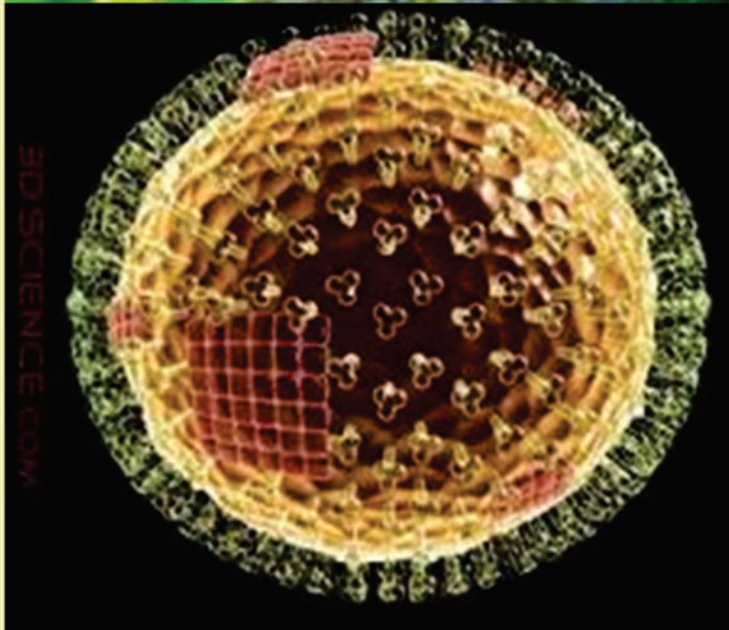


Nemátodos transmisores de virus en vid

Capítulo

6



Capítulo 6

Nemátodos transmisores de virus en vid

Claudio Salas F.

Ingeniero Agrónomo, Dr.

Carol Krausz B.

Ingeniera Agrónoma, Magíster.

Los nemátodos, pertenecientes al Phylum Nematoda, son organismos eucariotas pluricelulares, invertebrados y no segmentados, que se encuentran ampliamente distribuidos en todo tipo de suelos, incluidos cultivos y regiones extremas como la Antártida, ya que poseen una gran adaptabilidad, siendo la condición más importante para mantener su actividad, contar con un medio húmedo (Magunacelaya y Dagnino, 1999). Pueden ser de vida libre o parásitos, abarcando un total de 26.646 especies identificadas, de las cuales 4.105 son fitoparásitas; éstos representan entre el 10 % y 20 % de los nemátodos totales en muestras de suelo natural (Guzmán *et al.*, 2012). Pertenecen a dos órdenes dentro del Phylum Nematoda: el orden Tylenchida, que contiene a la mayoría de los nemátodos fitoparásitos, algunos parásitos de insectos y algunas especies que se alimentan de hongos, y el orden Dorylaimida, con una gran variedad de nemátodos de suelo, donde se incluyen tres géneros fitoparásitos (Dropkin, 1980).

Los nemátodos fitoparásitos pueden habitar en cualquier parte de las plantas, incluyendo brotes y flores en desarrollo, hojas, tallos y principalmente raíces, destacando por su impacto negativo en la agricultura, a través de tres importantes vías: pueden dañar directamente las plantas por medio de su alimentación; pueden generar un daño indirecto a través de la generación de heridas con sus estiletes, lo que implica una vía de entrada de patógenos y, por último, actuar como vectores de virus fitopatógenos. Esta triple función puede debilitar cultivos importantes, como los frutales y las vides (Sepúlveda, 2003; Krausz, 1997).

Abordando su actuar como vectores de virus, los géneros de nemátodos que destacan en la agricultura pertenecen a los géneros *Xiphinema*, *Longidorus*, *Paralongidorus*, *Trichodorus* y *Paratrichodorus*, capaces de inocular virus en los tejidos vasculares de las plantas mediante estiletes especializados de los tipos odontoestilete y estilete curvo, cuyas características morfológicas, sumado a su hábito de vida libre en el suelo, permiten una activa transmisión. Por ejemplo, *Xiphinema index*, que posee un odontoestilete, transmite el virus de la hoja de abanico de la vid y *Trichodorus* spp., que poseen estilete curvo, el virus del moteado del tabaco. Los nemátodos vectores de virus identificados en Chile pertenecen a tres géneros: *Xiphinema*, *Longidorus* y *Trichodorus*, sobresaliendo principalmente los del género *Xiphinema* en frutales y vides (González, 1993).

La interacción entre nemátodos y virus constituye un desafío crítico para la sanidad vegetal, pues su presencia en el suelo facilita la propagación de enfermedades virales en los cultivos. Comprender su biología, dinámica y mecanismos de transmisión es clave para desarrollar estrategias de manejo que minimicen su impacto económico en la agricultura.

6.1. Características generales de los nemátodos fitoparásitos transmisores de virus: ciclo de vida, comportamiento y hábitos alimenticios

El ciclo de vida de la mayoría de los nemátodos fitoparásitos es, por lo general, bastante semejante y se divide en seis estadios: huevo, cuatro etapas larvianas o juveniles (J1, J2, J3 y J4) y adulto. La primera muda a menudo se produce dentro del huevo. Los huevos se incuban y se desarrollan en larvas o juveniles, cuya apariencia y estructura es comúnmente similar a la de los nemátodos adultos en aquellos individuos de vida libre. El estadio J1 se forma siempre dentro del huevo, eclosionando el estadio J2 que se dedicará a buscar a su huésped. Sin excepción, todas las especies son vermiformes en sus estados J1 y J2. Las larvas aumentan de tamaño y cada etapa larvaria concluye mediante una muda. Después de la última muda, los nemátodos se diferencian en hembras y machos adultos. En algunas especies, las hembras cambian de forma a medida que van madurando y toman formas de pera o intermedias entre vermiformes y peras. Las distintas formas que adquieren los adultos permiten la identificación de los diferentes géneros de nemátodos fitoparásitos (France, 2000).

La hembra puede producir huevos fértiles una vez que se ha apareado con un macho o, en ausencia de machos, partenogenéticamente, o bien produce esperma por sí misma (hermafroditismo) (Peña y Páez, 2014). En el caso de nemátodos transmisores de virus, todos poseen el ciclo de seis estadios, manteniendo su forma vermiforme en todas sus etapas juveniles y adulto.

Desde el punto de vista del hábito de vida de los nemátodos, se distinguen aquellos que son ectoparásitos, vale decir que se desarrollan fuera de su hospedero, siempre en la solución de suelo y aquellos endoparásitos, que desarrollan parte de su ciclo en el interior de su hospedero. En el caso de los nemátodos transmisores de virus, todos tienen un hábito de ectoparasitismo, por lo cual a través de su vida libre, tienen un fuerte impacto en la transmisión de partículas virales, al pinchar con su estilete un hospedero y repetir la misma acción en otras plantas.

El daño directo de nemátodos sobre las plantas, consiste en la perforación profunda de las puntas de las raíces, a través de una estructura que se proyecta a través del aparato bucal y que se denomina estilete, estructura hueca tipo lanza, con la cual los nemátodos perforan las paredes celulares para succionar el contenido citoplasmático de las células vegetales (Dropkin, 1980). Existen 3 tipos de estiletes asociados a nemátodos fitoparásitos, cuya arquitectura es diferente y que les otorga características especiales al momento de alimentarse de sus hospederos. Al respecto, Krausz (1997) describe que existen los estomatoestiletes (Figura 6.1 A), odontoestiletes (Figura 6.1 B) y estiletes curvos (Figura 6.1 C), siendo los dos últimos, conocidos por su alta capacidad de transmitir partículas virales en sus hospederos.

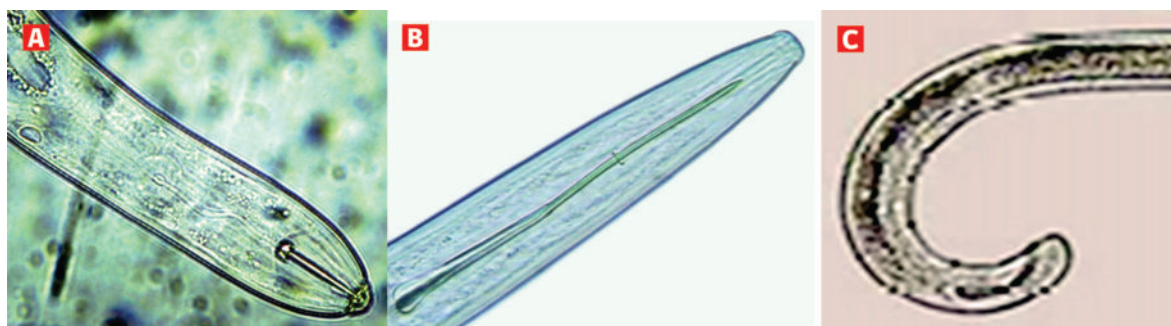


Figura 6.1. Tipos de estilete en nemátodos fitoparásitos: A: Estomatoestilete; B: Odontoestilete; C: Estilete curvo.

La mayoría de los daños causados por nemátodos fitoparásitos parece deberse a la secreción de saliva introducida en los tejidos de las plantas durante el proceso de alimentación. Ellos perforan la pared celular, introducen saliva dentro del citoplasma, extraen parte del contenido celular, y se movilizan en unos pocos segundos. El proceso de alimentación causa una reacción en las células de las plantas afectadas, resultando en la muerte o debilitamiento de los extremos de las raíces y yemas, formación de lesiones y rompimiento de tejidos, abultamientos, agallas, arrugamiento y deformación en tallos y hojas. Algunas de estas manifestaciones son causadas por la descomposición del tejido afectado por las enzimas del nemátodo, las cuales, con o sin la ayuda de metabolitos tóxicos, causan desintegración del tejido y muerte de las células. Otros síntomas asociados dicen relación con el alargamiento anormal de las células (hipertrofia), por supresión de la división celular o por la estimulación del proceso de división celular de una manera descontrolada y que resulta en la formación de agallas (hiperplasia) o de un gran número de raíces laterales en o cerca de los sitios de infección (Peña y Páez, 2014).

6.2. Nemátodos como vectores de virus en vid y mecanismos de transmisión

Los nemátodos fitoparásitos dañan las raíces de las plantas de vid reduciendo su capacidad de absorción de agua y nutrientes disponibles en el suelo. Por tratarse de parásitos muy pequeños, normalmente pasan desapercibidos, así como el daño que producen, hasta que se expresan en la parte aérea de la vid, con pérdida de vigor, reducción de largo de brotes, entrenudos cortos, hojas más pequeñas, clorosis, menor tamaño de racimos, menor diámetro de bayas, marchitamiento en horas de mayor temperatura, reducción de síntesis de hormonas como la citoquinina, y a través de la transmisión de virus (Magunacelaya *et al.*, 2004).

Considerando este último punto, se describen dos grupos de virus transmitidos por nemátodos; los tobnavirus, que son transmitidos por nemátodos trichodoridos (*Trichodorus* y *Paratrichodorus*), que no revisten importancia en vides, y los nepovirus, que sí tienen importancia en frutales y vides. De estos, se conoce que 12 especies de las 36 descritas de nepovirus, son transmitidas por nemátodos Longidóridos (*Longidorus* spp y *Xiphinema* spp) y de éstas, nueve afectan la vid (Magunacelaya y Dagnino, 1999).

Los juveniles y adultos de nemátodos vectores son capaces de transmitir los virus asociados a ellos. Mediante el estilete con el que se alimentan, tanto los juveniles como los adultos pueden adquirir y transmitir los virus, pero estos no pueden pasar a través de las mudas larvianas o huevos; después de cada muda los juveniles o adultos resultantes deberán alimentarse de las raíces de una planta enferma para adquirir nuevamente el virus y poder transmitirlo (Velázquez *et al.*, 2015).

En el mismo sentido, Arias (1983), agrega que los virus no permanecen en el nemátodo después de la muda, puesto que el lugar de retención en *Longidorus*, es la cutícula interna del estoma, estilete y vaina del mismo, que cambia junto a la cutícula externa en el proceso de muda. En *Xiphinema* y *Trichodorus*, la retención se realiza en la cutícula que tapiza la pared interna del esófago, que no cambia con la muda, pero se ha observado al microscopio electrónico, que en *Xiphinema* ocurren cambios estructurales considerables durante el proceso de muda, en los que la pared del esófago pasa al intestino juntamente con las partículas de virus que puedan estar retenidas en ella, por lo que, después de cada muda, la pared esofágica aparece libre de virus y, por lo tanto, no es infectiva. La última fase del proceso de transmisión es la inoculación de las partículas de virus en las células de las plantas; solamente se produce la transmisión cuando las partículas de virus se inoculan en células no dañadas o afectadas por el nemátodo, ya que el virus es incapaz de replicarse en ellas o pasar a la célula adyacente. La inoculación se efectúa cuando las partículas de virus entran, con la saliva del nemátodo, en las células de la planta en una interfase en la que lo permita la especificidad de transmisión.

6.3. Especies de nemátodos vectores de virus en la vid

La primera asociación comprobada de nemátodos y virus fue descrita por Hewitt y colaboradores en el año 1958, mostrando a *Xiphinema index* como vector del virus de la hoja en abanico (GFLV) (Decraemer y Chaves, 2012).

Se han reportado 22 nemátodos longidoridos y 14 trichodoridos como vectores de virus de vegetales. Entre los longiodóridos, 11 especies pertenecen a *Xiphinema*, 10 a *Longidorus* y 1 a *Paralongidorus*. Dentro de los trichodoridos, 5 especies corresponden a *Trichodorus* y 9 a *Paratrichodorus*. (Magunacelaya y Dagnino, 1999). Cabe destacar que todos estos géneros poseen hábito de vida libre en el suelo, comportándose como ectoparásitos en sus hospederos.

6.3.1. *Xiphinema* spp. (Nemátodos Daga)

Los Nemátodos Daga (Figura 6.2 A), son el único vector natural de los nepovirus, que adquieren al alimentarse de las plantas; corresponden a nemátodos de gran longitud llegando a medir desde 1,3 hasta 5,5 mm o más. Poseen un estilete largo del tipo odontoestilete (Figura 6.2 B), recto y delgado de 60 a 250 μm con la base expandida (sin nódulos basales), donde se adhieren los músculos.

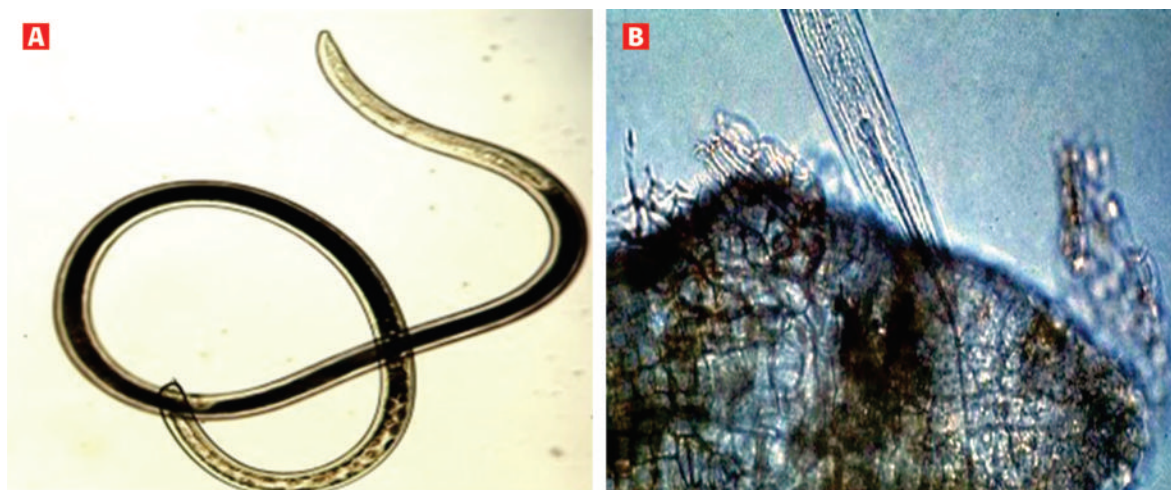


Figura 6.2. A: Morfología *Xiphinema* spp; B: Odontoestilete inserto en un ápice radicular.

Dentro de las especies del género *Xiphinema* destacan *X. index*, asociada principalmente al cultivo de la vid, donde puede ocasionar daño directo con su actividad fitoparásita y al ser vector del virus de la hoja de abanico (Grapevine fanleaf virus, GFLV); *X. americanum sensu lato*, vector del virus de la mancha anular del tomate (Tomato ringspot virus, ToRSV), un importante nepovirus que afecta la vid, sin embargo, su capacidad de transmitir virus a cultivos agrícolas ha sido muy poco estudiada en nuestro país y, por último, *X. diversicaudatum*, especie de nemátodo no presente en Chile, que es capaz de transmitir dos virus importantes para el cultivo de la vid: el virus del mosaico del Arabis (Arabis Mosaic virus, ArMV) y el virus de la mancha anular de la fresa (Strawberry latent ringspot virus, SLRV).

En Chile, *Xiphinema index*, el más importante del grupo, se ha determinado desde la Región de Atacama hasta la Región de La Araucanía, asociado principalmente a un gran número de variedades de vides, tanto de uva de mesa, pisquera y vinífera. Se lo ha encontrado, además, asociado a higueras y moras.

Esta especie es el vector del virus de la hoja en abanico (GFLV) presente en Chile (González, 1993). GFLV corresponde al nepovirus de mayor importancia económica, con pérdidas en vides que pueden sobrepasar el 60 %. Este virus puede permanecer viable en el vector *X. index* por al menos ocho meses, bastando una simple y breve alimentación sobre las raíces, para la adquisición del virus. El virus no se dispersa en alto grado, debido a la escasa movilidad que tienen los nemátodos, sin embargo, es el material de propagación el que permite su dispersión mayor (Herrera, 2000).

Este nemátodo se encuentra de preferencia en suelos con texturas livianas o medias y se caracteriza por una gran longevidad, con ciclos de vida que duran entre 6 y 8 meses a 20 a 23 °C. El resultado de los ataques por *Xiphinema* corresponde a reducciones en el crecimiento de las raíces; estas al ser afectadas, van adquiriendo formas de crochet o ganchos (France, 2000), siendo el umbral de daño para este nemátodo en vides, de 100 juveniles/250 cc de suelo. Algunos individuos pueden quedar inmóviles por un día entero, alimentándose intermitentemente de la misma zona radicular, lo que provoca detención del crecimiento y deformaciones de los ápices radiculares, y la expresión del virus transmitido en la parte aérea (Figuras 6.3 y 6.4).

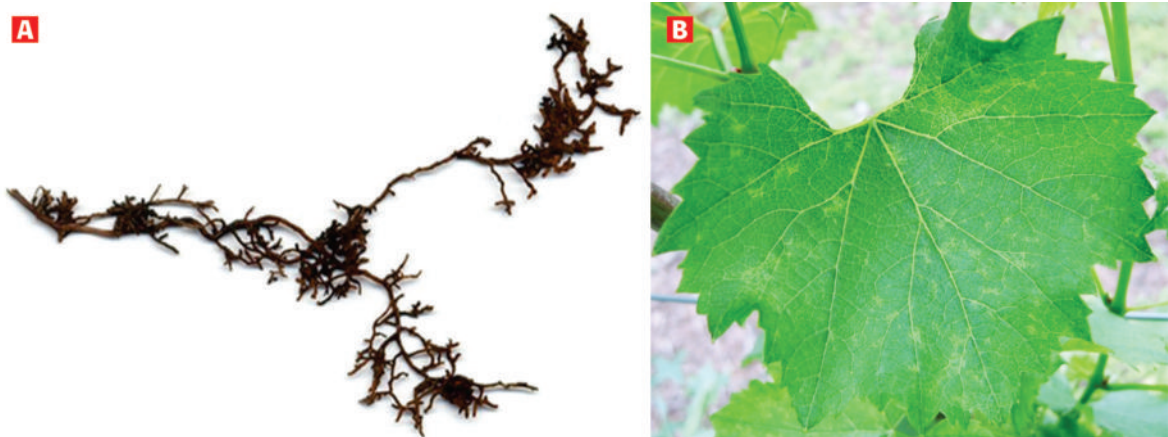


Figura 6.3. A: Daño de *X. index* en raíces de vid; B: Expresión del virus GFLV en hojas, transmitido por *X. index*.



Figura 6.4. Vista general de parrones de uva de mesa de exportación afectados por virosis transmitida por *X. index*, sector Mialquí, comuna de Monte Patria, Región de Coquimbo.

En el caso de *Xiphinema americanum* está ampliamente distribuido en el país, desde la Región de Arica y Parinacota a la Región de Los Lagos, asociado a una gran diversidad de cultivos, cereales, hortalizas hasta forestales, como a un sinnúmero de especies frutales incluyendo a la vid, en cuyo caso *Xiphinema americanum sensu lato* puede actuar como vector en la propagación de tres virus; el virus de la mancha anular del tabaco (Tobacco ringspot virus, TRV), virus de la mancha anular del tomate (Tomato ringspot virus, ToRSV) y el virus del mosaico arrosado del durazno (Peach rosette mosaic virus, PRMV); mientras que *Xiphinema americanum sensu stricto* sólo transmite las dos primeras especies de virus (Andret-Link *et al.*, 2017). De todos estos virus, en Chile sólo ha sido reportada la presencia del virus Tomato ringspot virus.

Por último, *Xiphinema diversicaudatum* es actualmente un nemátodo que no está presente en Chile, sin embargo, su distribución es muy amplia en Europa, existen algunas identificaciones puntuales en California (Estados Unidos) y presencia restringida en un área determinada en Nueva Zelanda (EPPO, 2024). Este nemátodo actúa como vector de dos virus que afectan la vid: virus del mosaico del Arabis (Arabis mosaic virus, ArMV) y el virus de la mancha anular de la fresa (Strawberry latent ringspot virus, SLRV). Ambos han sido descritos en Chile, pero sólo el virus del mosaico del Arabis se ha determinado en el cultivo de la vid.

6.3.2. *Longidorus* spp. y *Paralongidorus* spp.

Los géneros *Longidorus* (Figura 6.5 A) y *Paralongidorus* (Figura 6.5 B), también actúan como vectores de virus en la vid, pero en Chile no se han determinado las especies virales que ellos transmiten.

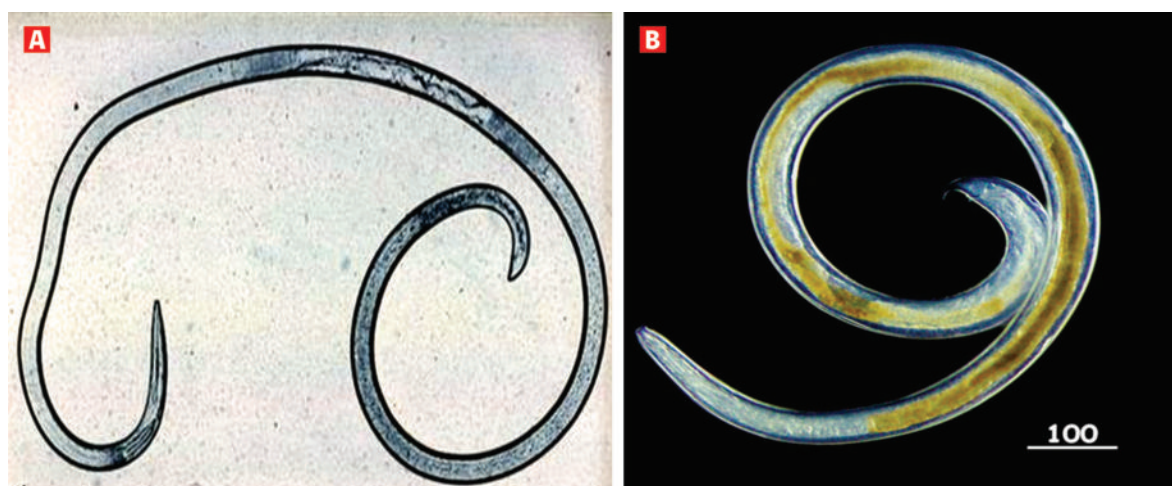


Figura 6.5. A: Morfología de *Longidorus* spp. B: *Paralongidorus* spp.

Longidorus se caracterizan por ser de gran longitud, de 2 a 11 mm, con un estilete de 180 μm . Presentan un anillo guía rodeando la mitad anterior del odontoestilete. Las especies de este género que transmiten virus generalmente retienen esta habilidad por menos de dos meses, sin embargo, numerosas malezas son hospedantes de estos nemátodos y de los virus, de manera que los virus son fácilmente readquiridos y, por lo tanto, la transmisión al cultivo es continua. En algunos tipos de suelo es común encontrar poblaciones de *Longidorus* sp. hasta 60 - 90 cm de profundidad; su ciclo de vida puede tomar desde varias semanas hasta varios años (Velázquez *et al.*, 2015). En la vid, *Longidorus* transmite seis especies de virus (Andret-Link *et al.*, 2017), de las cuales ninguna está presente en Chile.

En el género *Paralongidorus* se han descrito a nivel mundial 75 especies (Haque y Khan, 2021), las cuales afectan diferentes tipos de cultivos. Los *Paralongidorus* tienen una distribución limitada, y la mayor diversidad se reporta en Asia y África (Mwamula *et al.*, 2020). En vid sólo se reporta una especie que actúa como vector de virus: *Paralongidorus maximus* que actúa como vector de la cepa que infecta la vid del virus de la mancha anular del frambueso (Raspberry ringspot virus, RRSV) (Andret-Link *et al.*, 2017). En Chile existen restricciones cuarentenarias para esta especie de nemátodo (SAG, 2002; SAG 2020). Respecto del virus que transmite, tal como se indicó anteriormente, sólo ha sido identificado en frambuesa.

6.3.3. *Trichodorus* spp

En la naturaleza se han identificado 63 especies asociadas al género *Trichodorus* y 27 especies al género *Paratrichodorus* (Magunacelaya y Dagnino, 1999). *Trichodorus* (Figura 6.6), es un género de distribución cosmopolita, conocido como nemátodos acortadores de raíces, ya que ocasionan reducción del desarrollo de las mismas y, como consecuencia, de las partes aéreas, acompañado de clorosis general de las plantas afectadas (Krausz, 1997).

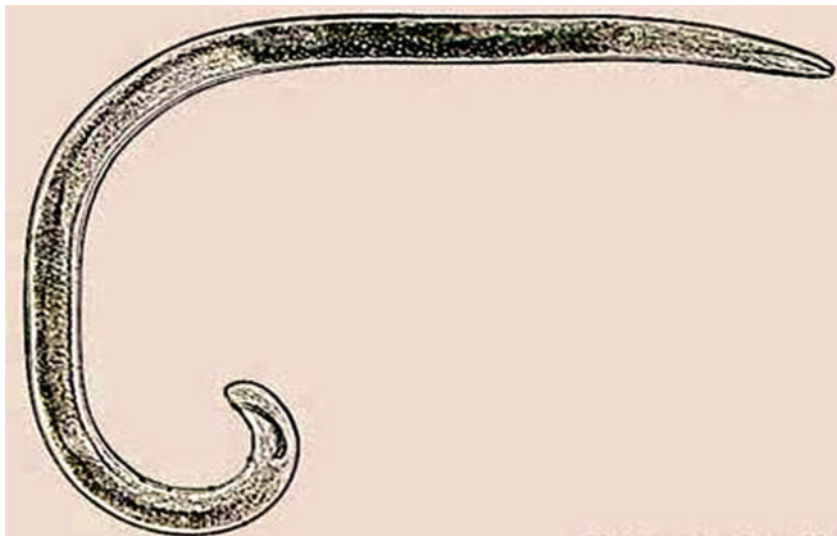


Figura 6.6. Morfología de *Trichodorus* spp.

6.4. Estrategias de manejo de nemátodos en vides

El control de nemátodos fitoparásitos no es fácil, debido a que estos organismos poseen una cutícula poco permeable que les confiere gran resistencia a agentes físicos y químicos de control, y están distribuidos en el suelo a una profundidad variable, dependiendo del largo de las raíces de sus hospederos. Además, poseen una gran capacidad de desarrollo, lo que les permite recuperar rápidamente una población disminuida (González, 2000). La eliminación total de los nemátodos del suelo es casi imposible, por la capacidad de persistencia en ausencia del huésped. Por lo tanto, la mejor estrategia es el uso de manejo integrado, compatibilizando varias medidas que en su conjunto lleven a mantener un nivel de estos patógenos bajo el umbral económico (Martínez *et al.*, 2019).

Las estrategias de control de nemátodos fitoparásitos se basan en medidas preventivas, culturales, biológicas y químicas, cada una con un papel fundamental en la reducción de la incidencia y el impacto de estos organismos en los cultivos.

6.4.1. Manejos preventivos

En primer lugar, las acciones preventivas son esenciales para evitar la infestación inicial de nemátodos en los cultivos. Un programa de monitoreo constante, mediante la toma de muestras de suelo y su análisis en laboratorios especializados, es recomendable para evaluar y controlar la presencia de estos organismos. La observación de síntomas en las partes aéreas de las plantas, como la falta de vigor, el amarillamiento y el debilitamiento, puede ser una señal de su presencia; además, el examen detallado de las raíces es crucial, ya que las deformaciones, engrosamientos o lesiones suelen indicar infestación por nemátodos (Meza, 2019).

Asimismo, se debe garantizar el uso de plantas y material vegetal certificado, libre de virus y nemátodos, y cuando sea posible, optar por variedades resistentes. Además, todos los elementos utilizados en la propagación deben estar libres de estos patógenos. La mantención regular de las herramientas y maquinaria agrícola también es esencial para evitar la diseminación de nemátodos, limpiando cuidadosamente el suelo adherido a las ruedas y superficies para reducir el riesgo de transporte de estos patógenos desde áreas infestadas hacia áreas libres.

También resulta clave controlar la presencia de plantas acompañantes que podrían servir como fuente alternativa de alimento o infección para los nemátodos, evitando así el aumento de su población y la propagación de enfermedades virales (Arias, 1983).

6.4.2. Manejos culturales

Las prácticas culturales desempeñan un rol significativo en la reducción de las poblaciones de nemátodos en el suelo. La rotación de cultivos es una de las prácticas más efectivas, ya que alternar cultivos susceptibles con aquellos que no son hospedantes permite disminuir progresivamente la población en el suelo al reducir su fuente de alimento, sin embargo, para nemátodos transmisores de virus en vides, no es una medida posible.

El uso de enmiendas de suelo, como compost y residuos de cultivos, incrementa la presencia de enemigos naturales de los nemátodos, contribuyendo al control de sus niveles de infestación.

La pasteurización de los medios con calor como el vapor de agua puede controlar los nemátodos en recipientes, camas elevadas e invernaderos (Bethke, J. *et al.*, 2020) que si bien no aplica para vides en terreno, podrían ser prácticas utilizables en viveros de vid; también, hoy existe la alternativa de la aplicación de ozono en agua de riego, cuyo potencial altamente oxidativo, rompe paredes y membranas celulares de los nemátodos, sin dejar residuos tóxicos, siendo inocuo para el suelo, el agua, los cultivos y la salud humana (Villalobos *et al.*, 2016). Al respecto, Prado (2023), al inyectar ozono al suelo para control de *Meloidogyne* spp y *Pratylenchus* spp, observó que, tras una primera aplicación, hubo una reducción significativa de las formas móviles de *Meloidogyne* del orden de 86 % y en *Pratylenchus*, a pesar de tener un efecto más lento, hubo una reducción de 100 %. Lamentablemente, también se produjo una reducción importante de nemátodos saprófagos, en un 71 %. Sin embargo, se pudo establecer que luego de seis días de aplicado el ozono al suelo, las poblaciones de todos los nemátodos se restablecieron.

La solarización en climas cálidos antes de la siembra puede reducir temporalmente las poblaciones de nemátodos en los 30 cm superiores del suelo. La solarización implica cubrir el suelo húmedo y desnudo o la mezcla del recipiente con una o dos capas de plástico transparente durante varias semanas bajo un clima cálido. En algunos casos, la incorporación de modificaciones (como abono) o la aplicación de dosis más bajas de lo normal de plaguicidas fumigantes en combinación con la solarización puede pro-

porcionar un mejor control que el uso de cualquier método por separado. El uso correcto de la técnica solarización “doble carpa” puede erradicar completamente los nemátodos parásitos de las plantas, los patógenos y las semillas de malezas de los contenedores de viveros (Bethke *et al.*, 2020).

El uso de materia orgánica es efectivo para disminuir las poblaciones de estos patógenos, como guano de aves y otros animales, compost, residuos de plantas con propiedades nematicidas, algas o subproductos de la agroindustria ricos en proteínas. El efecto de la liberación de compuestos nematicidas en estas materias orgánicas se debe a la producción de amonio y ácidos grasos durante la fermentación, aumento e introducción de microorganismo antagónicos, incremento de la tolerancia de la planta producto del estímulo de la materia orgánica o cambios en el suelo que no permiten la proliferación de los nemátodos (Martínez *et al.*, 2019). La incorporación de estiércol animal, fertilizantes orgánicos, residuos de cultivos y compost aumenta el contenido de materia orgánica del suelo. Esto mejora la disponibilidad de agua y nutrientes para las plantas, reduce el estrés de las plantas y puede fomentar un mayor número de depredadores de nemátodos y parásitos. También se puede utilizar el calor generado por microorganismos descomponedores durante el compostaje para controlar nemátodos, pero la preparación de abonado libre de patógenos requiere de un manejo cuidadoso y monitoreado.

La biofumigación, basada en la liberación de sustancias volátiles provenientes de la degradación de materia orgánica, también es una herramienta efectiva, aunque su uso está limitado por el costo y la disponibilidad de grandes cantidades de materia orgánica. Una de las mejores enmiendas son los derivados o cultivos de la familia de las brásicas, las que liberan compuestos tipo glucosinolatos que tienen propiedades nematicidas (Fourie *et al.*, 2016).

El uso de extractos de origen natural para el control de nemátodos fitoparásitos ha sido probado en los últimos años, logrando promisorios resultados asociados a sustancias extraídas de papaya, plantas aromáticas y aceites esenciales (Aquea y Krausz, 2023); particularmente, se ha trabajado en la evaluación de diversos extractos vegetales ricos en polifenoles y proteínas, extractos de quillay, aceites naturales de *Melaleuca alternifolia* (árbol del Té) (Guzmán y Valdés, 2019; Labarca y Tejada, 2024); extractos de *Frankenia chilensis* (Hierba del Salitre) (Valdés, 2018); *Lupinus* spp (Ortiz, 2023) y *Tagetes patula* (Baldo, 2024), entre los más destacados, buscando alternativas más inocuas para el control de estos agentes.

6.4.3. Manejo a través de resistencia genética

La elección de cultivares resistentes o el uso de portainjertos resistentes, permite reducir el impacto de los nemátodos de una forma ambientalmente amigable y segura para la salud humana (Lezaun, 2016; Meza, 2019; González, 1993). La resistencia está definida como una característica o un conjunto de características de las plantas que inhiben la reproducción de una o más especies de nemátodos. Un cultivar resistente debe prevenir una gran proporción de la reproducción, generalmente 90 % o más en comparación con los cultivares susceptibles de la misma especie. Las plantas tolerantes tienen características que reducen el daño al desarrollo o rendimientos de una planta infectada por una especie de nemátodo, es decir, existe un considerable incremento en el rendimiento o desarrollo, comparado con cultivares de plantas que carecen de tolerancia o resistencia (Taylor y Sasser, 1983). Las plantas resistentes poseen diversos mecanismos de defensa (fisiológicos y anatómicos) para usar en contra de los patógenos. Los mismos autores agregan que las plantas hospederas tienen varios grados de susceptibilidad. Las más importantes son las altamente y moderadamente susceptibles, en las cuales la reproducción del nemátodo es normal; dentro de las plantas que son menos que moderadamente susceptibles, es decir, resistentes, están las ligeramente, moderadamente y altamente resistentes. En una planta altamente resistente, la reproducción es menor que 2 % de la reproducción en una planta susceptible en similar infestación del suelo, en una planta moderadamente resistente 10 % a 20 %, y en una planta ligeramente resistente hasta el 50 %.

Respecto al uso de portainjertos en vides, en Chile los portainjertos con mayor presencia en términos de superficie plantada son Harmony, Freedom y Ramsey, los tres provenientes de Estados Unidos. Esto se debe a la influencia norteamericana sobre la viticultura chilena, y a la no presencia de problemas de Filoxera (*Phylloxera vastatrix*) y caliza a los cuales se orientaron los procesos de selección europeos. Así, los patrones presentan un comportamiento más adecuado a condiciones como la escasez o exceso de agua y la salinidad o acidez del suelo. Algunos destacan particularmente, como es el caso de Paulsen en tolerancia a sequía, o Ramsey por su capacidad de soportar salinidad. Además, suelen lograr una mayor eficiencia en la absorción de nutrientes, un mayor crecimiento de la raíz y un mejor comportamiento frente a complejos bioantagonistas en el caso de replantes (Ljubetic, 2016).

Además de la importancia de resistir la presencia de nemátodos en las vides, cuando se habla de portainjertos, cobra relevancia la incompatibilidad o rechazo genético entre portainjerto y variedad, ya que la presencia de virosis en las vides, puede comprometer la compatibilidad de ambos. De hecho, en Chile se ha determinado la incompatibilidad de uva de mesa variedad Red Globe con los portainjertos Teleki 5 A, 3309 Couderc, Paulsen 1103 y Kober 5BB por la presencia del virus GFLV (Virus del abanico de la vid) transmitido por *Xiphinema index* (Ljubetic, 2016).

De acuerdo a información extraída de Viveros Richter Chile, que produce plantas injertadas de vides viníferas, pisqueras y de mesa, existen portainjertos que presentan cierta resistencia a nemátodos de los géneros *Meloidogyne* y *Xiphinema*, tal como se muestra en Cuadro 6.1.

Cuadro 6.1. Ejemplo de portainjertos presentes en Chile con resistencia a nemátodos.

Portainjerto	Familia Vitis	Resistencia a <i>Xiphinema spp</i>	Resistencia a <i>Meloidogyne spp</i>
Harmony	1613C (Solonis x Othello)x Dogridge	Media-Alta	Media-Alta
Freedom	1613C (Solonis x Othello)x Dogridge	Media-Alta	Media-Alta
SaltCreek	Champinii	Alta	Alta
S04	Berlandieri x Riparia	Media	Media-Alta
5BB	Berlandieri x Riparia	Media	Media-Alta
R110	Berlandieri x Rupestris	Baja	Baja- Media
Ru140	Berlandieri x Rupestris	Baja	Baja- Media
Paulsen 1103	Berlandieri x Rupestris	Baja	Media-Alta
3309 C	Riparia x Rupestris	Baja	Baja
101-14	Riparia x Rupestris	Media	Media-Alta

Fuente: Viveros Richter Chile, (2024).

6.4.4. Manejo biológico

Actualmente, el control biológico representa una alternativa sostenible. Para implementar el control biológico, puede realizarse la introducción directa de agentes biológicos en suelos infestados o mejorar la biodiversidad del suelo para fomentar una microbiota equilibrada que incluya enemigos naturales de los nemátodos. La rotación de cultivos y el uso de plantas trampa son también estrategias eficaces, ya que disminuyen las poblaciones de nemátodos y, por ende, la propagación de enfermedades virales en los cultivos (López y Jansson, 2001; Quevedo *et al.*, 2022; France, 2000).

Consiste en el uso de enemigos naturales específicos para las plagas, los cuales son manejados por el hombre, ya sea a través de modificación del ambiente facilitando su predominancia, la

introducción de enemigos naturales y posterior adaptación a las condiciones del medio, o la producción de ellos en condiciones de laboratorio para posterior liberación masiva y periódica al medio ambiente (Hidalgo, *et al.*, 2013).

Dentro del control biológico se utilizan diferentes especies de hongos nematófagos que han sido evaluados con resultados promisorios, como *Paecilomyces lilacinus*, *Plectosphaerella cucumerina* y *Pochonia chlamydosporia*. En general, *P. lilacinus* es considerado como el hongo más efectivo y de mayor uso para control biológico (Martínez *et al.*, 2019).

Hay un grupo de compuestos de origen biológico que corresponde a toxinas o metabolitos derivados de la destilación de las bacterias *Streptomyces fumanus*, *Streptomyces avermitilis* y *Saccharopolyspora spinosa* que tienen efecto insecticida, acaricida y nematocida (Méndez *et al.*, 2009).

Algunos plaguicidas biológicos incluyen ciertas bacterias de las especies *Burkholderia*, *Pseudomonas* y subproductos naturales de *Myrothecium verrucaria* (Bethke *et al.*, 2020).

Son los niveles altos de compost y guano los que estimulan el desarrollo de estos organismos que ayudan a bajar la presión de las poblaciones de nemátodos fitoparásitos. Todos estos organismos están presentes en el suelo y bajo ciertas condiciones alcanzan un buen desarrollo. Se ha acuñado el término de suelos supresivos, para denominar aquellos suelos donde se han desarrollado algunos de estos microorganismos de manera importante y, a lo largo del tiempo, han sido capaces de disminuir o manejar las poblaciones de nemátodos del suelo.

6.4.5. Manejo químico

Por último, el control químico corresponde al método más utilizado en la actualidad para controlar nemátodos, a través del uso de nematocidas, siendo efectivos pero cuestionados debido a su toxicidad y efectos ambientales. Se recomienda su aplicación únicamente cuando hay una alta infestación de nemátodos, y preferiblemente optar por productos menos tóxicos, como los bionematocidas (Lezaun, 2016; Meza, 2019).

Dentro del control químico se utilizan tradicionalmente grupos químicos organofosforados y carbamatos, pero el problema que tiene este tipo de control es que no hay un 100 % de efectividad, debido a que la cubierta de los huevos y la pared de quistes de nemátodos que los forman, son resistentes al ingreso del nematocida. Además, al aplicar productos químicos se debe tener alternancia y cuidado con la dosis empleada, ya que se produce una descomposición microbiana rápida en el suelo (Krausz, 1997).

Una vez establecida la plaga se puede hacer uso de los nematocidas, pero tienen un alto costo y producen una indeseable contaminación del ambiente, además que no siempre resultan ser efectivos. Sin embargo, se utilizan ampliamente en Europa a través del uso de fumigantes de preplantación, como son el 1,3 Dicloropropano y el Metam sodio (Martínez *et al.*, 2019).

Todos los organismos que entren en contacto con estos plaguicidas se verán afectados, en consecuencia, también los organismos benéficos como los controladores naturales de nemátodos y otras plagas, generando un desequilibrio en las poblaciones de organismos que habitan el suelo y aumentando posteriormente en gran medida los nemátodos sin sus depredadores naturales.

En la actualidad, se han incorporado nuevos grupos químicos que buscan resultados más efectivos en el control de nemátodos, tales como Avermectinas, Piridiniletibenzamidas, Fluoroalquenilsulfonas, Fenetilpiridinamidas, entre otros, más una serie de productos plaguicidas de origen orgánico natural o biológico.

6.5. Bibliografía

- Andret-Link, Marmonier, A., Belval, L., Hleibieh, K., Ritzenthaler, C., and G. Demangeat (2017). Ectoparasitic Nematode Vectors of Grapevine Viruses En Grapevine Viruses: Molecular Biology, Diagnostics and Management (pp. 505-529). https://doi.org/10.1007/978-3-319-57706-7_25
- Arias, M. (1983). Nemátodos transmisores de virus de los árboles frutales. Boletín de sanidad vegetal. Plagas, vol. 9(2), 167-181. Disponible en <https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/plagas/bsvp-09-02-167-181.pdf>
- Aquea, A. y Krausz, C. (2023). Control de nematodo dorado de la papa *Globodera rostochiensis* W. con extracto de semilla de papaya (*Carica papaya* L.) en cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.). Libro resúmenes 30º Congreso Sociedad Chilena de Fitopatología 2023
- Baldo, I. (2024) Evaluación de aplicación de extracto de clavelón (*Tagetes patula*) sobre la población del nematodo de la frutilla (*Aphelenchoides fragariae*) en ensayo de macetas. Universidad de La Serena. 13p.
- Bethke, J. & Koike, Steven & McKenry, Michael & Ploeg, Antoon & Stapleton, James & Wilen, Cheryl. (2020). UC IPM Pest Management Guidelines Floriculture and Ornamental Nurseries. UC ANR Publication 3392. Oakland, CA
- Decraemer, W y Chaves, E. (2012). Longidoridae and Trichodoridae. En Practical Plant Nematology (pp. 579-617)
- Dropkin, V. (1980). Introduction to plant nematology. John Wiley & Sons, Inc. EE.UU. 293 p.
- EPPO Global Database (EPPO) (2024). *Xiphinema diversicaudatum* (XIPHDI). Consultado el 15 de noviembre de 2024. Disponible en <https://gd.eppo.int/taxon/XIPHDI>
- France, A. (2000). Problemas nematológicos de la vid. En Establecimiento y manejo de vides en el secano interior centro sur de Chile (pp.131-148). <https://hdl.handle.net/20.500.14001/7263>
- Fourie, H., Ahuja, P., Lammers, J., & Daneel, M. (2015). Brassicacea-based management strategies as an alternative to combat nematode pests: A synopsis. *Crop Protection*, 80, 21-41. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2015.10.026>
- González R., Héctor (Jul-Ago 1993). Nemátodos vectores de enfermedades virosas [en línea]. *Investigación y Progreso Agropecuario La Platina*. (Nº 77) p. 18-21. Disponible en: <https://hdl.handle.net/20.500.14001/30845>
- González, H. (2000) Nemátodos. En *Uva de mesa en Chile* (pp. 274-278)
- Guzmán-Piedrahita, O., Castaño-Zapata, J. & Villegas-Estrada, B. (2012). Principales nemátodos fitoparásitos y síntomas ocasionados en cultivos de importancia económica. *Agronomía* 20(1): 38 - 50, 2012
- Haque Mujeebur and Rahman Khan. (2021) Longidoridae: Longidorus, Paralongidorus and Xiphinema species. En *Handbook of invasive plant-parasitic nematodes* (pp.241-277) DOI 10.1079/9781789247367.0009
- Herrera, G. (2000). Virus. En *Uva de mesa en Chile*. (pp. 289-298)

- Hidalgo A., Daniela, Arribillaga G., Diego y Solís O., Carolina (2013). MIP: Manejo Integrado de Plagas [en línea]. Coyhaique: Informativo INIA Tamel Aike. N° Publicación: no. 4-13. Disponible en: <https://biblioteca.inia.cl/handle/123456789/4889>
- Krausz, C. (1997). Guía Teórico-Práctica de Fitopatología. Ediciones Universidad de La Serena. 98 p.
- Labarca, S. y Tejada, J. (2024). Efecto de extractos naturales sobre el control de *Meloidogyne* spp en tomate (*Solanum lycopersicum*) en ensayo de maceta. Escuela de Agronomía, Universidad de La Serena. 67 p.
- Lezaun, J. (2016). Nemátodos fitoparásitos: una plaga mundial. CropLife Latin América. Disponible en <https://croplifela.org/es/plagas/listado-de-plagas/nemátodos-fitoparasitos>
- López Llorca, L. V., & Jansson, H.-B. (2001). Biodiversidad del suelo: control biológico de nemátodos fitopatógenos por hongos nematófagos. Cuadernos De Biodiversidad, (6), 12-15. <https://doi.org/10.14198/cdbio.2001.06.02>
- Ljubetic, D. (2016, julio). Cómo entender mejor los portainjertos en Vides. Redagrícola. Recuperado 10 de noviembre de 2024, de <https://redagricola.com/entender-mejor-los-portainjertos-vides/>
- Magunacelaya R., Juan Carlos, Dagnino D., Elena (Oct 1999). Nematología agrícola en Chile [en línea]. Santiago: Serie Ciencias Agronómicas - Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Agronómicas. N° 2. Disponible en: <https://hdl.handle.net/20.500.14001/33765>
- Magunacelaya, J.C., Ahumada, M y Pacheco, H. (2004). Aspectos generales de manejo de nemátodos fitoparásitos de importancia agrícola en viñedos en Chile. <https://www.uvademesa.cl/nemátodos%20avance%20%20JCM20.julio04.pdf>
- Martínez A., Carolla y France I., Andrés. (2019). El nematodo quiste de la papa, una plaga cuarentenaria presente en Magallanes. En Antecedentes para la producción de papa en Magallanes. Boletín INIA - Instituto de Investigaciones Agropecuarias. N° 396 (pp.211-222) (Consultado: 25 de noviembre 2024)
- Méndez, P. & Inostroza, J. (2009) Manual de papa para La Araucanía. Manejo de cultivo, enfermedades y almacenaje [en línea]. Temuco: Boletín INIA - Instituto de Investigaciones Agropecuarias. N° 194. Disponible en: <https://hdl.handle.net/20.500.14001/7299> (Consultado: 27 de noviembre 2024)
- Meza D., Pablo (2019). Nemátodos fitoparásitarios de importancia agrícola enemigos a considerar en el cultivo del ajo [en línea]. Rengo: Informativo INIA Rayentué. no. 70. Disponible en: <https://hdl.handle.net/20.500.14001/4983> (Consultado: 9 de diciembre de 2024)
- Mwamula, A. O., Decraemer, W., Kim, Y. H., Ko, H., Na, H., Kim, Y. H., & Lee, D. W. (2019). Description of a new needle nematode, *Paralongidorus koreanensis* n. sp., and two known *Xiphinema* spp. cobb, 1913, from turfgrass in Korea. European Journal Of Plant Pathology, 156(1), 1-20. <https://doi.org/10.1007/s10658-019-01846-4>
- Ortiz, M. (2023). Evaluación de lupino amargo (*Lupinus* spp) en el control de nematodo dorado (*Globodera rostochiensis*) en plantas de papa (*Solanum tuberosum*). Escuela de Agronomía, Universidad de La Serena. 12 p.
- Peña, R. y Páez, J. (2014). Fitopatología. Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia. Disponible en: <https://virtual.uptc.edu.co/ova/fito/archivo/NEMÁTODOS.pdf>

- Prado, A. (2023). Evaluación de la efectividad del uso de ozono en el control de nemátodos en el suelo. Escuela de Agronomía, Universidad de La Serena. 9 p.
- Quevedo, Adela, Magdama, Freddy, Castro, Jessenia, & Vera-Morales, Marcos. (2022). Interacciones ecológicas de los hongos nematófagos y su potencial uso en cultivos tropicales. *Scientia Agropecuaria*, 13(1), 97-108. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2022.009>
- Sepúlveda, R. (2003). Efecto de la incorporación de material vegetal sobre la población de *Xiphinema index* en estacas enraizadas de vid (*Vitis vinifera* var. Thompson seedless) en bolsas. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. Disponible en: <https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/101722>
- Servicio Agrícola y Ganadero (SAG). (2002). Resolución 3418 EXENTA. Dispone requisitos de internación para estructuras subterráneas de reproducción vegetativa de especies ornamentales y deroga resoluciones que indica
- Servicio Agrícola y Ganadero (SAG). (2020). Resolución 3179 EXENTA, Modifica las resoluciones que indica, en el sentido de eliminar las plagas *Thaumastocoris peregrinus* y *Uromyces transversalis* presentes en el país
- Taylor, A. y Sasser, J. (1983). Biología, identificación y control de los nemátodos del nódulo de la raíz (especies de *Meloidogyne*). Proyecto Internacional de *Meloidogyne*. North Carolina State University Press, 1987, 111p.
- Valdés, María Constanza. (2018). Efecto alelopático de *Frankenia chilensis* Prel sobre quistes de nematodo dorado de la papa (*Globodera rostochiensis* Mill) en ensayo de maceta volteada de papa (*Solanum tuberosum* L.). Universidad de La Serena. 71 p.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, L.R., Salas-Muñoz, S. y Mauricio-Castillo, J.A. (2015) Distribución de vectores y virus en frutales de hueso en Aguascalientes y Zacatecas. Folleto Técnico Número 67. Campo Experimental Zactecas. CIRNOC-INIFAP. 30 pág. Disponible en: <http://zacatecas.inifap.gob.mx/publicaciones/vectoresVirusHueso.pdf>
- Villalobos, C.; Serrano, F. y Morales, J. (2016). Efecto del ozono sobre la población microbiana del suelo y el crecimiento de plantas de fresa. *Revista Terra Latinoamericana*. 34(2):229-237