Santos Palma R. 2006. Manejo Integrado de Plagas. Manual Práctico (en línea). Cuba, Centro Nacional de Sanidad Vegetal (CNSV). Consultado 05 feb. 2016. Disponible en [http://www.ecured.cu/Meloidogyne\\_incognita](http://www.ecured.cu/Meloidogyne_incognita)

Massaroto, JA; Augusto Gomes, LA; Maluf, WR; Rodrigues Silva, R; Ribeiro Valle, A; Gomes, A. 2008. La reacción de los clones de batata a *Meloidogyne incognita* raza 1 (en línea). Consultado 05 dic. 2015. Disponible en [https://translate.google.cl/translate?hl=es-419&sl=pt&u=http://www.abhorticultura.com.br/eventosx/trabalhos/ev\\_2/a1505\\_t2066\\_comp.pdf&prev=search](https://translate.google.cl/translate?hl=es-419&sl=pt&u=http://www.abhorticultura.com.br/eventosx/trabalhos/ev_2/a1505_t2066_comp.pdf&prev=search)

Massaroto, JA; Gomes, AA; Maluf, WR; Rodrigues Silva, R; Brook Valley, A; Gomes, A. 2010. Clones de reacción al papa dulce (en línea). Consultado 18 oct. 2015. Disponible en [https://translate.google.cl/translate?hl=es-419&sl=pt&u=http://www.unemat.br/revistas/rcaa/docs/vol8/1\\_artigo\\_v8.pdf&prev=search](https://translate.google.cl/translate?hl=es-419&sl=pt&u=http://www.unemat.br/revistas/rcaa/docs/vol8/1_artigo_v8.pdf&prev=search)

Mateo, D. 2012. El camote. Consultado 20 nov. 2015. Disponible en <http://davidmateo.blogspot.pe/>

Molina Freaner, F. 2015. Interacciones entre especies: el caso del parasitismo (en línea). Universidad de Sonora. Hermosillo, México. Consultado 10 oct. 2015. Disponible en <file:///C:/Users/TOSHIBA/Downloads/Parasitismo.pdf>

Molina Osorio, JP; Aybar Virto, Y. 2010. Desarrollo de variedades de camote para consumo fresco. Revista Agrolnnova INIA.

Montaldo, P. 1994. La agricultura Americana durante el siglo XVI y sus antecedentes. Dirección de Investigación y Desarrollo. Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile.

Montiel, C; Sosa, L; Medrano, C; Romero, D. 1997. Nematodos fitoparásitos en plantaciones de plátano (*Musa AAB*) de la margen izquierda del río Chana. Estado Zulia, Venezuela. Departamento Fitosanitario, Facultad de Agronomía, Universidad de Zulia, Venezuela.

Nunes, PP; Santos, GR dos; Silveira, MA da; Augusto Gomes, LA; Gomes Momento, V; Rodrigues, Ildon. 2013. Genotipos reacción camote el nematodo. Las agallas en las condiciones de alta temperatura (en línea). Consultado 29 nov. 2015. Disponible en <https://translate.google.cl/translate?hl=es419&sl=pt&u=http://www.seer.ufu.br/index.php/biosciencejournal/article/viewFile/22099/13425&prev=search>

O'Brien, PJ. 1972. The sweet potato: its origin and dispersal. *Amer. Anthropologist* 74:343-365.

Oostenbrink, M. 1966. Características principales de la relación entre los nematodos y plantas. *Mededelingen Van De landbouwhogeschool Te Wageningen*. Vol. 66. 1-46

Paliwal, RL. 2016. Mejoramiento para resistencia a las enfermedades (en línea). Consultado 06 jun. 2016. Disponible en <http://www.fao.org/docrep/003/x7650s/x7650s17.htm>

Peña Sánchez, RR; Páez Mendieta, JE. 2014. Fitopatología: nematodos fitopatógenos (en línea). Universidad Pedagógica y tecnológica de Colombia. Consultado 07 dic. 2014. Disponible en <http://virtual.uptc.edu.co/ova/fito/archivo/NEMATODOS.pdf>

Perry, L. 2002. Starch granule size and the domestication of manioc (*Manihoc esculenta*) and Sweetpotato (*Ipomoea batatas*). *Economic Botany* 56:345-349.

Perry, R; Moens, M. 2006. *Plant nematology*. CAB International, London.

Perry, R; Moens, M; Starr, J. 2009. *Root knot nematodes*. CAB International, London.

PROMOSTA (Proyecto de Modernización de los Servicios de Tecnología Agrícola, CR). 2005. *El cultivo del camote: Guías Tecnológicas de Frutas y Vegetales* Ángel Daniel Casaca, Consultor individual, Ingeniero Agrónomo

Zootecnista, egresado de la Escuela Centroamericana de Agricultura y Ganadería de Costa Rica, ECAG.

RAE (Real Academia Española). 2015. Parasito (en línea). Consultado 12 oct. 2015. Disponible en [http://buscon.rae.es/draeI/SrvltConsulta?TIPO\\_BUS=3&LEMA=cultura](http://buscon.rae.es/draeI/SrvltConsulta?TIPO_BUS=3&LEMA=cultura)

Rivera, L. 2016. Nematodos (en línea). Chile, NemaChile. Consultado 12 ene. 2016. Disponible en <http://www.nemachile.cl/quesonlosnematodos.html>

Roseel, G; Espinoza, C; Javier, M; Tay, D. 2008a. Regeneration guidelines: sweet potato. Grop specific regeneration guidelines. CGIAR Systema-wide Genetic Resource Programe. Roma, Italia. 9 p.

Rossel, G; Espinoza, C; Javier, M; Tay, D. 2008b. Guías para la regeneración de germoplasma: camote (en línea). Perú, Centro Internacional de la Papa (CIP). Consultado 15 ene. 2016. Disponible en [http://croptgenebank.sgrp.cgiar.org/images/file/other\\_crops/Sweet\\_potato\\_SP.pdf](http://croptgenebank.sgrp.cgiar.org/images/file/other_crops/Sweet_potato_SP.pdf)

Sarah, JL; Pinochet, J; Stanton, J. 1996. El nematodo Barrenador del Banano *Radopholus Similis* Cobb. Plagas de Musa – Hoja Divulgativa No. 1. INIBAP, Francia.

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

Taylor, AL. 1967. Introducción a la investigación sobre nematología planta: una guía de la FAO para el estudio y control de los nematodos parásitos de las plantas. Roma: Organización de Alimentos y Agricultura de las Naciones Unidas 1967. 133 p.

Taylor, AL; Sasser, JN. 1983. Biología, Identificación y Control de los Nematodos de Nódulo de la Raíz (Especies de *Meloidogyne*). Estados Unidos. 111 p.

Thorne, G. 1961. Principles of nematology. McGraw-Hill, New York.

Ulloa, M; Hanlin, R. 2000. Illustrated dictionary of mycology. APS Press, St. Paul, Minnesota.

Valperga, S. 2015. Parasitología (en línea). Facultad de Medicina de la Universidad de Tucumán, Argentina. Consultado 03 mayo 2015. Disponible en <http://www.fm.unt.edu.ar/Servicios/publicaciones/archivosparasitologia/Parasitologia1.PDF>

Wanderley, MJA; Santos, MJ. 2004. La resistencia de los cultivares de batata a *Meloidogyne incognita* (en línea). Consultado 23 nov. 2015. Disponible en [https://translate.google.cl/translate?hl=es-419&sl=pt&u=http://www.scielo.br/scielo.php%3Fscript%3Dsci\\_arttext%26pid%3DS0100-41582004000400014&prev=search](https://translate.google.cl/translate?hl=es-419&sl=pt&u=http://www.scielo.br/scielo.php%3Fscript%3Dsci_arttext%26pid%3DS0100-41582004000400014&prev=search)

Woolfe, JA. 1992. Sweetpotato: an untapped food resource. Cambridge University press, Cambridge, UK. 118-187.

Zhang, DP; Ghislain, M; Huamán, Z; Cervantes, JC; Carey E. 1998. AFLP assessment of sweet potato genetic diversity in four tropical American regions. CIP Program Report 1997-1998. 303–310.

# **ANEXO**

**Cuadro 22.** Evaluación altura de planta (cm) a los 90 días.

TRAT	CLONES	REPETICIONES			$\Sigma Y_i$	$\bar{X}$
		I	II	III		
T1	USA X HUAMBACHERO-292-20011= 14	50	55	56	161	53,67
T2	HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39	35	40	30	105	35,00
T3	HAUYROX JPUSA-105-2011=54	49	120	41	210	70,00
T4	JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70	51	45	36	132	44,00
T5	JHONATAN (CONTROL)	43	36	55	134	44,67

**Cuadro 23.** Evaluación altura de planta (cm) a los 120 días.

TRAT	CLONES	REPETICIONES			$\Sigma Y_i$	$\bar{X}$
		I	II	III		
T1	USA X HUAMBACHERO-292-20011= 14	54	60	59	173	57,67
T2	HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39	38	44	33	115	38,33
T3	HAUYROX JPUSA-105-2011=54	53	125	42	219	73,00
T4	JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70	51	45	38	134	44,67
T5	JHONATAN (CONTROL)	42	47	55	144	48,00

**Cuadro 24.** Evaluación altura de planta (cm) a los 150 días.

TRAT	CLONES	REPETICIONES			$\Sigma Y_i$	$\bar{X}$
		I	II	III		
T1	USA X HUAMBACHERO-292-20011= 14	56	61	59	176	58,67
T2	HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39	38	45	34	117	39,00
T3	HAUYROX JPUSA-105-2011=54	53	127	44	224	74,67
T4	JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70	51	45	47	143	47,67
T5	JHONATAN (CONTROL)	45	39	55	139	46,33

**Cuadro 25.** Evaluación altura de planta (cm) a los 180 días.

TRAT	CLONES	REPETICIONES			$\Sigma Y_i$	$\bar{X}$
		I	II	III		
T1	USA X HUAMBACHERO-292-20011= 14	57	63	59	179	59,67
T2	HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39	39	45	35	119	39,67
T3	HAUYROX JPUSA-105-2011=54	55	127	48	210	70,00
T4	JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70	51	45	46	230	76,67
T5	JHONATAN (CONTROL)	48	40	56	144	48,00

**Cuadro 26.** Evaluación altura de planta (cm) a los 210 días.

TRAT	CLONES	REPETICIONES			$\Sigma Y_i$	$\bar{X}$
		I	II	III		
T1	USA X HUAMBACHERO-292-20011= 14	57	65	59	181	60,33
T2	HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39	47	45	37	129	43,00
T3	HAUYROX JPUSA-105-2011=54	58	129	61	248	82,67
T4	JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70	54	49	47	150	50,00
T5	JHONATAN (CONTROL)	50	41	56	147	49,00

**Cuadro 27.** Número de tubérculos por macetero.

TRAT	CLONES	REPETICIONES			$\Sigma Y_i$	$\bar{X}$
		I	II	III		
T1	USA X HUAMBACHERO-292-20011= 14	3	9	4	16	5,33
T2	HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39	10	8	8	26	8,67
T3	HAUYROX JPUSA-105-2011=54	10	4	5	19	6,33
T4	JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70	9	9	10	28	9,33
T5	JHONATAN (CONTROL)	5	3	3	11	3,67

**Cuadro 28.** Peso de tubérculos (g).

TRAT	CLONES	REPETICIONES			$\Sigma Y_i$	$\bar{X}$
		I	II	III		
T1	USA X HUAMBACHERO-292-20011= 14	272,10	316,70	250,60	839,40	279,80
T2	HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39	398,14	264,00	322,60	984,74	328,25
T3	HAUYROX JPUSA-105-2011=54	225,70	110,60	286,10	622,40	207,47
T4	JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70	276,90	186,60	205,70	669,20	223,07
T5	JHONATAN (CONTROL)	361,00	165,60	216,10	742,70	247,57

**Cuadro 29.** Población de nematodos en sustrato.

TRAT	CLONES	REPETICIONES			$\Sigma Y_i$	$\bar{X}$
		I	II	III		
T1	USA X HUAMBACHERO-292-20011= 14	13	5	22	38	12,67
T2	HUAMBACHERO X P206-085-2012= 39	11	5	22	38	12,67
T3	HAUYROX JPUSA-105-2011=54	19	10	19	48	16,00
T4	JPUSAX HUAMBACHERO-33-2011=70	16	15	25	56	18,67
T5	JHONATAN (CONTROL)	15	11	31	57	19,00

**Figura 03.** Preparación de sustrato en los maceteros

**Figura 04.** Siembra de esquejes de clones de camote



**Figura 05.** Desarrollo vegetativo de los tratamientos en estudio



**Figura 06.** Inoculación de nematodos



**Figura 07. Evaluación altura de plantas**



**Figura 08. Labores culturales realizadas**



**Figura 09. Cosecha**



**Figura 10.** Evaluación número de tubérculos y rendimiento



**Figura 11.** Evaluación Número de nódulos en la raíz, grado de nodulación y población de nódulos en el sustrato

