

CAPÍTULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1 Clasificación botánica

La vid es un arbusto trepador con el hábito de crecimiento natural irregular, generalmente determinado por el tipo de agricultura, que es una especie de hoja caduca que se mantiene latente durante el invierno y es por eso que es importante la utilización de tutores de hierro para mantener los recortes. (Lavid, 2019)

Los tornillos nacieron a partir de semillas es la raíz de la raíz, pero normalmente, ya que la propagación se realiza para las partes vegetativas (esquejes injertados), las raíces están sólo cotejada, que afecta principalmente a la capa de suelo entre 30 y 80 cm desde la superficie, y si el suelo permite que puedan profundizar a varios metros de profundidad que sobreviven largos períodos de sequía. (Lavid, 2019)

Imagen 1. Planta de vid



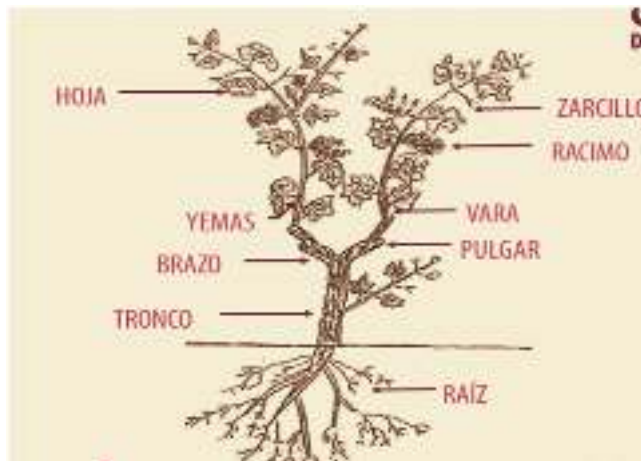
Fuente: Freepng.es, 2022

1.2. Taxonomía

Reino: vegetal
División: Espermatofitas
Sub división: Angiosperma
Clase: Dicotiledóneas
Orden: Rhamnales
Familia: Vitáceas
Género: *Vitis*
Sub género: *Euvitis*
Especie: *Vitis vinífera L.*
Nombre vulgar: Vid

1.3. Características botánicas

Imagen 2. Partes de la planta de vid



Fuente: (Romairone, 2022)

Raíz: Este cultivo se caracteriza por tener una raíz principal y pivotante, de la cual salen las raíces secundarias y de éstas las terciarias y así sucesivamente hasta llegar a las últimas ramificaciones, que se conocen como pelos absorbentes. (Agrolanzarote, 2012)

Las plantas en viveros sus raíces nacen lateralmente sobre la porción del tallo que fueron utilizadas como estaquilla, no hay una única raíz principal, sino varias raíces principales que dan nacimiento a las raíces secundarias. El sistema radicular está finalizado por las radículas, cuyo conjunto constituye la cabellera. (Reynier,1995)

Tipos de raíces:

- la raíz primordial presente en las plantas nacidas de semillas, que es pivotante.
- las raíces adventicias en las plantas obtenidas de estaquilla, nacen lateralmente sobre un tallo. (Reynier,1995)

El tronco: Tiene un aspecto agrietado y presenta distintas alturas dependiendo de la poda de formación que se aplique. Entre sus funciones destaca, el almacenamiento de sustancias de reserva, sujeción de la parte aérea y conducción de la savia. Los brazos, son los encargados de la conducción de los nutrientes, y además portan los tallos del año, denominados pámpanos cuando son herbáceos y sarmientos cuando están lignificados. El pámpano porta las yemas, las hojas, los zarcillos y las inflorescencias. De las yemas, situadas en las axilas de las hojas, brotarán las ramificaciones de las que a su vez salen las hojas y los racimos. (Agrolanzarote, 2012)

Una planta de vid se denomina corrientemente pie, cepa o parra. La simple observación de las vides muestra que la cepa puede presentar formas muy variadas y que los tallos de una vid abandonada arrastran por el suelo hasta encontrar un soporte al que engancharse. La vid es, en efecto, una liana, pues es preciso regular el alargamiento por una poda severa y empalizarla si se quiere elevar por encima del suelo. (Reynier,1995)

Las hojas: Son simples, alternas y están formadas por un limbo generalmente pentalobulado, con borde dentado y con un color verde más intenso en el haz que en el envés. Los zarcillos nacen en el sarmiento, en el lado opuesto al cual se inserta la hoja. Tienen la función de enredarse para sujetar los brotes del año y protegerlos del viento, además, de alejar los racimos del contacto con el suelo. (Agrolanzarote, 2012)

La hoja se forma en el ápice de la yema terminal, donde se puede observar en estado de primordio foliar y luego esbozo foliar. Las primeras hojas que aparecen, y que están situadas en la base del ramo, se han iniciado en la yema latente en el curso del ciclo vegetativo precedente. Se desarrollan cuando las condiciones climáticas no son óptimas para el crecimiento y presenta caracteres sensiblemente diferentes de las siguientes que son empleadas para el reconocimiento varietal. (Reynier,1995)

La inflorescencia de la vid: Se conoce con el nombre de racimo.

El fruto: Es una baya que presenta diferentes formas (ovalada, redonda...). El conjunto de granos de uva constituye el racimo, del cual se distinguen el escobajo o raspón, que es la parte leñosa y los frutos. (Agrolanzarote, 2012)

Las semillas: Se encuentran ubicadas en la parte central del grano de uva. Las formas y dimensiones de las semillas dependen de cada variedad. (Agrolanzarote, 2012)

1.4. Nematodos

Los nematodos son un grupo diverso de animales con apariencia de gusano. Se encuentran virtualmente en todos los ambientes, tanto como parásitos como organismos de vida libre. Generalmente, son de tamaño diminuto pero algunas especies pueden alcanzar varios metros de longitud. Esta guía se centra específicamente en los nematodos que parasitan las plantas (fitoparásitos), los cuales son muy pequeños, microscópicos, pueden causar daño significativo a los cultivos y se encuentran ampliamente distribuido (Coyne, 2014)

Imagen 3. Tamaño de nematodo a diferencia de los demás organismos fitopatológicos.



Fuente: (Cassanello, 2011)

Los nematodos son parásitos de la planta que se encuentran siempre presentes y están asociados con el crecimiento de la planta y la producción del cultivo. Constituye una limitación significativa para la agricultura y pueden ser difíciles de controlar. La determinación de la importancia de ciertas especies de nematodos, comunidades de nematodos, combinación con otros problemas no es una tarea simple por lo cual es más difícil conseguir en climas tropicales que en climas templados. (Peña, 2014).

Las especies de nematodos que antes eran desconocidas como causantes de daño en cultivos, se están descubriendo continuamente debido a los cambios que experimenta la agricultura para adaptarse a las necesidades cambiantes y la introducción de nuevos cultivos. La introducción o mejoras de las técnicas nematológicas y el diagnóstico pueden llevar a la identificación de nematodos como la causa de los problemas que ha existido durante muchos años, pero debido a la falta de conocimiento, no se diagnostica adecuadamente. Todavía nos falta mucho por conocer sobre los nematodos y los daños que nos causan. (Peña, 2014).

Imagen 4. Nematodos observados a través de microscopio.



Fuente: (Postposmo, 2022)

1.4.1. Morfología

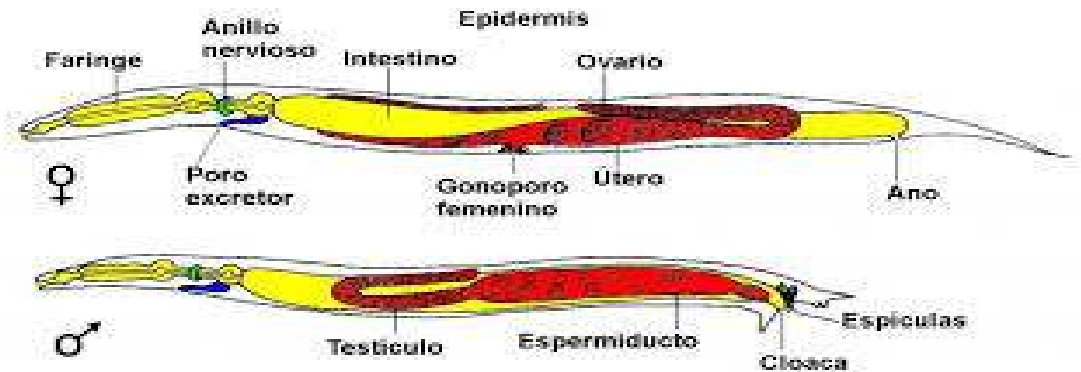
Los nematodos son parásitos vermiformes (forma de gusana} semejantes a hilas con un tamaño que oscila entre 0,25 mm a 171,0 mm de longitud. Las hembras en algunas especies pierden su forma de verme conforme maduran, se ensanchan y adoptan la forma de pera, limón, esférica hasta que alcanzan el estadio adulto. (Coyne, 2014)

Coma todos los animales los nematodos Tienen sistema circulatorio, respiratoria y digestiva.

Los nematodos fitoparásitos se diferencian de otros: que se alimentan de bacterias hongos que tienen una estructura especializada para su llamada estilete con forma de lanza. El nematodo utiliza el estile para inyectar enzimas dentro de las células y tejidos vegetales y extraer su contenido de manera similar como lo hacen los pulgones que se alimentan de plantas. (Coyne, 2014)

Los nematodos fitoparásitos de vida libre y agua dulce son delgados, activos de 0.2 a 10.0 mm de longitud y 0.05 mm de ancho, su cuerpo es cilíndrico y en ocasiones fusiforme; en algunos casos el cuerpo puede ser filiformes, en forma de limo, redonda, reniforme u otra. Anteriormente el cuerpo puede adelgazarse poco, pero puede permanecer casi cilíndrico hasta la región labial; puede tener diferentes formas desde una terminación redondeada a filiforme. (Cepeda, 1995)

Imagen 5. Diferenciación de nematodos hembra y macho



Fuente: (López, 2022)

1.4.1.1. Pared del cuerpo

Cutícula: Es muy compleja, con tres capas: cortical, mediana y basal. Está formada por fibras de colágeno entrecruzadas. Es flexible y funciona como antagonista de la musculatura longitudinal. (Moreno, 2013)

La cutícula de los nematodos es importante en su fisiología, es una estructura compleja que varía de un género a otro; de los estados larvales a adulto, está compuesta de líneas distintas, cubre el cuerpo y se extiende a la boca, el ano y a la vulva. Para diferenciar a la cutícula se emplean dos términos: cutícula externa, es la cubierta del exoesqueleto; mientras que el término esofageal, rectal, cloacal o cutícula vaginal, se aplican a la parte de la cutícula que limita esos órganos. (Cepeda, 1995)

Epidermis: sincitial; presenta cuatro invaginaciones longitudinales (campos o cordones hipodérmicos): dorsal, ventral y dos laterales en los que se localizan los núcleos del sincitio y los cordones nerviosos longitudinales. Los cordones laterales portan los conductos excretores. (Moreno, 2013)

Musculatura: Presentan cuatro cordones longitudinales. No presentan musculatura circular. Las células musculares emiten prolongaciones hacia los cordones nerviosos ventral y dorsal. (Moreno, 2013)

La musculatura de los nematodos tiene dos tipos de músculos; somáticos y especializados. La musculatura somática esta adherida bajo la hipodermis y consiste en una capa sencilla de las células alrededor del pseudoseloma, orientadas longitudinalmente a lo largo del nematodo. La musculatura especializada consiste en una serie de músculos pequeños como los conectados con el estilete, el esófago, el intestino, el recto, la vulva y la espícula. (Cepeda, 1995)

Pseudocele: Está relleno de líquido sometido a una alta presión hidrostática; funciona como un órgano hidrostático. (Moreno, 2013)

Seudoceloma la cavidad del cuerpo entre la capa de músculos somáticos, el intestino y las gónadas se conoce como cavidad celómica. Como la capa muscular somática es de origen mesodérmico, a diferencia del intestino que es de origen endodérmico, la cavidad no está enteramente revestida de mesodermo y no es celoma verdadero, por lo que recibe el nombre deseudoceloma, que contiene un líquido conocido como hemolinfa. (Cepeda,1995)

1.4.1.2. Tubo digestivo

Estomodeo anterior (revestido de cutícula), boca (rodeada de labios, denticulos, placas, faringe muscular con una luz trirradiada e intestino. Proctodeo (revestido de cutícula): recto y ano (en hembras) y recto y cloaca (en machos). (Moreno, 2013)

El sistema digestivo de los nematodos se encuentra dividido en tres grandes regiones que son: estomodeo, mesenteron y proctodeo. (Cepeda, 1995)

Estomodeo esta región comprende desde el estoma o boca, la cavidad bucal, la glándula dorsal esofágica, el tubo esofágico, el bulbo medio, la válvula cardia y el bulbo basal. (Cepeda, 1995)

1.4.1.3. Aparato excretor

Carecen de protonefridios debido a la ausencia de cilios.

Glandular: Con una o dos células glandulares grandes (renetas).

Tubular: Con dos túbulos situados en los campos hipodérmicos laterales que se conectan entre sí en la parte anterior del cuerpo mediante una comisura. (Moreno, 2013)

1.4.1.4. Sistema nervioso

Presentan un anillo nervioso alrededor de la faringe del que parten cordones nerviosos longitudinales. (Moreno, 2013)

Órganos sensoriales:

Papilas sensoriales (mecanorreceptores).

Ocelos (fotorreceptores): En especies acuáticas, hay un par a los lados de la faringe. Tienen una lente cuticular y una copa pigmentada.

Anfidios: Se presentan en la porción anterior de especies de vida libre. Son excavaciones de la cutícula (presumiblemente quimiorreceptores) provistas de una glándula y de terminaciones nerviosas. (Moreno - 2013)

Fasmidios: Suelen presentarse en especies parásitas, en su porción posterior. Parecen ser la salida de glándulas sub caudales. Son órganos glandulares sensoriales. (Moreno, 2013)

Según la cepeda el sistema nervioso de los nematodos es muy complicado, que consta de tres partes: (Cepeda, 1995)

Sistema nervioso central, consiste principalmente en una comisura circumesofágica o anillo nervioso, localizado en la región del esófago. Actúa como centro del sistema: en la que se conectan ganglios y nervios que corren longitudinalmente por el cuerpo. (Cepeda, 1995)

Sistema nervioso simpático, solo se sabe que este compuesto por una serie de nervios y ganglios que abastecen principalmente las vísceras y glándulas de los nematodos.

Sistema nervioso periférico, se compone de una serie de nervios longitudinales y transversales asociados con la parte más externa de la hipodermis. Esta red de nervios

coordina los impulsos entre ciertos órganos sensoriales y el sistema nervioso central. (Cepeda, 1995)

1.4.2. Aparato bucal

La mayoría de los nematodos están interesados principalmente en las especies ecto o endoparásitos de las plantas estas pertenecen al orden tylenchida o a la super familia Dorylaimoidea del orden Dorylaimida. Todas tienen un estilete protrusible, con el que perforan y se alimentan de las células de su hospedero. El estilete puede ser de dos tipos generales: estomatoestilete, presente en el grupo secermentea, odontoestilete característico del grupo Adenophorea. El estomatoestilete se compone de tres partes, la punta o parte cónica anterior, el astil o parte media y la tres protuberancias o ensanchamiento basales. El odontoestilete está formado por una parte anterior que se desarrolla de una célula en el esófago, el astil y unas molduras redondeadas conocidas como rebordes como rebordes o flanges. (Cepeda, 1995)

La boca, así como los dientes de un mamífero y el pico de un pájaro la boca nos brinda información acerca de la alimentación del individuo. La estructura de la cavidad bucal (estoma) y el esófago nos brinda información acerca de los hábitos alimenticios del nematodo. (Bongers, 2015).

Se asume que la cavidad bucal original de los nematodos era tubular. Este tubo está compuesto de cinco elementos, los cuales pueden estar fusionados o separados como en Cephalobidae. (Bongers, 2015).

En Tylenchidos, nematodos generalmente fitoparásitos, este tubo se transformó en un estilete hueco. Debido a que el estilete puede derivarse de toda la cavidad bucal o estoma es que se denomina estomatoestilete. El estilete es esclerotizado y la parte anterior es cónica y es reemplazada en cada muda. La abertura del estilete está situada ligeramente en posición ventral. Detrás de esta parte cónica esta la columna provista de tres nódulos basales. (Bongers, 2015).

Los Tylenchidos provistos de estilete, tienen además una estructura cefálica más o menos esclerotizada. Este esqueleto está compuesto de un plato basal y un cilindro

central. Los músculos que accionan hacia afuera el estilete están adheridos distalmente al plato basal y proximalmente sobre los nódulos del estilete. La parte del cuerpo, anterior al plato basal se denomina región labial. (Bongers, 2015).

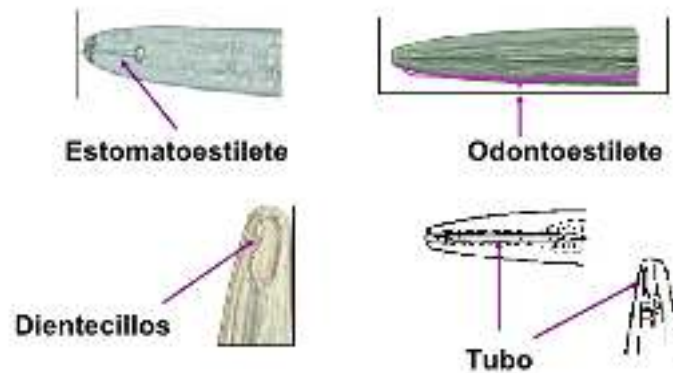
Aparentemente el anillo posterior del cual se ha formado la cavidad bucal, algunas veces presenta uno o más dientes o dentículos. Generalmente el diente dorsal está más fuertemente desarrollado que el subventral. En un grupo de nematodos este diente dorsal se ha desarrollado como una estructura hueca protrusible que finaliza generalmente en forma de lanceta o odontoestilete. (Bongers, 2015).

Los dorylaimidos que se alimentan de plantas tienen una larga lanceta hueca o como en los Trichodoridae una compleja lanceta abierta a la mitad. Los típicos Dorylaimidos como *Dorylaimus stagnalis*, tienen una lanceta corta y robusta con una gran abertura, permitiéndoles alimentarse de bacterias y otras partículas. A menudo sus intestinos tienen una coloración verde indicando que se alimentaron de algas. (Bongers, 2015).

Basado en la morfología del odontoestilete de algunos dorylaimidos, se asume que se alimentan de las raíces de plantas superiores, no obstante, aún se desconoce de qué plantas se alimentan. *Longidorella* sp es un nematodo pequeño y regordete de 0.7 mm de largo con un estilete protrusible de 40 a 50 μ m de largo. Su morfología indica que ellos se alimentan de raíces de plantas. Se encuentran con alguna frecuencia en las muestras, pero nunca en altas densidades. (Bongers, 2015).

El espacio entre la pared del estoma y el odontoestilete está delimitado por una pequeña membrana, el anillo guía. El odontoestilete de algunos dorylaimidos tiene una elongación posterior denominada odontóforo. Especialmente en los nematodos más grandes (*Xiphinema* y *Longidorus*) esta elongación es fácilmente visible, la forma y longitud es una característica útil de identificación. (Bongers, 2015).

Imagen 6. Tipos de estiletes en nematodos.



Fuente: (Bongers, 2015).

1.4.3. Ciclo de Vida

El ciclo de vida de los nematodos se divide típicamente en seis estadios: el huevo, cuatro estadios juveniles y el adulto. La duración de cada uno de estos estadios del ciclo de vida difiere para cada especie y también depende de otros factores como la temperatura, la humedad y la planta huésped. En condiciones favorables en las muchas especies tienen ciclo de vida corto y completan varias generaciones en una estación del año, esto puede llevar a un incremento rápido de una población a partir de un solo individuo (si se auto fertiliza) o de dos nematodos. (Coyne, 2009)

El ciclo biológico de los nematodos fitoparásitos es, por lo general, muy simple. En general, los huevos son depositados por la hembra, en una masa (ooteca) adheridos a la raíz o al suelo. Tras el desarrollo embrionario, se produce la eclosión del huevo, del que sale una larva o juvenil de primera fase, que sufre una muda y origina una larva de segunda fase, que constituye el estadio infectivo propiamente dicho ya que sale de la raíz y queda libre en el suelo buscando nuevas raíces de las cuales alimentarse, esta larva penetra las raíces por su extremo y se abre camino a través de los tejidos hasta fijarse. Empieza a alimentarse y aumenta de tamaño, pasando a través sucesivas mudas, a la larva de tercera y cuarta fase. En la tercera fase larvaria empiezan a formarse los órganos reproductores. Tras la cuarta muda, el macho se transforma en un gusano

alargado y delgado, y abandona a la raíz para buscar a las hembras y fecundarlas. En algunos casos el macho no necesariamente fecundo a la hembra, sino que esta puede fertilizar los huevos partenogenéticamente. (Frapolli, 2010)

Los nematodos pueden sobrevivir condiciones desfavorables como una estación seca o un invierno Frío. La supervivencia de las diferentes especies varía según el estadio del ciclo de vida en el que se encuentren. (Coyne, 2009)

1.4.4. Reproducción y órganos sexuales

Imagen 7. Ciclo de vida de los nematodos.



Fuente: (Agrios, 1997)

La estructura del sistema genital, constituye una característica importante para la identificación. El nematodo juvenil alcanza el estado adulto después de cuatro mudas, únicamente el adulto tiene un sistema genital totalmente desarrollado, los intersexos ocurren esporádicamente. En un gran número de especies los machos están ausentes o son muy raros, en este caso las hembras se reproducen por partenogénesis. (Bongers, 2015)

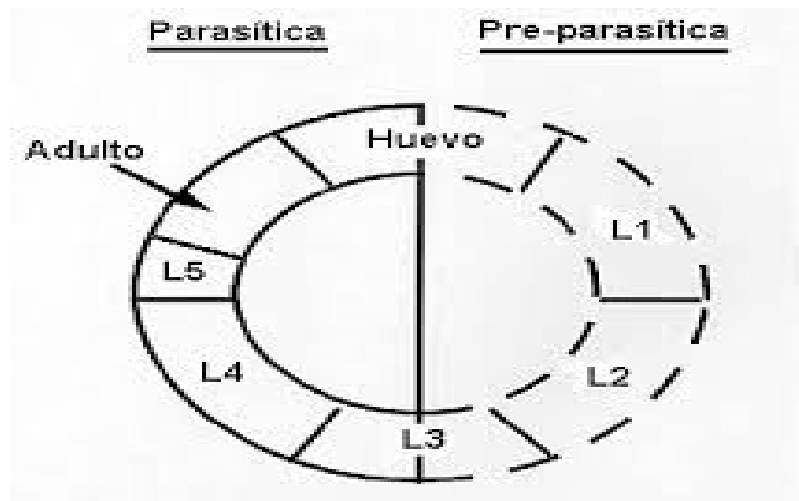
1.4.5. Inoculación de los huevecillos de los nematodos

Los huevecillos de los nematodos requieren también condiciones favorables de temperatura y humedad para iniciar su actividad e incubarse. En la mayoría de los nematodos, el huevecillo contiene el primer estado larvario antes o un poco después de

que la hembra ha ovipositado. El primer estado larvario pasa inmediatamente por una muda y se transforma en la segunda etapa o estado larvario que puede mantenerse en estado de reposo en el huevecillo durante cierto tiempo. De esta forma, cuando el huevecillo se incuba, emerge de él la segunda etapa larvaria que llega y penetra a la planta hospedante, o bien pasa por mudas posteriores que producen los otros estados larvarios y el adulto. (Agrios, 2005)

Una vez que los nematodos están bastante cerca de las raíces de la planta, son atraídos hacia ellas por ciertos factores químicos asociados con el crecimiento de la raíz, en particular el bióxido de carbono y algunos aminoácidos. Estas sustancias químicas pueden difundirse y desencadenar un efecto de atracción sobre los nematodos localizados a varios centímetros de la raíz. En general, los nematodos son atraídos hacia las raíces de plantas tanto hospedantes como no hospedantes, aunque existen algunos casos en los que son atraídos con más frecuencia hacia las raíces de las plantas hospedantes. (Agrios, 2005)

Imagen 8. Estadios larvales en nematodos.



Fuente: (Agrios, 2005)

1.4.6. Diferencias sexuales entre nematodos

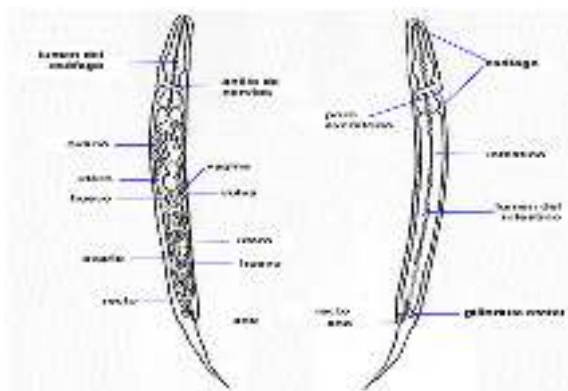
Existen algunos pocos nematodos terrestres que son hermafroditas o partenogénicos. Hay casos en que se desconocen los machos. Las especies hermafroditas son

proterándricas, es decir los órganos masculinos y los espermatozoides se desarrollan antes que los órganos femeninos y los óvulos. En ellas existe un ovotestículo y en general se autofecundan. Los espermatozoides se desarrollan primero y son almacenados en las vesículas seminales. La autofecundación ocurre después de la formación y maduración de los óvulos. Periódicamente surge un pequeño número de machos que fecundan cruzadamente a las hermafroditas. (Coyne, 2009)

La gónada femenina se denomina ovario. En general la hembra tiene dos gónadas alargadas o flexionadas, en un número de casos la gónada posterior está reducida a un saco post-uterino. Los huevos se producen en el ovario y antes de que la cáscara del huevo se forme, éstos pasan por la espermateca dónde son fertilizados, posteriormente en otra parte del útero la crustaformera, los huevos adquieren la cáscara antes de abandonar el cuerpo vía vagina y vulva. (Bongers, 2015)

El sistema genital masculino está compuesto de uno o dos testículos. Vía vaso deferente, el esperma es conducido a la cloaca, punto dónde desemboca tanto el sistema reproductivo como el digestivo. El macho tiene además dos piezas esclerotizadas llamadas espículas. La función de las espículas es mantener la vulva abierta para permitir el paso del esperma a la vagina y acumularse en la espermateca. Hay dos incisuras ubicadas en la pared dorsal de la cloaca que sirven de guía a las espículas cuando éstas son empujadas hacia afuera. Estas incisuras son generalmente esclerotizadas y diversas en forma; la estructura guía completa se llama gubernaculum. (Bongers, 2015)

Imagen 9. Morfología de nematodos macho y hembra.



Fuente: (wiki, 2014)

1.4.7. Tipos de nematodos

Los nematodos fitoparásitos pueden separarse en parásitos aéreos- aquellos que se alimentan de las partes aéreas de las plantas- y los parásitos de raíces y tubérculos- aquellos que se alimentan de las partes subterráneas,

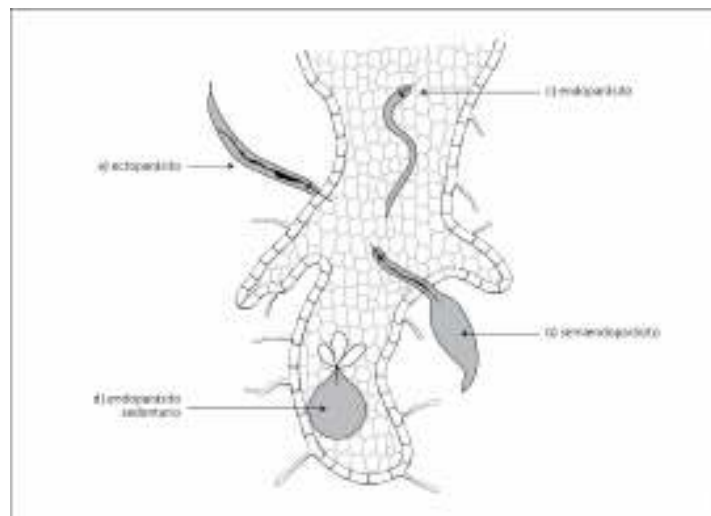
También pueden agruparse por hábito y movilidad en tres grupos

Endoparásitos migratorios — nematodos móviles que se alimentan dentro del tejido radical. (Coyne, 2009)

Endoparásitos sedentarios — nematodos que, una vez alcanzado el sitio de alimentación dentro de la planta, cesan de ser móviles y se alimentan desde un sitio fijo en la planta. (Coyne, 2009)

Ectoparásitos — nematodos que se alimentan de la planta desde el exterior sin invadir la planta misma. (Coyne, 2009)

Imagen 10. Tipos de nematodos



Fuente: (UNED, 2022)

1.4.8. Penetración directa a través de superficies intactas de una planta

Los nematodos penetran la superficie de una planta mediante su estilote, el cual presiona hacia adelante y hacia atrás ejerciendo una fuerza mecánica sobre la pared celular. El nematodo primero se adhiere a la superficie de la planta mediante la succión

que ejercen sus labios fusionados al entrar en contacto con la planta. Una vez que ha logrado fijarse, el nematodo se coloca en posición perpendicular (o por lo menos su parte anterior) con respecto a la pared celular. Ya en esa posición, con su región anterior inmóvil y fija a la pared celular, el nematodo envía su estilete hacia ella, mientras la región posterior de su cuerpo se balancea o gira lentamente dando vueltas consecutivas. Después de que el estilete ha ejercido varios empujes consecutivos, la pared celular se rompe permitiendo que el estilete o todo el nematodo entre a la célula. (Agris, 2005)

Imagen 11. Tipos de penetración de los nematodos.



Fuente: (Chavaría, 2011)

1.4.9. *Meloidogyne* spp.

Los nematodos de este género son los causantes de una afección sumamente difundida, conocida bajo el nombre de “anguilulosis de la raíz”.

Las plantas perjudicadas por estos nematodos son realmente innumerables, pero se encuentra algunas en las que su acción se convierte frecuentemente en factor limitante para su cultivo y así se pueden citar en el tomate, pimiento berenjena, papa, tabaco, remolacha, algodón, soja, vid, yerba mate, clavel olivo, en general. En viveros de plantas forestales y frutales es también común la presencia de los nematodos e incluso en plantaciones en plena producción. Los durazneros entre los frutales y álamos y sauces entre los forestales son, árboles muy susceptibles. En realidad, solo en la familia de las gramíneas se observan especies con alguna resistencia al ataque de los nematodos. (Fraga, 1984)

Meloidogyne spp. Es un nematodo meridional de los nódulos radiculares, es una de las formas comunes en los cultivos. (Jesse, 1970)

El género *Meloidogyne spp.* fue investigado y descrito por Goldi en 1887. Se le conoce como el nematodo de los nódulos radicales; la hembra y el macho en estado larval mide 0.5 mm, la hembra madura mide 0.8 mm por 0.5 mm de ancho y tiene semejanza con las hembras de la familia *Heteroderidae*. (Jesse, 1970)

Entre las características distintivas están las presencias de estiletes y nódulos visibles al microscopio, la región del istmo es más pequeña en relación con los demás géneros. El bulbo medio es ancho y de forma redonda. En el macho, la espícula está casi en la parte terminal de la cola y es muy visible. La hembra madura, la vulva y el ano están separados, características que la diferencian de la hembra del género heterodera; en la región anal y vulvar tiene una bolsa mucilaginosa que contiene los huevecillos. El género *Meloidogyne* presenta dimorfismo sexual, las lavas son de forma filiforme y la hembra adulta es de forma globosa. (Cepeda, 1995)

Una alta población en estado larval ocasiona un debilitamiento general en la planta, presentándose en la raíz necrosada en la región atacada. La hembra adulta produce modulaciones radicales y en su inferior se forman vesículas que destruyen las células adyacentes. Los nódulos son de consistencia leñosa y no hay que confundirnos con los formados por la bacteria fijadoras de nitrógeno en plantas leguminosas, ya que los primeros son de consistencia esponjosa y de color cremoso. (Cepeda, 1995)

La hembra adulta de *Meloidogyne* es semiendoparasita y entre sus hospederos están la alfalfa, aguacate y otros. (Cepeda, 1995)

Fotografía 1. Nematodo *Meloidogyne spp.*



Fuente: Elaboración propia

1.4.9.1 Taxonomía

Reino: animal

Sub reino: histozoa o metazoa

Serie: Pseudocelomata

Phylum: Nemata, nematoda

Clase: Adenophora o aphasmdia

Orden: Dorylaimida, rhabditida, tylenchida, aphelenchida

Súper familia: Helero deroide

Familia: Heteroderidae

Género: *Meloidogyne*

1.4.9.2. Síntomas

La anguilulosis de la raíz se presenta en la parte superior de la planta con un cambio paulatino de coloración, amarillamiento y secado de hojas comenzando por el borde, lento crecimiento y achaparramiento general. En algunos casos de la planta muere, pero, aunque esto no suceda, su producción es prácticamente nula. En la raíz aparecen agallas nematocidas hacen que estas especies de conozcan en otros países como “nematodos del nudo de la raíz”. La planta gasta energía en suplantar las raíces atacadas que se produce en lugares por los cuales han penetrado los nematodos a las raíces constituyen además un factor importante en el decaimiento que presentan los vegetales atacados. (Fraga, 1984)

Fotografía 2. Síntomas de *Meloidogyne spp.*



Fuente: Elaboración propia

En el interior de las agallas se observan, principalmente entre la corteza y el cilindro central, los agentes causales de la anguilulosis, unos nematodos de 1 mm de longitud y de color blanco lechoso, las hembras son de aspecto globoso, piriformes de 0,8 mm de longitud, mientras que los machos poseen la forma típica de hilo y pueden medir 1,5 mm de largo. Las hembras tienen dos ovarios, con la vulva subterminal, y los machos uno o dos testículos con sus correspondientes estípulas o penes; carecen totalmente de bursas y las estípulas son prácticamente terminales en su típica cauda redondeada. (Fraga, 1984)

1.4.9.3. La reproducción

Es generalmente partenogenética y a veces anfimictica. La hembra, luego de la fecundación, se va cargando de huevos (200-500 y hasta de más 1000) hasta quedar ovíplena, con los que queda convertida prácticamente en un saco de huevos. Estos son expulsados al exterior envueltos en una masa mucilaginosa que los protege y son blancos, elípticos y de unos 0,2 mm de largo. (Jesse, 1970)

Las larvitas nacen dentro del huevo, sufren ahí su primera muda o cambio de piel y recién entonces salen al exterior en busca de una raicilla donde fijarse, que puede ser la misma en que vivía la hembra, u otra, las larvitas deben encontrar rápidamente raicillas, ya que de no ser así, morirán en pocas horas (a las 12 horas muere el 90% y a las 19 horas el 99%), el agua de riego, los implementos de labor y el comercio de las plantas atacadas facilitan su difusión e implantación, aun en sitios muy lejanos. Pese a ello, muchas larvas no lograrán su objetivo y mueren sin haber conseguido su alimento. (Fraga, 1984)

Las larvas que superan esta difícil etapa y encuentran una raicilla disponible, comienzan a alimentarse inmediatamente del primer punto con el cual entran en contacto, directamente desde el exterior, para recuperarse del esfuerzo realizado. Luego, con su estilete van realizando un oficio por el cual finalmente consiguen introducirse. Ubicadas entonces en su sitio definitivo continúan alimentándose vorazmente de los jugos vegetales y con ciertas pectasas que llevan en su saliva producen una irritación y lisis de las membranas celulares con las que se forman las agallas hipertróficas características por sus grandes células polinucleadas. Rodeando estas grandes células se produce una hiperplasia, ya que la planta trata de bloquear el avance del nematodo, realizando una división anormal de las células lindantes. (Fraga, 1984)

Estas larvas que durante su segundo estadio se alimentaron activamente, pasan luego por dos estadios más en los cuales se alimentan para cumplir su papel secundario. A fines del tercero y principio del cuarto, las hembras comienzan a adoptar su forma de pera. Los machos, en cambio, se mantienen filiformes y transcurren todo su cuarto estadio en el interior del pelecho del tercero, para lo cual deben estar varias veces doblados sobre sí mismo, y luego de la cuarta muda salen adulto de su incómoda posición para buscar las hembras, muchas veces dirigiéndose directamente al suelo. Las hembras alcanzando su estado adulto pueden permanecer en el mismo sitio en que se desarrollan o bien, rasgando los tejidos semidescompuesto, desplazarse hasta la pared radicular, asomando su dilatado abdomen hacia el exterior. (Fraga, 1984)

Una larva, cualquiera sea su genotipo, dará origen a una hembra si el alimento es suficiente y a un macho si este escasea. El macho por genotipo tendrá un solo testículo mientras que, si es originado por una larva femenina, poseerá dos.

Luego de la fecundación el macho muere y la hembra lo hace luego de la ovoposición. (Fraga, 1984)

El ciclo completo se cumple en 30 a 45 días aproximadamente y en lugares cálidos y en invernáculos pueden contarse hasta doce generaciones anuales. En nuestro medio y en condiciones normales se pueden calcular de 3 a 5 ciclos por años.

Los climas cálidos y los suelos livianos y húmedos favorecen el desarrollo y la difusión de estas especies, pero el exceso de humedad es perjudicial. (Fraga, 1984)

1.4.10. Xiphinema spp.

Pertenece a la familia Longidoridae con esófagos en forma de botella, con la porción anterior larga y delgada y el bulbo posterior más bien corto, lleva un estilete muy largo y angosto. (Fraga, 1984)

Son nematodos más bien largos y delgados de cola cónica o redondeada en el extremo caudal abruptamente agudo. Poseen un largo estilete algo ensanchado en la base y con un anillo guía cercano a ella. (Fraga, 1984)

Hay alrededor de 60 especies de este género y son, no solo perjudiciales por los daños directos, sino también porque son capaces de transmitir virus, de tal modo que en bajas poblaciones se notan los efectos. (Fraga, 1984)

Imagen 13. Nematodo *Xiphinema spp.*



Fuente: (Nemlab, 2018)

Estos nematodos suelen producir agallas terminales y necrosis en las raicillas de sus huéspedes y son transmisores de los virus de la hoja en abanico en vides, de la marcha en anillo en tabaco y de mosaico. (Fraga, 1984)

1.4.10.1. Taxonomía

Reino: Animal

Serie: Pseudocelomata

Phylum: Nemata, nematoda

Clase: Adenophora

Sub clase: Enoptia

Orden: Dorylaimida

Sub orden: Dorylaimina

Superfamilia: Dorylaimoidae

Familia: Longidoridae

Sub familia: Xiphineminae

Género: *Xiphinema*

1.4.10.2. Parasitismo

Imagen 14. Síntomas de nematodo *Xiphinema spp.*



Fuente: (Talavera, 2003)

Al igual que longidurus, la nematodo daga tiende a alimentarse en las puntas de la raíz y en tejido profundos, al insertar profundamente su estilete, por lo que ocasiona agallamiento o poco crecimiento radical efecto colateral del parasitismo de esos nematodos es la transmisión de un virus al alimentarse, ya que sus virus están en la primera capa de la cutícula se extiende el estilete anterior al bulbo esofágico. (Cepeda, 1995)

1.4.10.3. Ciclo biológico

Su ciclo de vida es largo y en algunas especies se requiere hasta un año para completarlo en ambientes templados, se ha observado que los huevecillos eclosionan poco después de haber sido puestos, y las larvas tienen supervivencia durante meses y sin alimentación. (Cepeda, 1995)

1.5. Métodos de aislamiento de nematodos

1.5.1. Embudo de Baermann

Un buen ejemplo, en donde se requiere que los nematodos se muevan a través de la muestra para su extracción, es el embudo de Baermann. Existen varias modificaciones

del método original, en donde básicamente han sido reemplazados algunos componentes por otros más eficientes. (Esquivel, 2013)

Los requerimientos básicos de esta técnica consisten en un embudo de vidrio o de plástico de tamaño mediano. En su parte inferior se le ajusta una manguera de hule suave, que se cierra mediante una pinza de presión tipo mohr. (Esquivel, 2013)

El embudo se coloca en un soporte y se llena con agua potable. Posteriormente, pequeñas cantidades de suelo (50 – 100 cc), material vegetal u otro tipo de materia orgánica, son colocadas dentro de una bolsa de tela porosa o papel, la cual se sumerge suavemente en el agua del embudo. Una de las variantes que se puede implementar consiste en colocar a pocos milímetros del borde superior del embudo, un cedazo o malla de alambre cuya función es soportar la muestra, la que es vertida sobre tela o papel, cuya consistencia, textura y porosidad puede variar. (Esquivel, 2013)

La técnica del embudo de Baermann modificado según Christie y Perry, consiste en suspender el suelo en un determinado volumen de agua, y después de un corto período de reposo, la suspensión se vierte sobre un juego superpuesto de cribas de 100 y 400 mallas. El suelo retenido en la criba más fina, se transfiere a un cilindro con fondo de tela, que posteriormente se coloca en el embudo. Después de 24 a 48 horas, todas las formas activas de nematodos han pasado a través de la tela o papel y pueden ser recogidas en un pequeño volumen de agua al retirar la pinza mohr de la manguera. (Esquivel, 2013)

1.5.2. Técnica de centrifugación-flotación

La técnica fue introducida por Caveness y Jensen (1955), quienes mezclaron y centrifugaron pequeñas muestras de suelo (4ml) con agua. Posteriormente mediante una segunda centrifugación en solución de azúcar, los nematodos eran recuperados del suelo. El principio de la técnica, es la recuperación de los nematodos por flotación, mediante soluciones de gravedad, específica superior a los fluidos del nematodo. Por el bajo costo, en la mayoría de laboratorios se utiliza soluciones preparadas con azúcar de caña, sin embargo, soluciones de sulfato de magnesio y sulfato de zinc también

pueden ser utilizadas. Cuando se trata de suelos arcillosos, es recomendable agregar a la muestra algún tipo de detergente (metafosfato de sodio, carbonato de sodio) que ayude a la dispersión de las partículas de arcilla y favorezca la extracción de los nematodos. De lo contrario muchos nematodos pueden quedar atrapados en los agregados del suelo. (Esquivel, 2013)

El estrés osmótico ocasionado por estas soluciones puede matar o distorsionar los nematodos, por lo tanto, es necesario enjuagarlos con suficiente agua para ayudar a la recuperación. Actualmente la técnica, es utilizada rutinariamente en muchos laboratorios, debido especialmente a que es efectiva para extraer huevos, estados inmóviles, formas inactivas y nematodos muertos. Además, es un método rápido, que permite procesar y leer gran cantidad de muestras en pocas horas. Ligeras modificaciones se pueden encontrar en la literatura, en relación al arreglo de los tamices, número de lavados, tiempo y velocidad de centrifugación, y gravedad específica de la solución extractora. (Esquivel, 2013)

Procedimiento

1. Tomar una alícuota de suelo (100 gr) bien homogeneizado. Eliminar las raíces, piedras y otros desechos. (Esquivel, 2013)
2. Colocar la muestra en una cubeta y lavarla directamente bajo un chorro de agua a presión, la cantidad de agua agregada no debe superar la mitad de la misma.
3. La suspensión resultante se agita bien y se deja reposar alrededor de 30 segundos.
4. Posteriormente se procede a decantar la solución sobre un juego de tamices superpuesto de 100 y 400 mallas. La operación se puede repetir una vez más con el suelo remanente en la cubeta. (Esquivel, 2013)
5. Con la ayuda de un frasco lavador (pizeta) los residuos retenidos en la criba de 400 mallas se transfieren a tubos de centrifuga de 50 ml, con el cuidado de que éstos una vez colocados en la centrifuga queden balanceados. (Esquivel, 2013)

6. Se procede a centrifugar de 4 a 5 minutos alrededor de 3000 r.p.m. Se decanta cuidadosamente el sobrenadante y se agrega una solución de azúcar (484 gr. de azúcar de caña y aforar a un litro). (Esquivel, 2013)

7. Se resuspende nuevamente el suelo y se centrifuga a la misma velocidad de 1.5 a 3 minutos. (Esquivel, 2013)

8. El sobrenadante que contiene los nematodos es vertido sobre una criba de 400 mallas, y el exceso de azúcar adherida a los nematodos, es removido lavando con suficiente agua. Por último, se transfieren a un plato de conteo o siracusa para su examen. Por medio de esta técnica se pueden recuperar prácticamente todos los tipos de nematodos del suelo, y el proceso entero puede realizarse en menos de 10 minutos. (Esquivel, 2013)

1.6.3. Método de tamizado y decantación de Cobb (1918)

Material necesario:

- 100 ml de suelo
- 2 recipientes (baldes 1 y 2) de aproximadamente 4 litros de capacidad
- 1 espátula
- Tamices de 500u, 34 mesh, 350u, 45 mesh, 175u d 80 mesh 100u, 150 mesh, 50u, 280 mesh
- 4 beakers (vasos) de 500, 250 ml.

Procedimiento:

1. Coloque 100 ml de suelo en un recipiente o balde (1) con agua (más o menos 2 litros). Agite bien con una espátula para separar los nematodos de las partículas del suelo, deje reposar la suspensión por 5 segundos para permitir que las partículas más grandes del suelo sedimenten. (Guaygua, 2019)

2. Pase íntegramente toda la suspensión a través de un tamiz de 500u sobre el otro recipiente o balde (2). Descarte el suelo que queda en el balde 1 y el material grueso que ha quedado en el tamiz de 500u, porque todos los nematodos activos han pasado a

través del tamiz y se encuentran en el recipiente 2. Algunos nematodos muy largos como los Mermithidae y algunos Longidoridae no pasan rápidamente por lo que es conveniente agitar suavemente dentro del agua los restos que quedaron en el tamiz. Lave el tamiz y el balde 1. (Guaygua, 2019)

3. Agite la suspensión que contiene el recipiente 2 y pásela lentamente por un tamiz de 350u sobre el recipiente 1. Al suelo que ha quedado en el recipiente 2 agréguele un poco m<s de agua, agite y pase esta suspensión lentamente por el tamiz de 350u sobre el mismo recipiente 2, repita esta operación una tercera vez. Descarte el suelo que queda en el recipiente o balde 2 y deje limpio el recipiente. (Guaygua, 2019)

4. Lo que queda en el tamiz de 350u son los nematodos activos muy grandes como Longidorus y algunos Xiphinema. Para extraerlos enjuague el tamiz con una pinceta y recoja la suspensión en un beaker que le llamaremos 1. Esta operación se realiza cada vez que se pasa la suspensión del recipiente 2, a través del tamiz de 350 u. Deje limpio el tamiz de 350u. (Guaygua, 2019)

5. Agite la suspensión que se colecta en el recipiente 1 del paso 3, y pásela lentamente a través de un tamiz de 175u sobre el recipiente 2 el mismo número de veces y de la misma manera como en el paso 3. Descarte el suelo que queda en el recipiente 1 y deje limpio el recipiente. (Guaygua, 2019)

6. Lo que queda en el tamiz de 175u son nematodos medianos como, por ejemplo.: Helicotylenchus. Para extraerlos, enjuague el tamiz con una pinceta y reciba la suspensión en un beaker que le llamaremos 2. Esta operación se realiza cada vez que se pasa la suspensión del recipiente 1 sobre el tamiz de 175u. Deje limpio el tamiz de 175u. (Guaygua, 2019)

7. Agite la suspensión que se colecta en el recipiente 2 del paso 5 y pásela lentamente a través de un tamiz de 100 u, sobre el recipiente 1, de la misma manera y el mismo número de veces como en el paso 3. Descarte el suelo que queda en el recipiente 2 y deje limpio el recipiente. (Guaygua, 2019)

8. Lo que queda en el tamiz de 100u son nematodos pequeños como por ej.: Pratylenchus, para extraerlos enjuague el tamiz con la pinceta y reciba la suspensión en un beaker al que llamaremos 3. Esta operación se realiza después que se pasa la suspensión del recipiente 2 sobre el tamiz de 100 u. Deje limpio el tamiz de 100 u.

9. La suspensión que se recibir en el recipiente 1 del paso 7 se agita y pasa lentamente a través de un tamiz de 50 u, el mismo número de veces y de la misma manera como en el paso 3. La suspensión que pasa por el tamiz y el recipiente 1 se descarta. Deje limpio el recipiente. (Guaygua, 2019)

10. Lo que queda en el tamiz de 50u son los nematodos m<s pequeños y juveniles; para extraerlos enjuague el tamiz con una pinseta y reciba la suspensión en un beaker que llamaremos 4. Deje limpio el tamiz de 50 u. (Guaygua, 2019)

11. Los nematodos que se encuentran en los beakers 1, 2, 3 y 4 se observan directamente, pero si las suspensiones contienen muchas partículas de suelo y están turbias, se pueden colocar en embudos de Baermann o filtros de algodón para clarificar las suspensiones. (Guaygua, 2019)

1.6. Métodos de control de nematodos

1.6.1 Control Físico

Consiste en la utilización de algún agente físico como la temperatura, humedad, radiación solar, que resulten letales para los nematodos. (Jorgelina, 2016)

El fundamento es que los nematodos sólo pueden desarrollarse y sobrevivir dentro de ciertos límites de intensidad de los factores físicos ambientales; más allá de los límites las condiciones resultan letales. (Lezaun, 2016)

- **Vapor:** Es una tecnología muy cara, por lo que es usualmente aplicada a pequeñas áreas como invernaderos. Su uso para el manejo de nematodos. (Lezaun, 2016)

- **Solarización:** Consiste en cubrir el suelo húmedo con plástico transparente y dejarlo expuesto al sol por varias semanas. La temperatura del suelo se eleva a niveles de 40-500C, letales para los fitonematodos. Ha mostrado resultados variables. En países con

clima cálido, su combinación con otras tácticas de control ha sido exitosa. (Lezaun, 2016)

- **Inundación:** Un alto contenido de agua limita las disponibilidades de oxígeno y reduce la actividad de los nematodos. En los campos inundados la materia orgánica sufre descomposición, desarrollándose sustancias letales, tales como el ácido butírico, propiónico y el sulfuro de hidrógeno, que actúan como verdaderos nematicidas. Se considera alternativa poco práctica. Su combinación con la aplicación de compost ha demostrado ser efectiva en el control de poblaciones de *M. arenaria*. Es uno de los métodos más usados en áreas donde se cultivan berenjenas, tomates, fresas y pepinos. (Lezaun, 2016)

1.6.2. Control Cultural

Entre las principales prácticas culturales para el manejo de nematodos fitoparásitos se encuentran: rotación de cultivos, barbecho, cultivos trampas, cultivos de cobertura, enmiendas orgánicas, biofumigación, cultivares resistentes e injertos. (Jorgelina, 2016)

- **Rotación de cultivos:** La rotación de cultivos es una de las prácticas más importantes, eficiente y constituye la práctica más usada en la reducción de poblaciones de nematodos. (Lezaun, 2016)

Consiste en la plantación de cultivos sucesivos que son no-hospedantes, pobres hospedantes o cultivos trampas, para las plagas dianas. La rotación de cultivos con cultivos que no alojan un patógeno particular, tiene por objeto eliminar la totalidad o parte de estos organismos al restar su comida. (Lezaun, 2016)

En los casos de siembras consecutivas con plantas huésped, dos o tres años, en la misma zona donde hay incidencia de nematodos de las agallas-, puede haber una explosión en los niveles de población de estos organismos, invalidando así la zona de los cultivos subsiguientes. (Lezaun, 2016)

La rotación de cultivos es complicada para *M. incognita* son más de 1000 especies conocidas de plantas huésped.

Por lo tanto, en las zonas infestadas con *M. incognita* sugiere la rotación con maní (*Arachis sp.*), *Brachiaria* (*Brachiaria spp.*), (*Crotalaria spectabilis*) y el ricino (*Ricinus communis L.*). (Lezaun, 2016)

Su efectividad depende de la selección adecuada de la secuencia de cultivos a emplear, a partir de la identificación de especies y razas de nematodos presentes, así como sus niveles poblacionales. (Lezaun, 2016)

- **Barbecho:** Consiste en dejar el suelo sin cultivar por un cierto período, principalmente durante los meses de primavera y verano, removiéndolo en forma periódica. (Lezaun, 2016)

- **Cultivos trampa:** Es una técnica muy útil para eliminar una parte de la población de nematodos endoparásitos sedentarios tales como *Meloidogyne spp.* Consiste en sembrar un hospedante susceptible, dejarlo crecer por un período de tiempo y eliminarlo antes de la formación de las masas de huevos, es importante eliminar y destruir todas las raíces antes de la siembra del siguiente cultivo. (Lezaun, 2016)

- **Cultivos de cobertura:** Siembra de un cultivo no comercial, que a un nivel dado de madurez se incorpora al suelo como residuos verdes secos. (Lezaun, 2016)

- **Enmiendas de suelo:** Las enmiendas orgánicas como el compost y residuos de cultivos pueden controlar patógenos del suelo. Con su adición aumentan considerablemente los enemigos naturales de los nematodos parásitos, lo cual reduce los niveles de infestación en forma satisfactoria. (Lezaun, 2016)

- **Biofumigación:** Se define como la acción de sustancias volátiles producidas por la degradación de la materia orgánica para el control de las plagas del suelo. Generalmente, cualquier material orgánico puede actuar como biofumigante dependiendo su actividad principalmente de la dosis y del método de aplicación. Su práctica está limitada por la adición de grandes cantidades de materia orgánica al suelo (>50 t ha⁻¹), por la disponibilidad de la misma y los costos de transporte. (Lezaun, 2016)

- **Cultivares resistentes:** El uso de cultivares resistentes ofrece ventajas para el manejo de nematodos en los sistemas de rotación ya que permite la inclusión de cultivos de mayor importancia económica para los productores.

Hasta el momento se han identificado numerosos genes de resistencia, entre ellos el más estudiado ha sido el gen Mí, que confiere resistencia a varias especies de nematodos formadores de agallas. Algunas variedades de soja resistentes a los nematodos del quiste en soja (NCS) han sido desarrolladas por la Embrapa.

Actualmente, a través del uso de herramientas biotecnológicas, como marcadores moleculares, la construcción de diversas bibliotecas de ADNc, secuenciación y otros métodos, se buscan genes de resistencia específica. (Lezaun, 2016)

- **Injertos:** Consiste en usar patrones resistentes en cultivos anuales y perennes susceptibles para el control de patógenos del suelo. (Lezaun, 2016)

Entre los siguientes pies resistentes a nematodos más utilizados por los países de España y Francia son: 1103 Paulsen, 140 Ruggeri y Richter 110. (Viverosbaber, 2017)

1.6.3, Control Químico

Se utilizan nematicidas, fumigantes y no fumigantes. Los nematicidas fumigantes son en su mayoría compuestos que actúan en la fase gaseosa del suelo, eliminando gran parte de los organismos vivos, son fitotóxicos de efectos irreversibles por lo que deben aplicarse en pre-plantación, bien como gas inyectado o como productos precursores, que al descomponerse producen gas. Son tóxicos e impactantes al ambiente.

Los no fumigantes son, en su mayoría, organofosforados y carbamatos que afectan al sistema nervioso del nematodo, impidiendo su alimentación; no son fitotóxicos, por lo que pueden aplicarse una vez implantado el cultivo; su efecto es reversible, son menos agresivos con el ambiente, de fácil manipulación y algunos son sistémicos; no eliminan totalmente las poblaciones de nematodos, sino que las mantienen a niveles tolerables. (Lezaun, 2016)

Según la información recolectada en la ciudad de Tarija de las agroquímicas el nematicida más conocido que se encuentra disponible es el siguiente:

Carbofuran

Nombre científico	Carbo-for
Nombre común	carbofuran
Usos	Se aplica en la siembra como nematicida y insecticida
Dosis	50 ml en 20 ltr de agua para insectos, 100 ml en 20 ltr de agua para nematicida
Precio	Cuarto a 75 bs medio ltr a 130bs, un ltr a 220 bs
Tipo de envase	Frasco de 500 ml

1.6.4. Control biológico

Abarca el fortalecimiento del control natural, la introducción de especies no nativas y el uso de plaguicidas derivados de animales, plantas, hongos, bacterias y virus para prevenir, repeler, eliminar o bien reducir el daño causado por las plagas.

Entre los principales grupos microbianos con potencialidades como agentes de control biológico de nematodos formadores de agallas se encuentran las bacterias y los hongos.

Las raíces de maíz, soja, algodón y hortalizas son fuente atractiva de nutrientes para los nematodos. Existen productos para tratamiento de semillas que contienen la bacteria *Bacillus firmus* porque crea una barrera viva de protección de la raíz joven y limita la capacidad que el nematodo la alcance y le cause daños. Además, las plantas crecen mejor durante toda la temporada de crecimiento y en general son más resistentes a los factores que causan stress como calor o sequía. (Lezaun, 2016)

1.7. Métodos de muestreo

Como auxiliares para separar áreas homogéneas, se pueden usar cartas topográficas, fotografías aéreas y mapas de suelos. En general, no es conveniente muestrear áreas superiores a diez hectáreas. (Inta, 2012)

1.7.1. Tipo y cantidad de muestras a tomar

Muestra simple: Es la que se obtiene con una sola extracción de suelo. Son usadas en trabajos de investigación y en suelos muy homogéneos. Se recomienda cuatro muestras por hectárea, de 1 kilogramo de suelo cada una. (Inta, 2012)

Muestra compuesta: Se refiere a la muestra de suelo obtenida por la extracción de varias muestras simples o submuestras, reunidas en un recipiente y bien mezcladas, de donde se retiran de 0,5 a 1 kg de suelo. Son las más usadas para la planificación de la fertilización. Se recomienda 15-20 submuestras por parcela de muestreo. (Inta, 2012)

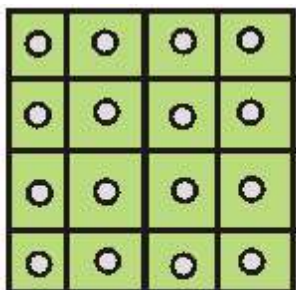
En la toma de una muestra compuesta, se debe tener en cuenta que cada submuestra sea del mismo volumen que las demás y representar la misma sección transversal del volumen de que se toma la muestra (una misma profundidad). (Inta, 2012)

Sitios de Muestreo

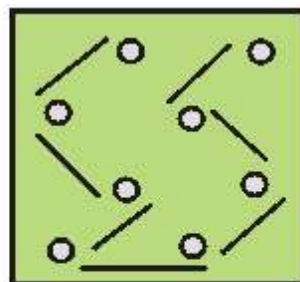
El muestreo de suelos se deberá realizar al azar y en las siguientes formas. (Inta, 2012)

Sistemáticos: Como ilustran los siguientes esquemas:

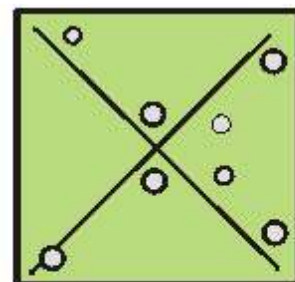
Imagen 15. Tipos de muestreos.



Cuadrícula



Zig-Zag



Diagonales

Fuente: (Inta, 2012)

Asistemáticos.

Cuando no se tiene un diseño especial. (Inta, 2012)

Muestras de raíces o de suelo

Usualmente las raíces proporcionan la muestra más apropiada para determinar la presencia de nematodos causando daño. Sin embargo, muestras de suelo pueden ser utilizadas en varias circunstancias; suelos sin cultivo, muestreo de nematodos que parasitan externamente las raíces, etc. En casos muy excepcionales, muestras de follaje pueden ser necesarias. (Fhia, 2020)

1.7.2. Cuándo, dónde y cómo muestrear

Las muestras pueden ser tomadas con las siguientes herramientas:



Fuente: (Fhia,2020)

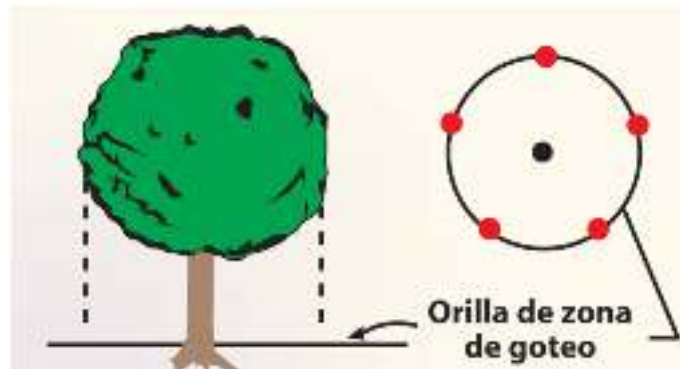
1.7.3. Cultivos de ciclo corto y anuales

Tome muestras cerca de la época de cosecha, muestree la zona de las raíces (20 a 30 cm de profundidad dependiendo del cultivo). Saque raíces con suelo adherido. (Fhia, 2020)

Para cultivos anuales, retirar las muestras de los surcos a una profundidad de 20 cm. Si el sistema es de siembra directa, se recomienda muestrear a 2 profundidades, de 0 a 10 y de 10 a 20 cm. (Inta, 2012)

1.7.4. Cultivos perennes

Gráfico 15. Muestreo en frutales



Fuente: (Fhia, 2020)

Muestree cerca de la época de mayor crecimiento, floración y/o cosecha. La muestra debe tomarse de las raíces localizadas dentro de la zona de goteo (ver diagrama). En árboles muestree varios sitios (marcados "X") hacia la periferia de la zona de goteo conforme se ilustra en el diagrama en forma de estrella. Profundice en cada sitio 0.5 a 1.0 metros, dependiendo de la localización de las raíces tiernas. (Fhia, 2020)

Para cultivos perennes, realizar el muestreo en la zona de fertilización, principalmente en la proyección de la copa. (Fhia, 2020)

1.7.5. Suelos sin cultivos

Si el terreno tiene malezas, tome muestras del suelo y de las raíces de malezas separadamente. Para muestra de suelo utilice el barreno a una profundidad de 30 cm.

Para pasturas implantadas, se recomienda tomar los recaudos de dividir los potreros en áreas homogéneas de muestreo. La profundidad de muestreo, en general, es de 0 - 10 cm. (Fhia, 2020)

1.8. Índice de densidades poblacionales de nematodos y sus porcentajes de estimación pérdidas

McKenry (1992) por su parte estima que el umbral de daño económico en *Vitis vinífera* es de < 12 nematodos en 500g de suelo en verano y de < 37 en invierno. Con respecto

a esto, en muestras analizadas en el Laboratorio de Nematodos de la Estación Experimental Agropecuaria Mendoza INTA hemos observado que los viñedos muestran síntomas de ataque, afectando la producción y algunas variables de crecimiento, cuando se exceden los 200 individuos de *Meloidogyne spp.* por Kg de suelo. (Vanina, 2014)

Las poblaciones del nematodo nodulador encontradas en las raíces de los materiales podrían considerarse importantes. De Waele y Davide (1998) registraron que plantas de banano inoculadas con 1.000 J2/planta de *M. incognita* dieron como resultado un 26,4% de pérdida en el rendimiento. En plantas de banano inoculadas con 1.000, 10.000 y 20.000 *M. incognita* se encontró una reducción en el peso del racimo del 25, 45 y 57%, respectivamente. (Torrado, 2008)

En caso de la *Meloidogyne spp.*, crece de forma en exponencial, una hembra puede poner más de 1000 huevos, a la tercera generación (a los 126 días). Habrá 729 millones de nematodos hembras. Por esta razón debemos tener en cuenta que, si estamos manejando una serie de umbrales económicos, ya que hay datos certeros de las pérdidas ocasionadas. Donde *Meloidogyne* por 2 nematodos/ gr de suelo ocasiona un 42 % de pérdida del cultivo. Donde los daños en las plantas son: reducir el peso y volumen de las raíces, reduce la absorción de agua y nutrientes del suelo, lo que implica más riego y más fertilizante, reduce el follaje, reduce la fotosíntesis, favorece a la entrada de bacterias y hongos del suelo, reducen el rendimiento y calidad. (Eleuteri, 2021)

CAPÍTULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Localización

Imagen satelital 1. Ubicación de la comunidad de SANTA ANA LA NUEVA ZONA "EL CEBOLLAR"



Fuente: Elaboración propia

El presente trabajo de investigación se realizó en la provincia Cercado, comunidad de SANTA ANA LA NUEVA en las parcelas de vid zona EL CEBOLLAR situado a 21 Km de la ciudad de Tarija, coordenadas $21^{\circ}32'19''$ de latitud sur, $64^{\circ}34'70''$ de latitud oeste y a una altura de 1850 m.n.s.m.

2.2. Características del área

Imagen satelital 2. La comunidad Santa Ana La Nueva Zona “El Cebollar”.



Fuente: Elaboración propia

Clima: tiene un régimen húmedo árido con una temperatura media de 18,8 °C, la máxima media de 26,8 °C, mínima media 2,1 °C.

Las precipitaciones tienen características propias en cada época del año, en la época seca que comprende los meses de mayo a septiembre, las precipitaciones moderadas en octubre-noviembre y marzo - abril, concentrándose en los meses de diciembre a febrero. El inicio de las precipitaciones marca el inicio de la siembra, es decir que es fundamental la época de lluvia en la agricultura, principalmente la que es a secano o temporal. La subcuenca presenta una gradiente con niveles menores; la zona baja alcanza un promedio de 400 mm, mientras que en las partes más altas se llegan a los 750mm.

En la zona, los meses de mayor frecuencia de heladas severas van desde junio a agosto, época en que ningún cultivo puede desarrollarse; son las heladas tardías entre agosto y septiembre las que más afectan a los cultivos de papa, arveja y frutales (duraznos y uva).

Suelo: son suelos profundos de origen fluvio-lacustre, con contenidos relativamente altos de sodio intercambiable. Con un pH de 7,60-7,52.

2.3. Vegetación

La vegetación natural corresponde a una estepa arbustiva semiseca y vegetación secundaria degradada y de poca cobertura, formando estratos arbóreos, arbustivos y herbáceos, a lo largo de las quebradas, ríos, torrentes y algunas laderas.

- En la zona se cultivan estos cultivos:

Cuadro 1. Especies de cultivos de producción en la zona.

Nombre común	Nombre científico	Familia
Maíz	<i>Zea mays L.</i>	Gramíneae
Papa	<i>Solanum tuberosum l.</i>	Solanáceae
Cebolla	<i>Allium cepa l.</i>	Liliáceae
Zanahoria	<i>Daucus carota l.</i>	Umbelíferae
Tomate	<i>Lycopersicum esculentum l.</i>	Solanáceae
Haba	<i>Vicia faba l.</i>	Leguminosae
Arveja	<i>Pisum sativum l.</i>	Leguminosae
Vid	<i>Vitis vinífera l.</i>	Vitáceae
Duraznero	<i>Prunus pérsica l.</i>	Rosáceae
Higuera	<i>Ficus carica L.</i>	Moraceae

- En cuanto a las plantas nativas tenemos a estas especies:

Cuadro 2. Especies nativas de la zona

Nombre común	Nombre científico	familia
Algarrobo	<i>Prosopis alba</i>	Leguminosae
Taco	<i>Proposis nigra</i>	Leguminosae
Molle	<i>Schinus molle L.</i>	Anacardiaceae
Jarca	<i>Acacia visco</i>	Leguminosae
Churqui	<i>Acacia cavenia</i>	Leguminosae

2.4. MATERIALES

2.4.1. Material vegetal

- Raíz de la planta de vid

2.4.2. Material de campo

- Pala de jardinero o sacabocado.
- Estilete o cuchillo.
- Fuentes de plástico con tapa.
- Metro o guincha.
- Tijera.
- Etiquetas.

2.4.3. Material de laboratorio

- Porta objetos.
- Cubre objetos.
- Microscopio.
- Agua destilada.
- Aguja histológica.
- Tamices o maya.
- Embudo.
- Tela
- Vasos
- Licuadora.
- Tubo de goma.
- Horno.

2.4.4. Materiales de gabinete

- Computadora portátil.
- Impresora.
- Hojas bond carta.

2.5. Metodología

- El método utilizado fue descriptivo: Es uno de los métodos cuantitativos que tiene como objetivo la evaluación de algunas características de población o situación en particular, implica la observación sistemática del objeto de estudio y catalogar la información observada.

También cabe determinar que el presente trabajo se realizó en tres etapas:

2.5.1. Etapa 1

Sondeo de la comunidad en este paso se informó y se pidió permiso en una reunión de la zona que se da cada primer domingo del mes se explicó de lo que consta el trabajo el cual es realizar un diagnóstico de densidades poblacionales en la zona, en el cual también cabe resaltar que se dio el número de familias de la comunidad de Santa Ana La Nueva Zona El Cebollar, que contaban con un aproximado de 100 familias de las cuales 60 familias se dedicaban a la producción de vid.

De las cuales se solicitó que familias estarían dispuestas a permitir muestrear una parcela de vid, a la siguiente reunión del próximo mes se recogió la lista de familias que dieron el permiso de los cuales fueron 26 familias, de ahí se procedió a analizar y informar que se muestrearía una parcela por familia, también cabe resaltar que las familias tienen viñedo de media hectárea hasta de tres hectáreas algunas familias no se puede indagar mucho en ese aspecto ya que las familias son muy desconfiadas y no cuentan con exactitud sus datos de tierras, se ordenó conforme a la ubicación de las parcelas para que sea más efectivo el muestreo.

2.5.1.1 Lista de comunarios a muestrear para realizar un diagnóstico de poblaciones de nematodos de la comunidad de Santa Ana La Nueva Zona “El Cebollar”

NOMBRE

- | | |
|--------------------------|-----------------------|
| 1.- Julia Baldivieso | 19.- Claudio Reyes |
| 2.- Primitiva Baldivieso | 20.- Rosa Tapia |
| 3.- Martin Baldivieso | 21.- Inelda Acebo |
| 4.- Eugenio Baldivieso | 22.- Felipa Jaramillo |
| 5.- Pedro Ortega | 23.- Antonia Gallardo |
| 6.- Patricio Ortega | 24.- Rodolfo Alvarez |
| 7.- Oscar Cruz | 25.- Jaime Alvarez |
| 8.- Clementina Fernandez | 26.- Lino Ortega |
| 9.- Margarita Fernandez | |
| 10.- Rina Reyes | |
| 11.- Nila Escalante | |
| 12.- Pedro Segovia | |
| 13.- Teofilo Reyes | |
| 14.- Salomon Pimentel | |
| 15.- Victor Reyes | |
| 16.- Nicolasa Duran | |
| 17.- Marta Michelle | |
| 18.- Adela Guerrero | |

2.5.2. Etapa 2.

Se procedió a recolectar muestras de las parcelas de vid de las cuales se tomaron sub muestras y al finalizar una unión de todas las sub muestras, para contar con una muestra representativa, el planteamiento era muestrear dos parcelas por día, comenzando desde la fábrica Incerpaz con rumbo por el camino hacia las bodegas de Casa Real, hasta el mediodía se recolectaba las muestras y llevadas al laboratorio para su respectivo análisis, tanto muestra de suelo, como de raíz.

Cuadro 3. Ficha de muestro.

LABORATORIO DE FITOPATOLOGÍA DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA JUAN MISAEL SARACHO
No. De muestra:
fecha:
Nombre del propietario:
Superficie aprox:
Cultivo:

Fuente: Elaboración propia

2.5.3. Etapa 3

Finalizando en el laboratorio se procedió al aislamiento de las muestras recolectadas con los métodos:

- Embudo de Baermann (muestras de suelo)
- Método de tamices (muestras de raíz)

Obteniendo así diferentes índices de densidades poblacionales y el índice de incidencia de la zona, de las parcelas muestreadas lo cual se fue anotando en una planilla, para la obtención de resultados.

Fotografía 3. Método de Baermann.



Fuente: Elaboración propia

2.6. Determinación de la incidencia

Catalogándose con un mapa de referencia de las parcelas de acuerdo a la incidencia de las muestras recolectadas conforme a los síntomas de nematodos como de alta incidencia y lo niveles de densidades poblacionales de nematodos

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Verificación de la especie *Meloidogyne* spp.

3.1.1 Identificación de las especies *Meloidogyne* spp.

Fotografía 4. Nematodo de *Meloidogyne* spp.



Fuente: Elaboración propia

Principales características de nematodos *Meloidogyne* spp.

- Presentan estilete y nódulos medianos visibles al microscopio.
- El bulbo medio es redondo.
- El istmo es muy pequeño.
- La hembra adulta es globosa, con la bulba y el ano separado.
- La hembra en estado larval tiene la vulva de 70 a 80% de la parte anterior de la cabeza con ovario monodelfíco – prodelfícono reflejada.
- El tamaño aproximado es: larva hembra 500 micras y estado adulta globosa 700 micras de largo por 400 micras de ancho y en estado adulto 1400 micras de largo y 30 micras de ancho.
- El macho es filiforme, aunque en los estados iniciales de su desarrollo larvario es ligeramente engrosado.
- El macho presenta la espícula muy cerca de la parte terminal de la cola.

Fotografía 5. Nematodo obtenido en laboratorio de las muestras recolectadas



Fuente: Elaboración propia

Fotografía 6. Síntomas obtenidos de las muestras recolectadas



Fuente: Elaboración propia

Otro indicador de su presencia del género es de los síntomas encontrados en algunas de las parcelas en la parte de la raíz con presencia de nódulos.

3.2. Diagnóstico de nematodos en raíz por el método de los tamices

Se evaluó de todas las muestras recolectadas de la zona cuales son las que tienen presente los nematodos tanto de *Meloidogyne spp.* Así como nematodos de *Xiphinema spp.* Y fueron analizadas por el método de tamices.

Cuadro 4. Diagnóstico de nematodos por el método de los tamices

Parcelas	<i>Meloidogyne spp.</i>	<i>Xiphinema spp.</i>
P1	Negativo	Negativo
P2	Positivo	Negativo
P3	Positivo	Negativo
P4	Positivo	Negativo
P5	Positivo	Negativo
P6	Positivo	Negativo
P7	Positivo	Negativo
P8	Positivo	Negativo
P9	Positivo	Negativo
P10	Positivo	Negativo
P11	Positivo	Negativo
P12	Positivo	Negativo
P13	Positivo	Negativo
P14	Positivo	Negativo
P15	Positivo	Negativo
P16	Positivo	Negativo
P17	Positivo	Negativo
P18	Positivo	Negativo
P19	Positivo	Negativo
P20	Negativo	Negativo
P21	Positivo	Negativo
P22	Positivo	Negativo
P23	Positivo	Negativo
P24	Positivo	Negativo
P25	Positivo	Negativo
P26	Positivo	Negativo

En el cuadro N° 4, se presenta los resultados obtenidos del análisis de las muestras recolectadas, donde de 26 parcelas, 24 parcelas dieron positivo que representa el 92.31% de muestras positivas, es decir con presencia de *Meloidogyne spp.* el restante 7.69% que es igual a dos parcelas de las 26 parcelas muestreadas dio como resultado negativo a la presencia de *Meloidogyne spp.*, en cuanto a la detección del nematodo *Xiphinema spp.* Los resultados son negativos.

3.2.1 Densidad de poblaciones de nematodos por el método de los tamices.

Al analizar las muestras de raíz se obtuvo una densidad poblacional de nematodos bastante variable lo cual nos da a conocer si presenta niveles altos de presencia de nematodos en las parcelas de la zona.

Cuadro 5. Densidad poblacional de nematodos por el método de los tamices en 15 gr de raíz

Parcelas	<i>Meloidogyne spp.</i>
	Nº. de nematodos en 15 gr de raíz
P1	0
P2	7
P3	4
P4	4
P5	2
P6	4
P7	16
P8	22
P9	6
P10	9
P11	23
P12	6

P13	7
P14	8
P15	12
P16	5
P17	6
P18	11
P19	14
P20	0
P21	9
P22	10
P23	16
P24	2
P25	13
P26	16

En el cuadro N°5 de los resultados de densidades poblacionales de nematodos la parcela con más densidad poblacional es la N°11 con un N° de 23 nematodos del género *Meloidogyne spp.* Encontrados en una muestra de 15 gr de raíz y también se obtuvo los resultados de parcelas con ausencia de nematodos tales como las parcelas N° 1 y 20.

Cuadro 6. Densidad de poblaciones de nematodos por el método de los tamices en 120gr de raíz

Parcelas	<i>Meloidogyne spp.</i>
	N°. de nematodos en 120 gr. de raíz.
P1	0
P2	56
P3	32
P4	32
P5	16

P6	32
P7	128
P8	176
P9	48
P10	72
P11	184
P12	48
P13	56
P14	64
P15	96
P16	40
P17	48
P18	88
P19	112
P20	0
P21	72
P22	80
P23	128
P24	16
P25	104
P26	128

En el cuadro N°6 los resultados obtenidos son más elevados de los cuales podemos destacar las parcelas con más densidad poblacional son: la parcela N°7 con un N° de 128 nematodos, parcela N° 8 con un N° de 176 nematodos obtenidos en 120 gr de raíz, la parcela N° 11 dio resultados de 184 nematodos de la muestra analizada, de la parcela N°23 se obtuvo un resultado de 128 nematodos de la muestra analizada y por último de la parcela N° 26 con un N° de 128 nematodos observados de la muestra analizada.

3.2.3. La incidencia de la comunidad de Santa Ana La Nueva Zona El Cebollar

Se evaluó el porcentaje de incidencia, tomando en cuenta el total de las muestras recolectadas y analizadas. los resultados los mostramos a continuación.

Cuadro 7.

PORCENTAJE DE INCIDENCIA POR EL MÉTODO DE LOS TAMICES	
<i>Meloidogyne spp.</i>	
92,31%	

De las 26 parcelas evaluadas, se tiene la presencia de *Meloidogyne spp.* en 24 parcelas, dándonos un 92.31% de incidencia en la comunidad de Santa Ana La Nueva Zona El Cebollar.

3.3. Diagnóstico de nematodos por el método del embudo de Baermann

Se evaluó de todas las muestras recolectadas de la zona, las cuales dieron a conocer las que tienen presente los nematodos tanto de *Meloidogyne spp.* Así como de nematodos de *Xiphinema spp.* Y fueron analizadas por el método del embudo de Baermann de todas las muestras de suelo.

Cuadro 8. Diagnóstico de nematodos por el método del embudo

Parcelas	<i>Meloidogyne spp.</i>	<i>Xiphinema spp.</i>
P1	Negativo	Negativo
P2	Positivo	Negativo
P3	Positivo	Negativo
P4	Positivo	Negativo
P5	Positivo	Negativo
P6	Positivo	Negativo
P7	Positivo	Negativo

P8	Negativo	Negativo
P9	Positivo	Negativo
P10	Positivo	Negativo
P11	Positivo	Negativo
P12	Positivo	Negativo
P13	Positivo	Negativo
P14	Positivo	Negativo
P15	Positivo	Negativo
P16	Positivo	Negativo
P17	Positivo	Negativo
P18	Positivo	Negativo
P19	Positivo	Negativo
P20	Negativo	Negativo
P21	Positivo	Negativo
P22	Positivo	Negativo
P23	Positivo	Negativo
P24	Positivo	Negativo
P25	Positivo	Negativo
P26	Positivo	Negativo

En el cuadro N°8 los resultados obtenidos por el método del embudo de Baermann dieron un diagnóstico de 92.31% positivos de nematodos *Meloidogyne spp.* del total de parcelas muestreadas y un 7.69% de parcelas sin presencia de nematodos *Meloidogyne spp.* En cuanto a *Xiphinema spp.* De todas las muestras recolectadas y al ser analizadas no se encontró ninguna presencia de este género.

3.3.1. Densidad de poblaciones obtenido de muestras de suelo obtenidos.

Al analizar las muestras de suelo se obtuvo una densidad poblacional de nematodos bastante variable lo cual nos da a conocer si presenta niveles altos de densidad poblacional de nematodos en las parcelas de vid de la zona.

Cuadro 9. Densidad poblacional de nematodos en 120 gr de suelo con el método de Baermann

Parcelas	<i>Meloydogine</i>
	N. de nematodos en 120 gr de suelo
P1	0
P2	7
P3	4
P4	4
P5	2
P6	4
P7	15
P8	22
P9	6
P10	9
P11	23
P12	6
P13	7
P14	8
P15	12
P16	5
P17	6
P18	11
P19	14
P20	0
P21	9
P22	10

P23	15
P24	5
P25	13
P26	23

En este cuadro N°9 podemos ver la cantidad de nematodos obtenidos con el método del embudo de Baermann de 120 gr de suelo obtenido de los cuales se puede afirmar que las parcelas con mayor densidad poblacional son: parcela N° 11 y parcela N° 26 ambas con una densidad de 23 nematodos observados y así también se obtuvo parcelas sin presencia de nematodos del género *Meloidogyne spp.*

Cuadro 10. Diagnóstico de nematodos en 1 m³ de suelo con el método de Baermann

Parcelas	<i>Meloidogyne</i>
	N. de nematodos en 1 m ³
P1	0
P2	58333
P3	33333
P4	33333
P5	16667
P6	33333
P7	125000
P8	183333
P9	50000
P10	75000
P11	191667
P12	50000
P13	58333
P14	66667
P15	100000

P16	41667
P17	50000
P18	91667
P19	116667
P20	0
P21	75000
P22	83333
P23	125000
P24	41667
P25	108333
P26	191667

Este cuadro N°10 se obtuvo resultados de las densidades poblacionales de nematodos que tendría por el método del embudo de Baermann en 1 m³ de suelo de cada parcela de vid de la zona, en cual podemos observar que en la parcela N° 13 se puede ver que en un 1m³ de suelo tendría que haber una densidad poblacional de 58333 nematodos

3.3.2. Incidencia de la comunidad de Santa Ana La Nueva Zona Del Cebollar

Se evaluó el porcentaje de incidencia, tomando en cuenta el total de las muestras recolectadas y analizadas por el método del embudo de Baermann los resultados los mostramos a continuación.

Cuadro 11.

Porcentaje de incidencia por el método de Baermann
<i>Meloidogyne spp.</i>
92,31%

En este cuadro se pudo ver el nivel de incidencia que tiene la zona obtenidos de las muestras de suelo con el método del embudo de Baermann.

3.4. Niveles de densidades población de nematodos de la zona de Santa Ana La Nueva Zona ‘El Cebollar’

Niveles de densidades poblacional de nematodos	Parámetros
Sin ausencia	0
Bajos	1 - 3
Moderadamente bajos	4 - 7
Medios	8 - 11
Moderadamente altos	12 - 15
Altos	16 <

Cuadro 12.

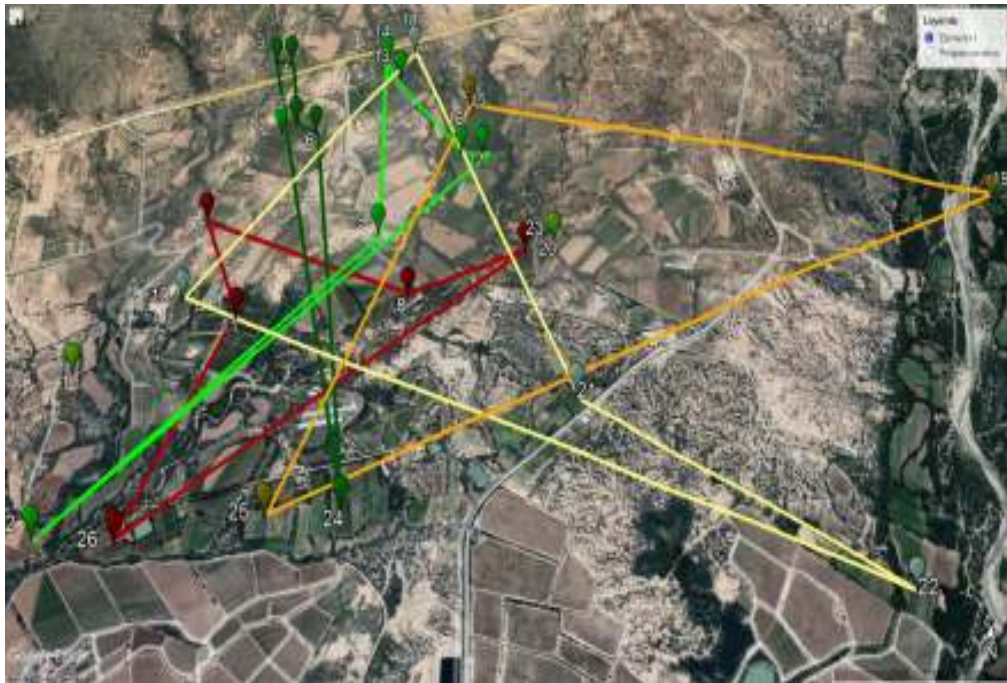
Diagnóstico de nematodos por el método de los tamices de raíces de vid	
Parcelas	<i>Meloidogyne spp.</i> niveles de incidencia
P1	Sin presencia
P2	moderadamente bajo
P3	bajo
P4	bajo
P5	bajo
P6	bajo
P7	alto
P8	alto
P9	moderadamente bajo
P10	medio
P11	alto
P12	moderadamente bajo

P13	moderadamente bajo
P14	moderadamente bajo
P15	moderadamente alto
P16	moderadamente bajo
P17	moderadamente bajo
P18	medio
P19	moderadamente alto
P20	Sin presencia
P21	medio
P22	medio
P23	alto
P24	bajo
P25	moderadamente alto
P26	alto

En el cuadro N°12 se puede ver los resultados que se categorizaron a niveles de densidades poblacionales de nematodos, en la que podemos afirmar a las parcelas con niveles bajos son: parcela N°3, N°4, N°5, N°6 y N°24, tambien podemos ver las parcelas con niveles altos que son: parcelas N°7, N°8, N°11, N°23 Y N°26.

3.5. Mapa de niveles de densidades poblacionales de nematodos de las parcelas de Santa Ana La Nueva Zona'' El Cebollar''.

Imagen satelital 3. Niveles Densidad poblacional de nematodos

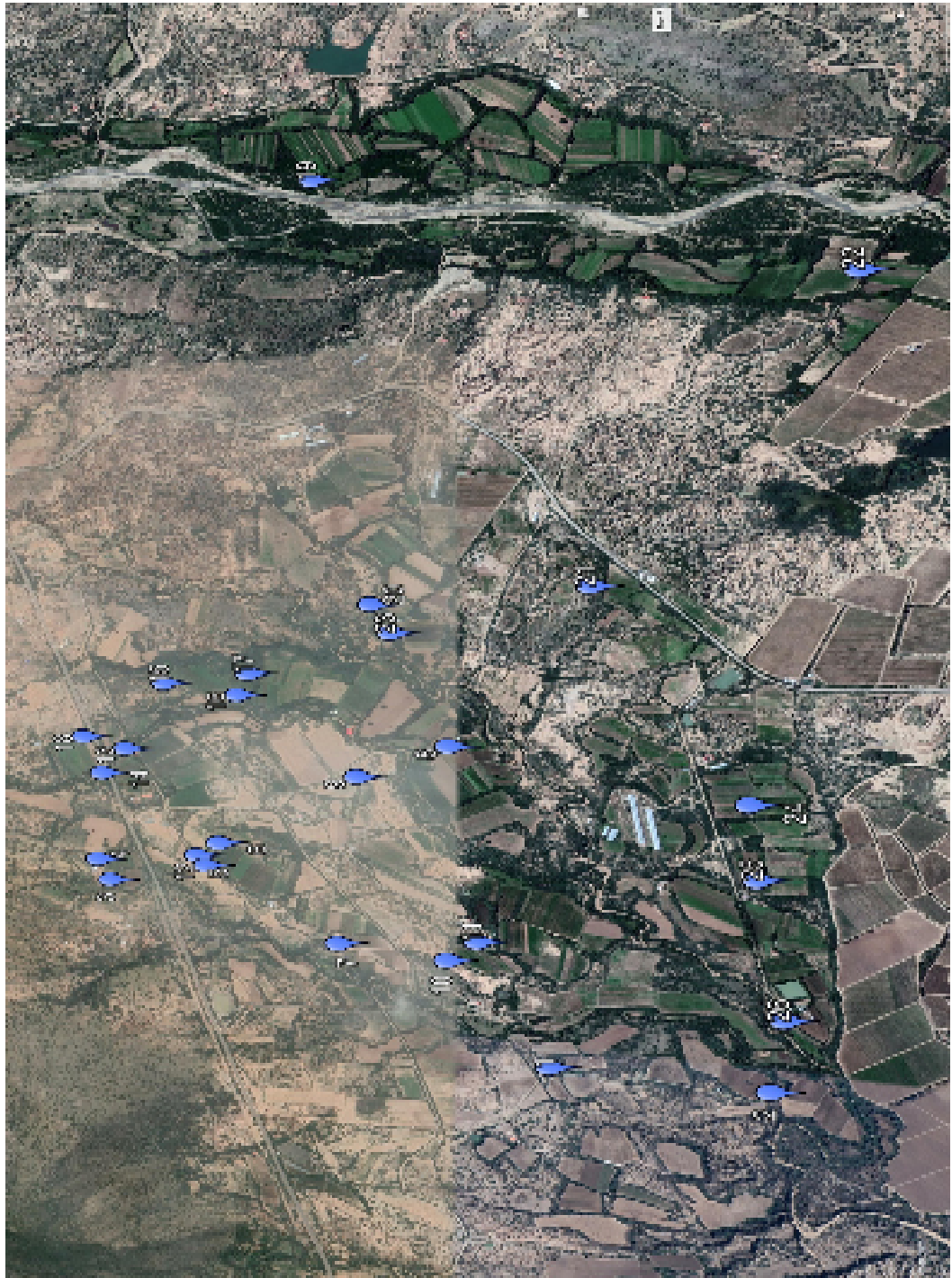


Fuente: Elaboración propia.

Donde se puede observar a las parcelas 2 y 20 con niveles nulos de incidencia de nematodos tanto como *Meloidongyne spp* y *Xiphinema spp*, el polígono de verde oscuro muestra las parcelas con niveles bajos de meloidongyne spp, el polígono verde fosforescente señala las parcelas con insidencia moderadamente baja de nematodos de meloidongyne spp, continuando con el polígono de color beis muestra las parcelas con incidencia media de nematodos de meloidongyne spp, seguimos con el polígono de color amarillo oscuro o mostaza nos muestra las parcelas con incidencia moderadamente alta de nematodos meloidongyne spp, por último el polígono de color rojo señala a las parcelas de incidencia alta donde se pudo observar los síntomas de meloidongyne spp. En las muestras de raíz extraídas.

3.5. Imagen satelital de Santa Ana La Nueva Zona El Cebollar de referencia de las parcelas muestreadas

Imagen satelital 4.



Fuente: Elaboración propia.

3.6. Eficiencia de captura de los dos métodos.

Cuadro 13.

tabla de datos				
	a	b	a ²	b ²
1	0	0	0	0
2	7	56	49	3136
3	4	32	16	1024
4	4	32	16	1024
5	2	16	4	256
6	4	32	16	1024
7	16	128	256	65536
8	22	176	484	30976
9	6	48	36	2304
10	9	72	81	5184
11	23	184	529	33856
12	6	48	36	2304
13	7	56	49	3136
14	8	64	64	4096
15	12	96	144	9216
16	5	40	25	1600
17	6	48	36	2304
18	11	88	121	7744
19	14	112	196	12544
20	0	0	0	0
21	9	72	81	5184
22	10	80	100	6400
23	16	128	256	65536
24	5	16	25	256
25	13	104	169	10816

26	23	128	529	65536
Σ	242	1856	3318	340992
media	9,231	71,38		

En el cuadro N° 13 se puede ver que se utilizaron los datos de los dos métodos utilizados tanto el método de tamices como el método del embudo de Baermann en cual demostraremos si hay diferencias entre ambos métodos.

$$t_c = 4,49$$

tc	tt			
	10%	5%	2%	1%
4,49	1,71	2,06	2,49	2,8

Como se puede verificar en los resultados se llega a la verificación de que hay diferencias significativas entre ambos métodos.

Discusión

- Según los resultados en el cálculo de la t de student la diferencia de la t calculada con las t tabulada nos da que hay diferencias significativas

- En cuanto la incidencia de la comunidad de Santa Ana La Nueva zona del "Cebollar"

3.7. Tabla de estimación de porcentajes de pérdidas del cultivo en la zona

Cuadro 14

Parcelas	% de pérdidas
p1	0,00
p2	1,23
p3	0,70
p4	0,70
p5	0,35
p6	0,70

p7	2,80
p8	3,85
p9	1,05
p10	1,58
p11	4,03
p12	1,05
p13	1,23
p14	1,40
p15	2,10
p16	0,88
p17	1,05
p18	1,93
p19	2,45
p20	0,00
p21	1,58
p22	1,75
p23	2,80
p24	0,88
p25	2,28
p26	4,03
sumatoria	42,35
Promedio	1,63

En el presente cuadro según la bibliografía de Eleuteri (2021), podemos ver que el porcentaje promedio de pérdida de la zona es de 1,63 % del 100 % del cultivo de la vid

CAPÍTULO IV

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. Conclusiones

- Se pudo determinar la incidencia con un índice del 92.31 % de las 26 parcelas muestreadas con el embudo de Baermann y el método de los tamices de las muestras obtenidas de la comunidad de Santa Ana La Nueva Zona El Cebollar

- En la identificación de nematodos se determinó la obtención de las 26 parcelas muestreadas, 24 parcelas obtuvieron nematodos del género *Meloidogyne* spp. Tanto de las muestras de suelo y raíz con los dos distintos métodos tanto del método de tamices, como con el método de Baermann.

- Al cuantificar la población de nematodos asociados a la vid en parcelas de la comunidad de Santa Ana La Nueva Zona El Cebollar, se obtuvo 6 niveles de incidencia en la zona las cuales son: sin presencia con un 7.69 %, bajos con un 19.23 %, moderadamente bajos con un 26.92 %, medios con un 15.38 %, moderadamente altos con un 11.53 % y altos con un 19.23 %.

- Se concluyó que el método que más número de nematodos obtuvo es el método de tamices en muestras de raíz con un total de 1856 nematodos obtenidos de muestras de raíces, por otro lado, también se puede decir que en muestra de suelo el método más eficiente es el método del embudo de Baermann con un total de 242 nematodos obtenidos de las muestras de suelo, ya que las muestras de suelo no se pueden analizar con el método de los tamices ya que aún queda muchas partículas de arcilla en la muestra para observar al microscopio, también está corroborado con la t de student que hay diferencias significativas en la obtención de los dos métodos utilizados con una tc de 4.49.

Se concluyó que las parcelas de índices altos de la zona oscilan pérdidas del cultivo entre 3% a 4% de sus parcelas que son las parcelas N.º 7, 8, 11, 23 Y 26.

4.2. Recomendaciones

- Se recomienda si van a usar un método de identificación de nematodos seguir los pasos correspondientes para que se realice con más efectividad el aislamiento de los nematodos ya sea utilizado el método de embudo de Baermann o el método de los tamices, se debe tomar en cuenta que las muestras de suelo identificadas por el método de los tamices salen poco visibles ya que quedan muchas partículas de suelo lo cual dificulta el conteo y la identificación de los nematodos, en cambio con el método del embudo de Baermann las muestras de suelo se obtienen sin partículas de suelo lo cual se puede identificar y cuantificar sin problemas.
- Se recomienda en parcelas de altos niveles de población de nematodos usar métodos para controlar la población como: control físico (vapor, solarización e inundación), control cultural (rotación de cultivos, barbecho, cultivos trampa, enmiendas de suelo, e injertos), control químico y control biológico, evitar más daños futuros en las parcelas de vid, en cuanto a frutales no se podría aplicar mucho control físico como inundación o vapor esas técnicas no aplicarían en frutales en cuanto a control cultural en los frutales se aplicaría cultivos trampa o enmiendas en el suelo, control químico y control biológico serían más factible aplicar en frutales.
- Se recomienda utilizar para futuras plantaciones de vid usar pies o portainjertos resistentes como el Richter 110, 1103 Paulsen y 140 Ruggeri, los cuales son resistentes a nematodos, para parcelas ya establecidas se recomienda utilizar métodos como la solarización o control químico con el producto Carbofuran.