

Eficiencia en la aplicación de oxamyl, fluensulfone y fluopyram mediante un sistema de riego por goteo, para el combate de nematodos fitoparásitos y su efecto en el rendimiento del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard

María Jimena Martínez Solano

Tesis para optar al título profesional de Ingeniera Agrónoma con el grado de Licenciada en Agronomía

UNIVERSIDAD DE COSTA RICA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROALIMENTARIAS
ESCUELA DE AGRONOMÍA

2023

Eficiencia en la aplicación de oxamyl, fluensulfone y fluopyram mediante un sistema de riego por goteo, para el combate de nematodos fitoparásitos y su efecto en el rendimiento del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var.

Beauregard

María Jimena Martínez Solano

Tesis para optar al título profesional de Ingeniera Agrónoma con el grado de Licenciada en Agronomía



DIRECTOR DE TESIS

Danny Humphreys Pereira, Ph.D.



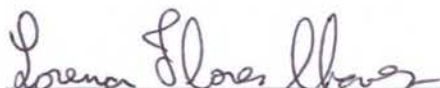
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Carlos Luis Huertas Blanco, Lic.



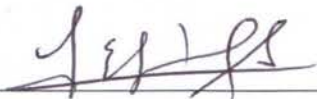
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Juan Carlos Méndez Fernández, Ph.D.



MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Lorena Flores Chaves, MSc.



DIRECTOR DE LA ESCUELA

Luis Gómez Alpizar, Ph.D.



SUSTENTANTE

María Jimena Martínez Solano

Dedicatoria

El éxito se disfruta con los que te ayudan a construirlo.

A mi papá, Álvaro Martínez Castillo; mi mamá, Griselle Solano Ovaes y mi hermana, María Fernanda Martínez Solano. Gracias por el apoyo que me brindaron hasta en los días más difíciles de mi proceso universitario. Sin ustedes no lo hubiera logrado.

A mis amigas y amigos de la Universidad de Costa Rica y de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno, que siempre me brindaron su ayuda y me motivaron en este proceso.

Agradecimientos

Quiero externar mi agradecimiento al comité asesor. Primeramente, a mi tutor, el Dr. Danny Humphreys Pereira, por permitirme aprender y crecer en la rama de la Nematología y por cada nuevo conocimiento que obtuve. A mi amigo, el Lic. Carlos Huertas Blanco, por creer en mis capacidades y por todo el apoyo brindado en los días de Fabio. Al Dr. Juan Carlos Méndez Fernández, por su valiosa colaboración y participación en el desarrollo del presente trabajo. También agradecer a la MSc. Lorena Flores Chaves, por su paciencia al momento de ayudarme en la identificación de nematodos.

Al Laboratorio de Nematología (CIPROC – UCR). Walter, gracias por su colaboración indispensable en el laboratorio. Caro y Yailyn, gracias por hacer mucho más ligeros los días en el laboratorio y por las tardes de café.

Al Laboratorio de Recursos Naturales del Centro de Investigaciones Agronómicas (CIA - UCR), al MSc. Rafael Mata Chinchilla y a todos los colaboradores por permitirme utilizar las instalaciones para llevar a cabo las evaluaciones tan importantes de la física del suelo. Especialmente al Dr. Manuel Camacho Umaña, por la pasión y paciencia con la que me transmitió tanto conocimiento.

Gracias a los colaboradores de campo de la EEAFBM, por brindarme ayuda cuando físicamente sentía que no podía más. Siempre voy a conservar todos los aprendizajes que me brindaron.

Gracias Kath, Manu, Ali, Pri y Andre, por ser mi red de apoyo y mis amigas para toda la vida. Gracias a Josué Díaz, Jean Carlo Tames, Anthony Villegas, Luiyi Fonseca, Moky, Edwin Anchía y Leonardo González, que me brindaron su compañía y apoyo en este proceso.

A la Universidad de Costa Rica por formarme a nivel profesional y brindarme los mejores años.

Tabla de contenidos

1.	Introducción.....	1
2.	Objetivos.....	4
2.1	Objetivo General	4
2.2	Objetivos Específicos.....	4
3.	Revisión de Literatura	5
3.1	Nematodos fitoparásitos en el cultivo de camote.....	5
3.1.1	Nematodo agallador (<i>Meloidogyne</i> spp.) (Nematoda: Meloidogynidae) en el cultivo de camote.....	6
3.1.2	<i>Meloidogyne enterolobii</i> Yang & Eisenback en el cultivo de camote	7
3.1.3	Nematodo reniforme (<i>Rotylenchulus reniformis</i>) (Nematoda: Rotylenchulidae) en camote y en algunos cultivos de tubérculo	8
3.1.4	Nematodo espiral (<i>Helicotylenchus</i> spp.) (Nematoda: Hoplolaimidae) en el cultivo de camote.....	9
3.2	Moléculas químicas para el control de nematodos en camote	10
3.2.1	Oxamyl	10
3.2.2	Fluensulfone	11
3.2.3	Fluopyram.....	13
3.3	Quimigación para el control de nematodos en camote	15
4.	Metodología.....	16
4.1	Localización del trabajo de campo.....	16
4.2	Material Experimental.....	16
4.3	Diseño experimental y tratamientos.....	17
4.4	Aplicación de los tratamientos	18
4.4.1	Determinación del volumen de aplicación	19
4.4.2	Humedad del suelo	20
4.5	Procedimiento General.....	20
4.5.1	Preparación del terreno.....	20
4.5.2	Análisis de químico completo y físico del suelo	20
4.5.3	Análisis de nematodos fitopatógenos	22

4.5.4 Sistema de riego	22
4.5.5 Siembra.....	23
4.5.6 Inoculación de <i>Meloidogyne enterolobii</i>	24
4.5.7 Manejo agronómico del cultivo.....	24
4.6 Variables evaluadas.....	25
4.6.1 Dinámica poblacional.....	26
4.6.2 Biomasa	27
4.6.3 Análisis químico completo foliar	27
4.6.4 Rendimiento	27
4.7 Análisis estadístico de los datos.....	28
5. Resultados.....	29
5.1 Condiciones climáticas durante el ensayo.....	29
5.2 Condiciones físicas del suelo	30
5.3 Dinámica poblacional de nematodos fitoparásitos.....	31
5.3.1 Dinámica poblacional de <i>Rotylenchulus reniformis</i>	32
5.3.2 Dinámica poblacional de <i>Helicotylenchus</i>	33
5.4 Absorción de nutrientes de camote	34
5.5 Rendimiento	35
6. Discusión	38
6.1 Dinámica poblacional de nematodos fitoparásitos.....	38
6.2 Influencia de las condiciones edafoclimáticas sobre la eficacia de los nematicidas	42
6.3 Influencia de la dosis y momento de aplicación sobre la eficacia del nematicida. 43	
6.4 Rendimiento	43
7. Conclusiones.....	46
8. Recomendaciones	47
9. Referencias bibliográficas	48
10. Anexos	60

Tabla de Figuras

Figura 1. Distribución de los tratamientos en el lote 30 de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM), entre los meses de junio y setiembre del año 2022.	18
Figura 2. Diseño y distribución del sistema de riego por goteo instalado en el lote 30 de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM), Alajuela, entre los meses de junio y setiembre del año 2022.	23
Figura 3. Precipitaciones (mm) mayores a 10 mm, presentadas durante el ciclo del cultivo de camote (<i>Ipomoea batatas</i> L.) var. Beauregard sembrado en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM), durante los meses de mayo a setiembre del año 2022.....	29
Figura 4. Rendimiento ($t\ ha^{-1}$) total del cultivo de camote (<i>Ipomoea batatas</i> L.) var. Beauregard a los 116 DDS, en los distintos tratamientos con nematicida y en el testigo absoluto establecidos en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM).....	36
Figura 5. Rendimiento ($t\ ha^{-1}$) de las raíces de primera calidad obtenidas en el cultivo de camote (<i>Ipomoea batatas</i> L.) var. Beauregard a los 116 DDS, en los distintos tratamientos y el testigo absoluto establecidos en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM).....	37
Figura 6. Rendimiento ($t\ ha^{-1}$) de las raíces de tercera calidad obtenidas en el cultivo de camote (<i>Ipomoea batatas</i> L.) var. Beauregard a los 116 DDS, en los distintos tratamientos y el testigo absoluto establecidos en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM).....	38

Tabla de Cuadros

Cuadro 1. Descripción de los tratamientos nematicidas aplicados por medio del sistema de riego por goteo en el cultivo de camote, en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM), entre los meses de mayo y setiembre del año 2022.....	17
Cuadro 2. Análisis de textura de suelo, realizado en el mes de junio del año 2021, para el horizonte A y B en el lote 30 de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno.	30
Cuadro 3. Propiedades físicas del suelo a una profundidad de 0-25 cm para el horizonte A y a una profundidad de 25-50 cm para el horizonte B en el lote 30 de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno, determinadas durante el mes de mayo del año 2022.....	31
Cuadro 4. Análisis de nematodos fitoparásitos en raíces de malezas y en suelo, realizado antes de la siembra de camote (<i>Ipomoea batatas</i> L.) en el mes de junio del año 2021 en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM).	31
Cuadro 5. Población promedio de <i>Rotylenchulus</i> en 100 cm ³ de suelo del cultivo de camote (<i>Ipomoea batatas</i> L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos nematicidas y el testigo absoluto, obtenida en la primera evaluación realizada antes de la aplicación de los tratamientos. En la evaluación antes de aplicar los tratamientos fluensulfone en dosis alta y baja n=2. En el resto de las evaluaciones y tratamientos n=4.....	33
Cuadro 6. Población promedio de <i>Helicotylenchus</i> en 100 cm ³ de suelo del cultivo de camote (<i>Ipomoea batatas</i> L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos nematicidas y el testigo absoluto, obtenida en la primera evaluación realizada a los 62 DDS. En la evaluación antes de aplicar los tratamientos fluensulfone en dosis alta y baja n=2. En el resto de las evaluaciones y tratamientos n=4.....	34
Cuadro 7. Absorción de los nutrientes (kg ha ⁻¹) nitrógeno, fósforo, calcio, magnesio, potasio y azufre, en los diferentes órganos (raíz, tallo y hojas) del cultivo de camote (<i>Ipomoea batatas</i> L.) var. Beauregard, realizado a los 116 DDS en el testigo absoluto con una densidad de 37 037 plantas ha ⁻¹ . n = 3.	35

Resumen

El camote (*Ipomoea batatas* L.) es un cultivo clave para la seguridad alimentaria. Sin embargo, el rendimiento se ve altamente afectado por el ataque de nematodos fitoparásitos, por lo que se vuelve necesario estudiar alternativas de combate para reducir el daño causado por estos microorganismos. El objetivo de la investigación fue comparar la eficiencia en la aplicación de las moléculas oxamyl, fluensulfone y fluopyram en dos dosis, mediante un sistema de riego por goteo, para el combate de nematodos fitoparásitos y su efecto en el rendimiento del camote var. Beauregard. El estudio se llevó a cabo en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM) (10°00'18' latitud norte y 84°15'56' longitud oeste) durante la época lluviosa (mayo – setiembre) del año 2022. Se estableció un diseño experimental de cuatro bloques completos al azar y cada uno contaba con un testigo absoluto y seis tratamientos correspondientes a las moléculas oxamyl (1,2 y 0,48 kg ha⁻¹ de ingrediente activo), fluensulfone (1,92 y 0,96 kg ha⁻¹ de ingrediente activo) y fluopyram (0,50 y 0,25 kg ha⁻¹ de ingrediente activo). Los tratamientos con la molécula fluensulfone se aplicaron siete días antes de la siembra (DAS) y los tratamientos con las moléculas oxamyl y fluopyram se aplicaron 19 días después de la siembra (DDS). Todos los tratamientos fueron aplicados mediante un sistema de riego por goteo con una lámina de 1,17 mm. La dinámica poblacional de *Helicotylenchus* en el suelo mostró cantidades menores a los 62 DDS en los tratamientos fluensulfone en su dosis baja (0,96 kg ha⁻¹ i.a) y oxamyl en su dosis alta (1,20 kg ha⁻¹ i.a) (26 y 38 individuos en 100 cm³ de suelo, respectivamente) en comparación con los demás tratamientos químicos y el testigo absoluto. El tratamiento con el uso de la molécula fluensulfone en su dosis alta (1,92 kg ha⁻¹ i.a) obtuvo un mayor rendimiento total (33,5 ton ha⁻¹) y de primera calidad (10 ton ha⁻¹). El tratamiento fluensulfone en su dosis alta (1,92 kg ha⁻¹ i.a) presentó, además, la tendencia de mantener una población menor de *Rotylenchulus reniformis* en el suelo a los 116 DDS, en comparación con el testigo absoluto y los demás tratamientos químicos, por lo que se recomienda continuar con los estudios de las moléculas fluensulfone y fluopyram como alternativas para el control de nematodos fitoparásitos, debido a que poseen un menor impacto ambiental y en la salud humana.

1. Introducción

La baja disponibilidad de alimentos frescos y nutritivos constituye en la actualidad una amenaza a la seguridad alimentaria de muchos países en vías de desarrollo (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura [FAO] et al., 2020). FAO et al. (2020) indican que para el año 2030, un 9,8 % de la población mundial sufrirá de subalimentación, por lo que, se deben proponer soluciones efectivas de producción para garantizar una alimentación saludable a todas las personas.

En los países donde la seguridad alimentaria se encuentra amenazada, se busca promover el consumo de alimentos nutritivos y con bajos costos de producción. El cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) cumple con ambas características y por ello ha adquirido mayor interés en los últimos años, ya que es considerado un producto clave para la seguridad alimentaria. Además, el manejo de la producción del camote es sencillo y se puede sembrar durante todo el año (Cantoral et al., 2020; Castillo et al., 2014; Vidal et al., 2018).

En Costa Rica, el principal destino de consumo del camote es a nivel interno, tanto para autoconsumo como para venta local, mientras que apenas un 0,5 % es destinado al mercado internacional (Instituto Nacional de Estadística y Censos, 2015). Sin embargo, con la introducción de nuevas variedades al país, se ha demostrado el gran potencial para exportación que tiene este cultivo (O'neal, 20 de setiembre de 2018). Entre estas variedades destaca Beauregard debido a su ciclo corto de aproximadamente 110 días, un rendimiento de hasta 22 t ha⁻¹ y el atractivo color naranja de la pulpa (Castillo et al., 2014; McCrystal, 2010).

A pesar de que el manejo agronómico del camote es sencillo, el ataque de nematodos representa uno de los principales problemas fitosanitarios a nivel mundial, dado que pueden llegar a provocar pérdidas en el rendimiento de hasta un 40 % (Ploeg et al., 2019). Dentro del filo Nematoda se encuentran géneros que causan lesiones en la superficie de las raíces de almacenamiento, por lo que, el producto pierde calidad y viabilidad comercializable (McCrystal, 2010). En este cultivo, se han reportado asociados una gran diversidad de géneros, tales como: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Rotylenchulus* sp, *Helicotylenchus* sp., y *Criconemella* sp. (Adomako et al., 2020), los

cuales han sido previamente identificados por el Laboratorio de Nematología de la Universidad de Costa Rica en camote (D. Humphreys, comunicación personal, de octubre de 2022).

El control de nematodos se ha visto limitado principalmente al uso de nematicidas de alta toxicidad (McCrystal, 2010; Waisen et al., 2021). Estos productos fitosanitarios son clasificados dentro de la categoría banda roja, lo cual indica que son extremadamente peligrosos y su uso continuo genera daños en el ambiente y la salud humana (Bravo et al., 2013). Dentro de esta categoría se encuentra el oxamyl, reconocido a nivel mundial como una de las moléculas más utilizadas en camote (McCrystal, 2010).

Para el año 2012, en Costa Rica se encontraba autorizada únicamente la molécula aldicarb para su uso en el cultivo de camote (Vega, 2012). Sin embargo, este producto fue prohibido, debido a su alta toxicidad. Actualmente, no existe ningún nematicida registrado ante el Servicio Fitosanitario del Estado para este cultivo (SFE, s.f.).

Recientemente, el uso de moléculas fluorinadas se considera una alternativa para el manejo químico de nematodos en camote (Liu & Grabau, 2022). Fluopyram y fluensulfone son dos nuevos nematicidas no fumigantes que poseen al menos tres átomos de flúor en su estructura molecular (Desaeger & Watson, 2019). Se clasifican en la categoría de banda verde, los cuales son agroquímicos con una menor toxicidad en comparación con los de banda roja y, a su vez, son eficientes sobre el control de los nematodos agalladores (Grabau et al., 2021; Oka & Saroya, 2019; Ploeg et al., 2019). Sin embargo, la molécula fluensulfone no se encuentra registrada en el país, mientras que fluopyram solamente para los cultivos de banano, plátano y café (SFE, s.f), por lo que estos estudios son necesarios para generar información a nivel local.

El método de aplicación de los agroquímicos es determinante para obtener un control adecuado de los nematodos. Uno de los principales problemas radica en que la efectividad de los nematicidas puede disminuir, a causa de condiciones edafoclimáticas que influyen en la estabilidad y degradación química de los ingredientes activos (McCrystal, 2010). Por tanto, se han investigado métodos de aplicación alternativos, como lo es la quimigación, que se refiere a la aplicación de insumos a través del riego por goteo (Arrington, 2014).

En Costa Rica, muchos productores llevan a cabo esta práctica de forma empírica; sin embargo, no se ha estudiado su efecto en la eficiencia de uso de nematicidas. La quimigación permite utilizar dosis más bajas y disminuir pérdidas por deriva, ya que la aplicación es dirigida a la zona radical de las plantas (Castillo et al., 2017). Además, el empleo de esta técnica permite reducir la exposición de los trabajadores a los agroquímicos y optimizar el tiempo de aplicación y la mano de obra (Arrington, 2014).

El futuro de la agricultura se dirige a la búsqueda de sistemas de producción más eficientes, que permitan obtener altos rendimientos con un menor impacto ambiental (FAO et al., 2020). Debido a esto, en Costa Rica es de gran importancia estudiar la aplicación de nuevas moléculas químicas, como lo son fluensulfone y fluopyram, en comparación con nematicidas de banda roja, así como oxamyl, aplicados a través de métodos eficientes, como lo es la quimigación.

2. Objetivos

2.1 Objetivo General

Comparar la eficiencia en la aplicación de las moléculas oxamyl, fluensulfone y fluopyram en dos dosis, mediante un sistema de riego por goteo, para el combate de nematodos fitoparásitos y el efecto en el rendimiento de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard.

2.2 Objetivos Específicos

2.2.1 Determinar la eficacia de las moléculas nematicidas oxamyl, fluensulfone y fluopyram en dos dosis, aplicadas mediante un sistema de riego por goteo, sobre la dinámica poblacional de nematodos fitoparásitos en el suelo y raíces de camote var. Beauregard.

2.2.2 Determinar si las moléculas nematicidas oxamyl, fluensulfone y fluopyram en dos dosis, aplicadas mediante un sistema de riego por goteo, reducen los daños provocados por nematodos fitoparásitos en las raíces de almacenamiento y mejoran el rendimiento y calidad del camote var. Beauregard.

2.2.3 Relacionar los cambios en la biomasa del camote con la dinámica poblacional de nematodos fitoparásitos, para la selección de la molécula nematicida y la respectiva dosis con el mejor combate.

3. Revisión de Literatura

3.1 Nematodos fitoparásitos en el cultivo de camote

Entre los distintos factores bióticos que afectan al cultivo de camote, el ataque de los nematodos fitoparásitos se reporta como uno de los problemas de mayor importancia económica (Jatala, 1992; Reddy, 2015). Lo anterior se debe a que los síntomas que generan estos microorganismos no son específicos, por lo que muchos productores desconocen la presencia de nematodos en los cultivos y no se realiza el control de estos a tiempo (Jones et al., 2013). Uno de los principales problemas que afecta el rendimiento del cultivo de camote se debe a que el ataque de los nematodos fitoparásitos impide la absorción de agua y nutrientes por parte de las raíces, por lo que la planta no tiene la cantidad suficiente de asimilados en hojas y tallos para el llenado del órgano comercializable (Osunlola & Fawole, 2015; Pérez-Pazos et al., 2021).

Algunos de los factores relacionados con la afectación por nematodos que influyen en el porcentaje de daño y las pérdidas en el rendimiento del cultivo de camote son: la densidad poblacional de los nematodos, la susceptibilidad de la variedad, y las condiciones del suelo como la fertilidad y humedad (Ploeg et al., 2019; Reddy, 2015; Thomas & Clark, 1983).

A nivel mundial se encuentran reportados una gran diversidad de géneros en el cultivo de camote como *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Rotylenchulus*, *Helicotylenchus*, *Scutellonema*, *Tylenchus* y *Criconemella* (Adomako et al., 2020; Haougui et al., 2010; Iliya et al., 2021; Karuri et al., 2017). Sin embargo, en Costa Rica existe poca información acerca de las familias, géneros y especies que predominan en este cultivo, ya que en la literatura solamente se encuentra reportado *Helicotylenchus* (Fernández & Quesada, 2013).

A pesar de la poca información que existe en el país, el Laboratorio de Nematología de la Universidad de Costa Rica ha identificado otras familias y géneros de nematodos, aparte de *Helicotylenchus* en muestras de camote, como lo son: Criconematidae, *Rotylenchulus*, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Heteroderinae*, Trichodoridae y *Tylenchus* (D. Humphreys, comunicación personal, de octubre de 2022).

Dentro de los nematodos mencionados anteriormente, los agalladores (del género *Meloidogyne*) y los reniformes (del género *Rotylenchulus*) son los dos tipos de fitoparásitos asociados con mayor frecuencia en el cultivo de camote y los que causan mayor impacto económico a nivel mundial (Reddy, 2015).

3.1.1 Nematodo agallador (*Meloidogyne* spp.) (Nematoda: Meloidogynidae) en el cultivo de camote

Los nematodos de mayor importancia económica en los cultivos son los endoparásitos sedentarios, los cuales ingresan a las plantas a través de las raíces para establecer su sitio de alimentación y completar su ciclo de vida (Schwarz, 2019; Silva et al., 2019).

Dentro de los endoparásitos sedentarios, el nematodo agallador (*Meloidogyne* spp.) es considerado, a nivel mundial, el de mayor importancia en el cultivo de camote y las especies más relevantes son *M. arenaria*, *M. incognita*, *M. javanica*, y *M. hapla* (Jones et al., 2013; Kim & Yang, 2019).

Los problemas que generan estos fitoparásitos se ven reflejados principalmente en la calidad de la cosecha, ya que generan afectaciones como agallas (Peiris et al., 2021), agrietamientos (McCrystal, 2010) y protuberancias en las raíces del camote (Ploeg et al., 2019). Lo cual provoca una mayor cantidad de raíces para desecho en comparación con camotes de primera calidad, en presencia de los géneros *M. incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria* en el suelo (Peiris et al., 2021).

La susceptibilidad de la variedad es un factor importante en el porcentaje de daño que ocasionan los nematodos (de Melo et al., 2011; Schwarz, 2019). La variedad de camote Beauregard se ha reportado susceptible al ataque de nematodos agalladores, ya que se ha obtenido un hasta un 32 % de raíces de desecho (McCrystal, 2010). Así mismo, con una población de 304 huevos de *M. incognita* por gramo de tubérculo, se han obtenido un 58 % de raíces de desecho y un 29 % de raíces comercializables (Ploeg et al., 2019).

Por otro lado, se ha determinado que la presencia del nematodo *Meloidogyne* spp., además de disminuir el porcentaje de raíces de primera calidad, también reduce el

rendimiento total del cultivo de camote. Lo anterior se debe a que se disminuye la cantidad de tubérculos producidos hasta en un 50 % (Waisen et al., 2021).

3.1.2 *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback en el cultivo de camote

Recientemente, se ha reportado la alta susceptibilidad del camote a la especie *M. enterolobii* en países como Estados Unidos (Gu et al., 2021; Rutter et al., 2019; Schwarz, 2019), China (Gao et al., 2014) y Brasil (Carmona et al., 2020; de Melo et al., 2011).

El interés de estudio en *M. enterolobii* se debe a que posee la capacidad de reproducirse en cultivos y materiales resistentes a otras especies comunes de nematodos agalladores (Castagnone, 2012). Lo anterior se ve confirmado en la resistencia al gen *Mi-1* en algodón, tomate y camote, al gen *Mh* en papa y al gen *Tabasco* en chile dulce (Brito et al., 2007a; Castagnone, 2012; Castillo & Castagnone, 2020; Philbrick et al., 2020).

En Brasil se ha evaluado la susceptibilidad de 44 genotipos de camote utilizados en el país. Se obtuvo que *M. enterolobii*, en comparación con *M. javanica* y *M. incognita* raza 1, fue el nematodo con mayor incidencia en el 79,55 % de los genotipos que presentaron susceptibilidad (Carmona et al., 2020). Asimismo, de Melo et al. (2011) encontraron que entre un 75 y 78 % de los genotipos evaluados presentan susceptibilidad al ataque de *M. enterolobii*.

En Estados Unidos también se ha evaluado la susceptibilidad al ataque de *M. enterolobii* de los genotipos de mayor importancia económica. Se ha reportado la variedad Beauregard como una de las más afectadas debido a una alta infección de *M. enterolobii*, de hasta 4 264 huevos por gramo de raíz (Carmona et al. 2020; Schwarz, 2019). Brito et al. (2020) reportaron la reproducción de *M. enterolobii* en las variedades Beauregard, Covington, Evangeline, Hernández y Orleans, donde se obtuvo una menor cantidad de huevos por gramo de raíz fresca de camote en las variedades Orleans y Beauregard en comparación con Covington, Evangeline y Hernández. Lo cual indica la importancia de estudiar la susceptibilidad del cultivar Beauregard bajo las condiciones de Costa Rica.

Otra de las razones que genera interés en el estudio de *M. enterolobii* en Costa Rica, se debe a que esta especie ha presentado una menor sensibilidad a nematicidas de uso comercial, como fluopyram, fluensulfone y oxamyl a nivel *in vitro* en comparación a

M. incognita (Watson, 2022). Lo cual indica la complejidad en el control de este nematodo con el método de control químico.

En Costa Rica no se han cuantificado los daños de *M. enterolobii* asociados al cultivo de camote. Sin embargo, Humphreys et al. (2012) reportaron en el país la presencia de este nematodo en guayaba en las provincias de Guanacaste, Alajuela y Limón. Anteriormente se había encontrado en el cultivo de café en Pérez Zeledón y Guanacaste (Villain et al., 2013), por lo que se encuentra en algunos de los sitios donde se siembra principalmente el camote, como lo son la Región Huetar Norte, Huetar Atlántica y el Valle Central (Torres et al., 2013).

3.1.3 Nematodo reniforme (*Rotylenchulus reniformis*) (Nematoda: Rotylenchulidae) en camote

Rotylenchulus reniformis es un nematodo semi-endoparásito de importancia económica en el cultivo de camote y las pérdidas en el rendimiento asociadas a la presencia de este nematodo han sido reportadas en países como Estados Unidos (Abel et al., 2007; Clark & Wright, 1983). Sin embargo, en Costa Rica no se ha generado información acerca de la presencia de este nematodo y sus daños en el cultivo de camote.

La susceptibilidad de las variedades al ataque de *R. reniformis* es un factor de gran importancia en el desarrollo del cultivo. La variedad Beauregard se ha reportado susceptible al ataque de *R. reniformis*, ya que poblaciones iniciales desde 571 hasta 2 300 huevos en 100 cm³ de suelo aumenta la necrosis y disminuye el peso en las raíces de almacenamiento de camote (Walter & Barkers, 1993). Otra variedad susceptible, como Goldrush, presentó un menor rendimiento en comparación con la variedad Irish (Clark & Wright, 1983). Sin embargo, se observó que la variedad Goldrush presentó la menor reproducción de *R. reniformis* en el suelo, lo cual se debió probablemente a que el ataque de este nematodo en etapas tempranas redujo el desarrollo del sistema radical y, así mismo, los sitios de alimentación disponibles, por lo que la reproducción del nematodo y la presencia en el suelo fue menor (Clark & Wright, 1983).

Otro factor importante en el desarrollo del cultivo de camote es la dinámica poblacional de nematodos reniformes presentes en el suelo, ya que puede variar durante

el ciclo de cultivo del camote. Tanto Walter & Barkers (1993) como Clark & Wright (1983) concuerdan que la población inicial de *R. reniformis* afecta directamente el rendimiento. Además, la cantidad inicial de *R. reniformis* también influye en la densidad poblacional en las etapas finales del cultivo. Se ha reportado que una población inicial alta, reduce la cantidad de nematodos a medida que se acerca la cosecha, lo cual se debe a que se detiene la producción de nuevas raíces absorbentes y se reducen los sitios de alimentación (Abel et al., 2007; Clark & Wright, 1983).

El control de *R. reniformis* se realiza principalmente con el uso de moléculas químicas. El ensayo realizado por Abel et al. (2007) demostró que el uso de los ingredientes activos aldicarb en mezcla con clorpirifos y metam-sodio en mezcla con clorpirifos disminuye la densidad de nematodos reniformes presentes en el suelo y aumenta el rendimiento del cultivo de camote var. Beauregard, en comparación con el control sin aplicación de molécula química. Por este motivo, es de importancia evaluar la eficiencia en el control de *R. reniformis* con otras moléculas químicas como fluensulfone y fluopyram.

Otro factor que afecta la densidad poblacional de los nematodos se puede deber a las interacciones que existen en el suelo entre los distintos géneros. Se ha reportado una interacción antagonista entre el nematodo agallador y reniforme, ya que una población inicial alta de *R. reniformis* reduce la densidad poblacional de *Meloidogyne* (Osman et al., 2012). Esto se atribuye a una competencia debido a que el ciclo de vida de *Rotylenchulus* le permite una mayor supervivencia en comparación con el nematodo agallador (Thomas & Clark, 1983).

3.1.4 Nematodo espiral (*Helicotylenchus* spp.) (Nematoda: Hoplolaimidae) en el cultivo de camote

El nematodo *Helicotylenchus* es un semi-endoparásito, cuya presencia ha sido reportada en el cultivo de camote en países de África (Adomako et al., 2020; Iliya et al., 2021; Karuri et al., 2017). Así mismo, en Costa Rica es el único nematodo que se encuentra reportado en literatura en este cultivo (Fernández & Quesada, 2013).

Los daños y reducciones ocasionados en el rendimiento del cultivo de camote se han asociado en menor escala al nematodo *Helicotylenchus*, en comparación con los daños reportados por *Meloidogyne* spp. Sin embargo, López et al. (1981) observaron que la presencia de altas poblaciones del nematodo espiral, de hasta 10 000 individuos por planta, pueden llegar a ocasionar una disminución en el peso de las raíces de camote.

3.2 Moléculas químicas para el control de nematodos en camote

La alta eficiencia en el uso de nematicidas fumigantes se demostró a inicios del siglo XX, ya que las aplicaciones de estas moléculas provocaron aumentos significativos en el rendimiento de los cultivos (Bessey, 1911). Sin embargo, los nematicidas fumigantes actúan en la fase gaseosa del suelo y poseen efectos adversos tanto en las personas como en el medio ambiente, por lo que se han retirado del mercado (Oka, 2020).

Esto dio paso al uso de molécula no fumigantes pertenecientes a los organofosforados y carbamatos, así como oxamyl, las cuales causan una menor fitotoxicidad, en comparación con los fumigantes. Estos nematicidas se encuentran dentro de la categoría de vieja generación debido a que muchos de ellos han sido cancelados debido a su alta toxicidad en seres humanos y en el medio ambiente (Oka, 2020).

El control químico de los nematodos ha sido eficiente, sin embargo, se ha visto limitado al uso de nematicidas fumigantes y no fumigantes altamente contaminantes, por lo que su uso continuo genera daños en el ambiente y la salud humana (Bravo et al., 2013). A pesar de esto, se han desarrollado moléculas de nueva generación con un menor impacto ambiental y eficientes en el control de nematodos, dentro de los cuales se encuentran fluensulfone y fluopyram (Hajihassani et al., 2019; Oka, 2020; Silva et al., 2019).

3.2.1 Oxamyl

Oxamyl es una molécula nematicida perteneciente a los carbamatos de acción sistémica y ambimóvil, lo que indica que puede transportarse a través del xilema y floema en las plantas. Sin embargo, el modo de acción del oxamyl es nematostático, lo que

significa que provoca una parálisis temporal en los nematodos y no la muerte de estos (Kearn et al., 2014; Oka et al., 2012; Peiris et al., 2021).

El oxamyl es una de las moléculas más utilizadas para el combate de distintas especies de *Meloidogyne*, y su eficiencia ha sido demostrada en cultivos como calabaza, chile dulce y pepino, donde Desaegeer et al. (2004) observaron que la reproducción de varios nematodos, incluido *M. incognita*, se ha visto afectado por concentraciones de oxamyl entre 0,5 - 10 mg l⁻¹ aplicado mediante el sistema de riego por goteo. Así mismo, en el cultivo de camote se ha reportado la eficacia en la aplicación de oxamyl a través de un sistema de riego por goteo, ya que previene la infestación de nematodos agalladores en la var. Beauregard (McCrystal, 2010).

Sin embargo, en un experimento realizado en el cultivo de pepino, se evaluó la eficacia en el control de *M. incognita* y se obtuvo una mayor cantidad de agallas en las raíces con el uso de la molécula oxamyl, en comparación con la aplicación de las moléculas fluopyram y fluensulfone (Hajihassani et al., 2019). Lo anterior es confirmado por Desaegeer et al. (2004), ya que, en el cultivo de berenjena, oxamyl no logró controlar al nematodo *M. incognita*. Además, se observó que aumentó los costos de producción y, al ser una molécula de banda roja, podría tener una mayor probabilidad de causar problemas ambientales o intoxicación en los seres humanos, en comparación con las moléculas de banda verde fluopyram y fluensulfone.

En el cultivo de camote se realizan varias aplicaciones de oxamyl durante el ciclo (Peiris et al., 2021). Por este motivo, se vuelve una necesidad el estudio de moléculas alternativas que generen un menor daño en los seres humanos y en el medio ambiente.

3.2.2 Fluensulfone

Fluensulfone pertenece al grupo químico fluoroalquencil sulfona heterocíclicas y afecta a los nematodos en su alimentación, reproducción, penetración, eclosión de huevos, o por un mecanismo de repelencia (Kearn et al., 2014; Oka, 2020; Peiris et al., 2021). El modo de acción de la molécula es de contacto selectivo a nematodos fitoparásitos; sin embargo, se ha observado una acción sistémica en los nematodos, por lo que ingresa rápidamente a los órganos internos e inhibe la alimentación y reproducción (Kearn et al.,

2014; Peiris et al., 2021). Fluensulfone mata los nematodos debido a que posee verdadera capacidad nematicida, a diferencia de otros productos como el oxamyl, que su función nematostática provoca una parálisis temporal (Kearn et al., 2014; Silva et al., 2019).

Fluensulfone posee la ventaja de que es una molécula menos tóxica en comparación con los nematicidas de vieja generación, como por ejemplo oxamyl. La dosis letal media (LD₅₀) vía exposición oral en ratas fue de 671 mg kg⁻¹ (Australian Pesticides and Veterinary Medicines Authority, 2015; Oka, 2020).

Esta molécula se degrada en el tiempo en ácido tiazol sulfónico y ácido bután sulfónico, los cuales son los principales metabolitos absorbidos por la planta durante los primeros días de desarrollo, el cual es el período más susceptible de las raíces al ataque de nematodos (Australian Pesticides and Veterinary Medicines Authority, 2015; Oka, 2020; Ploeg et al., 2019).

La eficiencia en la aplicación de fluensulfone se ha demostrado en cultivos como el tomate, ya que al utilizar una dosis de 5,85 L ha⁻¹ del producto comercial Nimitz (Adama) con el ingrediente activo fluensulfone provocaron una disminución en la severidad de agallas y en el número de masas de huevos de *M. incognita* en el suelo y en la raíz, en comparación con el testigo sin la aplicación de molécula nematicida (Silva et al., 2019).

Ploeg et al. (2019) obtuvieron que la aplicación de fluensulfone en dosis 1,96 kg ha⁻¹ de ingrediente activo fue igual de eficiente que una con dosis de 2,8 kg ha⁻¹ de ingrediente activo, ambas aplicadas al suelo siete días antes de la siembra del cultivo de camote. Lo cual fue confirmado por Grabau et al. (2019) en el cultivo de papa, donde no se encontraron diferencias en el rendimiento entre las dosis 1,40, 1,96 y 2,80 kg ha⁻¹ de ingrediente activo, por lo que la dosificación correcta de la molécula fluensulfone es de gran importancia para garantizar la eficiencia del nematicida y reducir costos de aplicación.

La desventaja del nematicida fluensulfone se debe a que ha presentado fitotoxicidad aún en las dosis recomendadas cuando se aplica después de trasplante (Giannakou & Panopoulou, 2019; Oka, 2020), por lo que se debe aplicar antes de siembra. Morris et al. (2016) confirmaron que aplicaciones foliares al cultivo de camote con una dosis de 12 g l⁻¹ de ingrediente activo, pueden provocar fitotoxicidad. Sin embargo, en el

cultivo de papa se obtuvo que la aplicación a los 15 días antes de siembra presentó una posible fitotoxicidad, en comparación cuando se aplicó 21 o 27 días antes de siembra (Grabau et al., 2019), por lo que se sugiere que este efecto depende de la sensibilidad del cultivo.

Además, las aplicaciones post-siembra de este nematicida disminuyen su eficacia, ya que en el cultivo de chile se observó que la aplicación de fluensulfone vía drench, realizada de cuatro a 10 días después de una inoculación de *M. incognita*, no disminuyó la formación de agallas en las raíces (Oka et al., 2012).

Peiris et al. (2021), obtuvieron que una aplicación de fluensulfone al suelo antes de realizar la siembra, provocó un aumento del 152 % en el rendimiento de raíces comercializables de camote (sin daños ocasionados por nematodos), con respecto al control sin aplicación de molécula. Esta aplicación se realizó con el uso de un spray boom al suelo; sin embargo, el uso de un sistema de riego por goteo podría ser una alternativa para facilitar la aplicación de los nematicidas.

Las aplicaciones de fluensulfone en dosis de 1,96 y 2,8 kg ha⁻¹ de ingrediente activo, a través del sistema de riego por goteo, nueve y 10 días antes de la siembra, demostraron una disminución en la cantidad de agallas y en la población de nematodos en el cultivo de tomate, en comparación al tratamiento donde no se aplicó esta molécula (Castillo et al. 2017).

3.2.3 Fluopyram

Fluopyram es otro de los nematicidas de nueva generación perteneciente al grupo piridinil etil benzamida. Es un inhibidor de la enzima succinato deshidrogenasa, el cual afecta la respiración mitocondrial de los nematodos (Oka, 2020).

Así como la molécula fluensulfone, fluopyram posee la ventaja de presentar una baja toxicidad en comparación con los nematicidas de vieja generación. La dosis media letal es mayor a 2000 mg kg⁻¹ en ratas vía exposición oral (European Food Safety Authority, 2013). Además, la vida media en el suelo (DT₅₀) de fluopyram indica que la persistencia es alta variando de 21 a 386 días, de acuerdo con las condiciones físicas y químicas (Rathod et al., 2022).

El efecto que fluopyram provoca en los nematodos es nematostático, lo cual indica una parálisis momentánea. Faske & Hurd (2015) confirmaron que al sumergir el inóculo de *M. incognita* en una solución de fluopyram a concentraciones de 1,0 mg l⁻¹, la inmovilidad en los nematodos fue revertida después de 24 h, lo cual indica que la parálisis no es permanente. Sin embargo, la exposición de *M. javanica* y *M. incognita* a dosis mayores de 4 mg L⁻¹ de fluopyram durante 48 h, provoca que los juveniles (J2) no se recuperen de la inmovilidad al 100 %, después de enjuagarlos con agua (Oka & Saroya, 2019).

A pesar de ser un producto nematostático, Faske & Hurd (2015) obtuvieron en el cultivo de tomate que concentraciones entre 1,3 a 5,2 mg l⁻¹ lograron reducir hasta un 84 % la formación de agallas en las raíces. Waisen et al. (2021) obtuvieron en tomate que una dosis de 81,8 mL ha⁻¹ aplicada el día de siembra a través del sistema de riego por goteo, logró suprimir la población de *Meloidogyne* spp. en el suelo.

En el cultivo de berenjena, Li et al. (2020) demostraron que la molécula fluopyram al 41,7 % aplicada a una dosis de 60 g ha⁻¹ de ingrediente activo, a través del sistema de riego, provocó una mortalidad del 70 % en la población de *Meloidogyne* spp. en el suelo. Al aplicar en drench una dosis de 0,50 L ha⁻¹ de producto comercial, ocasionó una leve toxicidad en el cultivo de pepino, sin embargo, no se redujo el rendimiento, ya que aumentó entre un 46 y 80 %. La aplicación de la misma dosis a través de un sistema de riego por goteo no generó fitotoxicidad (Hajihassani et al., 2019).

Weisen et al. (2021) reportaron en el cultivo de camote que las aplicaciones de fluopyram al momento de siembra suprimen la población de *Meloidogyne* spp. en el suelo. Sin embargo, se observó que los tratamientos con fluopyram no controlaron las poblaciones de *R. reniformis*.

Por otro lado, en el cultivo de algodón se estudió la eficiencia que tiene esta molécula sobre el control de *R. reniformis*. Grabau et al. (2021) obtuvieron que dosis entre 131 y 236 g ha⁻¹ de ingrediente activo, redujeron las poblaciones y aumentaron el rendimiento, en comparación con el testigo absoluto. Sin embargo, los resultados fueron inconsistentes en los diferentes años que se realizaron las aplicaciones.

3.3 Quimigación para el control de nematodos en camote

La quimigación se refiere a la aplicación de productos químicos a través de un sistema de riego y se ha establecido como una alternativa a los métodos de aplicación tradicional. Este método se lleva a cabo en el mundo desde 1975 (Arrington, 2014); sin embargo, en Costa Rica no se ha determinado la eficiencia en estas aplicaciones, a pesar de que es una práctica muy utilizada por los agricultores.

En el cultivo de camote, Arrington (2014) determinó que las aplicaciones de la molécula de uso nematicida-insecticida, oxamyl, a través del sistema de riego por goteo (quimigación) y con el uso de una bomba de atomización (convencional), no presentaron diferencias en el control del gusano de alambre (Coleoptera: Elateridae). Sin embargo, la quimigación sí ayudó a reducir los costos de aplicación y los trabajadores se vieron menos expuestos a los productos químicos.

Por lo tanto, debido a que la quimigación brinda la ventaja de reducir los daños ocasionados por los agroquímicos en el ser humano, en comparación con las aplicaciones convencionales, es necesario generar información sobre la eficiencia de este método de aplicación para, posteriormente, implementarlo de manera correcta en plantaciones agrícolas.

4. Metodología

4.1 Localización del trabajo de campo

El experimento se llevó a cabo en el lote número 30 de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM), de la Universidad de Costa Rica durante el período de mayo a setiembre del año 2022. La EEAFBM se ubica en el distrito San José, cantón Central, provincia de Alajuela, en las coordenadas geográficas 10°00'18'' latitud norte y 84°15'56'' longitud oeste, a 840 m s.n.m, con valores promedios anuales de 1 940 mm de precipitación, 22 °C de temperatura y 78 % de humedad relativa (Ramírez, 2021).

4.2 Material Experimental

Se trabajó con la variedad de camote Beauregard, la cual es descrita agrónomicamente en el Anexo 1. El material vegetal de propagación se obtuvo de la finca Santa Juana, ubicada en el distrito Chomes, cantón Puntarenas, provincia de Puntarenas y de un invernadero ubicado en el distrito Salitral, cantón de Santa Ana, provincia de San José. Al momento de obtener el material, ambas plantaciones se encontraban libres de problemas fitosanitarios como virus y otras plagas insectiles.

El material vegetal de propagación se utilizó para establecer un lote semillero con un área de aproximadamente 400 m² en la Estación Experimental Fabio Baudrit Moreno. Se obtuvieron esquejes apicales, mediales y basales de las guías del material vegetal de propagación y se sembraron a una densidad de siembra de 25 600 plantas ha⁻¹.

Cuando se establecieron las plantas del lote semillero, descrito anteriormente, se cortaron los esquejes apicales y mediales de camote que fueron utilizados como semilla para la siembra de la presente investigación.

4.3 Diseño experimental y tratamientos

Se utilizó un diseño de bloques completos al azar, debido a que se encontró una diferencia en la pendiente entre los extremos noreste y suroeste del lote. Se establecieron cuatro bloques y dentro de estos se asignaron siete tratamientos de manera aleatoria.

Los tratamientos consistieron en tres moléculas químicas con acción nematicida (oxamyl, fluensulfone y fluopyram) aplicadas a dos dosis cada una (alta y baja) y un testigo absoluto sin la aplicación de molécula química (Cuadro 1). Las dosis fueron elegidas según las recomendaciones máximas y mínimas de la etiqueta de cada producto. La frecuencia de aplicación se realizó según las indicaciones de la etiqueta de cada producto.

Cuadro 1. Descripción de los tratamientos nematicidas aplicados por medio del sistema de riego por goteo en el cultivo de camote, en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM), entre los meses de mayo y setiembre del año 2022.

Tratamiento	Ingrediente activo	Concentración del producto (g L ⁻¹)	Dosis (kg i.a ha ⁻¹)	Frecuencia de aplicación
1	Oxamyl	240	1,20	Una única aplicación a los 19 DDS
2	Oxamyl	240	0,48	Una única aplicación a los 19 DDS
3	Fluensulfone	480	1,92	Una única aplicación siete días antes de la siembra (DAS)
4	Fluensulfone	480	0,96	Una única aplicación a los 19 DDS
5	Fluopyram	500	0,50	Una única aplicación a los 19 DDS
6	Fluopyram	500	0,25	Una única aplicación a los 19 DDS
7	Testigo Absoluto	No aplica	No aplica	No aplica

Se contó con un total de 28 unidades experimentales, cada una conformada por cuatro lomillos (dos internos de evaluación y dos externos de borde). Las dimensiones de

los lomillos fueron 0,7 m de ancho, 13 m de longitud, y una separación de 0,9 m entre cada lomillo. El área de cada unidad experimental fue de 46,8 m² y tuvo un total de 174 plantas. El área experimental total fue de 1 310,4 m² y se contó con 4 853 plantas (Figura 1).

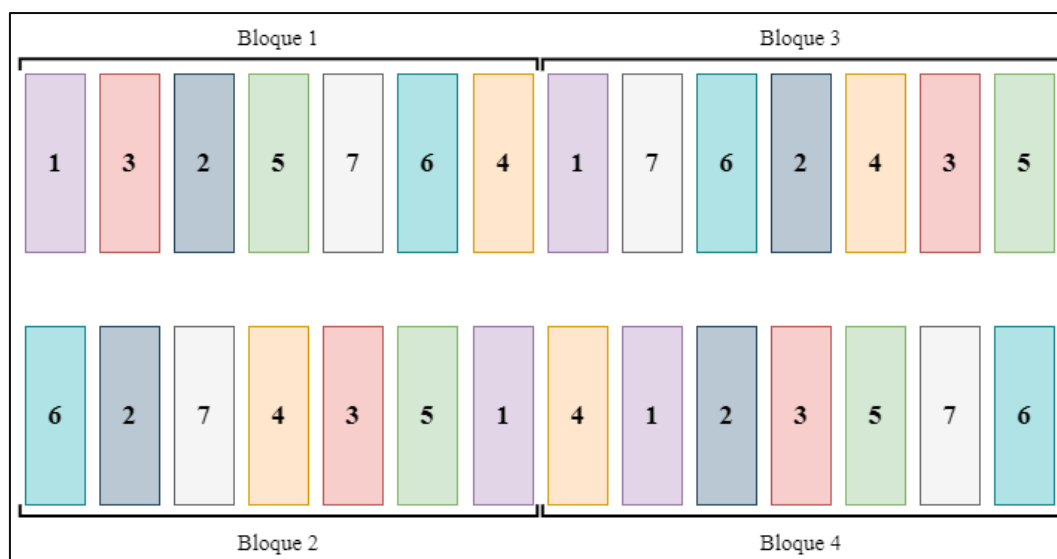


Figura 1. Distribución de los tratamientos en el lote 30 de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM), entre los meses de junio y setiembre del año 2022.

Nota: Los números indican los tratamientos, donde 1 = Oxamyl 1,2 kg i.a ha⁻¹, 2 = Oxamyl 0,48 kg i.a ha⁻¹, 3 = Fluensulfone 1,92 kg i.a ha⁻¹, 4 = Fluensulfone 0,96 kg i.a ha⁻¹, 5 = Fluopyram 0,5 kg i.a ha⁻¹, 6 = Fluopyram 0,25 kg i.a ha⁻¹, 7 = Testigo absoluto.

4.4 Aplicación de los tratamientos

La aplicación de todos los tratamientos con moléculas nematicidas se realizó a través de un sistema de riego por goteo (quimigación). Se utilizó un dosificador Mix Rite 4 % con un caudal de 2 500 L h⁻¹ (Tefen) para inyectar de manera proporcional las soluciones de cada tratamiento.

4.4.1 Determinación del volumen de aplicación

Se aplicó cada tratamiento en un volumen de 175 mL por cada planta, el cual se tomó del panfleto del producto comercial correspondiente a la molécula fluopyram, debido a que es la recomendación para utilizar en quimigación.

Para aplicar este volumen por planta, se activó el sistema de riego por un tiempo de 10 min. Posterior a la aplicación de cada tratamiento, se realizó un lavado con agua de la tubería y cintas de riego del sistema durante un tiempo de 10 min para evitar la combinación cruzada de moléculas entre los distintos tratamientos.

En total, el sistema de riego se activó durante 20 min para aplicar los tratamientos (10 min de solución y 10 min de lavado con agua). Con este tiempo de riego se despejó la Ecuación 1 para obtener la lámina bruta (Lb).

$$T = \frac{Lb \times de \times dl}{n \times qe}$$

(1)

Donde, T= Tiempo (h), Lb= Lámina bruta (mm), de= Distancia entre goteros en una misma línea (m), dl= Distancia entre laterales (m), n= Número de goteros por planta, qe= Caudal del gotero (L h⁻¹).

A partir de la lámina bruta que se calculó anteriormente, se despejó la Ecuación 2 para obtener la lámina neta aplicada, la cual fue de 1,17 mm. El sistema de riego por goteo tenía una eficiencia del 90 %, la cual fue calculada a partir del coeficiente de uniformidad estadístico (CUE) con la Ecuación 3.

$$Lb = Ln \div Ef$$

(2)

Donde, Lb= Lámina bruta (mm), Ln= Lámina neta (mm), Ef= Eficiencia del sistema.

$$CUE = \left[1 - \left(\frac{s}{q} \right) \right] \times 100$$

(3)

Donde, s= desviación de los datos, q= caudal medio de los emisores.

4.4.2 Humedad del suelo

Se instalaron, en algunos bloques de cada tratamiento, sondas PR2/6 (Delta T-Devices) para monitorear la humedad volumétrica ($\text{m}^3 \text{m}^{-3}$) del suelo antes de aplicar los tratamientos y después de realizar este procedimiento. Las sondas fueron instaladas a 10, 20, 30 y 40 cm de profundidad. También se utilizó el medidor MP406 (ICT International) para determinar la humedad volumétrica ($\text{m}^3 \text{m}^{-3}$) del suelo a los 6 cm de profundidad (Anexo 2, 3 y 4).

4.5 Procedimiento General

A continuación, se detalla el procedimiento general y el manejo agronómico realizado durante el ciclo del cultivo de camote en la presente investigación.

4.5.1 Preparación del terreno

En el lote se realizaron tres pases del apero de rastra, con el fin de homogenizar el terreno. Al mismo tiempo, este apero realizó la función de control mecánico de malezas e incorporación del rastrojo. Posteriormente, se formaron los lomillos de siembra con la ayuda de un arado, con una altura de aproximadamente 30 cm y a una distancia de 0,9 m entre cada uno.

4.5.2 Análisis de químico completo y físico del suelo

En el año 2021, previo a la preparación del terreno para la siembra de camote, se tomaron 10 submuestras del suelo en forma de zig-zag a una profundidad máxima entre

25 y 30 cm, con el fin de obtener una muestra compuesta y representativa del terreno. Esta muestra fue llevada al Centro de Investigaciones Agronómicas (CIA – UCR) y se realizó un análisis químico completo utilizando la metodología de extracción compuesta por las soluciones KCl-Olsen Modificado (Anexo 5). El pH y conductividad eléctrica (CE) se determinaron en extracciones con agua, carbono y nitrógeno se determinaron mediante combustión seca y la materia orgánica (MO) se calculó a partir del carbono.

La profundidad del suelo se determinó en distintos puntos con la ayuda de un barreno, siguiendo un patrón en forma de zig-zag. Asimismo, se realizaron dos calicatas para confirmar la profundidad de los horizontes A y B, los cuales se encontraban a una profundidad de 0 - 25 cm y de 25 - 50 cm, respectivamente.

Dentro de la calicata se tomaron cuatro muestras del horizonte A y cuatro del B, con el uso de un muestreador cilíndrico. Las dimensiones de los cilindros utilizados en la recolección de las muestras fueron 5,0 cm de altura y 4,7 cm de diámetro interno. Las muestras recolectadas en los cilindros se llevaron al Centro de Investigaciones Agronómicas (CIA – UCR) donde se determinó el porcentaje de retención de humedad a capacidad de campo (-0,33 bares) y a punto de marchitez permanente (-15 bares), con el uso de las ollas de presión, densidad aparente y densidad de partículas. A partir de estos datos se determinó que la lámina de riego máxima (Ecuación 4) que retiene el suelo en el horizonte A es de 52 mm. Esto era de interés debido a que la lámina neta de aplicación debe ser menor a la lámina de riego máxima en el horizonte A donde se encontraba la mayor densidad de raíces del cultivo, con el fin de evitar lixiviación del producto aplicado.

$$Lr = \frac{(CC - PMP)}{100 \times Pr \times Da}$$

(4)

Donde, Lr= lámina de riego máxima (mm), CC= Capacidad de campo (%), PMP= Punto de marchitez permanente (%), Pr= profundidad, Da= Densidad aparente (g mL⁻¹)

La textura del suelo se determinó con la prueba de Bouyoucus. Se tomaron cuatro submuestras de cada horizonte dentro de la calicata, para obtener una muestra compuesta

del A y otra del B. A partir de los datos obtenidos se determinó el contenido de arena, arcilla y limo para identificar la clase textural de cada horizonte.

4.5.3 Análisis de nematodos fitopatógenos

En el mes de junio del año 2021, antes de preparar el terreno donde se sembró el cultivo de camote, se realizó un recorrido siguiendo un patrón de zig-zag y se tomó una muestra compuesta de suelo en seis puntos, y otra muestra compuesta de las raíces de arvenses presentes en seis puntos. De esta forma se obtuvieron dos muestras compuestas y en cada una se identificaron los principales géneros de nematodos presentes.

Las muestras se llevaron al Laboratorio de Nematología (CIPROC-UCR) y se realizó una extracción de nematodos con el método de Caveness & Jensen (1955) modificado por el Laboratorio. Posteriormente, con el uso de un microscopio de luz invertida se identificaron morfológicamente, a nivel de género, los nematodos presentes en el suelo y en las raíces de las malezas.

4.5.4 Sistema de riego

El diseño hidráulico consistió en un sistema de riego por goteo conformado por un solo sector conectado a una electroválvula (Figura 2). Primeramente, se instaló una tubería principal de PVC de 2" a una profundidad de aproximadamente 2 m. Se instaló una electroválvula que sobresalía del nivel del suelo y se conectó una tubería secundaria de polietileno de 1" y una tubería lateral de polietileno de 1". A la tubería lateral se le colocó una llave de paso al inicio de cada lomillo, con el fin de poder controlar la apertura y el cierre al momento de aplicar los tratamientos correspondientes. A cada llave de paso se le colocó una cinta de riego con una separación entre goteros de 0,30 cm, un caudal de 1,05 L h⁻¹ y 10 psi de presión. El caudal motriz de cada tratamiento fue de 0,78 m³ h⁻¹ y el total de 5,46 m³ h⁻¹.

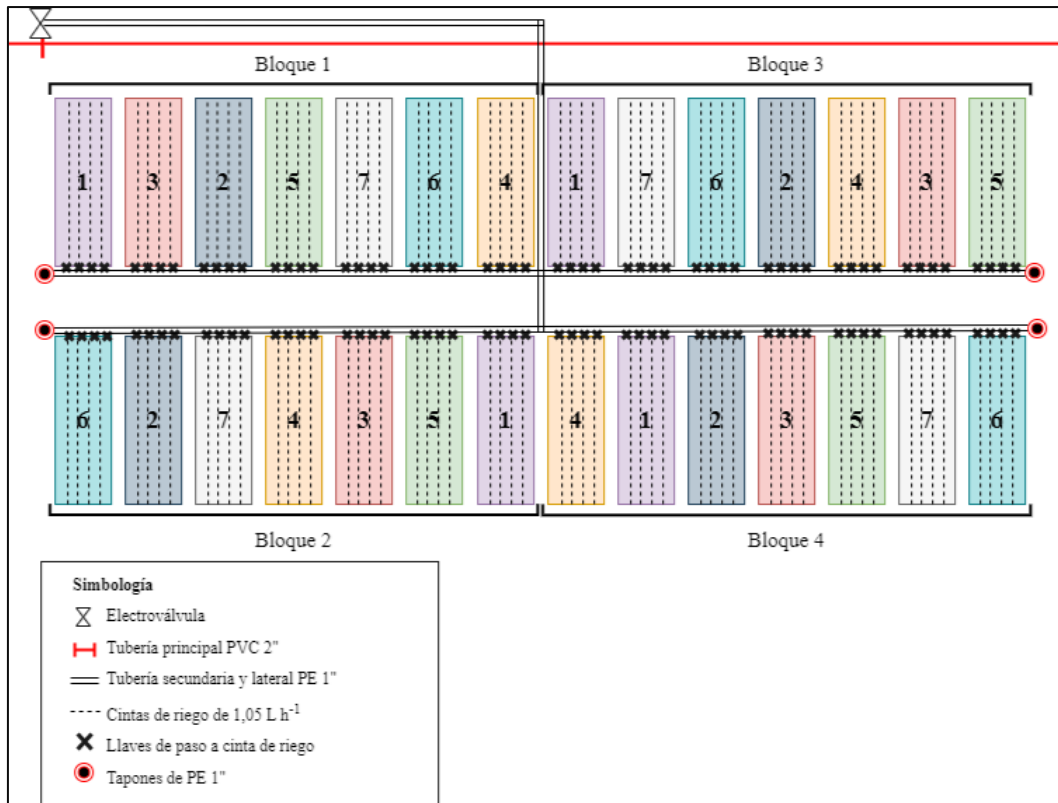


Figura 2. Diseño y distribución del sistema de riego por goteo instalado en el lote 30 de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM), Alajuela, entre los meses de junio y setiembre del año 2022.

4.5.5 Siembra

Se obtuvieron esquejes con cuatro o cinco nudos, de ramas gruesas con un diámetro mayor a 0,5 cm. El corte basal se ejecutó justo por debajo del nudo, mientras que el superior se hizo de 1 a 2 cm por encima del mismo (Figuerola, 2015).

La siembra se realizó el día 3 de junio del año 2022. Primero se realizaron los hoyos, en el lomillo previamente humedecido, con una distancia de 30 cm entre cada uno y a una profundidad de aproximadamente 10 cm, con el fin de enterrar tres nudos. En los lomillos de evaluación se sembraron esquejes apicales, ya que estos se recuperan más rápido del estrés y presentan un crecimiento más rápido, en comparación con los esquejes provenientes de las partes mediales y basales (Cañas et al., 2016). En los lomillos borde se sembraron los esquejes mediales. La densidad de siembra fue de 37 037 plantas ha⁻¹.

4.5.6 Inoculación de *Meloidogyne enterolobii*

Al no identificarse nematodos del género *Meloidogyne* en los muestreos previos a la siembra, se procedió con una inoculación de la especie *M. enterolobii*, debido a su importancia económica en el cultivo del camote.

El día 10 de junio del año 2022, a los 7 DDS, se inyectaron 2 000 000 de huevos y juveniles a través de las cintas de riego con ayuda del Dosificador Mix Rite 4 %. Se realizó a los siete días después de siembra debido a que en esta etapa inicia el crecimiento de raíces de los esquejes de camote y el nematodo tiene mayor posibilidad de establecerse.

El sistema de riego se activó durante 6 min para llenar la tubería, posteriormente se inyectó la solución de nematodos durante 3 min y finalmente se hizo un lavado durante 3 min.

La población del nematodo fue obtenida de plantas de tomate inoculadas el 21 de febrero del año 2022, en el invernadero del Laboratorio de Nematología del Centro de Investigación en Protección de Cultivos (CIPROC - UCR).

Los otros géneros de nematodos (*Rotylenchulus* y *Helicotylenchus*) no fueron inoculados, por lo que se trabajó con la población natural del lote.

4.5.7 Manejo agronómico del cultivo

Se monitoreó la temperatura ambiental durante el ciclo (Anexo 6) con la estación meteorológica Campbell Scientific ubicada en la EEAFBM (10°00'27,0'' latitud norte y 84°15'59'' longitud oeste), con el fin de obtener los grados días acumulados y realizar un manejo agronómico adecuado para cada etapa en la que se encontraba el cultivo.

A los cinco días después de siembra se aplicó 4,4 kg ha⁻¹ del producto comercial Raizal (Arysta LifeScience), el cual contiene 9 % N, 45 % P₂O₅, 11 % K₂O, 1 % MgO, 0,8 % S y 400 ppm de auxinas, con el fin de promover el desarrollo de raíces en los esquejes de camote.

Para el control de arvenses monocotiledóneas, dicotiledóneas y gramíneas se aplicó metribuzin a una dosis de 336 g de ingrediente activo por ha en post-emergencia, a los 10 días después de siembra. Esto ocasionó una fitotoxicidad en las plantas de camote,

por lo que a los 17 DDS se aplicó de manera foliar sulfato de magnesio en dosis de 1 g l^{-1} y los bioestimulantes Aminomar Forte (Herogra Especiales) y Herocuaje (Herogra Especiales) en una dosis de 381,6 mL de producto comercial por ha de cada uno, con el fin de desestresar el cultivo y promover el desarrollo de nuevos brotes.

Se aplicó una mezcla de linurón en dosis de 900 g de ingrediente activo por ha y clomazone en dosis 960 g de ingrediente activo por ha, a los 35 DDS para mantener el control de arvenses gramíneas y de hoja ancha. Además, a los 89 y 96 DDS se realizó deshierba manual de hoja ancha y a los 101 DDS se aplicó fluazifop-p-butyl en dosis de 250 g de ingrediente activo por ha para el control de poáceas.

El cultivo fue afectado por la enfermedad *Albugo ipomoea*; por lo que, a los 42 DDS se aplicó 29,2 g ha^{-1} del ingrediente activo boscalid en mezcla con 14,8 g ha^{-1} del ingrediente activo pyraclostrobin. En esta aplicación también se aplicó 478,7 g ha^{-1} del ingrediente activo mancozeb en mezcla con 59,8 g ha^{-1} del ingrediente activo metalaxyl. Se agregó el bioestimulante Aminomar Forte (Herogra Especiales), en una dosis de 374 mL ha^{-1} del producto comercial.

La plaga insectil *Diabrotica* sp. se controló con 58 g ha^{-1} del ingrediente activo fipronil a los 18 DDS. Para el control de *Atta spp.* se aplicó clorpirifos en una dosis de 100 g de producto comercial por hormiguero. Finalmente, para el control de *Phyllophaga* en su estadio larval se aplicó, vía fertirriego, 190,8 g ha^{-1} del ingrediente activo tiametoxam a los 47 y 77 DDS.

El plan de fertirrigación se realizó tomando en cuenta el análisis químico completo del suelo y los requerimientos del cultivo. En el ciclo se aplicó un total de 62,6 kg ha^{-1} de nitrato de amonio, 54,9 kg ha^{-1} de fosfato monopotásico y 19,1 kg ha^{-1} de cloruro de potasio para aportar 21,28 kg ha^{-1} de N, 28,55 kg ha^{-1} de P_2O_5 y 30,12 kg ha^{-1} de K_2O .

4.6 Variables evaluadas

Se evaluaron las variables: a) dinámica poblacional para identificar cambios en la densidad de los nematodos en el suelo, en las raíces secundarias y en las raíces tuberosas del cultivo; b) peso seco aéreo durante el ciclo del camote; c) análisis químico completo foliar; y d) rendimiento

4.6.1 Dinámica poblacional

Se realizaron cuatro evaluaciones de dinámica poblacional en el suelo: 1) antes de aplicar cada tratamiento, en el caso de los tratamientos con la molécula fluensulfone fue 7 días antes de la siembra (DAS) y para los tratamientos con las moléculas oxamyl y fluopyram y el testigo absoluto fue a los 19 DDS; 2) a los 33 DDS; 3) a los 62 DDS y 4) a los 116 DDS.

En el caso de las evaluaciones en raíces, se realizaron en tres momentos: 1) a los 33 DDS; 2) a los 62 DDS y 3) a los 116 DDS.

El cultivo de camote no se había sembrado cuando se realizó el muestreo de nematodos en suelo antes de aplicar los tratamientos correspondientes a la molécula fluensulfone. Se tomaron los primeros 15 cm de suelo de cuatro puntos al azar del bloque 1 y cuatro del bloque 2 para formar una muestra compuesta. Así mismo, se tomaron cuatro puntos al azar del bloque 3 y cuatro del bloque 4 para formar otra muestra compuesta. Por lo que se obtuvieron dos repeticiones.

El muestreo de nematodos en suelo para los tratamientos correspondientes a las moléculas oxamyl y fluopyram y el testigo absoluto se realizó tomando el suelo rizosférico de cuatro plantas elegidas al azar por unidad experimental para obtener una muestra compuesta (cuatro repeticiones). El suelo rizosférico corresponde al que se mantenía adherido a las raíces cuando estas se extraían del suelo.

En las evaluaciones realizadas a los 33, 62 y 116 DDS se tomaron las raíces secundarias, raíces tuberosas (a los 62 y 116 DDS) y suelo rizosférico de cuatro plantas enteras elegidas al azar por unidad experimental para obtener una muestra compuesta (cuatro repeticiones).

Las muestras de suelo se llevaron al Laboratorio de Nematología del Centro de Investigaciones en Protección de Cultivos de la Universidad de Costa Rica (CIPROC-UCR), para realizar la extracción de nematodos mediante el método de Caveness & Jensen (1955) modificado por el Laboratorio. Posteriormente, estos fueron identificados morfológicamente, a nivel de género, con el uso de un microscopio de luz invertida.

4.6.2 Biomasa

A los 33, 62 y 116 DDS se tomaron al azar cuatro plantas completas por unidad experimental para formar una muestra compuesta. Se evaluó el peso seco aéreo durante el ciclo del camote. Cada planta se dividió en hojas y tallos con pecíolo, y se midió el peso fresco de cada órgano (g). Posteriormente, estas muestras se colocaron en una estufa a 70 °C durante 72 h o hasta que el peso fuera constante, y se determinó el peso seco (g). A los 116 DDS se realizó el mismo procedimiento con el peso seco de los tubérculos por planta.

4.6.3 Análisis químico completo foliar

A los 116 DDS se tomaron tres repeticiones de las muestras compuestas de biomasa del testigo absoluto que ya se encontraban secas, tanto de hojas, tallos y raíces. Estas muestras se llevaron al Laboratorio de Suelos y Foliar del Centro de Investigaciones Agronómicas (CIA – UCR) para realizar un análisis de la composición química de las raíces, tallos y hojas (N, P, Ca, Mg, K, Cu, Fe, Zn, Mn, B, S).

4.6.4 Rendimiento

A los 116 DDS se seleccionaron, de forma aleatoria, 14 plantas en cada unidad experimental. Las raíces de almacenamiento se clasificaron de acuerdo con la categoría comercial descrita por Castillo et al. (2014), las cuales se describen a continuación:

1. Primera calidad: Peso mayor a 200 g, sin daño causado por insectos o nematodos, mecánico o raspaduras.
2. Segunda calidad: Peso entre 50 y 200 g, o si tiene un peso mayor a 200 g, pero presenta algún daño leve de los mencionados anteriormente.
3. Tercera calidad o desecho (no comercializable): Peso menor a 50 g o mayor a 1 kg. Daños severos causados por plagas como insectos, nematodos o ratas.

Además, se determinó el número y peso fresco (kg) de estas y se extrapoló el rendimiento a t ha⁻¹, con una densidad de 37 037 plantas ha⁻¹.

4.7 Análisis estadístico de los datos

Se uso del programa R para el análisis estadístico (R Core Team, 2020). Primero, se verificó la homocedasticidad de los datos con la prueba de Levene y Shapiro. Seguidamente se realizó un ANDEVA de las variables dependiente (rendimiento, materia seca y dinámica poblacional) para determinar si existían diferencias significativas entre los tratamientos y el testigo absoluto. Posterior al ANDEVA, se compararon las medias de mínimos cuadrados utilizando la prueba de Fisher ($\alpha = 0,05$).

5. Resultados

5.1 Condiciones climáticas durante el ensayo

El ensayo en campo se realizó durante la época lluviosa. Las precipitaciones promedio mayores a 10 mm se presentaron durante el mes de junio (Figura 3). La inoculación de *M. enterolobii* se llevó a cabo en este mes, a los siete días después de siembra, y se pudo observar que ese día se presentó una precipitación de 60 mm en el día, siendo una de las mayores durante todo el ciclo (Figura 3). Así mismo, a los 19 DDS se realizó la aplicación de los tratamientos correspondientes a las moléculas oxamyl y fluopyram y se presentó una precipitación de 19 mm (Figura 3).

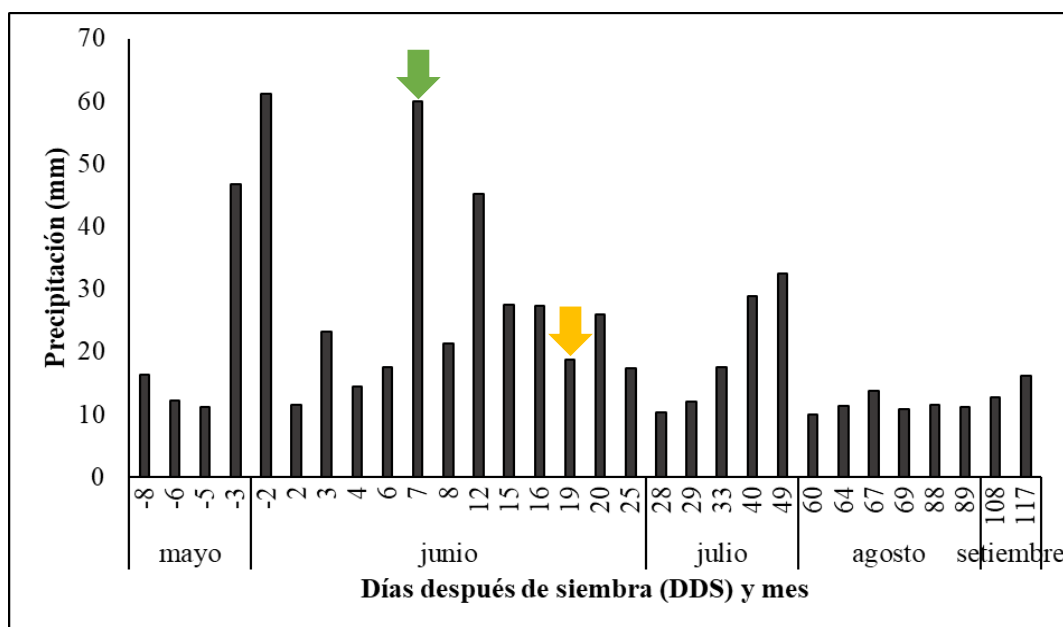


Figura 3. Precipitaciones (mm) mayores a 10 mm, presentadas durante el ciclo del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard sembrado en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM), durante los meses de mayo a setiembre del año 2022.

Nota: La flecha verde señala la precipitación a los 7 DDS y la flecha amarilla a los 19 DDS.

5.2 Condiciones físicas del suelo

En la inspección visual de suelo realizada antes de la siembra, se identificaron dos horizontes en el lote 30. El horizonte superficial se denominó A y presentó una profundidad de 0 a 25 cm. Mientras, que el horizonte B, tenía una profundidad de 25 a 50 cm (Cuadro 2).

El análisis textural indicó que el horizonte A se clasificó como un franco arcillo arenoso. Mientras que el horizonte B se encontraba dentro de la clase franco arcilloso (Cuadro 2).

Cuadro 2. Análisis de textura de suelo para el horizonte A y B en el lote 30 de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno.

Horizonte	Profundidad del horizonte (cm)			Clase Textural	
	Arena (%)	Limo (%)	Arcilla (%)		
A	0 - 25	47	26	27	Franco arcillo arenoso
B	25 - 50	40	25	35	Franco arcilloso

El análisis de las propiedades físicas del suelo mostró que el horizonte A tenía una densidad aparente y de partículas de $1,0 \pm 0,08$ y $2,4 \pm 0,02$ g cm⁻³, respectivamente; mientras que el horizonte B presentó una densidad aparente de $0,8 \pm 0,06$ y una densidad de partículas de $2,3 \pm 0,03$ g cm⁻³ (Cuadro 3).

Los resultados de los análisis físicos muestran que el horizonte A tiene una menor capacidad de retención de humedad en comparación al horizonte B, tanto a capacidad de campo, como en los puntos de marchitez permanente y de saturación (Cuadro 3).

Cuadro 3. Propiedades físicas del suelo a una profundidad de 0-25 cm para el horizonte A y a una profundidad de 25-50 cm para el horizonte B en el lote 30 de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno.

Horizonte	Da (g cm ⁻³)	Dp (g cm ⁻³)	θ _{CC}	θ _{PMP}	θ _{SAT}
A	1,0 ± 0,08	2,4 ± 0,02	44,3 ± 0,02	23,5 ± 0,02	57,4 ± 3,40
B	0,8 ± 0,06	2,3 ± 0,03	48,8 ± 0,01	28,0 ± 0,02	64,1 ± 2,90

Nota: Da=densidad aparente; Dp=densidad de partícula; θ=humedad volumétrica a capacidad de campo (CC), punto de marchitez permanente (PMP) y saturación (SAT).

5.3 Dinámica poblacional de nematodos fitoparásitos

El análisis de nematodos del lote antes de la siembra de camote mostró la presencia de *Helicotylenchus* y *Rotylenchulus*, tanto en raíces de malezas como en el suelo (Cuadro 4). *Helicotylenchus* se presentó en mayor cantidad, en comparación con el nematodo *Rotylenchulus*, con una diferencia de 100 individuos en 100 g de raíces de las malezas y de siete individuos en 100 cm³ de suelo (Cuadro 4).

Cuadro 4. Análisis de nematodos fitoparásitos en raíces de malezas y en suelo, realizado antes de la siembra de camote (*Ipomoea batatas* L.) en el mes de junio del año 2021 en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM).

Géneros	Nematodos en 100 g de raíces de malezas	Nematodos en 100 cm ³ de suelo
<i>Helicotylenchus</i>	130	12
<i>Rotylenchulus</i>	30	5

Nota: Los valores no vienen acompañados del error estándar debido a que se realizó una sola muestra compuesta de raíces y otra de suelo en todo el lote.

En distintas fechas de muestreo, se encontró la presencia de los géneros *Gracilacus* (Anexo 7), *Hemicycliophora* (Anexo 8), *Tylenchus* (Anexo 9), *Pratylenchus* (Anexo 10), *Aphelenchoides* (Anexo 11), y las familias Heteroderinae (Anexo 12), Criconematidae (Anexo 13) y Trichodoridae (Anexo 14), tanto en las raíces del camote como en el suelo. Sin embargo, la dinámica poblacional de estos no se reporta en los resultados debido a

que no se presentaron en todas las evaluaciones y no son de importancia económica en este cultivo.

También se encontró la presencia de los nematodos *Meloidogyne*, *Rotylenchulus* y *Helicotylenchus*, los cuales son de importancia económica en el cultivo. La densidad y dinámica poblacional del nematodo agallador, tanto en las raíces de camote como en el suelo, no se reporta en los resultados debido a que en el muestreo realizado a los 33 DDS no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos. Las poblaciones fueron menores a 15 individuos en 100 g de raíz y menores a dos individuos en 100 cm³ de suelo (Anexo 15). A los 62 DDS, solamente se encontró *Meloidogyne* en el tratamiento fluensulfone a dosis baja en una población de ocho individuos en 100 g de raíz, y a los 116 DDS no se encontró en ningún tratamiento (Anexo 15).

5.3.1 Dinámica poblacional de *Rotylenchulus reniformis*

La dinámica poblacional en las raíces de camote del nematodo *R. reniformis* no se reporta en los resultados, debido a que no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos con moléculas nematicidas ni con el testigo absoluto a los 33, 62 y 116 DDS (Anexo 16).

En la evaluación de la dinámica poblacional del nematodo reniforme en suelo se encontraron diferencias significativas solamente en la primera evaluación, la cual corresponde a la población inicial de los tratamientos con moléculas nematicidas y el testigo absoluto. Sin embargo, en los siguientes muestreos a los 33, 62 y 116 DDS, no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos (Anexo 17).

La primera evaluación se realizó para conocer la densidad inicial de nematodos antes de aplicar los tratamientos. Se observó que las parcelas correspondientes al tratamiento fluensulfone con dosis alta presentaban la mayor cantidad de *R. reniformis* en el suelo (33 individuos en 100 cm³), en comparación con todos los tratamientos (Cuadro 5).

Los tratamientos donde se aplicó oxamyl en dosis alta y baja, fluensulfone en dosis baja y fluopyram en dosis alta y baja no presentaron diferencias significativas con el testigo absoluto (Cuadro 5).

Cuadro 5. Población promedio de *Rotylenchulus* en 100 cm³ de suelo del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos nematocidas y el testigo absoluto, obtenida en la primera evaluación realizada antes de la aplicación de los tratamientos.

Momento de evaluación	Tratamiento	<i>Rotylenchulus</i> en 100 cm³ de suelo
19 DDS	Oxamyl - Alta	18,00 b
19 DDS	Oxamyl - Baja	7,00 bc
7 DAS	Fluensulfone - Alta	33,00 a
7 DAS	Fluensulfone - Baja	3,00 c
19 DDS	Fluopyram - Alta	6,00 c
19 DDS	Fluopyram - Baja	9,00 bc
19 DDS	Testigo - Absoluto	14,00 bc

Nota: Valor de $P < 0,05$. Letras diferentes indican diferencias significativas. En la evaluación antes de aplicar los tratamientos fluensulfone en dosis alta y baja $n=2$. En el resto de las evaluaciones y tratamientos $n=4$.

5.3.2 Dinámica poblacional de *Helicotylenchus*

La dinámica poblacional de *Helicotylenchus* presente en las raíces de camote no se reporta en los resultados, debido a que no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ni con el testigo absoluto a los 33, 62 y 116 DDS (Anexo 18).

Por otro lado, la dinámica poblacional del nematodo *Helicotylenchus* en el suelo indicó que había diferencias significativas en la tercera evaluación, la cual se realizó a los 62 DDS. Mientras que en las demás evaluaciones no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos con dosis nematocidas ni con el testigo absoluto (Anexo 19).

Se observó que los tratamientos con los nematocidas oxamyl en dosis alta y fluensulfone en dosis baja presentaron una cantidad de 38 y 26 individuos en 100 cm³ de suelo, respectivamente, los cuales fueron valores menores en comparación con el testigo

absoluto (112 individuos). Mientras que los tratamientos con el uso de fluensulfone en dosis alta, oxamyl en dosis baja y fluopyram en dosis alta y baja no presentaron diferencias significativas con el testigo absoluto (Cuadro 6).

Cuadro 6. Población promedio de *Helicotylenchus* en 100 cm³ de suelo del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos nematocidas y el testigo absoluto, obtenida en la primera evaluación realizada a los 62 DDS.

Momento de evaluación	Tratamiento	<i>Helicotylenchus</i> en 100 cm ³ de suelo
62 DDS	Oxamyl - Alta	38,00 b
62 DDS	Oxamyl - Baja	51,00 ab
62 DDS	Fluensulfone - Alta	85,00 ab
62 DDS	Fluensulfone - Baja	26,00 b
62 DDS	Fluopyram - Alta	110,00 a
62 DDS	Fluopyram - Baja	111,00 a
62 DDS	Testigo - Absoluto	112,00 a

Nota: Valor de P < 0,05. Letras diferentes indican diferencias significativas. n=4.

5.4 Absorción de nutrientes de camote

El análisis químico de hojas, tallos y raíz realizado en camote correspondientes al tratamiento testigo absoluto demostró que, al momento de cosecha, las plantas habían absorbido en total 106,45 kg ha⁻¹ de nitrógeno, 20,00 kg ha⁻¹ de fósforo, 51,57 kg ha⁻¹ de calcio, 10,81 kg ha⁻¹ de magnesio, 196,8 kg ha⁻¹ de potasio y 10,98 kg ha⁻¹ de azufre (Cuadro 7).

Cuadro 7. Absorción de los nutrientes (kg ha^{-1}) nitrógeno, fósforo, calcio, magnesio, potasio y azufre, en los diferentes órganos (raíz, tallo y hojas) del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard, realizado a los 116 DDS en el testigo absoluto con una densidad de 37 037 plantas ha^{-1} .

Órgano	N	P	Ca	Mg	K	S
	kg ha^{-1}					
Raíz	36,16 ±	9,17 ±	12,73 ±	3,19 ±	82,76 ±	3,18 ±
	15,75	3,98	3,70	1,02	39,78	0,99
Tallo	28,73 ±	7,53 ±	28,09 ±	5,51 ±	83,34 ±	4,32 ±
	9,86	3,24	10,89	2,47	35,52	1,97
Hojas	41,56 ±	3,30 ±	10,75 ±	2,11 ±	30,70 ±	3,48 ±
	14,90	1,28	4,34	0,71	12,39	1,34

Nota: Los valores van acompañados del error estándar. $n=3$.

5.5 Rendimiento

El tratamiento fluensulfone en dosis alta presentó un rendimiento total de 33,50 ton ha^{-1} , el cual fue significativamente mayor en comparación con todos los tratamientos químicos y el testigo absoluto (Figura 4).

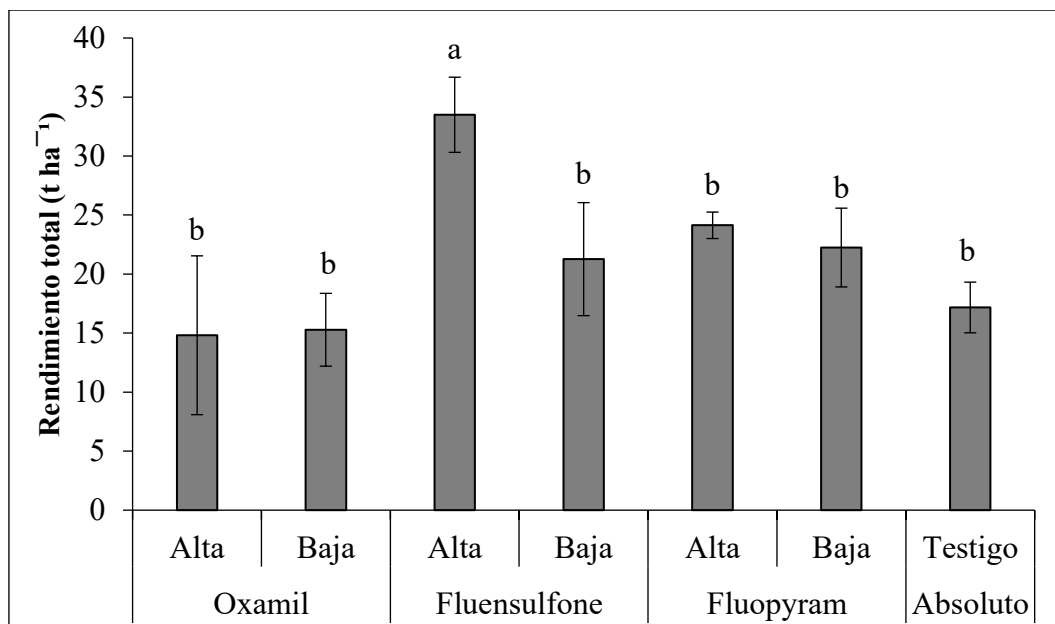


Figura 4. Rendimiento ($t\ ha^{-1}$) total del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard a los 116 DDS, en los distintos tratamientos con nematicida y en el testigo absoluto establecidos en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM).

Nota: Valor de $P < 0,05$. Letras diferentes indican diferencias significativas. $n=4$.

El rendimiento del cultivo de camote se clasificó de acuerdo a las calidades presentadas (primera, segunda y tercera). Sin embargo, el rendimiento en raíces de segunda calidad no presentó diferencias significativas entre los tratamientos con nematicida ni con el testigo; por lo que, los datos no se reportan en los resultados.

En el tratamiento fluensulfone con dosis alta se obtuvo el mayor rendimiento en raíces de primera calidad, en comparación con todos los otros tratamientos con nematicida y con el testigo absoluto (Figura 5).

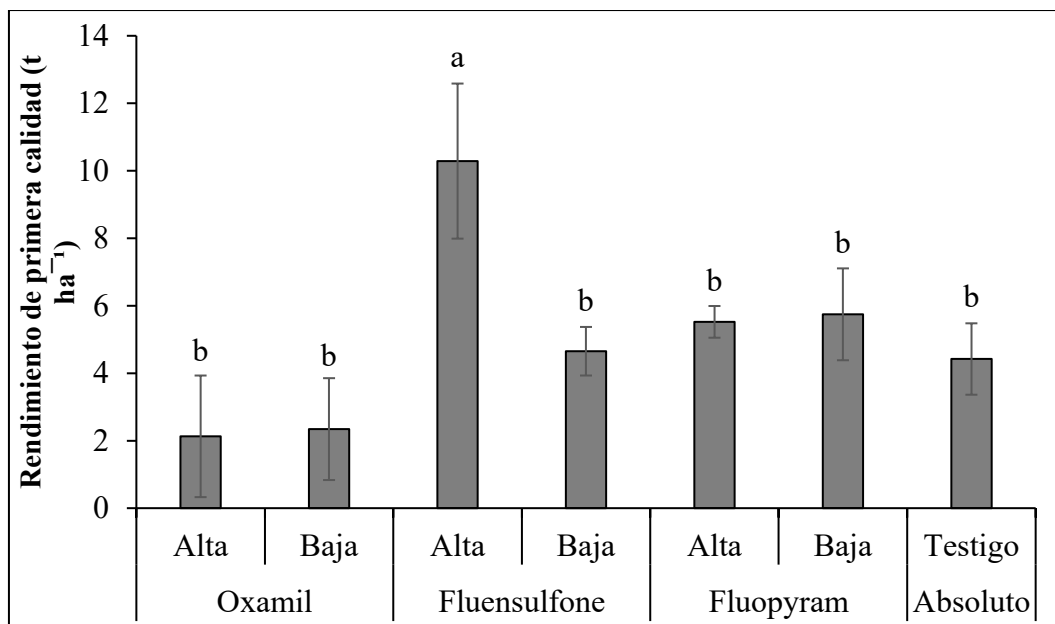


Figura 5. Rendimiento ($t\ ha^{-1}$) de las raíces de primera calidad obtenidas en el cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard a los 116 DDS, en los distintos tratamientos y el testigo absoluto establecidos en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM).

Nota: Valor de $P < 0,05$. Letras diferentes indican diferencias significativas. $n=4$.

Finalmente, el rendimiento determinado con los camotes de tercera calidad indicó que el tratamiento oxamyl alta presentó la menor cantidad de raíces dañadas, en comparación con los tratamientos en dosis altas de fluensulfone y fluopyram. Sin embargo, no presentó diferencias significativas con los demás tratamientos con nematicida ni con el testigo absoluto (Figura 6). Sin embargo, esta categoría incluía camotes con daño ocasionado por ratas, joboto (*Phyllophaga* spp.) y mecánico.

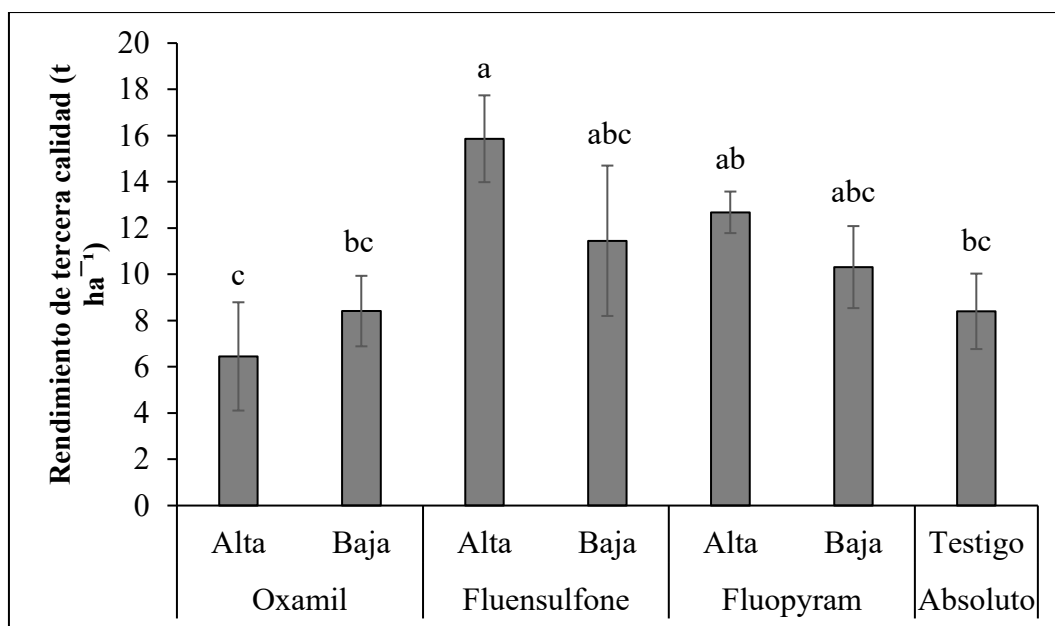


Figura 6. Rendimiento (t ha⁻¹) de las raíces de tercera calidad obtenidas en el cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard a los 116 DDS, en los distintos tratamientos y el testigo absoluto establecidos en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno (EEAFBM).

Nota: Valor de P < 0,05. Letras diferentes indican diferencias significativas. n=4.

6. Discusión

6.1 Dinámica poblacional de nematodos fitoparásitos

Meloidogyne es uno de los nematodos de mayor importancia económica a nivel mundial, ya que es polífago y se reporta como unos de los fitoparásitos con mayor cantidad de cultivos hospederos. Sin embargo, la ausencia de este nematodo en el muestreo realizado antes de preparar el terreno en el año 2021 (Cuadro 4), pudo deberse a que las arvenses que se encontraban en el lote 30 en barbecho no eran susceptibles al ataque de *Meloidogyne*. El terreno se encontraba en descanso con las siguientes coberturas: *Crotalaria juncea*, *C. spectabilis*, *Canavalia ensiformis*, *Mucuna pruriens* y *Vigna radiata*.

Crotalaria es una cobertura que se ha utilizado como alternativa para la rotación de cultivos, ya que la especie *C. spectabilis* se ha reportado como no hospedera o resistente

al ataque de *Meloidogyne ethiopica* (Lima et al., 2009). *Vigna radiata*, también ha presentado resistencia a *M. incognita* (Ruanpanun & Somta, 2021). Además, se sabe que *C. ensiformis* contiene proteínas vegetales del tipo lectinas, así como concanavalina A (ConA), que puede afectar la búsqueda de plantas susceptibles por parte de los nematodos (Marban et al., 1987).

Los extractos de leguminosas también tienen un efecto en la reducción de nematodos, ya que las hojas de *Crotalaria* poseen un efecto nematostático sobre las especies *M. incognita*, *M. javanica* y *M. enterolobii* (Jourand et al., 2004). Por otro lado, *Mucuna* spp., tiene un efecto nematicida en juveniles (J2) de *M. incognita* (Zasada et al., 2006). Las propiedades alelopáticas se pudieron haber incorporado en el suelo, al momento de preparar el terreno.

La menor densidad poblacional de *Rotylenchulus* antes de preparar el terreno, tanto en raíces de malezas como en suelo, en comparación con *Helicotylenchus* (Cuadro 4), pudo deberse a que *C. juncea* también ha presentado efectos alelopáticos contra *R. reniformis* en cultivos como frijol (Wang et al., 2001).

A pesar de que *M. enterolobii*, se ha reportado como virulenta y se ha observado que parasita al cultivo de camote y a algunas de las coberturas que se encontraban anteriormente en el lote, como *C. juncea* y *C. ensiformis* (Brito et al., 2007b; Carmona et al. 2020; Castagnone, 2012; Guimarães et al., 2003; Schwarz, 2019), la baja densidad poblacional de *M. enterolobii* a los 33 y 62 DDS y la ausencia a los 116 DDS, tanto en raíces como en suelo, pudo deberse a la precipitación de 60 mm que ocurrió el día de la inoculación (7 DDS) (Figura 3).

La inoculación se realizó a los 7 DDS con el fin de que los esquejes de camote desarrollaran las raíces adventicias y el nematodo se pudiera establecer en estas, debido a que *Meloidogyne* es un endoparásito sedentario, por lo que requiere llegar a la raíz del cultivo para poder establecer su sitio de alimentación y, posteriormente, reproducirse (Schwarz, 2019; Silva et al., 2019). Sin embargo, la alta precipitación pudo ocasionar una afectación en la inoculación de *M. enterolobii* y que los nematodos no tuvieran la oportunidad de llegar a las raíces del cultivo, las cuales tenían 5 cm de largo, aproximadamente.

Osunlola & Fawole (2015) obtuvieron que una población inicial entre 400 y 600 huevos en 100 cm³ de suelo, genera una alta tasa de reproducción de *M. incognita* en una variedad susceptible del cultivo de camote. Esto podría explicar que *M. enterolobii* no se pudo establecer en las raíces del cultivo y tuvo una baja tasa de reproducción, por lo que no se observaron densidades altas en las siguientes evaluaciones (Anexo 15).

La poblacional inicial de *R. reniformis* en el suelo, antes de aplicar los nematicidas, presentó la mayor cantidad de nematodos en el tratamiento de fluensulfone en su dosis alta, en comparación a todos los tratamientos y al testigo absoluto, con una población de 33 nematodos reniformes en 100 cm³ de suelo (Cuadro 5). Sin embargo, Clark & Wright (1983) encontraron en el cultivo de camote que, una población inicial entre 300 y 2 000 nematodos reniformes por cada 100 cm³ de suelo causa una alta tasa de reproducción y afectaciones en el cultivo de camote. Debido a que la población era mucho menor en los muestreos realizados, se podría explicar que no hubo una alta tasa de reproducción y no se presentaron diferencias significativas en las poblaciones de *R. reniformis* en suelo entre fluensulfone en su dosis alta con los demás tratamientos nematicidas ni con el testigo absoluto, a los 33, 62 y 116 días (Anexo 17).

El tratamiento fluensulfone en dosis baja presentó una menor densidad poblacional de *Helicotylenchus* en el suelo a los 62 DDS en comparación con el testigo absoluto; sin embargo, el tratamiento de fluensulfone con dosis alta no presentó diferencias significativas con el testigo absoluto (Cuadro 6). La eficacia de la molécula fluensulfone sobre *Helicotylenchus* no se ha estudiado en el cultivo de camote; sin embargo, Nnambi et al. (2022) observaron que en el cultivo de calabaza no hubo control de *Helicotylenchus* spp. con la aplicación de fluensulfone en una dosis de 2,23 kg ha⁻¹ de ingrediente activo siete días antes de siembra, lo anterior concuerda con lo obtenido en el tratamiento fluensulfone en dosis alta en el presente ensayo. Así mismo, se ha observado que dosis altas de fluensulfone de 3,8 kg ha⁻¹ de ingrediente activo aplicadas antes de siembra causan fitotoxicidad en cultivos como papa y reducen el desarrollo de tubérculos (Grabau et al., 2019). A pesar de que la dosis que se utilizó en el presente ensayo fue la mitad de la observada en el ensayo de papa, la variable de fitotoxicidad no fue evaluada.

Fluensulfone en dosis alta tampoco presentó diferencias significativas con el tratamiento fluensulfone en dosis baja en la cantidad de *Helicotylenchus* en el suelo a los

62 DDS (Cuadro 6); lo cual concuerda con lo reportado por Giannakou & Panopoulou (2019) en el control de la población de *Meloidogyne* en el cultivo de tomate, ya que no encontraron diferencias significativas entre una dosis de 4 y 8 L ha⁻¹ de producto comercial.

La cantidad de *Helicotylenchus* en suelo no presentó diferencias significativas en los tratamientos de oxamyl con ambas dosis (Cuadro 6), lo cual concuerda con lo obtenido por Rodríguez-Kabana et al. (1977) en camote cv. Jewel, ya que dosis de 0,45 y 1,80 kg ha⁻¹ de ingrediente activo disminuyeron la población de *Helicotylenchus dihystra* en un 75 y 77,5 %, respectivamente. La molécula oxamyl en su dosis alta presentó una menor cantidad, en comparación al testigo absoluto (Cuadro 6), lo cual concuerda con lo encontrado por Duran-Mora & Guzmán (2017) en el cultivo de tomate, donde la aplicación de oxamyl entre dosis de 0,48 y 1,20 kg ha⁻¹ de ingrediente activo disminuyeron la población de *Helicotylenchus* en el suelo en comparación con las parcelas sin aplicación del producto (Peiris et al., 2021).

Los tratamientos de la molécula fluopyram en ambas dosis no presentaron diferencias significativas con el testigo absoluto en las poblaciones de *Helicotylenchus* a los 62 DDS (Cuadro 6). La eficiencia de fluopyram en el control del nematodo espiral no se ha estudiado en el cultivo de camote; sin embargo, en un ensayo realizado en el césped Bluegrass se observó que fluopyram no tuvo control sobre *Helicotylenchus* (Petelewicz et al., 2020). Lo anterior concuerda con lo encontrado por Schumacher et al. (2020) en el cultivo de algodón, donde la población de *Helicotylenchus* aumentó aun cuando se aplicó la molécula fluopyram. Esto se podría atribuir a que esta molécula causa una acción de parálisis momentánea en los nematodos; por lo que una vez que la molécula se pierde, el nematodo se recupera y vuelve a ser infectivo (Waisen et al., 2021).

A pesar de que las condiciones químicas y físicas del suelo, como pH, relación C N⁻¹ y textura, se encontraban óptimas para el desarrollo de los nematodos (Cuadro 2 y Anexo 5) (Karuri et al., 2017; Nishantha et al., 2020; Rodríguez-Kabana et al., 1987). Una las razones por las que probablemente no se presentaron efectos significativamente diferentes en la cantidad de *Rotylenchulus* y *Helicotylenchus* en las raíces de camote entre los tratamientos (Anexo 16 y 18), pudo deberse a que la densidad poblacional inicial de nematodos era muy baja, de acuerdo a lo reportado en literatura en distintos cultivos

(Castillo et al., 2017; Clark & Wright, 1983; López et al., 1981; Osunlola & Fawole, 2015).

6.2 Influencia de las condiciones edafoclimáticas sobre la eficacia de los nematicidas

La lámina neta de aplicación deber ser menor a la lámina de riego máxima de la profundidad donde se encuentran las raíces (Gamboa, 2005). En el presente ensayo, la lámina neta de aplicación de los productos fue 1,17 mm y la lámina de riego máxima del horizonte A, en el cual se encontraban las raíces, fue de 52 mm. De esta manera se evita que la solución de las moléculas profundice más allá del área donde se encuentran las raíces.

Los tratamientos correspondientes a oxamyl y fluopyram, en ambas dosis, se aplicaron a los 19 DDS y se pudo observar que este día y al siguiente se presentaron precipitaciones de 19 y 26 mm, respectivamente (Figura 3). La molécula fluopyram tiene una movilidad moderada en el suelo, de acuerdo al coeficiente de adsorción (Oka, 2020; Rathod et al., 2022). Por otro lado, la molécula oxamyl tiene una baja retención en el suelo o sedimentos, provocando una alta movilidad en los perfiles edáficos (Oka, 2020). Además, es una molécula que se degrada rápidamente a oxima, la cual tiene como característica una alta solubilidad en agua (National Center for Biotechnology Information, 2023). La movilidad de las moléculas en el suelo no fue evaluada, sin embargo, la humedad del suelo es un factor que pudo haber afectado la aplicación de los nematicidas (Oka et al., 2013).

Los porcentajes de humedad volumétrica presentaban variaciones en los bloques de un mismo tratamiento (Anexo 2, 3 y 4). En algunos casos se observó que la humedad volumétrica de las profundidades superiores (6 y 10 cm) fue mayor a la capacidad de campo del suelo (44 %) determinada en el laboratorio (Cuadro 3) y en otros casos inferior al punto de marchitez permanente (23 %) determinado (Cuadro 3). Esto pudo provocar una variación en el movimiento de los tratamientos nematicidas en la zona donde se encontraban las raíces del cultivo (Oka et al., 2013).

6.3 Influencia de la dosis y momento de aplicación sobre la eficacia del nematicida

Los tratamientos con la molécula fluopyram se aplicaron después de inocular el nematodo *M. enterolobii* en el lote, debido a que se quería observar la eficacia de los nematicidas sobre una densidad poblacional mayor a la encontrada en el lote. Las moléculas fluopyram y oxamyl se pueden aplicar después de la siembra, a diferencia de la molécula fluensulfone, la cual solamente se puede aplicar antes de sembrar debido a que genera fitotoxicidad en el cultivo en aplicaciones post-siembra (Giannakou & Panopoulou, 2019; Oka, 2020).

A pesar de que, como se mencionó anteriormente, las densidades de nematodos eran bajas, el momento de aplicación de los tratamientos correspondientes a fluopyram pudo afectar su eficiencia en el control de *R. reniformis* y *Helicotylenchus* en las raíces de camote (Anexo 16 y 18). Se ha observado que el momento óptimo para realizar la aplicación es el día de siembra, ya que se obtiene un mejor control de los nematodos fitoparásitos, en comparación con aplicaciones realizadas de 15 a 30 días después de siembra en el cultivo de camote (Waisen et al., 2021).

La molécula oxamyl tiene una alta movilidad en el suelo, por lo que la frecuencia de aplicación pudo haber afectado la eficiencia en el control de los nematodos evaluados en las raíces de camote (Anexo 16 y 18). En el presente ensayo solamente se aplicó una vez en el ciclo de acuerdo a las recomendaciones del panfleto y con el fin de uniformizar la frecuencia de aplicación de todos los tratamientos nematicidas. Sin embargo, este nematicida se suele aplicar varias veces en el ciclo para que no pierda su eficiencia (McCrystal, 2010). Así mismo, la dosis máxima de oxamyl que se utilizó en el ensayo fue de 1,20 kg ha⁻¹ de ingrediente activo y en otros estudios se ha observado que una dosis de 2,14 kg ha⁻¹ de ingrediente activo tiene un efecto positivo en el control de nematodos formadores de agallas (Liu & Grabau, 2022).

6.4 Rendimiento y peso seco

En el presente ensayo, no se encontraron diferencias significativas en el peso seco de hojas y tallos entre los tratamientos nematicidas y el testigo absoluto (Anexo 20 y 21),

probablemente debido a que la cantidad de nematodos no fue suficiente para afectar la absorción de nutrientes por medio de las raíces. Lo anterior se debe a que la cantidad de los nematodos *Meloidogyne*, *Rotylenchulus* y *Helicotylenchus* que se encontraron en raíz y en suelo fue muy baja en comparación con las cantidades reportadas en literatura que generan daños significativos en el desarrollo de las plantas (Castillo et al., 2017; Clark & Wright, 1983; López et al., 1981; Osunlola & Fawole, 2015).

Los tratamientos nematicidas y el testigo absoluto tampoco presentaron diferencias significativas en el peso seco de los camotes por planta ni en el número de camotes producidos por planta (Anexo 22 y 23), lo cual puede deberse a que, como se mencionó anteriormente, la acumulación de materia seca no se vio afectada por las bajas poblaciones de nematodos. En consecuencia, la traslocación de asimilados a las raíces tampoco se vio afectado, el cual es un proceso esencial para garantizar un correcto llenado de las raíces (Pérez-Pazos et al., 2021). Esto se ha confirmado anteriormente, ya que Morris et al. (2015) y Castillo et al. (2017) también observaron en el cultivo de tomate que las bajas poblaciones de nematodos no tenían un efecto sobre el desarrollo y el rendimiento.

Se observó una tendencia (no significativa estadísticamente) de que la molécula fluensulfone en dosis alta, mantuvo las poblaciones de *R. reniformis* en suelo y en raíces bajas a los 116 DDS, en comparación con los demás tratamientos (Anexo 16 y 17). Lo anterior concuerda con el hecho de que fluensulfone en dosis alta fue el tratamiento que obtuvo un rendimiento en peso fresco total ($33,5 \text{ ton ha}^{-1}$) (Figura 4) incluso mayor que el esperado en la variedad Beauregard (22 t ha^{-1}) (Castillo et al., 2014; McCrystal, 2010). Así mismo, este tratamiento obtuvo el mayor rendimiento de primera calidad (10 ton ha^{-1}), en comparación con los demás tratamientos nematicidas y con el testigo absoluto (Figura 5). Desaegeer & Watson (2019) observaron en un ensayo realizado en el cultivo de tomate, que al comparar el uso de moléculas no fumigantes como oxamyl, fluensulfone y fluopyram, los tratamientos con la molécula fluensulfone mantuvieron la tendencia de aumentar el rendimiento en comparación a los otros tratamientos.

La molécula fluensulfone también ha presentado anteriormente un efecto bioestimulante en los cultivos de tomate y pepino, debido a que aumentó el vigor de las plantas, reflejado como un mayor crecimiento vegetativo y un incremento en el verdor de las plantas (Morris et al., 2015), lo cual podría influir en un mayor rendimiento del cultivo.

Además, a nivel *in vitro* en *Arabidopsis thaliana* se han encontrado cambios morfológicos por alteraciones en la hormona auxina en respuesta a la exposición del ingrediente activo fluensulfone (Kirby, 2021), lo cual debe ser estudiado a nivel de campo debido a que podría tener influencia en el desarrollo y en el rendimiento de otros cultivos, así como el camote.

En la categoría de tercera calidad se encontraban las raíces de desecho, que incluía las que tenían un peso menor a 50 g o mayor a 1 kg y las que se veían afectadas por daños mecánicos u ocasionados por ratas, nematodos o insectos, por lo que el mayor rendimiento en peso fresco de tercera calidad observado en el tratamiento fluensulfone en su dosis alta no se puede atribuir a un efecto ocasionado por los nematicidas (Figura 6).

El análisis físico de suelos confirmó que las condiciones edáficas eran óptimas para un correcto desarrollo de las raíces de camote, de acuerdo con los requerimientos del cultivo (Cuadro 2) (Lardizábal, 2007), por lo que se descarta un efecto negativo de la textura en el rendimiento del cultivo de camote. Así mismo, el análisis químico mostró que los valores de pH, conductividad eléctrica, relación C N⁻¹, materia orgánica y concentración de nutrientes se encontraban en niveles óptimos en relación con los niveles críticos reportados para suelos de Costa Rica (Anexo 5) (Méndez & Bertsch, 2012).

La fertilización se realizó de la misma forma para todos los tratamientos con nematicida y el testigo absoluto, por lo que se realizó el análisis químico de tejidos (foliar, tallo y de raíces) a los 116 DDS, correspondiente al testigo absoluto, para observar la absorción de nutrientes (Cuadro 7). Los resultados presentaron una absorción de nutrientes óptima de acuerdo a las curvas reportadas por Méndez et al. (1987) en el cultivo de camote var. C-79 y C-82, por lo que se descarta que el rendimiento en los distintos tratamientos nematicidas y en el testigo absoluto se hayan visto afectados por una mala nutrición.

7. Conclusiones

- La eficacia de las moléculas nematicidas se pudo ver afectada por las condiciones edafoclimáticas presentadas durante el ensayo, como lo fueron las altas precipitaciones y la humedad del suelo.
- No se obtuvo un efecto significativo de los tratamientos nematicidas sobre la dinámica poblacional de *Meloidogyne* en suelo ni raíces debido a que probablemente la inoculación se vio afectada a causa de la alta precipitación de 60 mm a los 7 DDS.
- No se observó un efecto de los tratamientos nematicidas sobre la dinámica poblacional en las raíces de camote, probablemente porque se presentó una baja densidad poblacional inicial de los nematodos *Rotylenchulus* y *Helicotylenchus*.
- La eficacia en el control de *Helicotylenchus* se había reportado en otros cultivos anteriormente con el uso de las moléculas fluensulfone y oxamyl, lo cual concuerda con lo encontrado en el presente ensayo a los 62 DDS.
- La molécula fluensulfone ha reportado en literatura un efecto bioestimulante en otros cultivos y fue el tratamiento que en su dosis alta (1,92 kg ha⁻¹) obtuvo el mayor rendimiento total y de primera calidad de camote. Por lo que es necesario realizar más estudios de esta nueva molécula para evaluar su eficiencia como bioestimulante de plantas y sobre el control de nematodos fitoparásitos.
- No fue posible relacionar el efecto de la densidad poblacional de los nematodos *Meloidogyne*, *Rotylenchulus* y *Helicotylenchus*, en las evaluaciones realizadas en el tiempo (33, 62 y 116 DDS), sobre el peso seco aéreo (hojas y tallos) y radicular, debido a que la cantidad de individuos fue baja en comparación con lo reportado en la literatura.

8. Recomendaciones

- Con el fin de comparar la eficiencia en la aplicación de los nematicidas sobre los nematodos de mayor importancia económica en el cultivo de camote, se debe seleccionar sitios experimentales donde las densidades poblacionales de los nematodos fitoparásitos sean altas, rotar cultivos susceptibles en la parcela o realizar, previamente, varias inoculaciones antes del momento de siembra.
- En los ensayos en los cuales se utiliza el método de quimigación, es necesario realizar los análisis de suelo: retención de humedad a capacidad de campo y punto de marchitez permanente y densidad aparente, con el fin de verificar que la lámina neta de aplicación sea menor de la lámina de riego. Además, deberían ser incluidos análisis como la capacidad de infiltración del suelo.
- Debido a que, tanto el desarrollo de los nematodos como el movimiento de los nematicidas se ven afectados por la humedad del suelo, es importante aumentar la cantidad de sensores de humedad *in situ* para lograr un monitoreo constante de esta variable durante todo el ciclo.

9. Referencias bibliográficas

- Abel, C. A., Adams, L. C., & Stetina, S. R. (2007). Sweet potato yield reduction caused by reniform nematode in the Mississippi Delta. *Plant Health Progress*, 8(1), Article 1115. <https://doi.org/10.1094/PHP-2007-1115-01-RS>
- Adomako, J., Danso, Y., Sakyamah, B., Kankam, F., & Osei, K. (2020). Plant-parasitic nematodes associated with sweet potato rhizosphere soil in the Semi- Deciduous Forest and Coastal Savannah Zones of Ghana. *Ghana Journal of Agricultural Science*, 55(2), 1-9. <https://dx.doi.org/10.4314/gjas.v55i2.1>
- Arrington, A. E. (2014). *Strategies for controlling soil insect pests in sweetpotato*. [Master's Thesis, North Carolina State University]. North Carolina State University Repository. <https://repository.lib.ncsu.edu/bitstream/handle/1840.16/9377/etd.pdf?sequence=2>
- Australian Pesticides and Veterinary Medicines Authority. (2015). *Public release summary on the evaluation of the new active fluensulfone in the product Nimitz 480 EC Nematicide*. Recuperado el 07 de junio, 2023 de <https://apvma.gov.au/node/15611>
- Bessey, E. A. (1911). *Root knot and its control*. District of Columbia: Government Printing Office. <https://babel.hathitrust.org/cgi/pt?id=hvd.32044106459605&view=1up&seq=9>
- Bravo, D., De la Cruz, M., Herrera, L., & Ramírez, F. (2013). Uso de plaguicidas en cultivos agrícolas como herramienta para el monitoreo de peligros en salud. *UNICIENCIA*, 27(1), 1-26. <https://www.revistas.una.ac.cr/index.php/uniciencia/>
- Brito, J.A., Desaegeer, J., & Dickson, D. (2020). Reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on selected root-knot nematode resistant sweetpotato (*Ipomoea batatas*) cultivars. *Journal of Nematology*, 52(1), 1-6. <https://doi.org/10.21307/jofnem-2020-063>
- Brito, J. A., Stanley, J. D., Kaur, R., Cetintas, R., Di Vito, M., Thies, J. A., & Dickson, D. W. (2007a). Effects of the Mi-1, N and Tabasco genes on infection and reproduction of *Meloidogyne mayaguensis* on tomato and pepper genotypes.

- Journal of Nematology* 39(4), 327-332.
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2586510/>
- Brito, J. A., Stanley, J., Mendes, M. L., Cetintas, R., & Dickson, D. W. (2007b). Host status of selected cultivated plants to *Meloidogyne mayaguensis* in Florida. *Nematropica*, 37(1), 65-71.
https://www.researchgate.net/publication/291793347_Host_status_of_selected_cultivated_plants_to_Meloidogyne_mayaguensis_in_Florida
- Calvo, L. R. (2005). *Métodos de riego: un enfoque práctico para el diseño*. ACCS.
- Cantoral, E., Chávez, A., & Flores, A. (2020). Nueva variedad de camote (*Ipomoea batatas* L. Lam.) con mejores características agronómicas y comerciales. *Scientia Agropecuaria*, 11(1), 39-48. <https://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2020.01.05>
- Cañas, K., González, V., & Martínez, R. (2016). Evaluación de tres tipos de esquejes de la guía principal (apical, intermedia y basal) de tres variedades de camote (*Ipomoea batatas* L.) con la finalidad de determinar la mejor producción. [Tesis de bachillerato, Universidad de El Salvador]. Repositorio Institucional de la Universidad de El Salvador. <http://ri.ues.edu.sv/id/eprint/11929/1/13101618.pdf>
- Carmona, P., Pinheiro, J., Amaro, G., Silva, G., Peixoto, J., & Cares, J. (2020). Resistance sources to root-knot nematodes *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* and *M. enterolobii* in sweet potato. *Horticultura Brasileira*, 38(2), 126-133.
<https://doi.org/10.1590/S0102-053620200203>
- Castagnone, P. (2012). *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*): profile of an emerging, highly pathogenic, root-knot nematode species. *Nematology*, 14(2), 133-138. <https://doi.org/10.1163/156854111X601650>
- Castillo, G. X., Ozores, M., & Navia, P.A. (2017). Effects of fluensulfone combined with soil fumigation on root-knot nematodes and fruit yield of drip-irrigated fresh-market tomatoes. *Crop Protection*, 98, 166-171.
<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2017.03.029>
- Castillo, P., & Castagnone, P. (2020). *Invasive Species Compendium. Meloidogyne enterolobii (Pacara earpod tree root-knot nematode)*. CAB International.
<https://www.cabi.org/isc/datasheet/33238>

- Castillo, R., Brenes, A., Esker, P., & Gómez, A. (2014). Evaluación agronómica de trece genotipos de camote. *Agronomía Costarricense*, 38(2), 67-81. <https://doi.org/10.15517/rac.v38i2.17275>.
- Caveness, F., & Jensen, H. (1955). Modification of the centrifugal flotation technique for the isolation and concentration of nematodes and their eggs from soil and plant tissue. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 22(2), 87-89. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19550801328>
- Clark, C. A., & Wright, V. L. (1983). Effect and reproduction of *Rotylenchulus reniformis* on sweet potato selections. *Journal of Nematology*, 15(2), 197-203. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/pmc2618257/>
- de Melo, O. D., Maluf, W. R., de Sousa Gonçalves, R. J., Gonçalves Neto, A. C., Gomes, L. A. A., & de Castro Carvalho, R. (2011). Screening vegetable crop species for resistance to *Meloidogyne enterolobii*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 46(8), 829-835. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2011000800007>
- Desaeger, J. A., Csinos, A., Timper, P., Hammes, G., & Seebold, K. (2004). Soil fumigation and oxamyl drip applications for nematode and insect control in vegetable plasticulture. *Annals of Applied Biology*, 145(1), 59-70. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2004.tb00359.x>
- Desaeger, J. A., & Watson, T. T. (2019). Evaluation of new chemical and biological nematicides for managing *Meloidogyne javanica* in tomato production and associated double-crops in Florida. *Pest Management Science*, 75(12), 3363–3370. <https://doi.org/10.1002/ps.5481>
- Durán-Mora, J., & Guzmán, T. (2017). Comportamiento de nematodos fitoparásitos en dos sistemas de cultivo de tomate convencional en Costa Rica. *Revista Tecnología en Marcha*, 30(3), 59-70. <https://dx.doi.org/10.18845/tm.v30i3.3273>
- European Food Safety Authority. (2013). Conclusion on the peer review of the pesticide risk assessment of the active substance fluopyram. *EFSA Journal*, 11(4).
- Faske, T., & Hurd, K. (2015). Sensitivity of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* to fluopyram. *Journal of Nematology*, 47(4), 316–321. <https://journals.flvc.org/jon/article/view/87827>

- Fernández, O. M., & Quesada, A. S. (2013). *Nematodos asociados a los cultivos de Costa Rica*. Servicio Fitosanitario del Estado. https://www.sfe.go.cr/LabDiagnostico/Nematodos_asociados_a_los%20Cultivos_de_Costa_Rica.pdf
- Figueroa, S. (2015). *Evaluación de dos sistemas de producción de semilla prebásica de camote (Ipomoea batatas L.)*. [Tesis de bachillerato, Universidad Nacional Agraria La Molina]. Repositorio de la Universidad Nacional Agraria La Molina. <http://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/UNALM/2084>
- Gao, B., Wang, R. Y., Chen, S. L., Li, X. H., & Ma, J. (2014). First report of root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* on sweet potato in China. *Plant Disease*, 98(5), 702. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-13-0953-PDN>
- Giannakou, I. O., & Panopoulou, S. (2019). The use of fluensulfone for the control of root-knot nematodes in greenhouse cultivated crops: Efficacy and phytotoxicity effects. *Cogent Food & Agriculture*, 5(1). <https://doi.org/10.1080/23311932.2019.1643819>
- Gonçalves, R. (2011). *Variabilidade genética para produção de etanol e para resistência a Meloidogyne enterolobii em coleção de clones de batata-doce*. [Tese de doutorado, Universidade Federal de Lavras]. Repositório do Universidade Federal de Lavras. http://repositorio.ufla.br/jspui/bitstream/1/3880/1/TESE_Variabilidade%20gen%C3%A9tica%20para%20produ%C3%A7%C3%A3o%20de%20etanol%20e%20para%20resist%C3%Aancia%20a%20Meloidogyne%20enterolobii%20em%20cole%C3%A7%C3%A3o%20de%20clones%20de%20batata-doce.pdf
- Grabau, Z. J., Liu, C., Schumacher, L. A., Small, I. M., & Wright, D.L. (2021). In-furrow fluopyram nematicide efficacy for *Rotylenchulus reniformis* management in cotton production. *Crop Protection*, 140, Article 105423. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2020.105423>
- Grabau, Z. J., Noling, J. W., & Gine, P. A. N. (2019). Fluensulfone and 1,3-dichloroprene for plant-parasitic nematode management in potato production. *Journal of Nematology*, 51, 1-12. <https://doi.org/10.21307%2Fjofnem-2019-038>

- Gu, M., Bui, H. X., Ye, W., & Desaegeer, J. A. (2021). First report of *Meloidogyne enterolobii* on sweet potato in Florida, USA. *Nematropica*, 51(1), 36-40. <https://journals.flvc.org/nematropica/article/view/129336>
- Guimarães, L. M. P., Moura, R. M. Pedrosa, E. M. R. (2003). Parasitismo de *Meloidogyne mayaguensis* em diferentes espécies botânicas. *Nematologia Brasileira*, 27(2), 139-145. https://www.researchgate.net/profile/Lilian-Guimaraes/publication/291345173_Parasitismo_de_Meloidogyne_mayaguensis_em_diferentes_especies_botanicas/links/5829cd4708aef19cb804fbcd/Parasitismo-de-Meloidogyne-mayaguensis-em-diferentes-especies-botanicas.pdf
- Hajihassani, A., Davis, R. F., & Timper, P. (2019). Evaluation of selected nonfumigant nematicides on increasing inoculation densities of *Meloidogyne incognita* on cucumber. *Plant Disease*, 103(12), 3161-3165. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-19-0836-RE>
- Haougui, A., Doumma, A., Toufique, B. M., & Kollo, I. A. (2010). Survey of plant parasitic nematodes associated with sweet potato in Niger. *Asian Journal of Agricultural Sciences*, 3(1), 32-36. https://www.researchgate.net/publication/49605105_Survey_of_Plant_Parasitic_Nematodes_Associated_with_Sweet_Potato_in_Niger
- Humphreys, D., Williamson, V., Flores, L., & Gómez, L. (2012). Presence of *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback (= *M. mayaguensis*) in guava and acerola from Costa Rica. *Nematology*, 14(2), 199-207. <https://doi.org/10.1163/138855411x584151>
- Iliya, J. C., Dada, S. L., Ibrahim, S., & Peter, A. (2021). Studies on plant-parasitic nematodes associated with sweet potato (*Ipomoea batatas* L., Lam.) in Gombe State, Nigeria. *Archives of Agriculture and Environmental Science*, 6(4), 477-482. <https://dx.doi.org/10.26832/24566632.2021.060409>
- Instituto Nacional de Estadística y Censos. (2015). *VI Censo Nacional Agropecuario: Cultivo Agrícolas, Forestales y Ornamentales*. Ministerio de Agricultura y Ganadería. <http://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/U40-10581.pdf>

- Jatala, P. (1992). Biology and management of plant-parasitic nematodes on sweet potato. En R. K. Jansson & K. V. Raman (eds.), *Sweet potato pest management* (pp. 359–378).
- Jones, J. T., Haegeman, A., Danchin, E. G. J., Gaur, H. S., Helder, J., Jones, M. G. K., Kikuchi, T., Manzanilla-López, R., Palomares-Rius, J. E., Wesemael, W. M. L., & Perry, R. N. (2013). Top 10 plant-parasitic nematodes. *Molecular Plant Pathology*, *14*(9), 946-961. <https://doi.org/10.1111/mpp.12057>
- Jourand, P., Rapior, S., Fargette, M., & Mateille, T. (2004). Nematostatic effects of a leaf extract from *Crotalaria virgulata* subsp. *grantiana* on *Meloidogyne incognita* and its use to protect tomato roots. *Nematology*, *6*(1), 79-84. <https://doi.org/10.1163/156854104323072955>
- Karuri, H. W., Olago, D., Neilson, R., Njeri, E., Opere, A., & Ndegwa, P. (2017). Plant parasitic nematode assemblages associated with sweet potato in Kenya and their relationship with environmental variables. *Tropical Plant Pathology*, *42*, 1–12. <https://doi.org/10.1007/s40858-016-0114-4>
- Kearn, J., Ludlow, E., Dillon, J., O'Connor, V., & Holden-Dye, L. (2014). Fluensulfone is a nematocide with a mode of action distinct from anticholinesterases and macrocyclic lactones. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, *109*, 44-57. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2014.01.004>
- Kim, Y., & Yang, J. (2019). Recent research on enhanced resistance to parasitic nematodes in sweetpotato. *Plant Biotechnology Reports*, *13*, 559–566. <https://doi.org/10.1007/s11816-019-00557-w>
- Kirby, E. (2021). *The nematocide, fluensulfone, alters auxin responses in Arabidopsis*. [Ph. D Thesis, University of Southampton]. EThOS. <https://ethos.bl.uk/OrderDetails.do?uin=uk.bl.ethos.833755>
- Lardizábal, R. (2007). *Manual de producción. El cultivo del camote*. Repositorio del Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. <https://docplayer.es/72485775-Manual-de-produccion-el-cultivo-delcamote.html>
- Li, J., Wang, C., Bangash, S., Lin, H., Zeng, D., & Tang, W. (2020). Efficacy of fluopyram applied by chemigation on controlling eggplant root-knot nematodes

- (*Meloidogyne* spp.) and its effects on soil properties. *PLoS ONE*, *15*(7), Article e0235423. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0235423>
- Lima., E. A., Mattos, J. K., Moita, A. W., Carneiro, R. G., & Carneiro, R. M. D. G. (2009). Reação de diferentes culturas para controlar *Meloidogyne ethiopica*. *Tropical Plant Pathology*, *34*(3). <https://doi.org/10.1590/S1982-56762009000300003>
- Liu, C., & Grabau, Z. (2022). *Meloidogyne incognita* management using fumigant and non-fumigant nematicides on sweet potato. *Journal of Nematology*, *54*(1), 1-15. <https://doi.org/10.2478/jofnem-2022-0026>
- López, E. A., Gapasin, R. M., & Palomar, M. K. (1981). Effect of different levels of *Helicotylenchus* nematode infestation on the growth and yield of sweet potato. *Annals of Tropical Research*, *3*(4), 275-280. https://annalsoftropicalresearch.com/wp-content/uploads/pdf_files/Volume3No.4/6.pdf
- Marban, N., Jeyaprakash, A., & Jansson, H. B. (1987). Control of root-knot nematodes on tomato by lectins. *Journal of Nematology*, *19*, 331-335. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2618654/>
- McCrystal, R. (2010). *Improving the management of sweetpotato soil insect pests*. Horticulture Australia Ltd. <https://ausveg.com.au/app/data/technical-insights/docs/VG05037.pdf>
- Méndez, C. H., Moreira, M. A., & Bertsch, F. (1987). Absorción y contenido de nutrimentos durante el ciclo de la planta de dos cultivares de camote (*Ipomoea batatas* L.), en Alajuela. *Boletín Técnico Estación Experimental Fabio Baudrit*, *20*(1), 1-10. <https://hdl.handle.net/10669/78663>
- Méndez, J., & Bertsch, F. (2012). *Guía para la interpretación de la fertilidad de los suelos de Costa Rica*. ACCS. https://www.researchgate.net/publication/279172745_Guia_para_la_interpretacion_de_la_fertilidad_de_los_suelos_de_Costa_Rica
- Morris, K. A, Langston, D. B, Davis, R. F, Noe, J., Dickson, D. W, & Timper, P. (2016). Efficacy of various application methods of fluensulfone for managing root-knot nematodes in vegetables. *Journal of Nematology*, *48*(2), 65-71. <https://doi.org/10.21307/jofnem-2017-010>

- Morris, K. A., Langston, D. B., Dickson, D. W., Davis, R.F., Timper, P., (2015). Efficacy of fluensulfone in a tomato- cucumber double cropping system. *Journal of Nematology*, 47(4), 310–315. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/26941459>
- National Center for Biotechnology Information. (2023). *PubChem Compound Summary for CID 9595287, Oxamyl*. Recuperado el 07 de junio, 2023 de <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Oxamyl>.
- Nishantha, K. M. D. W. P., Marasinghe, M. A. K. M., Wijethunga, H. M. G. D., Wijewardhane, K. G. U., Dissanayake, M. L. M. C., & Nigaliyadde, M. M. (2020). Soil types and their physio – chemical properties for population development of root knot nematode (*Meloidogyne* spp.) in tomato (*Solanum lycopersicum*). *European Journal of Agriculture and Food Sciences*, 2(6), 1-9. <https://doi.org/10.24018/ejfood.2020.2.6.180>
- Nnamdi, C., Grey, T., & Hajihassani, A. (2022). Root-knot nematode management for pepper and squash rotations using plasticulture systems with fumigants and non-fumigant nematicides. *Crop Protection*, 152, 1-8. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2021.105844>
- Oka, Y. (2020). From old-generation to next-generation nematicides. *Agronomy* 10(9), 1387. <https://doi.org/10.3390/agronomy10091387>
- Oka, Y., & Saroya, Y. (2019). Effect of fluensulfone and fluopyram on the mobility and infection of second-stage juveniles of *Meloidogyne incognita* and *M. javanica*. *Pest Management Science*, 75(8), 2095-2106. <https://doi.org/10.1002/ps.5399>
- Oka, Y., Shuker, S., & Tkachi, N. (2012). Systemic nematicidal activity of fluensulfone against the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* on pepper. *Pest Management Science*, 68(2), 268-275. <https://doi.org/10.1002/ps.2256>
- Oka, Y., Shuker, S., & Tkachi, N. (2013). Influence of soil environments on nematicidal activity of fluensulfone against *Meloidogyne javanica*. *Pest Management Science* 69(11), 1225–1234. <https://doi.org/10.1002/ps.3487>
- O`neal, K. (20 de setiembre de 2018). *CIA-UCR transfiera 15 variedades de camote a emprendedores de San Carlos*. Universidad de Costa Rica. <https://www.ucr.ac.cr/noticias/2018/09/20/cia-ucr-transfiere-15-variedades-de-camote-a-emprendedores-de-san-carlos.html>

- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Fondo Internacional de Desarrollo Agrícola, Organización Mundial de la Salud, Programa Mundial de Alimentos, & Fondo de las Naciones Unidas para la Infancia. (2020). *El estado de la seguridad alimentaria y la nutrición en el mundo 2020: Transformación de los sistemas alimentarios para que promuevan dietas asequibles y saludables*. FAO. <https://doi.org/10.4060/ca9692es>
- Osman, H.A., Youssef, M. M. A., Abd-El-Moneim, Y. E., Ameen, H. H., Abd-Elbary, N. A. H., & Lashein, A. M. S. (2012) Effect of Reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis* as biotic inducer of resistance against root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* in potato. *Journal of Plant Protection Research*, 52(3), 333-336. <https://doi.org/10.2478/v10045-012-0054-z>
- Osunlola, O. S., & Fawole, B. (2015). Pathogenicity of root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) on sweet potato (*Ipomoea batatas* L.). *International Journal of Agronomy and Agricultural Research*, 6(2), 47-53. <https://citeseerx.ist.psu.edu/document?repid=rep1&type=pdf&doi=ff4ab31f478be9f5cee2bd486f7c224f0177b081>
- Peiris, P. U. S., Xu, C., Brown, P., & Li, Y. (2021). Assessing the efficacy of alternative chemical and organic products against *Meloidogyne* spp. in sweetpotato. *Scientia Horticulturae*, 283, Article 110079. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2021.110079>
- Pérez-Pazos, J. V., Rosero, A., Martínez, R., Pérez, J., Morelo, J., Araujo, H., & Burbano-Erazo, E. (2021). Influence of morpho-physiological traits on root yield in sweet potato (*Ipomoea batatas* Lam.) genotypes and its adaptation in a sub-humid environment. *Scientia Horticulturae*, 275(3). <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109703>
- Petelewicz, P., Orliński, P. M., Schiavon, M., Mundo-Ocampo, M., Becker, J. O., & Baird, J. H. (2020). Fluopyram controls shoot-galling caused by pacific shoot-gall nematode and improves turf quality in annual bluegrass putting greens. *HortTechnology*, 30(6), 709-718. <https://doi.org/10.21273/HORTTECH04680-20>
- Philbrick, A., Adhikari, T., Louws, F., & Gorny, A. (2020). *Meloidogyne enterolobii*, a major threat to tomato production: Current status and future prospects for its

- management. *Frontiers in Plant Science*, 11, Article 606395. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.606395>
- Ploeg, A., Stoddard, S., & Becker, J. O. (2019). Control of *Meloidogyne incognita* in sweetpotato with fluensulfone. *Journal of Nematology*, 51, 1–8. <https://doi.org/10.21307/jofnem-2019-018>
- R Core Team. (2020). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <https://www.R-project.org/>.
- Ramírez, R. (2021). *Informe de datos de estación meteorológica EEFBM*. Universidad de Costa Rica.
- Rathod, P. H., Shah, P. G., Parmar, K. D., Kalasariya, R. L. (2022). The fate of fluopyram in the soil–water–plant ecosystem: A review. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*, 260(1). <https://doi-org.ezproxy.sibdi.ucr.ac.cr/10.1007/s44169-021-00001-7>
- Reddy, P. P. (2015). Sweet Potato: *Ipomoea batatas*. In *Plant Protection in Tropical Root and Tuber Crops* (pp. 83-141). Springer, New Delhi. https://doi.org/10.1007/978-81-322-2389-4_3
- Rodríguez-Kabana, R., Ingram, E. G., Turner, J. L., & Hollingsworth, M. H. (1977). Systemic oxamyl and phenamiphos as control agents for plant parasitic nematodes on sweet potatoes. *Proceedings of the American Phytopathological Society*, 4. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19790853141>
- Rodríguez-Kabana, R., Morgan-Jones, G., & Chet, I. (1987). Biological control of nematodes: Soil amendments and microbial antagonists. *Plant and Soil*, 100(1/3), 237–247. <http://www.jstor.org/stable/42939115>
- Ruanpanun, P., & Somta, P. (2021). Identification and resistant characterization of legume sources against *Meloidogyne incognita*. *Journal of Integrative Agriculture*, 20(1), 168-177. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(20\)63414-1](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(20)63414-1)
- Rutter, W. B., Skantar, A. M., Handoo, Z. A., Mueller, J. D., Aultman, S. P., & Agudelo, P. (2019). *Meloidogyne enterolobii* found infecting root-knot nematode resistant sweetpotato in South Carolina, United States. *Plant Disease*, 103(4), 775-775. <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-18-1388-PDN>

- Schumacher, L. A., Grabau, Z. J., Wright, D. L., Small, I. M., & Liao, H. (2020). Nematicide influence on cotton yield and plant-parasitic nematodes in conventional and sod-based crop rotation. *Journal of Nematology*, 52, 1-14. <https://doi.org/10.21307%2Fjofnem-2020-034>
- Schwarz, T. (2019). *Distribution, virulence, and sweetpotato resistance to *Meloidogyne enterolobii* in North Carolina*. [Master 's Thesis, North Carolina State University]. SIDBI Repository from the Costa Rica University. <https://search-proquest-com.ezproxy.sibdi.ucr.ac.cr/dissertations-theses/distribution-virulence-sweetpotato-resistance-em/docview/2311655821/se-2?accountid=28692>
- Servicio Fitosanitario del Estado. (s.f.). *Consulta de registro de plaguicidas*. Recuperado el 02 de julio, 2021 de <http://app.sfe.go.cr/SFEInsumos/asp/Insumos/ConsultaRegistroPlaguicida.aspx>
- Silva, J. O., Loffredo, A., Rúbia da Rocha, M., & Becker, J. O. (2019). Efficacy of new nematicides for managing *Meloidogyne incognita* in tomato crop. *Journal of Phytopathology*, 167, 295-298. <https://doi.org/10.1111/jph.12798>
- Thomas, R. J., & Clark, C. A. (1983). Population dynamics of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* alone and in combination, and their effects on sweet potato. *Journal of Nematology*, 15(2), 204-211. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/pmc2618255/>
- Torres, S., Montero, W., & Varela, I. (2013). *Desarrollo de una metodología para el diagnóstico viral y la producción de plantas de camote libres de virus* (código 5402-2151-8701). Repositorio del Instituto Tecnológico de Costa Rica. https://repositoriotec.tec.ac.cr/bitstream/handle/2238/3237/desarrollo_metodologia_diagnostico_viral_produccion.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Vega, E. J. (2012). *Importaciones de plaguicidas durante el período 2006 al 2009 en Costa Rica y diseño de un programa de cómputo para inclusión de datos y consulta de plaguicidas registrados en el Servicio Fitosanitario del Estado-MAG*. [Tesis de licenciatura, Universidad de Costa Rica]. Repositorio SIDBI de la Universidad de Costa Rica. <http://repositorio.sibdi.ucr.ac.cr:8080/jspui/bitstream/123456789/2274/1/34081.pdf>

- Vidal, A. R., Zaucedo, A., & Ramos, M. (2018). Propiedades nutrimentales del camote (*Ipomoea batatas* L.) y sus beneficios en la salud humana. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 19(2), 1-15.
- Villain, L., Sarah, J., Hernández, A., Bertrand, B., Anthony, F., Lashermes, P., Charmetant, P., Anzueto, F., & Carneiro, R. (2013). Diversity of root-knot nematodes parasitizing coffee in Central America. *Nematropica*, 43(2), 194-206. https://publications.cirad.fr/une_notice.php?dk=573026
- Waisen, P., Wang, K. H., Uyeda, J., & Myers, R. Y. (2021). Effects of fluopyram and azadirachtin integration with sunn hemp on nematode communities in zucchini, tomato and sweet potato in Hawaii. *Journal of Nematology*, 53(1), 1-15. <https://doi.org/10.21307/jofnem-2021-030>
- Walters, S., & Barker, K. (1993). Reproductive and damage potentials of two populations of *Rotylenchulus reniformis* on sweetpotato and related comparisons with *Meloidogyne javanica* on tomato. *Journal of Nematology*, 25(4), 830-835. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2619457/>
- Wang, K. H., Sipes, B. S., & Schmitt, D. P. (2001). Suppression of *Rotylenchulus reniformis* by *Crotalaria juncea*, *Brassica napus*, and *Tagetes erecta*. *Nematropica*, 31(2), 237–251. https://www.researchgate.net/publication/279580412_Suppression_of_Rotylenchulus_reniformis_by_Crotalaria_juncea_Brassica_napus_and_Target_erecta
- Watson, T. (2022). Sensitivity of *Meloidogyne enterolobii* and *M. incognita* to fluorinated nematicides. *Pest Management Science*, 78(4), 1398-1406. <https://doi.org/10.1002/ps.6756>
- Zasada, I. A., Klassen, W., Meyer, S. L. F., Codallo, M. & Abdul-Baki, A. A. (2006). Velvetbean (*Mucuna pruriens*) extracts: impact on *Meloidogyne incognita* survival and on *Lycopersicon esculentum* and *Lactuca sativa* germination and growth. *Pest Management Science* 62(11), 1122-1127. <https://doi-org.ezproxy.sibdi.ucr.ac.cr/10.1002/ps.1281>

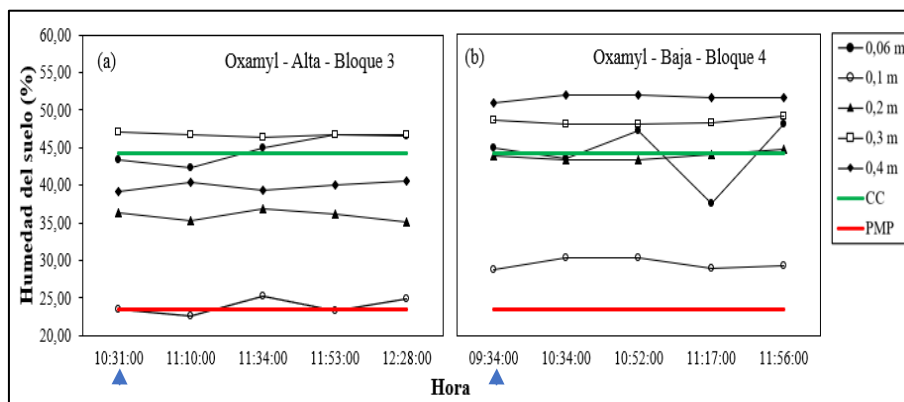
10. Anexos

Anexo 1. Principales características del camote (*Ipomoea batatas* L.) variedad Beauregard.

Características	Variedad
	Beauregard
Color de piel	Café claro-rosado
Color de pulpa	Naranja
Ciclo del cultivo	Corto, de 80-110 días
Rendimiento comercial	22,5 t ha ⁻¹
Susceptibilidad a nematodos	Alta al ataque de <i>Meloidogyne</i> spp.

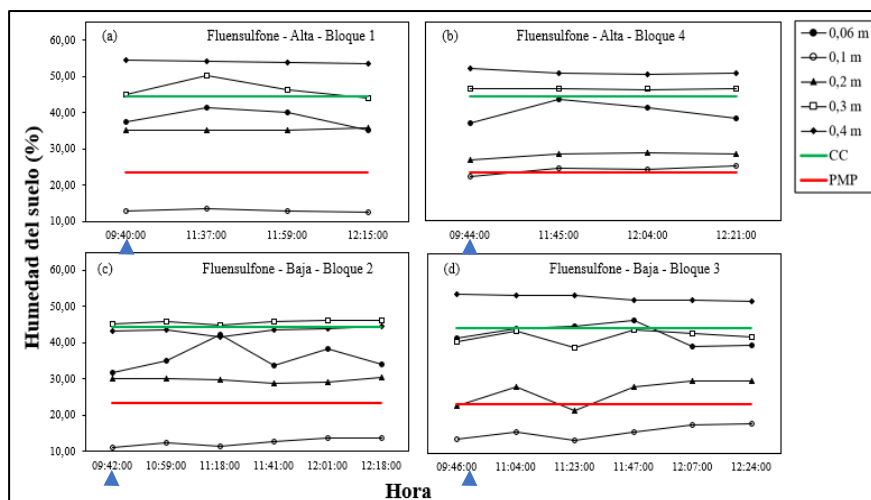
Nota: Elaboración propia con información de Castillo et al. (2014) y McCrystal (2010).

Anexo 2. Contenido de la humedad del suelo a diferentes profundidades bajo los tratamientos de oxamyl en su dosis alta (1,20 kg i.a ha⁻¹) y baja (0,48 kg i.a ha⁻¹), en el respectivo bloque, con el medidor de humedad MP406 (ICT International) y la sonda PR2/6 (Delta T-Devices), durante el ciclo del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard.



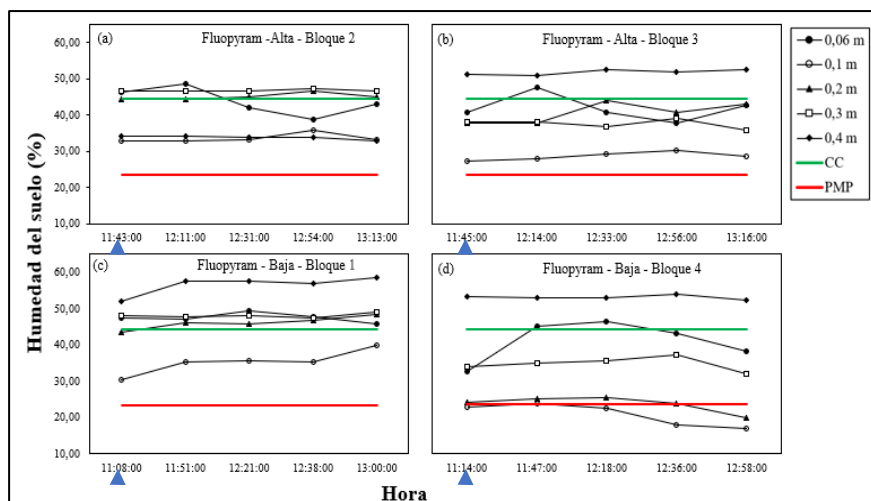
Nota: La flecha indica la evaluación realizada antes de aplicar los productos.

Anexo 3. Contenido de la humedad del suelo a diferentes profundidades bajo los tratamientos de fluensulfone en su dosis alta (1,92 kg i.a ha⁻¹) y baja (0,96 kg i.a ha⁻¹), en el respectivo bloque, con el medidor de humedad MP406 (ICT International) y la sonda PR2/6 (Delta T-Devices), durante el ciclo del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beaugard.



Nota: La flecha indica la evaluación realizada antes de aplicar los productos.

Anexo 4. Contenido de la humedad del suelo a diferentes profundidades bajo los tratamientos de fluopyram en su dosis alta (0,50 kg i.a ha⁻¹) y baja (0,25 kg i.a ha⁻¹), en el respectivo bloque, con el medidor de humedad MP406 (ICT International) y la sonda PR2/6 (Delta T-Devices), durante el ciclo del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beaugard.



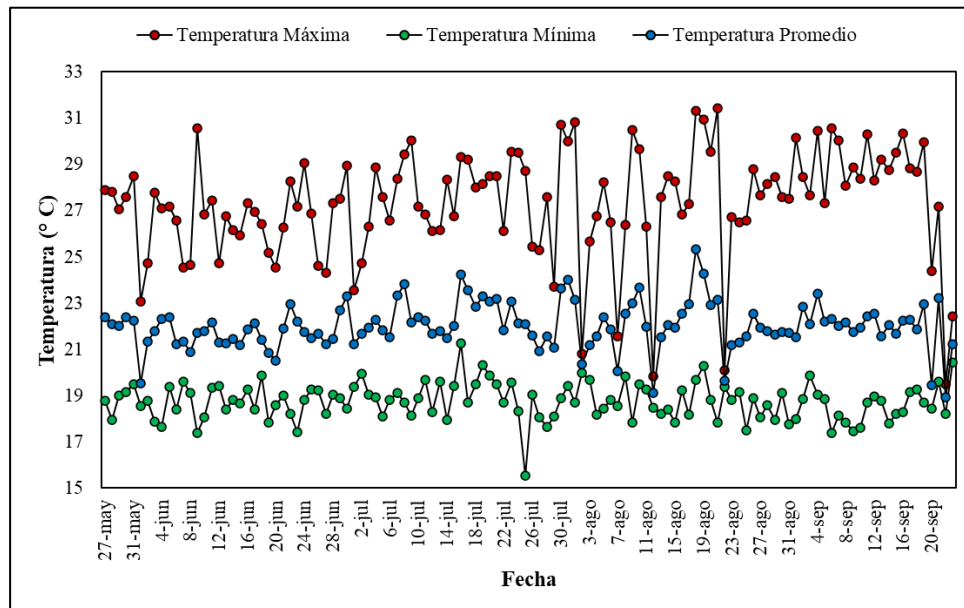
Nota: La flecha indica la evaluación realizada antes de aplicar los productos.

Anexo 5. Análisis químico de la acidez, bases (Ca, Mg y K), capacidad de intercambio catiónico (CICE), porcentaje de saturación de acidez (SA) y de los elementos P, Zn, Cu, Fe y Mn, pH y conductividad eléctrica (CE), C y N, y porcentaje de materia orgánica (MO) del suelo, en el mes de junio del año 2021, a una profundidad de 25 cm.

Acidez	Ca	Mg	K	CICE	SA	P	Zn	Cu	Fe	Mn
	(cmol (+) L ⁻¹)				(%)		(mg L ⁻¹)			
0,10	11,19	2,68	1,21	15,18	0,70	29,00	4,00	12,00	66,00	9,00
pH en agua	CE (mS cm ⁻¹)	C (%)	N (%)	Relación C N ⁻¹	MO (%)					
6,50	0,20	3,96	0,38	10,42	5,66					

Nota: CICE = Capacidad de intercambio de Cationes Efectiva = Acidez + Ca + Mg + K y SA = Porcentaje de Saturación de Acidez = (Acidez CICE⁻¹) * 100

Anexo 6. Temperatura máxima, mínima y promedio (°C) durante el período en el cual se llevó a cabo el presente ensayo y el ciclo del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard.



Anexo 7. Población promedio de *Gracilacus* en 100 g de raíz y 100 cm³ de suelo rizosférico del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.

Evaluación (DDS)	Tratamiento	<i>Gracilacus</i>	
		100 g de raíz	100 cm ³ de suelo
33	Oxamyl - Alta	0	0
62	Oxamyl - Alta	0	0
116	Oxamyl - Alta	0	0
33	Oxamyl - Baja	0	0
62	Oxamyl - Baja	0	0
116	Oxamyl - Baja	0	0
33	Fluensulfone - Alta	0	0
62	Fluensulfone - Alta	0	0
116	Fluensulfone - Alta	0	0
33	Fluensulfone - Baja	3 ± 3	0
62	Fluensulfone - Baja	0	0
116	Fluensulfone - Baja	0	0
33	Fluopyram - Alta	0	0
62	Fluopyram - Alta	0	0
116	Fluopyram - Alta	0	0
33	Fluopyram - Baja	0	0
62	Fluopyram - Baja	0	0
116	Fluopyram - Baja	0	0
33	Testigo	0	0
62	Testigo	0	0
116	Testigo	0	0

Nota: El promedio va acompañado del error estándar. n=4

Anexo 8. Población promedio de *Hemicycliophora* en 100 g de raíz y 100 cm³ de suelo rizosférico del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.

Evaluación (DDS)	Tratamiento	<i>Hemicycliophora</i>	
		100 g de raíz	100 cm ³ de suelo
33	Oxamyl - Alta	0	1 ± 1
62	Oxamyl - Alta	0	0
116	Oxamyl - Alta	0	0
33	Oxamyl - Baja	3 ± 3	0
62	Oxamyl - Baja	0	0
116	Oxamyl - Baja	0	0
33	Fluensulfone - Alta	0	1 ± 1
62	Fluensulfone - Alta	0	0
116	Fluensulfone - Alta	0	0
33	Fluensulfone - Baja	0	0
62	Fluensulfone - Baja	0	0
116	Fluensulfone - Baja	0	0
33	Fluopyram - Alta	3 ± 3	0
62	Fluopyram - Alta	0	0
116	Fluopyram - Alta	0	0
33	Fluopyram - Baja	0	1 ± 1
62	Fluopyram - Baja	0	0
116	Fluopyram - Baja	0	0
33	Testigo	3 ± 3	0
62	Testigo	0	0
116	Testigo	0	0

Nota: El promedio va acompañado del error estándar. n=4

Anexo 9. Población promedio de *Tylenchus* en 100 g de raíz y 100 cm³ de suelo rizosférico del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.

Evaluación (DDS)	Tratamiento	<i>Tylenchus</i>	
		100 g de raíz	100 cm ³ de suelo
33	Oxamyl - Alta	0	0
62	Oxamyl - Alta	0	0
116	Oxamyl - Alta	0	0
33	Oxamyl - Baja	0	0
62	Oxamyl - Baja	0	0
116	Oxamyl - Baja	0	0
33	Fluensulfone - Alta	0	0
62	Fluensulfone - Alta	8 ± 5	0
116	Fluensulfone - Alta	0	0
33	Fluensulfone - Baja	0	0
62	Fluensulfone - Baja	0	0
116	Fluensulfone - Baja	0	0
33	Fluopyram - Alta	0	0
62	Fluopyram - Alta	0	0
116	Fluopyram - Alta	0	0
33	Fluopyram - Baja	0	0
62	Fluopyram - Baja	0	0
116	Fluopyram - Baja	0	0
33	Testigo	0	0
62	Testigo	0	0
116	Testigo	0	0

Nota: El promedio va acompañado del error estándar. n=4

Anexo 10. Población promedio de *Pratylenchus* en 100 g de raíz y 100 cm³ de suelo rizosférico del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.

Evaluación (DDS)	Tratamiento	<i>Pratylenchus</i>	
		100 g de raíz	100 cm ³ de suelo
33	Oxamyl - Alta	3 ± 3	1 ± 1
62	Oxamyl - Alta	0	0
116	Oxamyl - Alta	0	0
33	Oxamyl - Baja	0	1 ± 1
62	Oxamyl - Baja	0	0
116	Oxamyl - Baja	0	0
33	Fluensulfone - Alta	0	1 ± 1
62	Fluensulfone - Alta	0	0
116	Fluensulfone - Alta	0	0
33	Fluensulfone - Baja	0	2 ± 1
62	Fluensulfone - Baja	0	0
116	Fluensulfone - Baja	0	0
33	Fluopyram - Alta	0	1 ± 1
62	Fluopyram - Alta	0	0
116	Fluopyram - Alta	0	0
33	Fluopyram - Baja	3 ± 3	1 ± 1
62	Fluopyram - Baja	0	0
116	Fluopyram - Baja	0	0
33	Testigo	0	1 ± 1
62	Testigo	0	0
116	Testigo	0	0

Nota: El promedio va acompañado del error estándar. n=4

Anexo 11. Población promedio de *Aphelencoides* en 100 g de raíz y 100 cm³ de suelo rizosférico del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.

Evaluación (DDS)	Tratamiento	<i>Aphelencoides</i>	
		100 g de raíz	100 cm ³ de suelo
33	Oxamyl - Alta	0	0
62	Oxamyl - Alta	5 ± 5	0
116	Oxamyl - Alta	0	0
33	Oxamyl - Baja	0	0
62	Oxamyl - Baja	3 ± 3	0
116	Oxamyl - Baja	0	0
33	Fluensulfone - Alta	0	0
62	Fluensulfone - Alta	0	0
116	Fluensulfone - Alta	0	0
33	Fluensulfone - Baja	0	0
62	Fluensulfone - Baja	10 ± 6	0
116	Fluensulfone - Baja	0	0
33	Fluopyram - Alta	0	0
62	Fluopyram - Alta	0	0
116	Fluopyram - Alta	0	0
33	Fluopyram - Baja	0	0
62	Fluopyram - Baja	13 ± 8	0
116	Fluopyram - Baja	0	0
33	Testigo	0	0
62	Testigo	20 ± 10	0
116	Testigo	0	0

Nota: El promedio va acompañado del error estándar. n=4

Anexo 12. Población promedio de *Heteroderinae* en 100 g de raíz y 100 cm³ de suelo rizosférico del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.

Evaluación (DDS)	Tratamiento	Heteroderinae	
		100 g de raíz	100 cm ³ de suelo
33	Oxamyl - Alta	0	0
62	Oxamyl - Alta	0	0
116	Oxamyl - Alta	0	0
33	Oxamyl - Baja	0	0
62	Oxamyl - Baja	0	0
116	Oxamyl - Baja	0	0
33	Fluensulfone - Alta	0	0
62	Fluensulfone - Alta	0	0
116	Fluensulfone - Alta	0	0
33	Fluensulfone - Baja	0	0
62	Fluensulfone - Baja	0	0
116	Fluensulfone - Baja	0	0
33	Fluopyram - Alta	0	0
62	Fluopyram - Alta	0	0
116	Fluopyram - Alta	0	0
33	Fluopyram - Baja	3 ± 3	0
62	Fluopyram - Baja	0	0
116	Fluopyram - Baja	0	0
33	Testigo	0	0
62	Testigo	0	0
116	Testigo	0	0

Nota: El promedio va acompañado del error estándar. n=4

Anexo 13. Población promedio de Criconematidae en 100 g de raíz y 100 cm³ de suelo rizosférico del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.

Evaluación (DDS)	Tratamiento	Criconematidae	
		100 g de raíz	100 cm ³ de suelo
33	Oxamyl - Alta	0	10 ± 5
62	Oxamyl - Alta	0	9 ± 2
116	Oxamyl - Alta	0	34 ± 10
33	Oxamyl - Baja	0	14 ± 4
62	Oxamyl - Baja	0	12 ± 5
116	Oxamyl - Baja	0	79 ± 33
33	Fluensulfone - Alta	0	9 ± 6
62	Fluensulfone - Alta	3 ± 3	14 ± 6
116	Fluensulfone - Alta	3 ± 3	23 ± 8
33	Fluensulfone - Baja	0	6 ± 3
62	Fluensulfone - Baja	0	9 ± 2
116	Fluensulfone - Baja	3 ± 3	22 ± 10
33	Fluopyram - Alta	0	10 ± 5
62	Fluopyram - Alta	3 ± 3	18 ± 9
116	Fluopyram - Alta	10 ± 10	43 ± 29
33	Fluopyram - Baja	0	17 ± 5
62	Fluopyram - Baja	0	16 ± 3
116	Fluopyram - Baja	0	64 ± 29
33	Testigo	0	11 ± 5
62	Testigo	5 ± 3	19 ± 7
116	Testigo	3 ± 3	38 ± 16

Nota: El promedio va acompañado del error estándar. n=4

Anexo 14. Población promedio de *Trichodoridae* en 100 g de raíz y 100 cm³ de suelo rizosférico del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.

Evaluación (DDS)	Tratamiento	Trichodoridae	
		100 g de raíz	100 cm ³ de suelo
33	Oxamyl - Alta	0	1 ± 1
62	Oxamyl - Alta	0	2 ± 2
116	Oxamyl - Alta	3 ± 3	2 ± 1
33	Oxamyl - Baja	0	1 ± 1
62	Oxamyl - Baja	0	3 ± 3
116	Oxamyl - Baja	40 ± 40	18 ± 11
33	Fluensulfone - Alta	0	1 ± 1
62	Fluensulfone - Alta	3 ± 3	1 ± 1
116	Fluensulfone - Alta	10 ± 6	12 ± 7
33	Fluensulfone - Baja	0	1 ± 1
62	Fluensulfone - Baja	0	1 ± 1
116	Fluensulfone - Baja	8 ± 5	11 ± 6
33	Fluopyram - Alta	0	1 ± 1
62	Fluopyram - Alta	0	
116	Fluopyram - Alta	30 ± 30	22 ± 7
33	Fluopyram - Baja	0	
62	Fluopyram - Baja	0	5 ± 3
116	Fluopyram - Baja	5 ± 3	21 ± 14
33	Testigo	0	1 ± 1
62	Testigo	0	1 ± 1
116	Testigo	3 ± 3	18 ± 9

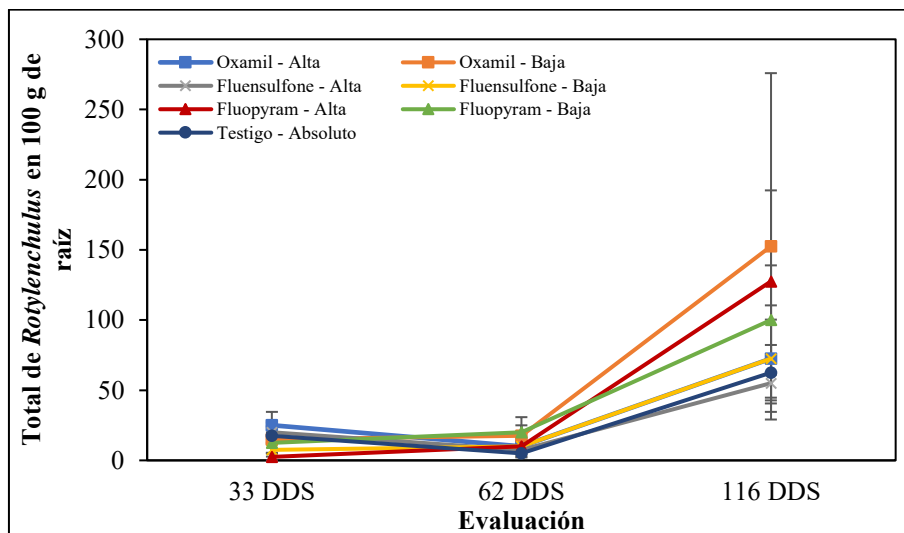
Nota: El promedio va acompañado del error estándar. n=4

Anexo 15. Población promedio de *Meloidogyne* en 100 g de raíz y 100 cm³ de suelo rizosférico del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.

Evaluación (DDS)	Tratamiento	<i>Meloidogyne</i>	
		100 g de raíz	100 cm ³ de suelo
33	Oxamyl - Alta	8 ± 5	1 ± 1
33	Oxamyl - Baja	5 ± 3	1 ± 1
33	Fluensulfone - Alta	3 ± 3	1 ± 1
33	Fluensulfone - Baja	0	1 ± 1
33	Fluopyram - Alta	3 ± 3	1 ± 1
33	Fluopyram - Baja	5 ± 3	1 ± 1
33	Testigo - Absoluto	3 ± 3	1 ± 1
62	Fluensulfone - Baja	8 ± 8	0

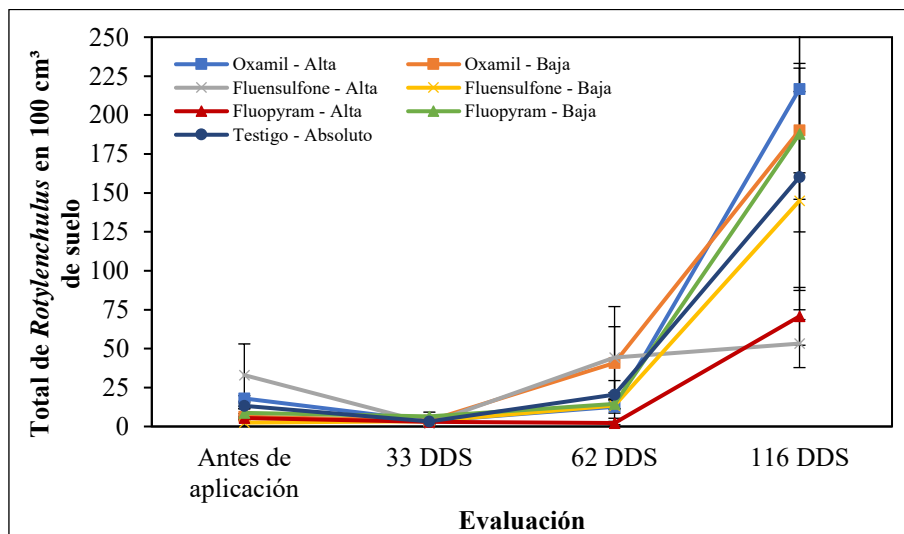
Nota: El promedio va acompañado del error estándar. n=4

Anexo 16. Población promedio de *Rotylenchulus* en 100 g de raíz del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.



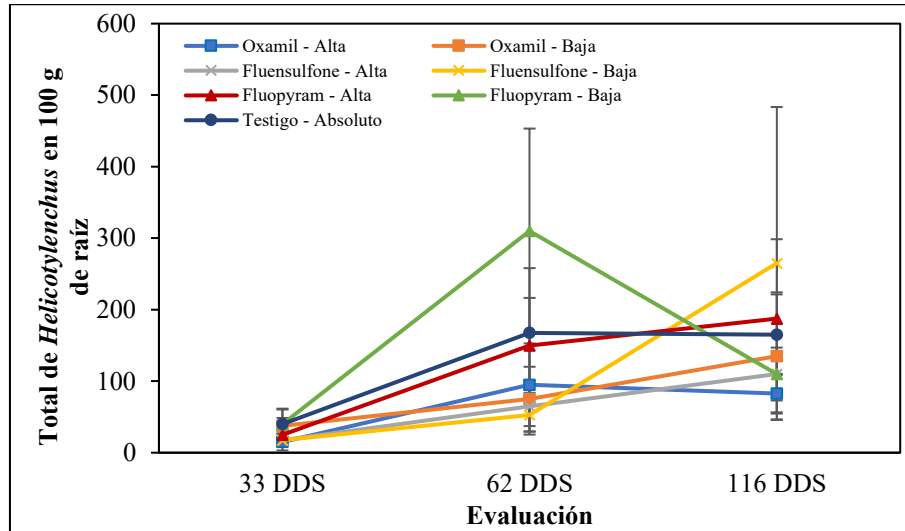
Nota: Las barras verticales indican el error estándar de n=4.

Anexo 17. Población promedio de *Rotylenchulus* en 100 cm³ de suelo en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, evaluado: Antes de aplicación de tratamientos (siete días antes de siembra para fluensulfone en dosis alta y baja, y 19 DDS para oxamyl y fluopyram en dosis alta y baja), a los 33 DDS, a los 62 DDS y a los 116 DDS.



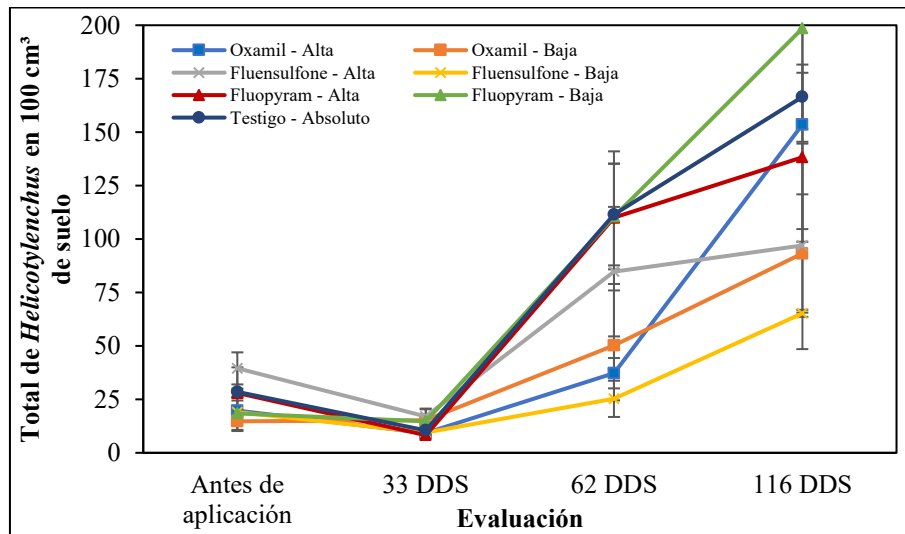
Nota: Las barras verticales indican el error estándar. En la evaluación antes de aplicación de los tratamientos fluensulfone alta y baja n=2. En el resto de las evaluaciones y tratamientos n=4.

Anexo 18. Población promedio de *Helicotylenchus* en 100 g de raíz del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, obtenida a los 33, 62 y 116 DDS.



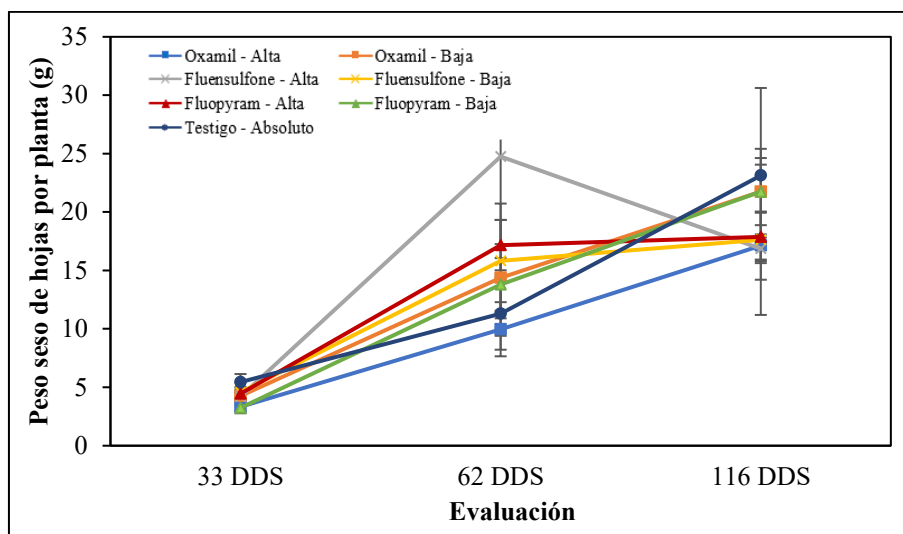
Nota: Las barras verticales indican el error estándar. n=4

Anexo 19. Población promedio de *Helicotylenchus* en 100 cm³ de suelo en los distintos tratamientos y el testigo absoluto, evaluado: Antes de aplicación de tratamientos (siete días antes de siembra para fluensulfone en dosis alta y baja, y 19 DDS para oxamyl y fluopyram en dosis alta y baja), a los 33 DDS, a los 62 DDS y a los 116.



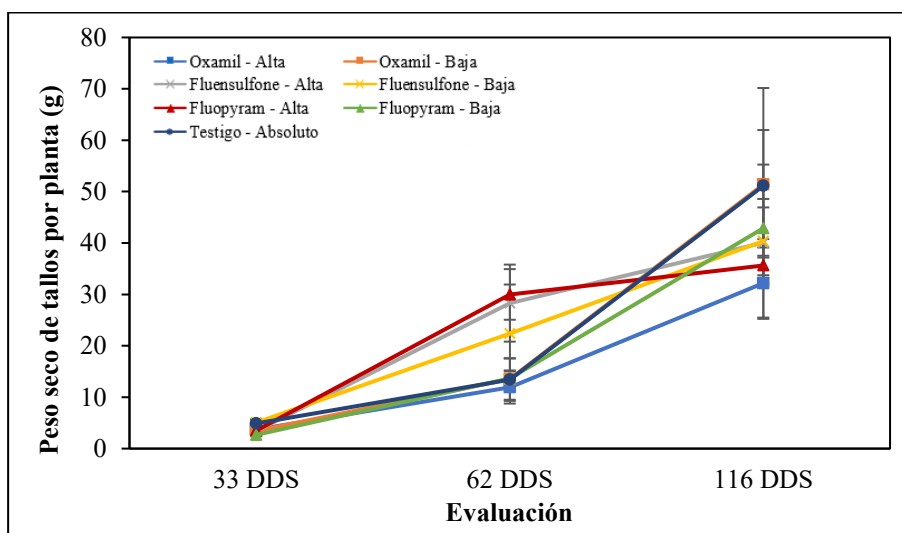
Nota: Las barras verticales indican el error estándar. En la evaluación antes de aplicación de los tratamientos fluensulfone alta y baja n=2. En el resto de las evaluaciones y tratamientos n=4.

Anexo 20. Peso seco de las hojas por planta (g) obtenido en el cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard a los 33, 62 y 116 DDS, en los distintos tratamientos y el testigo absoluto.



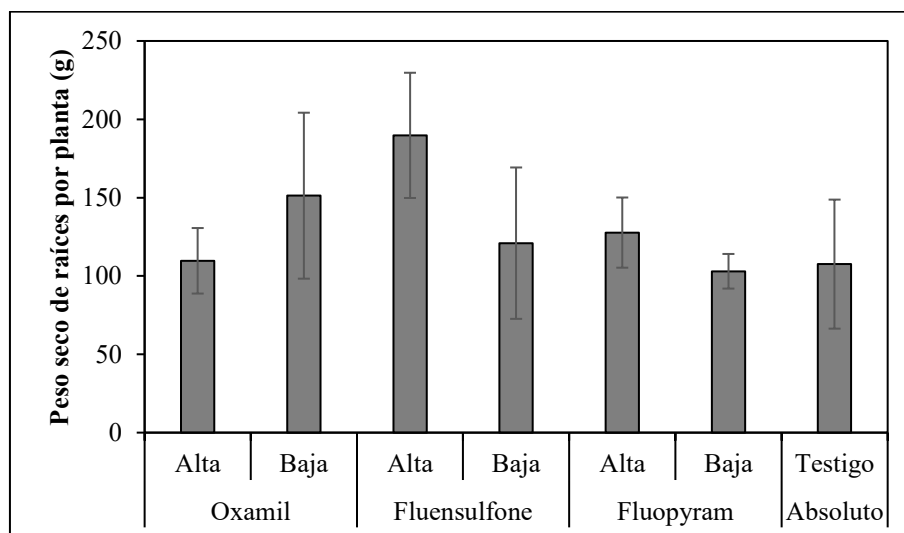
Nota: Las barras verticales indican el error estándar. n=4

Anexo 21. Peso seco de los tallos por planta (g) obtenido en el cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beauregard a los 33, 62 y 116 DDS, en los distintos tratamientos y el testigo absoluto.



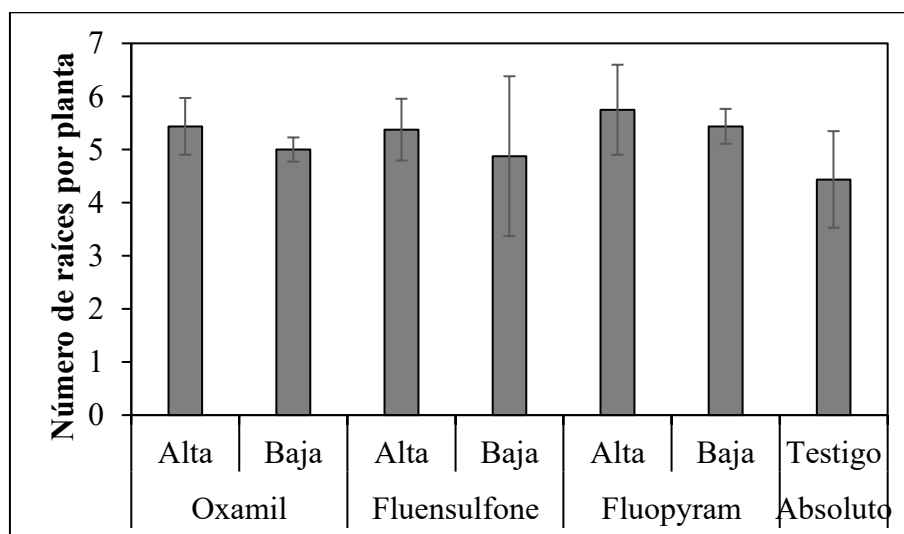
Nota: Las barras verticales indican el error estándar. n=4

Anexo 22. Peso seco de las raíces de llenado por planta (g) obtenido en el cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beaugard a los 116 DDS, en los distintos tratamientos y el testigo absoluto.



Nota: Las barras verticales indican el error estándar. n=4

Anexo 23. Número de raíces de llenado por planta obtenido en el cultivo de camote (*Ipomoea batatas* L.) var. Beaugard a los 116 DDS, en los distintos tratamientos y el testigo absoluto.



Nota: Las barras verticales indican el error estándar. n=4