

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

LA MOLINA

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**“COMPORTAMIENTO DE NUEVE PORTAINJERTOS DE VID
(*Vitis vinifera* L.) FRENTE AL NEMÁTODO DEL NÓDULO
(*Meloidogyne incognita*)”**

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE:

INGENIERA AGRÓNOMA

YASHIRA STEFFANI OLIVA ALVAREZ

LIMA – PERÚ

2022

**La UNALM es titular de los derechos patrimoniales de la presente investigación
(Art. 24 – Reglamento de Propiedad intelectual)**

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

**“COMPORTAMIENTO DE NUEVE PORTAINJERTOS DE VID (*Vitis vinifera* L.)
FRENTE AL NEMÁTODO DEL NÓDULO (*Meloidogyne incognita*)”**

YASHIRA STEFFANI OLIVA ALVAREZ

Tesis para optar el Título de:

INGENIERA AGRÓNOMA

Sustentada y aprobada por el siguiente jurado:

Ing. Mg. Sc. Alejandro Pacheco Avalos

PRESIDENTE

Ing. Mg. Sc. Ángel Alfonso Palomo Herrera

PATROCINADOR

Ing. Guillermo Parodi Macedo

MIEMBRO

Ing. Mg. Sc. Medali Heidi Huarhua Zaquinaula

MIEMBRO

LIMA – PERÚ

2022

DEDICATORIA

A mis padres Gladis y Máximo, que con su gran esfuerzo y cariño me sacaron adelante para lograr ser la persona y profesional que hoy soy. Gracias por tanto apoyo. Mis ejemplos a seguir y orgullosa siempre de tenerlos en mi vida.

Con cariño para Benjamín, Gisella y mi querido Edson, su apoyo y ánimos constantes para continuar con este gran reto que asumí. Desde cielo nos guiarás angelito mío. Son los mejores hermanos que pude tener y Dios me dio.

A mis padrinos Rosa y Carlos, con sus consejos, apoyo, acogida y acompañamiento en desvelos durante el proceso de este reto. Mis segundos padres y familia, los mejores que me pudieron otorgar.

A mí, por mi esfuerzo en esta experiencia exquisita, exhausta e increíble, pero con un final satisfactorio y que recordaré siempre. Porque todo con perseverancia se logra. GRACIAS!

AGRADECIMIENTO

- A mi patrocinador, Ingeniero Ángel Alfonso Palomo Herrera, por su paciencia, estima y apoyo desde el inicio de este proyecto, siempre dispuesto a ayudar.
- A las señoras Olga y Julia, por su apoyo y confianza en el Laboratorio de Nematología.
- A mis amigos Luis Saire, Jessica Tapia, Edson Landa, Fernanda Villavicencio, Juan Reyes, Kemberley Hoyle y Samantha Trujillo; gracias por apoyarme, aconsejarme y darme ánimos durante el desarrollo de este ensayo.
- A la ingeniera Gladys Ramirez, del Instituto Nacional de Innovación Agraria-Chincha, por brindarme su confianza y permitirme poder realizar este proyecto en conjunto.
- Al ingeniero Alejandro Pacheco, por su paciencia y consejo durante la última etapa del proceso. Cada palabra fue bien recibida y siempre me ayudará a mejorar siempre.
- A Davis, su amor, compañía, ánimos y lucha constante en esta experiencia no dejaron rendirme y continúe hasta el final.

ÍNDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1.	NEMÁTODO DEL NÓDULO DE LA RAÍZ.....	3
2.1.1.	Ubicación taxonómica	3
2.1.2.	Parasitismo	3
2.1.3.	Ciclo de vida.....	4
2.1.4.	Factores que afectan el desarrollo del nemátodo.....	5
2.1.5.	Sintomatología.....	6
2.2.	CULTIVO DE VID	7
2.2.1.	Generalidades	7
2.2.2.	Ubicación taxonómica	7
2.2.3.	Morfología.....	8
2.2.4.	Plagas y enfermedades.....	10
2.2.5.	Importancia de los portainjertos	10
2.2.6.	Características de los portainjertos	11
a.	Richter 110 (R110): <i>Vitis berlandieri X Vitis rupestris</i>	11
b.	Salt Creek: <i>Vitis champinii</i>	11
c.	Paulsen 1103: <i>Vitis berlandieri X Vitis rupestris</i>	12
d.	SO4: <i>Vitis berlandieri X Vitis riparia</i>	12
e.	Dog Ridge: <i>Vitis champinii</i>	12
f.	MGT 101-14: <i>Vitis riparia X Vitis rupestris</i>	12
g.	Richter 99 (R99): <i>Vitis berlandieri X Vitis rupestris</i>	12
h.	Telek-Kober 5BB (5BB): <i>Vitis berlandieri X Vitis riparia</i>	13
i.	Quebranta: <i>Vitis vinífera</i>	13
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	14
3.1.	LUGAR DE EJECUCIÓN.....	14
3.2.	MATERIALES UTILIZADOS	14
3.2.1.	Plantones de portainjertos usados.....	14
3.2.2.	Propagación e instalación de plantones	15
3.2.3.	Obtención del inóculo de <i>Meloidogyne incognita</i>	15
3.2.4.	Inoculación de <i>Meloidogyne incognita</i> en plantas de vid.....	15

3.2.5.	Evaluación de muestras	16
3.3.	TRATAMIENTOS	16
3.4.	MÉTODOS	16
3.4.1.	Propagación e instalación de plantones	16
3.4.2.	Obtención de inóculo.....	17
3.4.3.	Inoculación	17
3.4.4.	Manejo	18
3.4.5.	Evaluación	18
3.5.	DISEÑO EXPERIMENTAL	26
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	27
4.1.	RESULTADOS	27
4.1.1.	Parámetros poblacionales	27
4.1.2.	Parámetros indirectos del daño: nodulación.....	30
4.1.3.	Parámetros de crecimiento.....	31
4.2.	DISCUSIÓN	36
V.	CONCLUSIONES.....	46
VI.	RECOMENDACIONES.....	47
VII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	48
VIII.	ANEXOS	54

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Clasificación de especies del género <i>Vitis</i>	8
Tabla 2: Cultivares de portainjertos de vid en estudio	14
Tabla 3: Relación de tratamientos	16
Tabla 4: Términos para describir la respuesta de la planta frente a los nemátodos, propuesta modificada de Dropkin y Nelson (1960)	22
Tabla 5: Escala de nodulación empleada por la escala PIM	23
Tabla 6: Población final en el suelo, en la raíz y el total, de <i>Meloidogyne incognita</i> , correspondiente a los portainjertos de <i>Vitis</i> sp.	28
Tabla 7: Tasa de reproducción de <i>Meloidogyne incognita</i> , correspondiente a los portainjertos de <i>Vitis</i> sp.	29
Tabla 8: Evaluación de nodulación con la escala PIM y Zeck, para <i>Meloidogyne incognita</i> , correspondiente a los portainjertos de <i>Vitis</i> sp.	31
Tabla 9: Evaluación a los 150 días del tamaño de brote en los distintos cultivares de portainjertos de <i>Vitis</i> sp.	31
Tabla 10: Evaluación a los 150 días de la longitud de entrenudo en los portainjertos de <i>Vitis</i> sp.	32
Tabla 11: Evaluación a los 150 días del número de yemas y número de brotes, en los portainjertos de <i>Vitis</i> sp. y, prueba de comparación de medias de Duncan entre cultivares	33
Tabla 12: Evaluación a los 150 días del peso fresco y peso seco de la parte aérea en los portainjertos de <i>Vitis</i> sp.	34
Tabla 13: Evaluación a los 150 días del peso fresco de raíz de la planta, en los portainjertos de <i>Vitis</i> sp.	35
Tabla 14: Propuesta para la determinación del comportamiento y niveles de tolerancia en los cultivares estudiados, frente a <i>Meloidogyne incognita</i>	39
Tabla 15: Lista de chequeo para la determinación de cultivares como hospederos no eficientes y eficientes en la reproducción de <i>Meloidogyne incognita</i>	41
Tabla 16: Check list para la determinación de cultivares como hospederos muy eficientes en la reproducción de <i>Meloidogyne incognita</i>	42

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de la enfermedad del nudo radicular causado por nemátodos del género <i>Meloidogyne</i> , por Agrios, G. (2011). <i>Plant Pathology</i> (5° ed.). Florida, Estados Unidos: Elsevier Academic Press. s. p.	5
Figura 2. Evaluación de la parte aérea de la planta en el vivero del INIA Chincha.....	19
Figura 3. Evaluación de muestras radiculares en el laboratorio de Nematología.	20
Figura 4. Niveles de nodulación según la escala Zeck para raíces infestadas por <i>Meloidogyne</i> spp., por Zeck, W. (1971). A rating scheme for field evaluation of root-knot nematode infestations. <i>Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer</i> (24):1, 141-144.	24

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Datos obtenidos de los parámetros crecimiento, en la evaluación a los 150 días en plantas inoculadas con 10000 huevos/gr de suelo.	55
Anexo 2. Datos obtenidos de los parámetros de población y nodulación, en la evaluación a los 150 días en plantas inoculadas con 10000 huevos/gr de suelo.	57
Anexo 3. Datos obtenidos en la evaluación de la población final en el suelo, a los 150 días en plantas inoculadas con 10000 huevos/gr de suelo.	60
Anexo 4. Datos obtenidos en la evaluación de la población final en raíces, a los 150 días en plantas inoculadas con 10000 huevos/gr de suelo.	62
Anexo 5. Análisis de variancia de la población final en el suelo y evaluadas a los 150 días. (Datos transformados con Logaritmo 10).	65
Anexo 6. Análisis de variancia de la población final en las raíces y evaluadas a los 150 días. (Datos transformados con Logaritmo 10).	65
Anexo 7. Análisis de variancia de la población final total y evaluadas a los 150 días. (Datos transformados con Logaritmo 10).	66
Anexo 8. Análisis de variancia de la tasa de reproducción y evaluadas a los 150 días. (Datos transformados raíz cuadrada).	66
Anexo 9. Análisis de variancia de los parámetros indirectos del daño (Nodulación), comparado entre cultivares, y evaluadas a los 150 días.	67
Anexo 10. Análisis de variancia de los parámetros de crecimiento, comparado entre cultivares, y evaluadas a los 150 días.	67
Anexo 11. Plantas del cultivar Richter 110, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.	69
Anexo 12. Plantas del cultivar Richter 110, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.	69
Anexo 13. Plantas del cultivar Salt Creek, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.	70
Anexo 14. Plantas del cultivar Salt Creek, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.	70
Anexo 15. Plantas del cultivar Paulsen 1103, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.	71
Anexo 16. Plantas del cultivar Paulsen 1103, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.	71
Anexo 17. Plantas del cultivar SO4, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.	72

Anexo 18. Plantas del cultivar SO4, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.	72
Anexo 19. Plantas del cultivar Dog Ridge, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.	73
Anexo 20. Plantas del cultivar Dog Ridge, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.	73
Anexo 21. Plantas del cultivar MGT 101-14, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.	74
Anexo 22. Plantas del cultivar MGT 101-14, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.	74
Anexo 23. Plantas del cultivar Richter 99, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.	75
Anexo 24. Plantas del cultivar Richter 99, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.	75
Anexo 25. Plantas del cultivar Telek-Kober 5BB, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.	76
Anexo 26. Plantas del cultivar Telek-Kober 5BB, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.	76
Anexo 27. Plantas del cultivar Quebranta, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.	77
Anexo 28. Plantas del cultivar Quebranta, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.	77

RESUMEN

Se evaluaron nueve cultivares de portainjertos para vid (*Vitis vinifera* L.): Richter 110 (R110), Paulsen 1103 (Paulsen) y Richter 99 (R99), producidos por la hibridación de *Vitis berlandieri* x *Vitis rupestris*, SO4 y Telek-Kober 5BB (5BB), producidos por la hibridación de *Vitis berlandieri* x *Vitis riparia*, MGT 101-14 producido por la hibridación *Vitis riparia* x *Vitis rupestris*, Salt Creek y Dog Ridge provenientes de la especie *Vitis champinii*, y Quebranta proveniente de la especie *Vitis vinifera*; para determinar sus comportamientos frente a una densidad poblacional de *Meloidogyne incognita*. A los 5 meses de inoculadas las plantas, se evaluaron las variables de población, tasa de reproducción (Tr), nodulación - utilizando la escala Zeck y la escala PIM- y crecimiento de la planta. El cultivar Quebranta presentó mayor población y Tr, con 37598 nemátodos y 0.47 respectivamente, y el cultivar Dog Ridge presentó menor población y Tr, con valores iguales a cero, logrando anular por completo a *M. incognita*; sin embargo, la mayor población obtenida fue menor a la inoculada inicialmente, por consecuencia no fue posible usar el sistema de evaluación propuesto por Dropkin y Nelson. En escalas de nodulación PIM y Zeck, los cultivares 5BB y Dog Ridge presentaron menor y mayor valor respectivamente, siendo grado menor 0.00 para ambas escalas, y grado mayor 3.00 para escala PIM y 3.33 para escala Zeck. En parámetros de crecimiento, las variables que presentaron diferencias significativas fueron longitud de entrenudo, número de yemas, número de brotes, peso fresco de parte aérea y peso fresco de raíz, con valores bajos en los cultivares R110, MGT 101-14, R99 y 5BB, y valores altos en los cultivares Quebranta y Dog Ridge. En peso seco de parte aérea, no se observó diferencias significativas, debido a que registró valores bajos, y el análisis de variancia no detectó diferencias entre ellas.

Palabras claves: *Meloidogyne incognita*, nemátodo, cultivar, nodulación, población.

ABSTRACT

Nine rootstock cultivars for vine (*Vitis vinifera* L.) were evaluated: Richter 110 (R110), Paulsen 1103 (Paulsen) and Richter 99 (R99), produced by the hybridization of *Vitis berlandieri* x *Vitis rupestris*, SO4 and Telek-Kober 5BB (5BB), produced by the hybridization of *Vitis berlandieri* x *Vitis riparia*, MGT 101-14 produced by the hybridization *Vitis riparia* x *Vitis rupestris*, Salt Creek and Dog Ridge from the species *Vitis champinii*, and Quebranta from the species *Vitis vinifera*; to determine their behaviors against a population density of *Meloidogyne incognita*. At 5 months after the plants were inoculated, the population variables, reproduction rate (Tr), nodulation -using the Zeck scale and the PIM scale- and plant growth were evaluated. The cultivar Quebranta presented a higher population and Tr, with 37598 nematodes and 0.47 respectively, and the cultivar Dog Ridge presented a lower population and Tr, with values equal to zero, managing to completely annul *M. incognita*; However, the largest population obtained was smaller than the one initially inoculated; consequently, it was not possible to use the evaluation system proposed by Dropkin and Nelson. In the PIM and Zeck nodulation scales, the cultivars 5BB and Dog Ridge presented lower and higher values respectively, being a lower grade 0.00 for both scales, and a higher grade 3.00 for the PIM scale and 3.33 for the Zeck scale. In growth parameters, the variables that presented significant differences were internode length, number of buds, number of shoots, fresh weight of aerial part and fresh weight of root, with low values in cultivars R110, MGT 101-14, R99 and 5BB, and high values in Quebranta and Dog Ridge cultivars. In dry weight of the aerial part, no significant differences were observed, due to the fact that it registered low values, and the analysis of variance did not detect differences between them.

KeyWords: *Meloidogyne incognita*, nematode, cultivar, nodulation, population

I. INTRODUCCIÓN

El cultivo de vid, ha venido convirtiéndose en uno de los más importantes en la agricultura peruana, teniendo un crecimiento progresivo en su producción y aportando significativamente en la economía del país (PromPerú, 2019).

En los últimos años, la producción del cultivo de vid ha ido incrementándose de manera considerable. En el 2018, las agroexportaciones llegaron a los US\$7,030 millones, llegando a diferentes países del mundo, principalmente a Estados Unidos y otros como Inglaterra y Tailandia (Andina, 2018). En el 2019, las exportaciones entre enero-agosto crecieron en un 18% (Andina, 2019), posicionando al Perú como el quinto país exportador de uva fresca, y a lo largo del 2020, las exportaciones crecieron alrededor del 20%, logrando convertirse en el cuarto país exportador de uva, teniendo como principal mercado a Estados Unidos (PromPerú, 2020).

La producción del cultivo de vid en el 2019, alcanzó los 688,383.93 toneladas por Ha, con un precio promedio de S/. 2.48 nuevos soles por kilogramo de fruta fresca. En el Perú, la producción de uva se da en casi todos los meses del año, según el cultivar y los diferentes microclimas que tenemos en las distintas regiones del país; siendo los meses con mayor producción de noviembre a marzo, en la zona norte y sur del país, principalmente en Piura y Ica, y luego La Libertad, Lima, Arequipa y Lambayeque (Albujar, 2019).

La costa peruana es la región con mayor producción y cosecha del cultivo de vid, ya que cuenta con condiciones favorables para su desarrollo; sin embargo, esas condiciones como suelo arenoso, monocultivo, poca o nula presencia de materia orgánica en el suelo y temperaturas mayores a 25°C favorecen la presencia de fitopatógenos más importantes y que pueden afectar negativamente al cultivo, como es el caso del nemátodo *Meloidogyne incognita* o conocido como el “nemátodo del nódulo de la raíz” (Saire, 2017). *M. incognita* está muy presente a nivel nacional y mundial, siendo uno de los problemas fitosanitarios actuales en la agricultura (Saire, 2017) y que puede llegar a generar pérdidas económicas muy importantes de gran relevancia (Dagatti *et al.*, 2014).

Considerando lo mencionado anteriormente, pero sobre todo teniendo en cuenta la importancia económica que representan para el país las exportaciones de uva, hacen al nemátodo *Meloidogyne incognita* un problema importante, por el cual fue tomado como objeto de estudio en la presente investigación. Este trabajo buscó evaluar el comportamiento y eficiencia en la reproducción de *Meloidogyne incognita*, de nueve cultivares de portainjertos de vid, como R110, Salt Creek, SO4, Paulsen, R99, 5BB, Dog Ridge, MGT 101-14 y Quebranta, en condiciones de vivero.

Por tal, está presente investigación se realizó con el fin de lograr los siguientes objetivos:

1. Determinar qué cultivar de portainjerto de vid (*Vitis vinifera* L.) es favorable para la reproducción del nemátodo *Meloidogyne incognita* a nivel de vivero.
2. Determinar qué cultivar de portainjerto de vid (*Vitis vinifera* L.), presenta mayor nivel de nodulación frente al nemátodo *Meloidogyne incognita*.
3. Determinar el efecto de *Meloidogyne incognita* en los parámetros de crecimiento de los nueve cultivares de portainjertos de vid.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. NEMÁTODO DEL NÓDULO DE LA RAÍZ

Existe una gran diversidad de nemátodos parásitos de plantas, agrupándolos en 14 géneros y dentro de ellos 33 especies; siendo el género *Meloidogyne* el más difundido y de mayor importancia económica en la costa y selva peruana (Farfán, 2011). *Meloidogyne* es uno de los géneros más ampliamente distribuido, pudiendo encontrarse en zonas tropicales, subtropicales, climas mediterráneos, etc.; esta amplia distribución se debe a factores como: capacidad de soportar condiciones adversas, rápida reproducción, facilidad de dispersión y de establecerse en nuevas áreas (Cepeda, 1996).

2.1.1. Ubicación taxonómica

Según Canto-Sáenz (2010); las especies del género *Meloidogyne* se clasifican taxonómicamente de la siguiente manera:

PHYLUM	: Nemata
CLASE	: Secernentea, Von Linstow 1950, Dougherty 1958.
ORDEN	: Tylenchida, Thorne, 1949.
SUB-ORDEN	: Tylenchina, Chitwood, 1950.
SUPERFAMILIA	: Tylenchoidea, Örley, 1880.
FAMILIA	: Heteroderidae, Filipjev, 1934.
GÉNERO	: <i>Meloidogyne</i> , Goeldi, 1887

2.1.2. Parasitismo

Los nemátodos del género *Meloidogyne*, poseen estiletes robustos, permitiendo al nemátodo perforar las paredes celulares y formar quistes o nódulos (Gomez y Montes, 1997).

La infección de la planta ocurre cuando el segundo estadio larval del nemátodo o juveniles 2 (J2), penetra las raíces u otra parte subterránea de la planta (Cepeda, 1996). Cuando los J2 penetran la raíz, la conducta destructiva cambia por una explorativa, finalizando con la

identificación de las células parenquimáticas y la selección de las células de alimentación, buscando así desarrollarse hasta convertirse en hembras adultas que puedan producir huevos para su reproducción (Gomez y Montes, 1997).

En las raíces su desarrollo y reproducción son determinados por su capacidad para interaccionar compatiblemente con el hospedante (Cepeda, 1996).

Según Sasser y Cárter (1985), fisiológicamente los ataques aumentan la producción de proteínas en los nódulos y provocan un mal funcionamiento de los reguladores de crecimiento entre las raíces y el tallo; provocando así la reducción del crecimiento y desarrollo de la planta.

2.1.3. Ciclo de vida

El ciclo de vida de todas las especies de *Meloidogyne* es esencialmente el mismo (figura 1); sin embargo, algunos autores indican que el tipo de hospedero y condiciones ambientales como luminosidad, temperatura, altitud, pH, textura del suelo, etc., hacen que varíe el ciclo de vida de estos nemátodos (Cepeda, 1996).

Según Orión y Kritzman (1991), el ciclo inicia con la etapa de huevo en estado unicelular, ya sea libre en el suelo o dentro de una masa gelatinosa producida por la hembra. Según Cepeda (1996), la masa de huevos puede contener de 500 a 1000 huevos, y puede estar dentro del tejido del nódulo o sobre la superficie radicular.

El desarrollo del huevo comienza pocas horas después de la oviposición, hasta que se observa una larva completamente desarrollada con un estilete enrollado en la membrana del huevo; éste puede moverse dentro del huevo, pero no es muy activo (Cepeda, 1996).

Luego de haberse formado el primer estado juvenil, se produce la muda dentro del huevo para convertirse en juvenil 2 (J2). Después de diez días, la larva emerge del huevo si las condiciones ambientales son favorables; los J2 salen al exterior en busca de raicillas, ya que si no la encuentran para alimentarse de ella pueden morir en pocas horas (Farfán, 2011).

En esta etapa de J2, la larva es más activa y puede entrar a la raíz cerca de la zona de actividad meristemática. En hospedantes susceptibles, estas larvas inducen la formación de células gigantes de las cuales continúan alimentándose, al mismo tiempo hay una intensa multiplicación de células vegetativas (hiperplasia) alrededor de la cabeza del nemátodo.

Estos cambios son acompañados por el engrosamiento de la raíz para formar agallas conspicuas. Cuando se completan la segunda y tercera muda, tanto en la hembra como macho, se generan distintos cambios morfológicos, llevándolos a formar su última etapa de desarrollo para su reproducción y posterior muerte (Cepeda, 1996).

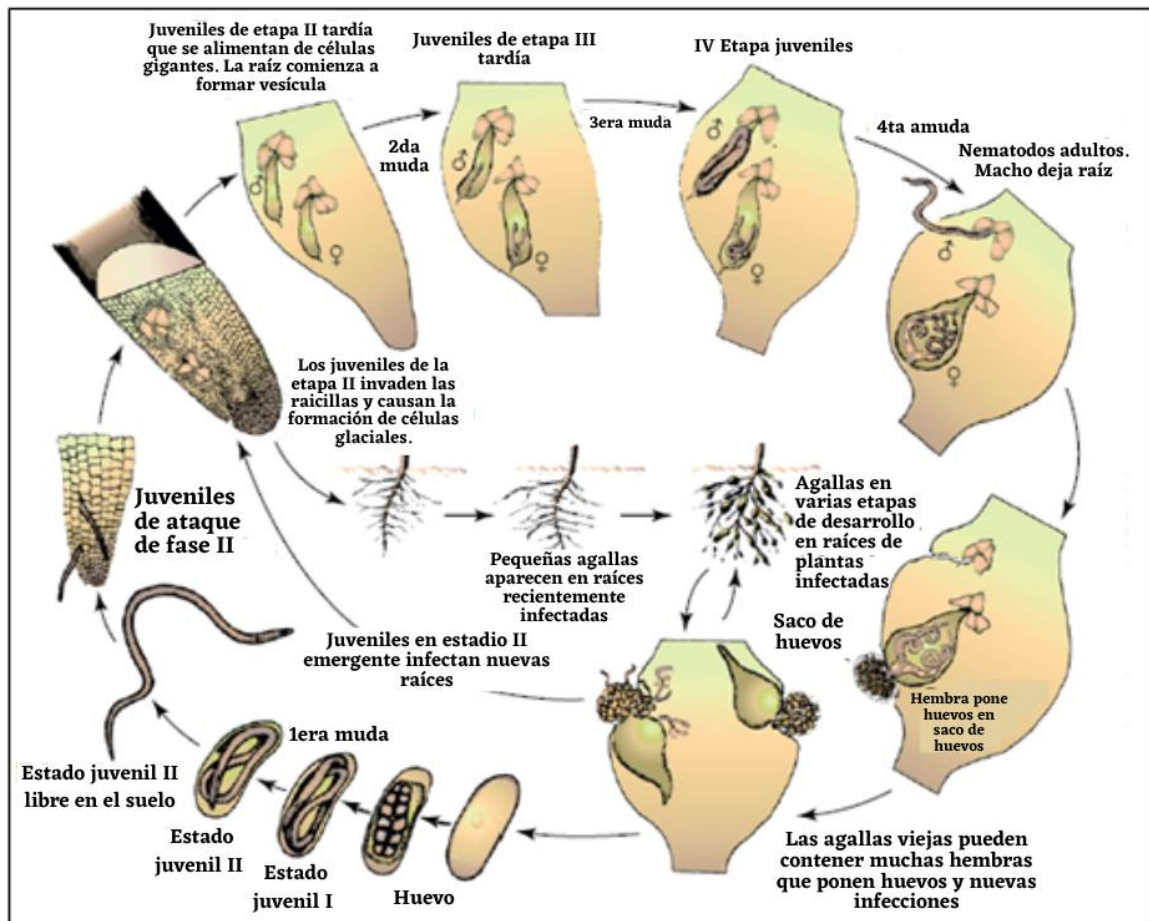


Figura 1. Ciclo de la enfermedad del nudo radicular causado por nemátodos del género *Meloidogyne*, por Agrios, G. (2011). Plant Pathology (5° ed.). Florida, Estados Unidos: Elsevier Academic Press. s. p.

2.1.4. Factores que afectan el desarrollo del nemátodo

La velocidad de desarrollo de los nemátodos se ve influenciado por diferentes factores, como la temperatura, aptitud de las plantas que sirven como hospedantes y, asimismo, el vigor de la planta, que se refleja en los nutrientes disponibles (Rohde, 1972).

La temperatura es uno de los factores más importantes que afecta su supervivencia, distribución, embriogénesis, eclosión, migración, penetración, desarrollo y expresión de síntomas en la planta. En temperaturas entre 27.5°C a 30°C las hembras se desarrollan de la

etapa juvenil a la etapa de deposición de huevos en 17 días; a 24.5°C en 21 a 30 días; a 20°C en 31 días; y a 15.4°C en 57 días. A temperaturas inferiores a 15.4°C o superiores a 33.5°C las hembras no llegan a alcanzar su madurez (Taylor y Sasser, 1983).

Asimismo, se sostiene que la humedad del suelo es el segundo factor importante para las especies de este género, ya que éstas dependen del agua del suelo para que su ciclo de vida sea completada (Farfán, 2011).

La textura del suelo es el tercer factor importante, ya que se asocia con la distribución y severidad de los síntomas producidos por los nemátodos; así también el contenido de oxígeno en el suelo (Farfán, 2011). Con respecto al pH del suelo, las especies de *Meloidogyne* sobreviven, eclosionan y se reproducen en un rango de pH de 4-8 (Cepeda, 1996).

2.1.5. Sintomatología

Los nemátodos del género *Meloidogyne*, no causan síntomas primarios característicos en el follaje de la planta, sino que generan síntomas secundarios en las plantas infectadas (Talavera, 2003). En la raíz se forman agallas, provocando necrosis, acortamiento y disminución de raíces laterales y escasos pelos radicales en las raíces; cuando se forman las agallas en los haces vasculares, interrumpen en forma mecánica el flujo de agua y nutrientes (Cepeda, 1996).

Las afecciones que provocan es la predisposición de la planta al ataque de otros microorganismos patógenos como hongos, bacterias y virus que penetran la planta a través de las heridas ocasionadas por el daño mecánico producido por el nemátodo (Gómez y Montes, 1997).

En las plantaciones de vid, los síntomas secundarios que se manifiestan son: marchitez, presencia de zonas cloróticas en el campo, enrollamiento o muerte de las hojas, detención del desarrollo, deformación de las semillas o de los frutos, necrosis externa e interna de las raíces, presencia de quistes y proliferación de las raíces por acumulación de sustancias de crecimiento. El resultado final es la destrucción de la capacidad vegetativa del cultivo (González, 1984; Perry, 1997; Perry y Advisor, 1999).

Fisiológicamente los ataques aumentan la producción de proteínas en las agallas y provocan un mal funcionamiento de los reguladores de crecimiento entre las raíces y el tallo (Cepeda, 1996).

2.2. CULTIVO DE VID

2.2.1. Generalidades

El cultivo de vid llegó al Perú en el siglo XVI, a una hacienda en el Cusco donde se produjo la primera vinificación en Sudamérica. Sin embargo, fue en los valles de Ica donde se extendió ampliamente el cultivo, ya que su clima era muy favorable para su producción (Sanchez, 2013). Hoy en día, la producción de vid se encuentra muy difundida en el Perú, cultivándose a lo largo de toda la costa peruana, siendo las principales zonas productoras Piura, Ica, La Libertad, Lima, Arequipa y Lambayeque; además de ser uno de los principales productos que representa al país a nivel internacional (Albujar, 2019).

La vid es un cultivo de la familia de las Vitaceae, se originó en la zona ubicada entre el Mar de Caspio y el Asia Menor. Es una planta perenne y posee un periodo vegetativo con cosechas anuales, empezando a producir a partir del tercer año de instalada (Cuya, 2013).

La planta de vid se desarrolla mejor en un clima templado, pudiendo soportar temperaturas bajo cero (hasta -8°C) y mayores a los 22°C , sin embargo, estas condiciones pueden afectar en la fructificación de la planta; además, la vid requiere humedad relativa de 70% u 80% (Cuya, 2013), y se desarrolla mejor en suelos franco-arcillosos (Cuya, 2013).

2.2.2. Ubicación taxonómica

Según Crisosto y Smilanick (2017), la clasificación taxonómica de la vid es la siguiente:

DIVISIÓN	: Espermatofita
SUBDIVISIÓN	: Angiosperma
CLASE	: Dicotiledóneas
ORDEN	: Rhamnales
FAMILIA	: Vitáceas
GÉNERO	: <i>Vitis</i>
SUBGÉNERO	: <i>Euvitis</i>

Sin embargo, en el caso de la mención de la especie (o especies), debemos tener en cuenta que las tratadas en este caso, dependerá mucho de su procedencia y/o tipo de serie con la cual se esté trabajando, como podemos ver en la tabla 1.

Tabla 1: Clasificación de especies del género *Vitis*

SECCIÓN	SERIES	ESPECIES
Euvitis	Labrusca	<i>Vitis labrusca</i>
		<i>Vitis californiana</i>
	Labruscoide	<i>Vitis caribae</i>
		<i>Vitis coriacea</i>
		<i>Vitis candicans</i>
		<i>Vitis lincecumii</i>
		<i>Vitis bicolor</i>
	Aestivalis	<i>Vitis aestivalis</i>
		<i>Vitis cinérea</i>
		<i>Vitis cordifolia</i>
	Cinarescentes	<i>Vitis berlandieri</i>
		<i>Vitis monticola</i>
		<i>Vitis rupestris</i>
Rupestris	<i>Vitis arizonica</i>	
	<i>Vitis riparia</i>	
Riparia	<i>Vitis rubra</i>	
	Europeas	<i>Vitis vinifera</i>

Fuente: Foex (1888), citado por Columela (2008).

2.2.3. Morfología

El género *Vitis* es una planta leñosa rastrera o trepadora, pudiendo crecer sobre un sistema de conducción o en forma de viña que se sostenga sola, formado con podas en donde se obliga a la vid formar un pequeño tronco sobre el cual desarrolle la parte productiva (Escobedo, 2018). Se caracterizan por ser plantas perennes, llegando a tener un límite de producción comercial de 100 años (Escobedo, 2018).

En las vides se distingue la raíz de la planta denominada cabellera radicular y otra parte aérea conformada por: tronco, brazos, sarmientos, hojas, frutos y zarcillos (Hidalgo, 2002).

Las principales partes de la planta de vid son:

- Raíces: Llamada también cabellera radicular, formada por raíces de mayor o menor grosor y más o menos viejas, cuyas extremidades son más finas y jóvenes (Hidalgo, 2002). La forma y dimensión de la raíz depende de la carga genética de la planta y tipo de suelo (Escobedo, 2018).
- Troncos y brazos: El tronco es generalmente tortuoso y cubierta de corteza más o menos caduca (Hidalgo, 2002). Sobre el tronco se extienden las ramas principales o brazos (Villa, 2018). La forma y longitud del tronco y de los brazos depende del tipo de conducción que se adopte (Hidalgo, 2002).
- Pámpanos y sarmientos: Los pámpanos o brotes herbáceos se desarrollan cada año a partir de las yemas invernantes o principales. Los sarmientos son brotes que se han leñificado y sus hojas se han caído (Hidalgo, 2002).
- Hojas: Nacen en un nudo y tienen una yema en su axila (Mijares; García, 2002). Varían de tamaño y forma, dependiendo de la especie y cultivar, siendo la más común la redondeada y dentada. El color típico es el verde, pero puede variar a amarillo o rojo en el otoño, según el cultivar. Es una parte importante de la planta donde se dan los procesos fisiológicos como fotosíntesis, respiración y transpiración (Villa, 2018).
- Zarcillos: Estos son estructuras de fijación (al inicio son herbáceos), y que al estar en contacto con un tutor se vuelven leñosos, sirviendo para tupir. Estos zarcillos se ubican en la parte opuesta de la hoja (Hidalgo, 2002).
- Yemas: Nacen de las axilas de las hojas, en posición lateral respecto al eje del brote, cubierto por escamas y pelos que previenen el desecamiento. Tenemos tres tipos de yemas: temprana, durmientes y latentes. La fertilidad de las yemas se expresa por el número medio de racimos que produce cada brote (Villa, 2018).
- Flores: Pequeñas (aproximadamente de 3 mm) agrupadas en racimos (de forma y tamaño variables, dependiendo del cultivar); son panículas ramificadas que nacen en ubicación opuesta a las hojas en la parte basal del brote del año (Escobedo, 2018).
- Bayas y racimos: la baya o grano es un fruto carnoso y jugoso, de forma variable según el cultivar (Villa, 2018); los racimos son las estructuras donde se insertan las bayas, está constituida por dos partes completamente distintas: el escobajo o raspón (soporte de las bayas) (Escobedo, 2018). Pueden ser racimos muy ralos, ralos, compactos o muy compactos, según la distancia que exista entre los granos (Villa, 2018).

- Semillas: Estructura de propagación botánica, la cual aporta el 0-6% del peso fresco del fruto (Escobedo, 2018). En algunos casos puede no haber ninguna semilla en el fruto denominado apirenia (Villa, 2018).

2.2.4. Plagas y enfermedades

El cultivo de vid es uno de los más afectados por plagas y enfermedades presentes en las diferentes zonas de producción. Entre las plagas más importantes tenemos principalmente a la Filoxera (*Viteus vitifoli*), áfido que afecta a la planta (Escobedo, 2018); así como al gusano cachudo de la vid (*Pholus vidis*, Familia Lepidóptera), araña roja (*Tetranychus* sp., Familia Tetranychidae), trips (*Franklinicillo occidentalis*, Familia Thysanoptera), escarabajos de los racimos (*Anomala* spp., Familia Coleóptera), chanchito blanco (*Planococcus* sp., Familia Hemíptera), mosca de la fruta (*Ceratitidis capitata*, Familia Díptera) (Cisneros, 1980).

En cuanto a las enfermedades más importantes y frecuentes que se presentan en el cultivo de vid, tenemos al Oidio de la vid (*Uncinula necator*) (Gómez; Castillo, 2000), mildiu de la vid (*Plasmophara vitícola*) y la podredumbre gris (*Botrytis cinerea* Pers.) (Hidalgo, 2002).

Además encontramos a los nemátodos fitoparásitos de diferentes especies, que están muy ampliamente distribuidos y pueden afectar a la planta, inclusive siendo algunos de ellos vectores de virus, causando daños significativos al cultivo (Príncipe, 2016).

2.2.5. Importancia de los portainjertos

La viticultura, tradicionalmente se desarrollaba con plantas sin injertar por varios años; sin embargo, grandes problemas fitosanitarios que fueron apareciendo llevaron a la destrucción de la viticultura. Desde entonces se buscó desarrollar una gran cantidad de portainjertos que generen solución a los distintos problemas presentes y brinde más opciones al momento de escoger un cultivar (Muñoz y González, 1999).

En la actualidad, es importante que la parra tenga buen sistema radicular, ya que influye en el sistema aéreo. Por lo cual, si se tiene un buen portainjerto desarrollado, favorecerá el crecimiento y desarrollo del injerto y de toda la planta en sí (Cuya, 2013).

Las variedades de vid usadas para su producción son susceptibles, en poca o gran medida al *Meloidogyne incognita*, siendo en ocasiones su control muy variado y difícil, ya que pueden presentar estados de supervivencia en algunas etapas de su ciclo de vida y así mantenerse en

el suelo o planta, además de su amplio rango de hospedantes que presenta, facilidad de desarrollarse, dispersarse y mantenerse presente en suelos costeros (Redagricola, 2017).

En busca de mejorar las tecnologías para combatir problemas fitosanitarios presentes, el control biológico se ha vuelto una alternativa más usada en los cultivos frutales, principalmente en la vid (Muñoz y González, 1999). Un grupo importante de cultivares de vid, muchos de ellos híbridos obtenidos por el hombre, se generan para obtener portainjertos que reúnan la resistencia o tolerancia a plagas y enfermedades (Larrea, 1970). Además, se debe caracterizar por su potencial productivo para inducir vigor al injerto, y su adaptabilidad a las distintas condiciones físicas del suelo (Príncipe, 2016).

2.2.6. Características de los portainjertos

Para el cultivo de *Vitis vinifera*, el camino existente, definitivo y seguro para la obtención de calidad, conservando las características propias de las viníferas injertadas, es el uso de portainjertos; sin embargo, debemos tener en cuenta cinco condiciones fundamentales que exigen a un buen portainjerto: resistencia a filoxera y/o nemátodos, adaptación al medio, afinidad satisfactoria con las viníferas injertadas, sanidad y desarrollo acorde con el destino de la producción (Hidalgo, 2002).

Las características que presentan los portainjertos en estudio, son los siguientes:

a. Richter 110 (R110): *Vitis berlandieri X Vitis rupestris*

Destacado por su tolerancia a la filoxera y nemátodos. Presenta buen comportamiento en suelos con poca fertilidad, arenosos o pedregosos y con problemas de sequía y salinidad (Arias, 2017). Le confiere vigor, productividad y retrasa la maduración; sin embargo, permite obtener vinos de buena calidad en la región meridional; permite a la vid desarrollarse normalmente en suelos cálidos, secos, áridos y pedregosos; ligeramente tolerante a sales, muy tolerante a filoxera y ligeramente tolerante a nemátodos (Arias, 2017).

b. Salt Creek: *Vitis champinii*

Es un portainjerto que otorga alto vigor al cultivar injertado sobre él, siendo recomendado para suelos arenosos y francos con baja fertilidad; tolerante a la salinidad, sequía y presencia de carbonatos en el suelo. Puede retrasar la maduración y reducir el color de la fruta.

Resistente a nemátodos, excepto a *Xiphinema index*. Difícil de enraizar e incompatible con el cultivar moscatel de Alejandría (Ibacache, Jopia y Rojas, 2013).

c. Paulsen 1103: *Vitis berlandieri X Vitis rupestris*

Destacado por su tolerancia a la filoxera y nemátodos (Arias, 2017). Se comporta mejor en suelos pobres, e incluso en suelos con alto contenido de sales (Ruesta y Rodríguez, 1992). Presenta una mejor respuesta al estacado y al injerto, con respecto al R110; además tiene desarrollo precoz, poca sensibilidad a la humedad y se adapta mejor a contenidos elevados de arcilla. Vigoroso y se adapta en los suelos compactos (Arias, 2017).

d. SO4: *Vitis berlandieri X Vitis riparia*

Destacado por su tolerancia a la filoxera y nemátodos. Se adaptan a suelos franco arenosos, profundos, fértiles y con resistencia a la sequía (Arias, 2017). Vigor moderado a alto; no se recomienda para ser usado en suelos fértiles. Escasa tolerancia a la sequía, baja a moderada resistencia a los nemátodos (Ibacache, Jopia y Rojas, 2013).

e. Dog Ridge: *Vitis champinii*

Portainjerto muy vigoroso, resistente a nemátodos, moderadamente resistente a filoxera y prospera en suelos pesados y salinos (Príncipe, 2016). Es un portainjerto muy vigoroso y le transfiere productividad al injerto (Reynier, 2002). Apto para suelos duros, compactos, limosos y pedregosos, con tolerancia a encharcamiento (Reynier, 2002).

f. MGT 101-14: *Vitis riparia X Vitis rupestris*

Le confiere vigor medio al injerto y precocidad favorable a la calidad, pero son sensibles a la sequía y clorosis (Reynier, 2002). Da buenos resultados en numerosos suelos, pero no deben ser ni demasiado pobres ni demasiado secos y pedregosos, con ligera resistencia a la salinidad; en el caso de agentes fitopatógenos, éste cultivar es resistente a los nemátodos y con gran tolerancia a la filoxera (Arias, 2017).

g. Richter 99 (R99): *Vitis berlandieri X Vitis rupestris*

Son portainjertos con muy buena resistencia a la clorosis y buena adaptación al déficit hídrico. Le confiere alto vigor al injerto, pero disminuye su calidad y mayor sensibilidad a la podredumbre gris (Arias, 2017). Son portainjertos adaptados a las zonas mediterráneas y suelos superficiales, secos, calcáreos, donde favorecen la calidad (Reynier, 2002). Su vigor

es ligeramente menor al R110; con resistencia media a la sequía, a veces sensible al desecamiento y a la carencia de magnesio (Arias, 2017).

h. Telek-Kober 5BB (5BB): *Vitis berlandieri X Vitis riparia*

Destacado por su tolerancia a la filoxera y nemátodos. Se adapta a suelos franco arenosos, profundos, fértiles y con resistencia a la sequía (Arias, 2017). Sin embargo, puede enraizar y compatibilizar con un injerto con un poco más de dificultad (Walker, 2004). Se desempeña bien en suelos húmedos, arcillosos, compactados y calcáreos (Archer, 2002). Presenta resistencia alta a carbonatos, con buena resistencia a filoxera y nemátodos, y con vigor medio a alto, pero poca resistencia a sales (Silva, 2017).

i. Quebranta: *Vitis vinífera*

Producido por una mutación única de la costa peruana debido a su adaptabilidad al clima donde se desarrolla (Marcelo, 2008). Usado para producir pisco, vinos, pasas y uva de mesa. Planta con buen vigor. Es un cultivar muy sensible a los nemátodos, sobre todo a *Meloidogyne incognita*, presentando altas poblaciones en etapas de floración y maduración y yemas de invierno (yemas en reposo o dormantes) (Pacheco, 2018).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN

El experimento fue realizado en dos lugares:

- En el primer lugar se desarrolló las etapas de propagación, instalación e inoculación, crecimiento y evaluación de la parte aérea de los plántones, se realizó en la Estación Experimental Agraria Instituto Nacional de Innovación Agraria Chíncha (INIA Chíncha), ubicada en el distrito de Chíncha Baja, provincia de Chíncha, región de Ica (latitud: 13° 27' 24'', longitud: 76 09' 15'', altura: 104 msns).
- En el segundo lugar se desarrolló las etapas de extracción de nemátodos, conteo poblacional, recolección y análisis de datos, de las muestras de plántones de vid; se realizó en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM), Lima.

3.2. MATERIALES UTILIZADOS

3.2.1. Plántones de portainjertos usados

Se trabajó con nueve cultivares de portainjertos de vid de series americanas y europeas, los cuales se muestran en la tabla 2.

Tabla 2: Cultivares de portainjertos de vid en estudio

Cultivar	Procedencia	Serie
Richter 110 (R110)	<i>Vitis berlandieri</i> X <i>Vitis rupestris</i>	Americana
Salt Creek	<i>Vitis champinii</i>	Americana
Paulsen 1103	<i>Vitis berlandieri</i> X <i>Vitis rupestris</i>	Americana
SO4	<i>Vitis berlandieri</i> X <i>Vitis riparia</i>	Americana
Dog Ridge	<i>V. impinii</i>	Americana
MGT 101-14	<i>Vitis riparia</i> X <i>Vitis rupestris</i>	Americana
Richter 99 (R99)	<i>Vitis berlandieri</i> X <i>Vitis rupestris</i>	Americana
Telek-Kober 5BB (5BB)	<i>Vitis berlandieri</i> X <i>Vitis riparia</i>	Americana
Quebranta	<i>Vitis vinifera</i>	Europea

3.2.2. Propagación e instalación de plantones

Se utilizó los siguientes materiales:

- Material vegetal: Plantas madres de siete a ocho años de edad de los distintos cultivares de portainjertos a usar.
- Materiales: Tijera de podar, bolsas de polietileno de ocho kilogramos.
- Sustratos: Arena y Humus (proporción 4:1)
- Insumos fitosanitarios: Benomyl (benlate, dosis: 200 gr/cil), auxinas+ácido indobutirico+ácidos nucleicos (root hor, dosis: 10 cc/lit), nitrato de magnesio+ nitrato de zinc+nitrato de fierro+nitrato de manganeso+nitrato de cobre+nitrógeno nítrico+quelatos de Mg-Zn-Fe-Mn-Cu+inertes orgánicos(fertilizante foliar klorofila, dosis: 1 lt/cil), azufre (kumulus, dosis: 500 gr/cil), imidacloprid (confidor, dosis: 300 gr/cil).

3.2.3. Obtención del inóculo de *Meloidogyne incognita*

Se utilizó los siguientes materiales:

- Material vegetal: Plantas infestadas de tomate, obtenidas del Invernadero de Nematología.
- Materiales: Tijera de podar, bolsas plásticas, tamices de 180 y 38 micras, vaso de precipitación.
- Insumo desinfectante: Hipoclorito de sodio al 0.5%.
- Otro: Agua potable.

3.2.4. Inoculación de *Meloidogyne incognita* en plantas de vid

Se utilizó lo siguiente:

- Materiales: Pipetas, Masa de huevos (total de 80000 huevos de *Meloidogyne incognita* por planta).
- Equipos: Un homogenizador (burbujeador de pecera).

3.2.5. Evaluación de muestras

Se utilizó lo siguiente:

- Materiales: Cuaderno de apuntes, Cuadros de evaluación, Lapicero, Centímetro, Regla, Tela roja de fondo de fotografía, Bandejas, Bolsas de papel
- Equipos: Cámara fotográfica, Balanza.

3.3. TRATAMIENTOS

Se trabajó con nueve cultivares de portainjerto como tratamiento, con un total de seis repeticiones (o plantón) por cada cultivar, siendo un plantón una unidad experimental (tabla 3).

Tabla 3: Relación de tratamientos

TRATAMIENTOS		REPETICIONES PARA CADA TRATAMIENTO
Richter 110 (R110)	T1	6
Salt Creek	T2	6
Paulsen 1103	T3	6
SO4	T4	6
Dog Ridge	T5	6
MGT 101-14	T6	6
Richter 99 (R99)	T7	6
Telek-Kober 5BB (5BB)	T8	6
Quebranta	T9	6

3.4. MÉTODOS

3.4.1. Propagación e instalación de plántones¹

La propagación de los plántones de vid, se realizó siguiendo la metodología adaptada por INIA Chíncha. Se inició con la selección de las plantas madres de vid ubicada en INIA Chíncha, de las cuales se obtuvo estacas de 40 cm de longitud que fueron desinfectadas con Benlate (benomyl) al 2 %. Luego se remojaron en una solución de Root hor al 1% (auxinas+ácido indobutírico+ácido nucléico) durante dos horas para promover el crecimiento radicular y posteriormente colocarlos en una poza de cemento conteniendo arena

¹Comunicación personal obtenida de la Ingeniera Gladys Ramírez, del Instituto de Innovación Agraria de Chíncha (INIA Chíncha), Ica.

de río, de modo que 25 cm de la estaca quede enterrada y 15 cm quede expuesta. Se mantuvo la humedad adecuada diariamente y a los 22 días se evaluó la presencia de callos. A los 35 días, las estacas encalladas se trasplantaron en bolsas de polietileno conteniendo ocho kilos de sustrato.

3.4.2. Obtención de inóculo

El inóculo de *Meloidogyne incognita* se obtuvo de las plantas infestadas de tomate del Invernadero de Fitopatología de la UNALM en el Área de Nematología.

Se inició colectando las plantas infestadas de tomate y lavándolos para eliminar restos de tierra. Para obtener y aislar la masa de huevos, se utilizó el método propuesto por Hussey y Baker (1973), también conocido como el método del hipoclorito de sodio; consistió en cortar las raíces de la planta a un tamaño de 0.5 cm, las cuales se colocaron en botellas plásticas con una solución de hipoclorito de sodio al 0.5%, las botellas se sellaron herméticamente y se agitó por tres minutos.

Posteriormente se vertió el contenido de las botellas a través de dos tamices unidos de 180 micras y 38 micras. Los huevos fueron capturados en el segundo tamiz de 38 micras, siendo vertidos en un vaso de precipitación con 100ml de agua potable. Se contabilizaron los huevos y juveniles contenidos en 1ml y se proyectó al volumen final, para posteriormente proyectarlo a la población total. Previamente se realizó la identificación de la especie obtenida, verificando que sí se obtuvo inóculo de *Meloidogyne incognita*.

3.4.3. Inoculación

La cantidad de inóculo que se utilizó en el proyecto fue de 10 huevos de *Meloidogyne incognita* por gramo de suelo. En total se necesitó 80000 huevos por planta, para una bolsa de 8 kilogramos de suelo.

Para la inoculación de los huevos de nemátodos, se transportó el inóculo a la estación experimental INIA Chincha. Al llegar al lugar, se preparó el inóculo homogenizándolo con la burbuja de pecera por unos minutos, luego se extrajo con la pipeta milimetrada y se aplicó alrededor del cuello de planta. Se inoculó 54 plantones de vid, con seis repeticiones por tratamiento.

Finalmente se cubrió ligeramente con sustrato donde se depositó el inóculo para evitar la desecación.

3.4.4. Manejo

Inmediatamente después de la inoculación del nemátodo en las plantas, se regó ligeramente por tres días para evitar la posible pérdida de inóculo por exceso de riego.

Posteriormente, los riegos se realizaron dos veces por semana en verano y una vez por semana en invierno. También se aplicó un fertilizante foliar klorofila (dosis: 0.5%) para mejorar el crecimiento de los plantones.

Además, se realizaron aplicaciones de productos químicos para el control de plagas o enfermedades que se presentaron durante el desarrollo de los plantones de vid: kumulus, para el control de hongos y algunos ácaros que puedan presentarse, y confidor para el control de cigarritas, mosca blanca.

3.4.5. Evaluación

Después de cinco meses, se evaluaron los tratamientos tanto la parte aérea de la planta, como la parte radicular. La evaluación de la parte aérea de la planta se realizó en el INIA Chincha, y la evaluación de la parte radicular se realizó en el Laboratorio de Nematología de la UNALM.

La evaluación de la parte aérea (figura 2), se realizó manualmente, usando el centímetro y una regla para medir la longitud del brote, longitud de entrenudo; luego se procedió a contar el número de yemas y brotes de la planta. Todos los datos tomados se anotaron en el cuaderno de apuntes para luego ordenar la información en los cuadros de evaluación. Finalmente se procedió a tomar fotografías de las muestras, con un fondo rojo de tela.



Figura 2. Evaluación de la parte aérea de la planta en el vivero del INIA Chincha.

Previo a la evaluación de poblaciones en el suelo y raíces (figura 3), se procedió a la extracción de los nemátodos tanto de los que hay en el suelo, como los que hay en las raíces.

Para la extracción de nemátodos del suelo se utilizó dos métodos:

- Método de la bandeja: Para este método, se extrajo 20cc de suelo infectado de la bolsa por tratamiento. Luego se colocó en una bandeja especial para su extracción. Esta bandeja se construyó de la siguiente manera: se colocó sobre un táper una malla de un diámetro menor al táper, sobre esta malla se colocó un pedazo de papel toalla, de modo que cubra toda la malla por completo. Luego se colocó la muestra de suelo en la bandeja armada, se mojó hasta formar una película fina de agua sobre la superficie de la muestra de suelo, cubriéndolo por completo y dejando reposar por 3 días, identificada de manera correcta cada tratamiento. Finalmente, después de tres días extrajo de los nemátodos, pasando las muestras de las bandejas por tamices de 250 μ m y 180 μ m, y posteriormente se recolectó los nemátodos en un vaso de precipitación para la posterior lectura y conteo de población de nemátodos (Palomo, 2017).
- Método de la centrifugadora: Para este método, se extrajo 20 cc de suelo infectado de la bolsa por tratamiento. Luego se colocó en el tubo de centrífuga, se enrazó el tubo con

una suspensión azucarada y seguidamente se colocó dentro de la centrifugadora para centrifugar por 4 minutos. Después, se vertió el contenido del tubo sobre un tamiz de 180 μ m, se recolectó los nemátodos en un vaso de precipitación para la posterior lectura y conteo de la población de nemátodos (Palomo, 2017).

Para la extracción de los nemátodos de la raíz se utilizó el método:

- Método del Licuado de raíces: Para este método, se cogió al azar raíces de cada tratamiento y se extrajo 5 gr de raíz. Se separó muestra por muestra en cada táper identificado por tratamiento. Las raíces de cada táper fueron picadas y luego se procedió a lavarlas y desinfectarlas con hipoclorito de sodio al 0.5% por unos minutos, luego de ello se licuó todo el contenido del táper (raíces más hipoclorito de sodio). Una vez licuado se llevó a lavar y a la extracción de los nemátodos con el uso de tamices de 500 μ m y 180 μ m, y posteriormente se contó en un estereoscopio (Palomo, 2017).

Luego de la extracción de los nemátodos del suelo y raíces se procedió al conteo poblacional. Todos los datos se anotaron en el cuaderno de apuntes, se ordenaron en los cuadros de evaluación, y se compararon los resultados obtenidos.



Figura 3. Evaluación de muestras radiculares en el laboratorio de Nematología.

a. Parámetros de población

- Población final en el suelo

La población de nemátodos en el suelo son estadios juveniles 2, eclosionados del huevo luego de haber sido ovipositados en su masa protectora; y debido a que pueden tener diferentes estadios de desarrollo, según los cultivos donde se encuentran, podemos identificar diferencias poblacionales en el suelo analizado (Palomo, 2018).

Este parámetro se cuantifica contando el número de individuos en 100 cc (centímetros cúbicos) de suelo. Para obtener la población final en el suelo se multiplicó la cantidad de nemátodos contados en muestra, por la cantidad total de suelo por bolsa (en gramos), entre 100 gramos de suelo (Cáceres, 2008).

- Población final en raíces

La población en las raíces, predominantemente son los huevos ovipositados en su masa antes de la eclosión, que durante el proceso de extracción (licuado) son separados quedando en suspensión para el conteo (Palomo, 2018).

Cuantitativamente se mide contando el número de individuos por gramo de raíz. El dato se obtuvo del conteo de nemátodos extraídos de la muestra, usando el método licuado de raíces. Para obtener esta población final en raíces se multiplicó la cantidad total de nemátodos contados en muestra, por el peso fresco de la raíz (Palomo, 2018).

- Población final total

Es el número total de individuos que hay en muestra, tanto en suelo como raíz. Para obtener la población final total, se sumó la población final del suelo más la población final en raíces por muestra, representando la reproducción total del nemátodo (Saire, 2017).

- Tasa de reproducción (Pf/Pi)

De acuerdo a la metodología de Saire (2017), este parámetro resulta de dividir la población final total de nemátodos, conformada por el número de huevos y J2 encontrados en la raíz y los juveniles del suelo, entre la población inicial (número total de huevos inoculados).

Esta mide la capacidad de reproducción del nemátodo, siendo P_f la población final presente en el suelo y raíces, y P_i la población inicial o de inoculación. Este factor se usa para los nemátodos endoparásitos sedentarios (Cáceres, 2008).

- **Determinación de la eficiencia del hospedante en la reproducción del nemátodo**

La eficiencia del hospedante no está relacionada con el daño; por el contrario, se mide por el índice de nódulos, número de masa de huevos/gr de raíz, número de hembras/gr de raíz, número de huevos/gr de raíz o índice de reproducción (Dropkin y Nelson, 1960).

Los términos: no hospedante, hospedante no eficiente y hospedante eficiente; se propuso para describir a la planta cuando se mide la reproducción de nemátodos. Los términos usados para describir la respuesta de la planta son: inmune (no hospedante, sin daño), resistente (hospedante no eficiente que no sufre daños) tolerante (hospedante eficiente que no sufre daños), y susceptible (hospedante eficiente o no eficiente que sufre daños). El término hipersusceptible (en lugar de intolerante) para definir un huésped no eficiente que, aunque el nemátodo no se reproduce, causa un daño significativo (Dropkin y Nelson, 1960). Esta interacción de términos podemos ver en la tabla 4.

Tabla 4: Términos para describir la respuesta de la planta frente a los nemátodos, propuesta modificada de Dropkin y Nelson (1960)

EFICIENCIA DEL HOSPEDANTE PARA LA REPRODUCCIÓN DE NEMÁTODOS	DAÑO DEL NEMÁTODO EN LA PLANTA	
	ESTADÍSTICAMENTE SIGNIFICATIVO	ESTADÍSTICAMENTE NO SIGNIFICATIVO
Eficiente ($P_f/P_o > 1$)	Susceptible	Tolerante
No eficiente ($P_f/P_o < 1$)	Hipersusceptible	Resistente

Fuente: Dropkin y Nelson (1960), modificada por Canto-Sáenz (2010)

En el caso no ser posible el uso del sistema de evaluación propuesto por Dropkin y Nelson (tabla 4), se buscará redefinir los términos susceptibles, tolerante, hipersusceptible y resistente; considerando la significancia estadística para la reproducción, en lugar de $P_f/P_o > 1$ ó $P_f/P_o < 1$; así como la nodulación como expresión del daño del nemátodo en la planta. Por ende, dicho procedimiento se realizará elaborando una lista de chequeo en base a los diferentes parámetros que fueron evaluados en la investigación, principalmente

aquellos que tuvieron relación directa con la presencia del nemátodo: parámetros de población, parámetros indirectos del daño (nodulación) y el parámetro de crecimiento peso fresco de raíz; y a su vez, estableciendo niveles en cada uno de ellos que nos permita agruparlos, a fin de poder establecer el comportamiento que presenta cada cultivar frente al *Meloidogyne incognita* y al mismo tiempo establecer la posibilidad de uso de cada cultivar.

b. Parámetros indirectos del daño: Nodulación

- **Escala del Proyecto Internacional de *Meloidogyne* (PIM)**

La escala otorga valores del 1 al 5, según el número de nódulos que posean las raíces. Esta escala se muestra en la tabla 5.

Tabla 5: Escala de nodulación empleada por la escala PIM

Grado de nodulación	Número de nódulos
1	1-2
2	3-10
3	11-30
4	31-100
5	Más de 100

Fuente: Taylor y Sasser (1983)

- **Escala Zeck**

Esta escala es gráfica y tiene 11 niveles, como se muestra en la figura 4.

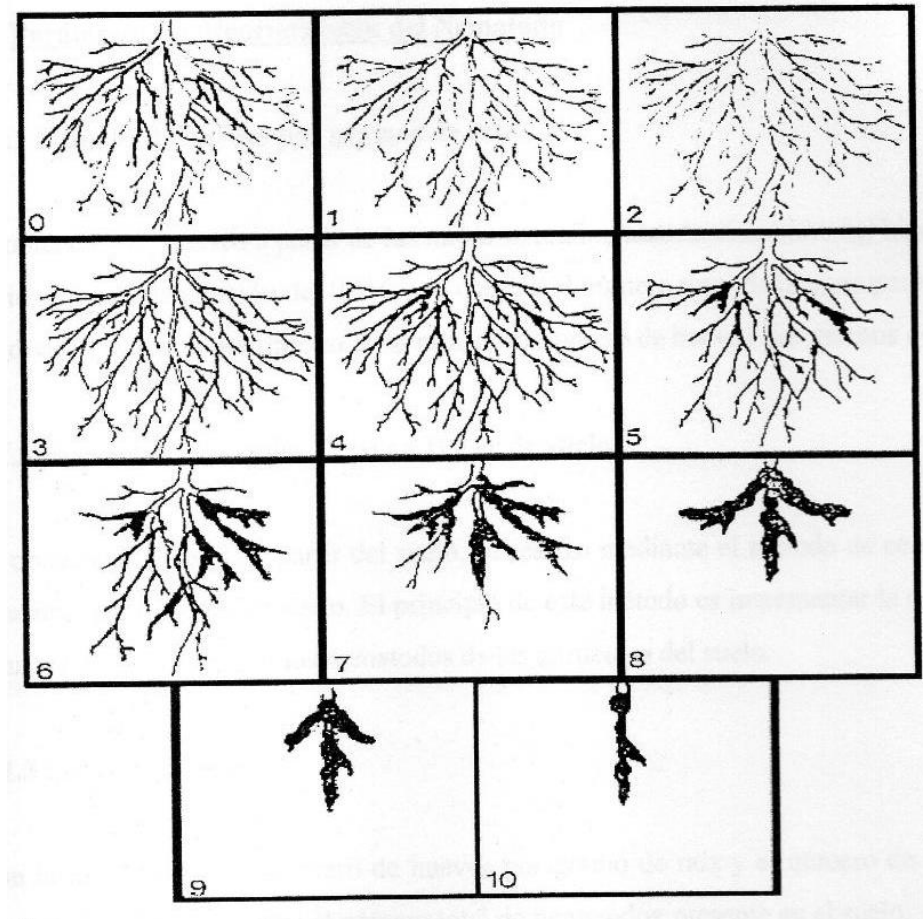


Figura 4. Niveles de nodulación según la escala Zeck para raíces infestadas por *Meloidogyne* spp., por Zeck, W. (1971). A rating scheme for field evaluation of root-knot nematode infestations. Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer (24):1, 141-144.

Donde, los valores de 0 al 10 significan lo siguiente:

0 = Sistema radicular completamente sano, no infestado.

1 = Muy pocos nódulos pequeños pueden detectarse.

2 = Nódulos pequeños como en 1, en mayor número y fáciles de detectar.

3 = Numerosos nódulos pequeños, algunos crecimientos juntos, no afectará seriamente a la función de las raíces.

4 = Numerosos nódulos pequeños o algunos grandes, la gran mayoría de raíces funcionales.

5 = 25% del sistema radicular seriamente nodulado y no funcional.

6 = 50% del sistema radicular seriamente nodulado y no funcional.

7 = 75% del sistema radicular seriamente nodulado y no funcional.

8 = No hay raíces sanas, alimentación de planta interrumpida, planta aún verde.

9 = Sistema radicular completamente nodulado y podrido, planta moribunda.

10 = Plantas y raíces muertas.

c. Parámetros de crecimiento

- **Tamaño de brote (centímetro)**

Referida a la medida de la longitud de cada brote o brazo que presenta una planta.

- **Longitud de entrenudo (centímetro)**

Referida a la medida en centímetros de un entrenudo, de un brote o brazo escogido al azar en una planta.

- **Número de yemas**

Referida a la cantidad de yemas en total que encontramos en una planta.

- **Número de brotes**

Referida a la cantidad de brotes o brazos totales que encontramos en una planta.

- **Peso fresco de la parte aérea (gramos)**

El peso fresco de la parte aérea incluye hojas totales, ramas y tallo.

- **Peso seco de la parte aérea (gramos)**

El peso seco de la parte aérea está referido al peso total en seco de la planta, incluyendo hojas totales, ramas y tallo. El secado se realizó colocando la muestra de cada planta en una bolsa de papel debidamente identificado, y esta puesta a estufa para su posterior secado.

- **Peso fresco de raíz (gramos)**

El peso fresco de la raíz está referido al peso total en gramos de la raíz de la planta. La raíz estuvo previamente cortada a nivel del cuello de la planta, lavada y secada al ambiente.

3.5. DISEÑO EXPERIMENTAL

Los tratamientos constan de 4 repeticiones o unidades experimentales por tratamiento. Para cada prueba hubo 9 tratamientos. Un total de 36 unidades experimentales por prueba, definiendo como unidad experimental a una planta o plantón.

El diseño experimental fue de un DCA, diseño completamente al azar. Se hizo un análisis de varianza y una prueba de comparación de medias de Duncan con un nivel de significancia del 0.1% usando el paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. RESULTADOS

4.1.1. Parámetros poblacionales

Los resultados de población final del suelo, raíces y población total, se muestran en la tabla 6; y cada variable con sus respectivos análisis de comparación de medias de Duncan.

a. Población final en el suelo

El análisis de variancia de la población final de los individuos encontrados en el suelo (Anexo 5), muestra diferencias altamente significativas. Por consiguiente, en la prueba de comparación de medias de Duncan, se logró ver que los cultivares Salt Creek y Dog Ridge fueron estadísticamente iguales, superando significativamente al resto de cultivares, sin encontrar población de nemátodos en el suelo.

Por otro lado, el cultivar que presentó mayor población de nemátodos en el suelo fue Quebranta con 20267 individuos; y estadísticamente fue igual a los cultivares R110, Paulsen y SO4.

Los cultivares MGT 101-14, R99 y 5BB fueron iguales estadísticamente, presentado una población intermedia en el suelo; y a su vez fueron estadísticamente similares al cultivar Paulsen, presentando también una población intermedia de individuos.

b. Población final en raíces

El análisis de variancia para las poblaciones finales en las raíces (Anexo 6), muestra diferencias altamente significativas. Por lo tanto, en la prueba de comparación de medias de Duncan se muestra que el cultivar Dog Ridge no permitió la reproducción de *Meloidogyne incognita* en la raíz, y fue estadísticamente diferente al resto de cultivares.

Por otro lado, el cultivar que permitió una alta población de nemátodos en la raíz fue Quebranta con 17331 nemátodos, siendo iguales estadísticamente a los cultivares R110, Paulsen y SO4, los cuales permitieron también una alta población de *M. incognita*.

Por otro lado, los cultivares MGT 101-14, R99, Salt Creek y 5BB fueron iguales estadísticamente, y a su vez presentaron valores estadísticamente similares al cultivar R99. Dichos cultivares tuvieron valores intermedios, en población final de nemátodos en la raíz.

Tabla 6: Población final en el suelo, en la raíz y el total, de *Meloidogyne incognita*, correspondiente a los portainjertos de *Vitis* sp.

TRAT	PORTAINJERTO	POBLACIÓN FINAL (N° individuos)		
		SUELO	RAÍZ	TOTAL
T1	R110	6000 a ¹	2286 ab	8286 abc
T2	SALT CREEK	0 c	408 c	408 e
T3	PAULSEN	3467 ab	6605 ab	10072 ab
T4	SO4	7733 a	4369 ab	12102 ab
T5	DOG RIDGE	0 c	0 d	0 f
T6	MGT 101-14	933 b	206 c	1139 de
T7	R99	1467 b	720 bc	2187 bcd
T8	5BB	667 b	461 c	1127 cde
T9	QUEBRANTA	20267 a	17331 a	37598 a

¹ Tratamientos seguidos con la misma letra dentro de columnas, no guardan diferencias significativas entre sí, de acuerdo a la prueba de duncan realizada a un $\alpha=0.1$.

c. Población final total

El análisis de variancia para la población final de nemátodos (Anexo 7), muestra diferencias altamente significativas; por ende, la prueba de comparación de medias de Duncan muestra que el cultivar Dog Ridge no permitió la reproducción de *Meloidogyne incognita*, siendo diferentes estadísticamente al resto de cultivares; sin embargo, el cultivar que permitió la presencia de nemátodos en muy baja cantidad fue Salt Creek, quien a su vez fue similar estadísticamente a los cultivares MGT 101-14 y 5BB.

Del otro extremo, el cultivar Quebranta presentó 37,598 individuos, presentando el mayor nivel poblacional de nemátodos, y siendo estadísticamente similar a los cultivares R110, Paulsen y SO4.

Por otro lado, los cultivares MGT 101-14, R99 y 5BB fueron similares estadísticamente, y presentaron niveles poblacionales intermedios.

d. Tasa de reproducción

El análisis de variancia para la tasa de reproducción de nemátodos (Anexo 8), muestra diferencias altamente significativas.

La prueba de comparación de medias de Duncan se muestra en la tabla 7. En ella se logró ver que el cultivar que presentó la menor tasa de reproducción fue Dog Ridge, con un valor igual a cero; sin embargo, los cultivares R110, Salt Creek, MGT 101-14, R99 y 5BB también presentaron valores bajos en la tasa de reproducción, pero diferentes a cero, y a su vez fueron similares estadísticamente al cultivar Dog Ridge.

Por otro lado, el cultivar que presentó mayor tasa de reproducción de nemátodos fue Quebranta, con un valor de 0.47, y fue diferente estadísticamente al resto de cultivares.

Así también, los cultivares con ciertos valores intermedios en tasa de reproducción, fueron R110, Paulsen y SO4, los cuales presentaron igualdad estadística entre ellos.

Debemos recordar que la densidad poblacional inoculada en los plantones fue la misma para todos los tratamientos, y cabe resaltar que los valores de tasa de reproducción fueron menores a 1.0.

Tabla 7: Tasa de reproducción de *Meloidogyne incognita*, correspondiente a los portainjertos de *Vitis* sp.

TRAT	PORTAINJERTO	TASA DE REPRODUCCIÓN (Tr)	
T1	R110	0.10	bcd¹
T2	SALT CREEK	0.01	d
T3	PAULSEN	0.13	bc
T4	SO4	0.15	b
T5	DOG RIDGE	0.00	d
T6	MGT 101-14	0.01	cd
T7	R99	0.03	cd
T8	5BB	0.02	cd
T9	QUEBRANTA	0.47	a

¹ Tratamientos seguidos con la misma letra dentro de columnas, no guardan diferencias significativas entre sí, de acuerdo a la prueba de duncan realizada a un $\alpha=0.1$.

4.1.2. Parámetros indirectos del daño: nodulación

Los resultados de los parámetros indirecto del daño (nodulación), se muestran en la tabla 8; y cada variable con sus respectivos análisis de comparación de medias de Duncan.

a. Escala del Proyecto Internacional de *Meloidogyne* (PIM)

El análisis de variancia para la escala del Proyecto Internacional de *Meloidogyne* (PIM), entre cultivares (Anexo 9), muestra diferencias altamente significativas. Por consiguiente, en la prueba de comparación de medias de Duncan, se logró ver que el cultivar que presentó menor escala fue Dog Ridge, con un valor igual a cero, y fue diferente estadísticamente al resto de cultivares.

Por otro lado, el cultivar que presentó mayor escala PIM fue 5BB con un valor de 3.00, y valores estadísticamente similares presentaron los cultivares R110 y SO4.

b. Escala Zeck

El análisis de variancia para la escala Zeck entre cultivares (Anexo 9), muestra diferencias altamente significativas. Así pues, en la prueba de comparación de medias de Duncan, se logró ver que el cultivar Dog Ridge, presentó un valor igual a cero en la escala Zeck; sin embargo, los cultivares Salt Creek, Paulsen, MGT 101-14, R99 y Quebranta también presentaron valores bajos en la escala Zeck, pero diferentes a cero, siendo a su vez similares estadísticamente al cultivar Dog Ridge.

No obstante, el cultivar que presentó mayor escala Zeck fue 5BB con un valor de 3.33, y fue similar estadísticamente a los cultivares R110 y SO4.

Tabla 8: Evaluación de nodulación con la escala PIM y Zeck, para *Meloidogyne* incognita, correspondiente a los portainjertos de *Vitis* sp.

TRAT	PORTAINJERTO	ESCALAS DE NODULACIÓN	
		ESCALA PIM	ESCALA ZECK
T1	R110	2.17 ab ¹	2.83 ab
T2	SALT CREEK	1.50 c	1.67 bcd
T3	PAULSEN	1.67 c	1.00 cd
T4	SO4	2.83 ab	2.17 abc
T5	DOG RIDGE	0.00 d	0.00 d
T6	MGT 101-14	1.83 bc	1.67 bcd
T7	R99	1.33 c	1.00 cd
T8	5BB	3.00 a	3.33 a
T9	QUEBRANTA	1.83 bc	1.17 cd

¹ Tratamientos seguidos con la misma letra dentro de columnas, no guardan diferencias significativas entre sí, de acuerdo a la prueba de duncan realizada a un $\alpha=0.1$.

4.1.3. Parámetros de crecimiento

a. Tamaño de brote

El análisis de variancia para el tamaño del brote (Anexo 10), muestra que no se encontraron diferencias significativas.

Tabla 9: Evaluación a los 150 días del tamaño de brote en los distintos cultivares de portainjertos de *Vitis* sp.

TRAT	PORTAINJERTO	TAMAÑO DE BROTE ¹ (cm)
T1	R110	54.25
T2	SALT CREEK	101.60
T3	PAULSEN	102.97
T4	SO4	100.07
T5	DOG RIDGE	100.35
T6	MGT 101-14	98.03
T7	R99	65.72
T8	5BB	98.15
T9	QUEBRANTA	110.60

¹ Tratamientos sin diferencias significativas entre ellas. No se realizó la prueba de duncan.

b. Longitud de entrenado

El análisis de variancia para la longitud de entrenado (Anexo 10), muestra diferencias altamente significativas.

La prueba de comparación de medias de Duncan para esta variable, se muestra en la tabla 10. En ella se logró ver que el cultivar que presentó menor longitud de entrenado fue R110, con un tamaño de 3.13 cm, y fue similar estadísticamente a los cultivares Paulsen, R99 y Quebranta.

Por el contrario, el cultivar que presentó mayor longitud de entrenado fue 5BB, con un tamaño de 6.89 cm; y valores estadísticamente similares presentaron los cultivares Salt Creek, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14 y Quebranta.

Además, los cultivares con longitudes de entrenado intermedias fueron Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99 y Quebranta, que fueron a su vez iguales estadísticamente entre ellas.

Tabla 10: Evaluación a los 150 días de la longitud de entrenado en los portainjertos de Vitis sp.

TRAT	PORTAINJERTO	LONGITUD DE ENTRENADO (cm)
T1	R110	3.13 c ¹
T2	SALT CREEK	5.34 ab
T3	PAULSEN	4.54 bc
T4	SO4	5.96 ab
T5	DOG RIDGE	6.27 ab
T6	MGT 101-14	5.57 ab
T7	R99	4.09 bc
T8	5BB	6.89 a
T9	QUEBRANTA	5.07 abc

¹ Tratamientos seguidos con la misma letra dentro de columnas, no guardan diferencias significativas entre sí, de acuerdo a la prueba de duncan realizada a un $\alpha=0.1$.

c. Número de yemas

El análisis de variancia para el número de yemas (Anexo 10), muestra diferencias altamente significativas.

La prueba de comparación de medias de Duncan, se muestra en la tabla 11. En ella se logró ver que el cultivar que presentó menor número de yemas fue R110, con 14 yemas en total, que a su vez fue estadísticamente similar a los cultivares SO4, MGT 101-14, R99 y 5BB.

Por el contrario, el cultivar que presentó mayor número de yemas fue Quebranta, con 37 yemas, superando estadísticamente a todos los demás cultivares, a excepción de Salt Creek, con quien presenta similitud estadística.

El cultivar Paulsen fue similar estadísticamente a los cultivares Salt Creek y Dog Ridge; así como también fue similar estadísticamente a los cultivares SO4 y Dog Ridge. En ambos casos presentaron valores intermedios para este parámetro de crecimiento.

Tabla 11: Evaluación a los 150 días del número de yemas y número de brotes, en los portainjertos de Vitis sp. y, prueba de comparación de medias de Duncan entre cultivares

TRAT	PORTAINJERTO	NÚMERO DE YEMAS	NÚMERO DE BROTES
T1	R110	14 e ¹	1 cd
T2	SALT CREEK	34 ab	3 a
T3	PAULSEN	28 bc	2 bcd
T4	SO4	22 cde	2 abcd
T5	DOG RIDGE	26 bcd	2 ab
T6	MGT 101-14	16 e	1 d
T7	R99	15 e	2 abc
T8	5BB	17 de	2 bcd
T9	QUEBRANTA	37 a	2 bcd

¹ Tratamientos seguidos con la misma letra dentro de columnas, no guardan diferencias significativas entre sí, de acuerdo a la prueba de duncan realizada a un $\alpha=0.1$.

d. Número de brotes

El análisis de variancia para el número de brotes (Anexo 10), muestra diferencias significativas.

La prueba de comparación de medias de Duncan, se muestra en la tabla 11. En ella se logró ver que los cultivares que presentaron menor número de brotes fueron MGT 101-14 y R110, con 1 brote en total cada uno, siendo estadísticamente similares entre ellos; a su vez, ambos

cultivares fueron estadísticamente similares con los cultivares Paulsen, SO4, 5BB y Quebranta.

Por el contrario, el cultivar que presentó mayor número de brotes fue Salt Creek, con 3 brotes en total, el cual fue estadísticamente similar a los cultivares SO4, Dog Ridge y R99.

e. Peso fresco de la parte aérea

El análisis de variancia para el peso fresco de la parte aérea de la planta (Anexo 10), muestra diferencias altamente significativas.

La prueba de comparación de medias de Duncan, se muestra en la tabla 12. En ella se logró ver que el cultivar que presentó menor peso fresco de la parte aérea fue MGT 101-14, con 21.18 gramos; y valores estadísticamente similares presentaron los cultivares R110, Paulsen, SO4, Dog Ridge, R99 y 5BB.

Por el contrario, el cultivar que presentó mayor peso fresco de la parte aérea fue Quebranta, con 52.80 gramos, superando estadísticamente a todos los demás cultivares.

Tabla 12: Evaluación a los 150 días del peso fresco y peso seco de la parte aérea en los portainjertos de Vitis sp.

TRAT	PORTAINJERTO	PARTE AÉREA DE LA PLANTA	
		PESO FRESCO (gramos)	PESO SECO (gramos)
T1	R110	21.62 c ¹	11.57
T2	SALT CREEK	37.23 b	18.00
T3	PAULSEN	27.03 bc	14.05
T4	SO4	24.88 bc	12.90
T5	DOG RIDGE	29.40 bc	17.20
T6	MGT 101-14	21.18 c	11.80
T7	R99	26.52 bc	13.85
T8	5BB	36.07 bc	18.45
T9	QUEBRANTA	52.80 a	18.35

¹ Tratamientos seguidos con la misma letra dentro de columnas, no guardan diferencias significativas entre sí, de acuerdo a la prueba de duncan realizada a un $\alpha=0.1$.

f. Peso seco de la parte aérea

El análisis de variancia para el peso seco de la parte aérea de la planta (Anexo 10), muestra que no se encontraron diferencias significativas.

g. Peso fresco de raíz

El análisis de variancia para el peso fresco de raíz de la planta (Anexo 10), muestra diferencias altamente significativas.

La prueba de comparación de medias de Duncan para esta variable, se muestra en la tabla 13. En ella se logró ver que el cultivar que presentó menor peso fresco de raíz fue 5BB, con 38.43 gramos en peso, el cual fue similar estadísticamente a los cultivares R110, MGT 101-14, R99, 5BB y Quebranta.

Por el contrario, el cultivar que presentó mayor peso fresco de raíz fue Dog Ridge, con 128.73 gramos, superando estadísticamente al resto de cultivares. Además, los cultivares Salt Creek, Paulsen, SO4 y R99 fueron estadísticamente similares; a su vez presentaron pesos intermedios respecto a la variable peso frescos de raíz.

Tabla 13: Evaluación a los 150 días del peso fresco de raíz de la planta, en los portainjertos de Vitis sp.

TRAT	PORTAINJERTO	PESO FRESCO DE RAÍZ (gramos)	
T1	R110	41.40	d¹
T2	SALT CREEK	74.48	b
T3	PAULSEN	73.12	b
T4	SO4	68.05	bc
T5	DOG RIDGE	128.73	a
T6	MGT 101-14	47.67	cd
T7	R99	53.70	bcd
T8	5BB	38.43	d
T9	QUEBRANTA	42.90	d

¹ Tratamientos seguidos con la misma letra dentro de columnas, no guardan diferencias significativas entre sí, de acuerdo a la prueba de duncan realizada a un $\alpha=0.1$.

4.2. DISCUSIÓN

Los diferentes parámetros evaluados en todos los cultivares de vid, muestran que existen diferencias estadísticas entre ellas, dentro de las cuales hemos podido identificar valores mínimos y máximos.

En los **parámetros de población** se pudo ver que, en las poblaciones finales de nemátodos en el suelo, en la raíz, y población final total, los cultivares que presentaron bajas poblaciones fueron Dog Ridge y Salt Creek; además, en ambos cultivares, la tasa de reproducción fue nula y muy baja respectivamente, en comparación al resto de cultivares.

En los **parámetros indirectos del daño (nodulación)**, el cultivar que presentó el valor más bajo en ambas escalas fue Dog Ridge, seguido de los cultivares R99, Paulsen y Salt Creek; y el cultivar que presentó el valor más alto en ambas escalas fue 5BB, seguido de los cultivares SO4 y R110.

El cultivar Dog Ridge no presentó población de *Meloidogyne incognita* (población igual a cero); al respecto, Príncipe (2016), menciona que éste es resistente a nemátodos la cual podría confirmar dicho resultado, evitando la multiplicación de los nemátodos en sus raíces y en el suelo. Por otro lado, el cultivar Salt Creek presentó una población muy baja de nemátodos, pero diferente a cero; al respecto, Ibacache *et al.* (2013), indica que este cultivar también es resistente a *Meloidogyne incognita*, la cual podría explicar la baja población final encontrada en la evaluación.

Por el contrario, el cultivar Quebranta presentó la mayor población final de nemátodos, tanto en suelo, raíz y total; así como el mayor valor en tasa de reproducción. Al respecto, Pacheco (2018), menciona que éste cultivar presenta alta sensibilidad hacia los nemátodos, en especial a *Meloidogyne incognita*, sobre todo en etapas de floración, maduración y yemas de invierno. Si tomamos en cuenta la etapa de evaluación (meses de reposo para el cultivo) y la poca reacción de la planta frente al nemátodo, nos lleva a obtener altas poblaciones, y tomando en cuenta lo mencionado por los autores Cook y Evans (1987), indican que se considera una planta como resistente cuando inhibe la reproducción del nemátodo respecto a la reproducción alcanzada en una planta susceptible, y al ser el cultivar Quebranta sensible a nemátodos, favoreció a una mayor reproducción de *Meloidogyne incognita* y por ende mayor presencia de este nemátodo en el suelo y raíz.

En el caso del cultivar 5BB, Arias (2017), menciona que este cultivar se destaca por su tolerancia a nemátodos y adaptabilidad a suelos arenosos; sin embargo, dichos factores también son favorables para el desarrollo del *M. incognita*, generando la posibilidad de aumentar la producción de nódulos en la rizosfera, con menor competencia intraespecífica por la adaptabilidad que presenta el cultivar. Por otro lado, para los cultivares Paulsen y R99, Arias (2017), indica que éstos destacan por su tolerancia a nemátodos, la cual podría permitir el desarrollo radicular y menor presencia de nemátodos.

Así mismo, cabe destacar que la diferencia entre ambas escalas es el método de evaluación, que nos llevó a tener las diferencias entre valores de una escala y otra, ya que en el caso de la escala Zeck es el resultado de una evaluación visual que se le hace a las raíces de la planta.

Por otra parte, respecto a la resistencia que presentan los cultivares Dog Ridge y Salt Creek, y tomando en cuenta lo mencionado anteriormente por Cook y Evans (1987), respecto a la resistencia, en estos cultivares se obtuvo valores bajos en tasa de reproducción, por su aparente resistencia a nemátodos, disminuyendo la presencia de nemátodos en el medio.

Sin embargo, las poblaciones finales totales encontradas en todos los cultivares, fueron menores a las inoculadas inicialmente. Al respecto, El-Sherif *et al.*, (2007), indica que a bajas densidades poblacionales de *Meloidogyne* sp. inoculadas inicialmente en un cultivo generan incrementos poblacionales muy altos, debido a que tendrían una menor competencia intraespecífica en la rizosfera de la planta (McSorley *et al.*, 1992). Este tipo de incremento poblacional está asociado, además, a la susceptibilidad del hospedero y condiciones ambientales favorables al nemátodo (Ehwaeti *et al.*, 1998).

Por otro lado, según el sistema de evaluación propuesto por Dropkin y Nelson, la eficiencia de reproducción (Pf/Po) debe ser 1.0, y todos los cultivares muestran una eficiencia de reproducción menor a 1.0, esto debido a que presentaron una población menor a la inoculada inicialmente, y a su vez una tasa de crecimiento poblacional menor. Respecto a esta baja tasa de reproducción, Ferris (1985), menciona que estos valores obtenidos en los resultados nos restan la posibilidad de usar este sistema de evaluación, debido a un retraso en el momento de evaluación de la planta, la cual se realizó cuando la planta entraba en proceso de reposo por factor clima, afectando la relación patógeno-hospedero y no nos permitió evaluar y comparar la eficiencia del hospedante de manera real.

Además, la eficiencia del hospedante no está únicamente relacionada con el daño, ya sea por el nivel de resistencia del huésped o un bajo nivel bajo en la capacidad parasitaria del nemátodo. La eficiencia del hospedante puede ser medido por el índice de nódulos, número de masa de huevos/gr de raíz, número de hembras/gr de raíz, número de huevos/gr de raíz o índice de reproducción (Dropkin y Nelson, 1960).

Los términos de hospedante no eficiente y hospedante eficiente, se propusieron para describir la planta cuando se mide la reproducción de nemátodos; mientras que el término de daño se relaciona con el crecimiento de la planta o el rendimiento, permitido por el nemátodo (Canto-Sáenz, 2010). Cuando ambos parámetros son medidos, los términos usados para describir la respuesta de la planta son: inmune (no hospedante, sin daño), resistente (hospedante no eficiente que no sufre daños), tolerante (hospedante eficiente que no sufre muchos daños), y susceptible (hospedante eficiente o no eficiente que sufre daños). El término intolerante se propuso como un hospedante no eficiente que sufre daño, y puede ser diferenciado de un hospedante eficiente que sufre daño. La diferencia entre susceptible e intolerante es importante, pero intolerante siendo un término negativo, no puede ser usado para diferenciar una posibilidad en combinación de cuatro ítems, donde cada posibilidad tiene dos componentes. En otras palabras, la resistencia o la susceptibilidad de la planta son también intolerantes, y tolerantes y susceptibles son también no resistentes (Dropkin y Nelson, 1960).

Otros autores, propone redefinir los términos como siguen: resistente (hospedante no eficiente que no sufre daño significativo), tolerante (hospedante eficiente que no sufre daño significativo), susceptible (hospedante eficiente que sufre daño significativo). Para el término hipersusceptible (en lugar de intolerante), se define como un huésped no eficiente que, aunque el nemátodo no se reproduce, causa un daño significativo (Canto-Sáenz, 2010).

Para esta investigación, hemos propuesto utilizar estos términos redefinidos en función al análisis estadístico y la prueba de comparación de Duncan en los parámetros: población final total, tasa de reproducción, e indirectos del daño (nodulación según las escalas PIM y Zeck); un análisis secuencial entre ellos, los cuales nos permitió aproximarnos a los criterios planteados por Dropkins y Nelson y proponer los comportamientos resistentes, tolerantes y susceptibles.

A continuación, en la tabla 14 presentamos la propuesta de determinación del comportamiento de cada cultivar frente al nemátodo, y los diferentes niveles de tolerancia establecidos para cada parámetro de evaluación escogido.

Tabla 14: Propuesta para la determinación del comportamiento y niveles de tolerancia en los cultivares estudiados, frente a *Meloidogyne incognita*

PORTA INJERTO	Tasa de reproducción (Tr)	CC¹	Población Final Total (N° individuos)	CC	Escala Zeck	CC	Escala PIM	CC
R110	0.1 bcd	ME ²	8286 abc	ME ²	2.83 ab	S ⁵	2.17 ab	S ⁵
SALT CREEK	0.01 d	NE ³	408 e	NE ³	1.67 bcd	DL ⁶	1.5 c	DL ⁶
PAULSEN	0.13 bc	ME ²	10072 ab	ME ²	1 cd	DL ⁶	1.67 c	DL ⁶
SO4	0.15 b	ME ²	12102 ab	ME ²	2.17 abc	S ⁵	2.83 ab	S ⁵
DOG RIDGE	0 d	NE ³	0 f	NE ³	0 d	SD ⁷	0 d	SD ⁷
MGT 101-14	0.01 cd	E ⁴	1139 de	E ⁴	1.67 bcd	DL ⁶	1.83 bc	DM ⁸
R99	0.03 cd	E ⁴	2187 bcd	E ⁴	1 cd	DL ⁶	1.33 c	DL ⁶
5BB	0.02 cd	E ⁴	1127 cde	E ⁴	3.33 a	S ⁵	3 a	S ⁵
QUEBRANTA	0.47 a	ME ²	37598 a	ME ²	1.17 cd	DL ⁶	1.83 bc	DM ⁸

¹ CC = Criterio de clasificación

² ME = Muy eficiente

³ NE = No eficiente

⁴ E = Eficiente

⁵ S = Susceptible

⁶ DL = Daño ligero

⁷ SD = Sin daño

⁸ DM = Daño medio

Como podemos ver en la tabla 14, se identificó los valores extremos para cada parámetro: el cultivar Dog Ridge presentó valores nulos (valores iguales a cero), el cultivar Salt Creek presentó valores mínimos (valores más bajos), y los cultivares R110, Paulsen, SO4 y Quebranta presentaron valores máximos (valores más altos). A partir de ello se estableció criterios de clasificación en niveles de comportamiento y tolerancia de la planta frente a *Meloidogyne incognita*.

Para los **parámetros poblacionales**, se identificó tres grupos en base a la eficiencia del cultivar como hospedero para la reproducción de *Meloidogyne incognita*: **no eficiente, eficiente y muy eficientes**. Por otro lado, para los **parámetros de nodulación (PIM y Zeck)**, se identificó cuatro grupos en base al nivel de daño en las raíces establecida por los grados de las escalas: **sin daño, daño ligero, daño medio y susceptible**.

Como primer análisis de la tabla 14, podemos observar que el cultivar Dog Ridge no permite la reproducción del nemátodo; mientras que el cultivar Salt Creek, permite una baja reproducción, comparado con el resto de cultivares; por consiguiente, se puede considerar a ambos cultivares (Dog Ridge y Salt Creek) como hospedantes no eficientes. De la misma forma, vemos que el cultivar Quebranta es más eficiente en la reproducción del nemátodo y presenta mayor población, siendo igual estadísticamente con los cultivares R110, Paulsen y SO4; por ende, podemos considerarlos (a los cultivares Quebranta, R110, Paulsen y SO4), como hospedantes muy eficientes. Asimismo, los cultivares MGT 101-14, R99 y 5BB, presentan valores intermedios en población de nemátodos y tasa de reproducción; por tanto, podemos considerarlos como hospedantes eficientes o medianamente eficientes.

Como segundo análisis de la tabla 14, podemos observar que el cultivar Dog Ridge no muestra nodulación en ambas escalas, y puede ser considerado como cultivar sin daño. Por el contrario, los cultivares que presentaron mayores daños en raíces, para ambas escalas, fueron R110, SO4 y 5BB, siendo a su vez iguales estadísticamente, y pueden ser considerados como cultivares susceptibles. Mientras tanto, los cultivares que presentaron daños intermedios en raíces, para la escala Zeck, fueron Salt Creek, Paulsen, MGT 101-14, R99 y Quebranta, considerándolos como cultivares con daños ligeros, los cuales a su vez fueron iguales estadísticamente. Por otro lado, los cultivares que presentaron daños intermedios en raíces, para la escala PIM, fueron MGT 101-14 y Quebranta, considerándolos como cultivares con daño medio, los cuales a su vez fueron iguales estadísticamente entre ellas; y los cultivares Salt Creek, Paulsen y R99, considerándolos como cultivares con daño ligero, que a su vez fueron iguales estadísticamente entre ellas.

A continuación, en la tabla 15 mostramos la lista de chequeo elaborado con todos los parámetros, en los cultivares no eficientes y eficientes.

Tabla 15: Lista de chequeo para la determinación de cultivares como hospederos no eficientes y eficientes en la reproducción de *Meloidogyne incognita*

PORTA INJERTO	Tasa de reproducción (Tr)	CC ¹	LC ²	Población Final Total (Nº individuos)	CC	LC	Escala Zeck	CC	LC	Escala PIM	CC	LC
SALT CREEK	0.01 d	NE ²	√	408 e	NE ²	√	1.67 bcd	DL ⁴	√	1.5 c	DL ⁴	√
DOG RIDGE	0 d	NE ²	√	0 f	NE ²	√	0 d	SD ⁵	√	0 d	SD ⁵	√
MGT 101-14	0.01 cd	E ³	x	1139 de	E ³	x	1.67 bcd	DL ⁴	x	1.83 bc	DM ⁷	
R99	0.03 cd	E ³	x	2187 bcd	E ³	x	1 cd	DL ⁴	x	1.33 c	DL ⁴	x
5BB	0.02 cd	E ³	x	1127 cde	E ³	x	3.33 a	S ⁶		3 a	S ⁶	

¹ CC = Criterio de clasificación

² LC = Lista de chequeo

³ NE = No eficiente

⁴ E = Eficiente

⁵ DL = Daño ligero

⁶ SD = Sin daño

⁷ S = Susceptible

⁸ DM = Daño medio

En síntesis, a partir de la tabla 15 podemos decir que los cultivares como hospederos no eficientes, tanto Dog Ridge y Salt Creek cumplen con los cuatro parámetros; y en los hospederos eficientes, el cultivar R99 cumplió con cuatro parámetros, el cultivar MGT 101-14 cumplió con tres parámetros, y el cultivar 5BB cumplió únicamente con dos parámetros.

Siguiendo en este razonamiento, presentaremos la tabla 16 donde se muestra la lista de chequeo elaborado con todos los parámetros, en los cultivares muy eficientes.

Tabla 16: Check list para la determinación de cultivares como hospederos muy eficientes en la reproducción de *Meloidogyne incognita*

PORTA INJERTO	Tasa de reproducción (Tr)	CC ¹	LC ²	Población Final Total (N° individuos)	CC	LC	Escala Zeck	CC	LC	Escala PIM	CC	LC
R110	0.1 bcd	ME ₂	y	8286 abc	ME ²	y	2.83 ab	S ³	y	2.17 ab	S ³	y
PAULSEN	0.13 bc	ME ₂	y	10072 ab	ME ²	y	1 cd	DL ⁴	y	1.67 c	DL ⁴	
SO4	0.15 b	ME ₂	y	12102 ab	ME ²	y	2.17 abc	S ³	y	2.83 ab	S ³	y
QUEBRANTA	0.47 a	ME ₂	y	37598 a	ME ²	y	1.17 cd	DL ⁴	y	1.83 bc	DM ⁵	y

¹ CC = Criterio de clasificación

² LC = Lista de chequeo

³ ME = Muy eficiente

⁴ S = Susceptible

⁵ DL = Daño ligero

⁶ DM = Daño medio

Sintetizando a partir de la tabla 15, podemos decir que en los cultivares como hospederos muy eficientes que cumplen con los cuatro parámetros fueron R110, Quebranta y SO4; y el cultivar Paulsen solo cumplió con tres parámetros.

En esta primera parte, podemos concluir que el cultivar Dog Ridge es resistente a *Meloidogyne incognita*; asimismo, el cultivar Salt Creek, considerado como hospedante no eficiente y con nivel de nodulación intermedia, se comporta como cultivar tolerante. Del mismo modo, los cultivares Paulsen, MGT 101-14, R99 y Quebranta, considerados como hospedantes eficientes y un nivel de daño intermedio, comportándose en primera instancia, como cultivares tolerantes. Por el contrario, los cultivares R110, SO4 y 5BB, mostrados anteriormente como hospedante eficiente y un nivel de daño alto, podemos considerarlos como cultivares susceptibles.

Por otro lado, si agregamos al análisis anterior los **parámetros de crecimiento** obtenidos en la evaluación, se evidenció que las variables tamaño de brote y peso seco de la parte aérea no presentó diferencias significativas; por el contrario, las variables longitud de entrenudo, número de yema, número de brote, peso fresco de la parte aérea y peso fresco de raíz, presentaron diferencias significativas.

En el caso de la variable tamaño de brote, dicho resultado se pudo dar debido a la baja población de nemátodos que hubo, generando leve daño en raíces y favoreciendo al crecimiento radicular, permitiendo crecimiento y desarrollo de la planta de manera normal (Olthof y Potter, 1977; Chan y López, 1992; Belair y Tremblay, 1995).

En el caso de la longitud de entrenudo y número de yemas, el cultivar que presentó menor valor para ambas variables fue R110, seguido de los cultivares R99 y MGT 101-14; y el de mayor valor en longitud de entrenudo fue el cultivar 5BB seguido del cultivar Dog Ridge, pudiendo atribuirse a las características genéticas mencionadas anteriormente; por otra parte, el cultivar que presentó mayor valor en número de yemas fue Quebranta, seguido del cultivar Salt Creek.

En el caso de la variable número de brotes, el cultivar que presentó menor valor fue MGT 101-14, seguido de los cultivares R110 y Paulsen; y el cultivar que presentó mayor valor fue Salt Creek, seguido de los cultivares SO4 y Dog Ridge. Del mismo modo, para la variable peso fresco de la raíz, el cultivar que presentó menor valor fue 5BB, seguido de los cultivares R110 y Quebranta; y el cultivar que presentó mayor valor fue Dog Ridge, seguido de los cultivares Salt Creek y Paulsen.

En síntesis, los cultivares Salt Creek, Paulsen, SO4 y R99, presentan un vigor intermedio, con regular crecimiento radicular, número de brotes y yemas, longitud de entrenudos, y peso fresco aéreo intermedio. Sin embargo, Arias (2017) menciona que cultivares como Paulsen y R99 pueden presentar vigores altos en suelos compactos poco arenosos; además, Ibacache *et al.* (2013) menciona que los cultivares Salt Creek y SO4 presentan buen vigor y son adaptables a suelos arenosos; esto explicando la respuesta de sus crecimientos en suelo donde se desarrollaron.

En el caso del cultivar Dog Ridge, Reynier (2002) menciona que este cultivar se desarrolla y adapta bien a suelos duros, compactos, limosos y pedregosos, y además, Escobedo (2018), menciona que este cultivar presenta buen vigor; sin embargo, en el suelo arenoso en el cual se propagó, su vigor tendió a bajar de manera moderada o intermedia, esto corroborando los datos obtenidos en las evaluaciones.

En el caso del cultivar MGT 101-14, Reynier (2002) menciona que puede adaptarse a distintos tipos de suelos, pero su desarrollo disminuye si está en suelos pobres y con escasa

retención de humedad, siendo esta una característica de los suelos arenosos (poca retención de humedad). Por otro lado, Archer (2002) y Silva (2017) mencionan que el cultivar 5BB presenta un vigor medio a alto si se desarrolla en suelos húmedos, compactos y arcillosos; sin embargo, el suelo en el que se desarrolló el cultivar fue un suelo arenoso, disminuyendo el vigor de la planta y buscando adaptarse a ese medio (Arias, 2017), por lo que su crecimiento aéreo y radicular no fue tan bajo, en comparación al cultivar R110.

Por otro lado, Pacheco (2018) menciona que el cultivar Quebranta se describe como una planta muy vigorosa de rápido desarrollo y puede formar abundante follaje, además de ser muy usado por su producción y adaptabilidad a climas cálidos y secos de la costa (Marcelo, 2008). Sin embargo, a pesar de que el cultivar Quebranta presenta valores altos, no es recomendable su uso como portainjerto, ya que en presenta una buena calidad de fruto y es comúnmente usado para fines comerciales, siendo usado como injerto para favorecer la producción de este cultivo según los fines deseados (Pacheco, 2018), y buenas características morfológicas como injerto (Marcelo, 2008).

Asimismo, el cultivar R110 muestra poco vigor, desarrollo y tamaño; sin embargo, Arias (2017) lo reporta como un vigor intermedio pero el desarrollo observado es de una planta muy débil, esto posiblemente a que requiere temperaturas cálidas, y el desarrollo de los plantones evaluados se generó en los meses de invierno (con temperaturas bajas), esto afectando negativamente al crecimiento y desarrollo del cultivar.

En el caso de las variables peso fresco de la parte aérea, el cultivar que presentó menor valor fue MGT 101-14, seguido de los cultivares R110 y SO4; y el cultivar que presentó mayor valor fue Quebranta; por el contrario, como ya se mencionó anteriormente, el peso seco de la parte aérea no presentó diferencias significativas.

La diferencia significativa que se presenta en el peso fresco, se debe específicamente a la comparación estadística que se tuvo en los datos analizados, pues al presentar valores altos en el peso fresco, si presentó diferencias estadísticas; sin embargo, al comparar los valores de los tratamientos, en el peso seco de la parte aérea, las diferencias son poco notorias debido a que los valores son más bajos que las del peso fresco del mismo tratamiento, por lo que las diferencias que se perciben son más marcadas estadísticamente dándonos diferencias significativas (Departamento de Estadística e Informática, 2019).

Además, Cepeda (1996) y González (1984), menciona que fisiológicamente los ataques del nemátodo pueden aumentar la producción de proteínas en las agallas que forman en las raíces, provocando un mal funcionamiento de los reguladores de crecimiento, siempre y cuando el daño sea severo; sin embargo, si las poblaciones de nemátodos son bajas, disminuye la competencia intraespecífica y por ende disminuye el daño en raíces (Pacheco, 2018), y esos daños leves en las raíces influyen en el crecimiento radicular de las plantas, con una mayor presencia de raíces adventicias (Gonzales, 1984; Perry, 1997; Perry y Advisor, 1999). Dicha baja población permite que la planta se recupere al ataque y con sus características genéticas, favoreció un mayor crecimiento radicular y el crecimiento de la planta, razón por la cual explica diferencias de crecimiento en plantas donde hubo mayor presencia de nemátodos, influenciados por sus características genéticas y posible resistencia y/o tolerancia a los nemátodos.

Igualmente, otro factor que puede favorecer a diferencias en el crecimiento, son las bajas poblaciones de nemátodos (26-184/gramo de suelo) que estimulan el crecimiento vegetativo (Olthof y Potter, 1977); este comportamiento se debe a un leve daño en las raíces, favoreciendo el crecimiento radicular, especialmente con la aparición de raíces adventicias alrededor de los nódulos. Dicho crecimiento radicular permite la nutrición de la planta y tolerar el daño del nemátodo (Olthof y Potter, 1977; Chan y López, 1992; Belair y Tremblay, 1995).

Por consiguiente, clasificando a los nueve cultivares según su comportamiento frente al nemátodo *Meloidogyne incognita*, podemos indicar que como **cultivares resistentes** fueron **Dog Ridge en primer lugar y Salt Creek en segundo lugar**; en el caso de los **cultivares tolerantes** a *M. incognita*, tenemos a **R99, MGT 101-14 y 5BB**; y finalmente, los **cultivares susceptibles** a *M. incognita* fueron **R110, Quebranta, SO4 y Paulsen**.

V. CONCLUSIONES

- En los niveles poblaciones y tasa de reproducción de *Meloidogyne incognita*, se logró observar que Quebranta fue el cultivar que presentó mayor valor para ambos parámetros; sin embargo, los cultivares que presentaron menor valor para ambos parámetros, fueron Salt Creek y Dog Ridge, siendo este último cultivar el que logró desaparecer por completo la presencia de nemátodos en suelo y raíz. No obstante, debido a que las tasas de reproducción obtenidas fueron menores a la establecida por el sistema de evaluación propuesto por Dropkin y Nelson, no fue posible usar dicho sistema. Con una lista de chequeo se pudo clasificar a Dog Ridge y Salt Creek como hospederos no eficientes; a R99, MGT 101-14 y 5BB como hospederos eficientes; y a R110, Quebranta, SO4 y Paulsen como hospederos muy eficientes.
- En los niveles de nodulación en los cultivares, se observó valores bajos en ambas escalas, en el cultivar Dog Ridge, seguido de los cultivares Paulsen y R99; y con valores altos en ambas escalas, en el cultivar 5BB, seguido de los cultivares SO4 y R110. Con una lista de chequeo, se logró resaltar al cultivar Dog Ridge como un cultivar que no presentó daño en las raíces; y los cultivares R110, 5BB y SO4 como susceptibles por presentar niveles elevados de daño en las raíces.
- En los parámetros de crecimiento, las diferencias encontradas se atribuyeron a las características genéticas de cada cultivar, el ambiente donde se desarrolló, la capacidad de recuperación al daño que tuvo cada cultivar, y la población final de nemátodos. Los cultivares Dog Ridge y Salt Creek presentaron mejor comportamiento, clasificándose como resistentes frente a *Meloidogyne incognita*; el cultivar R99 se clasificó como tolerante siendo la tercera opción disponible para su uso, con similar comportamiento los cultivares MGT 101-14 y 5BB; sin embargo, los que peor se comportaron frente al nemátodo fueron R110, Quebranta, SO4 y Paulsen, clasificándose como cultivares susceptibles.

VI. RECOMENDACIONES

- Realizar una evaluación y comparación entre plantas inoculadas y no inoculadas, para cada cultivar; para así poder definir de manera concreta cuales son las diferencias notorias que pueden generarse, en respuesta a la presencia de *Meloidogyne incognita*.
- Repetir el ensayo en condiciones de manejo más controlado de los plántones, y cercano al laboratorio, para evitar daño de los plántones al momento del transporte y evaluación de los parámetros de crecimiento.
- Inocular con densidades poblacionales menores a las probadas en este ensayo, para tener valores de poblaciones finales más reales y que nos permita usar el sistema de evaluación propuesto por Dropkin y Nelson, y poder contrastar con la propuesta dada en esta investigación.
- Realizar las evaluaciones en momentos donde la planta tenga una mayor actividad de crecimiento, para que de esta manera sean mucho más notorias las diferencias en los parámetros de crecimiento, y a su vez podamos determinar el tipo de comportamiento que presenten los cultivares.
- Realizar una repetición del ensayo, tratando de utilizar la lista de chequeo propuesta en la presente investigación, para poder clasificar los diferentes cultivares según el comportamiento que tengan al evaluar los diferentes parámetros, en función al análisis estadístico y la prueba de comparación de Duncan en los parámetros: población final total, tasa de reproducción, e indirectos del daño (nodulación según las escalas PIM y Zeck); un análisis secuencial entre ellos, los cuales nos permitió aproximarnos a los criterios planteados por Dropkins y Nelson y proponer los comportamientos resistentes, tolerantes y susceptibles.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agrios, G. (2011). *Plant Pathology* (5° ed.). Florida, Estados Unidos: Elsevier Academic Press. s. p.
- Andina. (2018). Estos son los cultivos peruanos de mayor demanda en el mundo (en línea). Agencia Peruana de Noticias (Sección Actualidad). Lima, Perú. Consultado 05 Mar 2020. s. p. Disponible en <https://andina.pe/agencia/noticia-estos-son-los-cultivos-peruanos-mayor-demanda-el-mundo-745513.aspx>.
- Andina. (2019). Exportacion peruana de uvas frescas crece 18% entre enero y agosto 2019 (en línea). Agencia Peruana de Noticias (Sección Actualidad). Lima, Perú. Consultado 05 Mar 2020. s. p. Disponible en <https://andina.pe/agencia/noticia-exportacion-peruana-uvas-frescas-crece-18-entre-enero-y-agosto-2019-770708.aspx>.
- Archer, E. (2002). *Vitis species and rootstocks cultivars*. Department of viticulture and oenology. Sudáfrica: University of Stellenbosch.
- Arias, F. (2017). Situación y experiencia en el cultivo de uva vinífera (*Vitis vinífera* L.) en el valle de Ica (Tesis de ingeniería). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Belair, G y Tremblay, N. (1995). The influence of chitinurea amendments applied to an organic soil on a *Meloidogyne hapla* population and on the growth of greenhouse tomato. *Phytoprotection* 76:75-80.
- Cáceres, C. (2008). Reacción de 14 cultivares de pimiento para paprika (*Capsicum annum* L.) a diferentes densidades poblacionales del nemátodo del nódulo *Meloidogyne incognita*, bajo condiciones de invernadero (Tesis de ingeniería). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

- Canto-Sáenz, M. (2010). Separatas del Curso de Nematología. Lima, Perú: Escuela de postgrado, Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Canto-Sáenz, M. (2010). Separatas del Curso de Nematología. Lima, Perú. Escuela de Posgrado. Especialidad de Fitopatología. Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Cepeda, M. (1996). Consulta rápida. Nematología Agrícola. Mexico: Trillas
- Chan, S y López, R. (1986). Efecto de diferentes densidades iniciales de *Meloidogyne incognita* sobre el crecimiento del tomate. *Agronomía Costarricense*. 16(2):165-169
- Cisneros, F. (1980). Principios de control de las plagas agrícolas (1° ed.). Lima, Perú: Editorial Gráfica Press. 189 p.
- Columela, F. (2008). Taxonomía y Origen de la Vid (3° ed.). s. l.
- Cook, R. y Evans, K. (1987). Resistance and Tolerance. Pp: 179-231. En: Principles and Practice of nematode control in crops. R. H. Brown y B. R. Kerry (eds). Academic Press. Australia.
- Crisosto, C. y Smilanick, J. (2017). *Vitis vinifera*. Argentina: Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de Plagas.
- Cuya, E. (2013). Guía Técnica Propagación e Instalación del Cultivo de Vid. Perú: Agrobanco.
- Dagatti, C.; Becerra, V. y Herrera, M. (2014). Caracterización de daños producidos por *Meloidogyne* spp. (Nemata: Tylenchida) en la vid en Mendoza, Argentina. *Revista Ciencias Agrícolas*. 31(2):51-62.
- Departamento de Estadística e Informática. (2019). Estadística General. Lima, Perú: Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Dropkin, V. y Nelson, P. (1960). The histopathology of root-knot nematode infections in soybeans. *Phytopathology* 50:442-447.
- Ehwaeti, M; Phillip, S y Trudgill, D. (1998). Dynamics of damage to tomato by *Meloidogyne incognita*. *Fundam. Appl. Nematol.* 21:627-635.

- El-Sherif, A; Refaei, A; El-Nagar, M; Hagar, M y Salem, M. (2007). The role of eggs inoculum level of *Meloidogyne incognita* on their reproduction and host reaction. African Journal of Agricultural Research. 2(4):159-163.
- Escobedo, J. (2018). Viticultura Especial. Lima, Perú: Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Farfán, D. (2011). Comportamiento del nemátodo del nódulo *Meloidogyne incognita* (Kfoid & White, 1919) Chitwood, 1949 con 12 productos químicos (Tesis de Ingeniería). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Ferris, H. (1985). Density-dependent nematode seasonal multiplication rates and overwinter survivorship: A critical point model. J. Nematol. 17(2):93-100.
- García, F. (2011). Reacción de 7 cultivares de *Capsicum annum* a diferentes densidades poblacionales del nemátodo del nódulo, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood 1949, a nivel de invernadero (Tesis de Ingeniería). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Gomez, H. y Castillo, J. (2000). Uva de Mesa para Exportación: Red Globe. Cañete, Lima: Instituto Rural Valle Grande. Fundación CODESPA. 1-30.
- Gómez, M. y Montes, M. (1997). Manejo de Nemátodos Endoparásitos: Proyecciones Futuras. s. l.
- González, H. (1984). Principales problemas causados por nemátodos fitosanitarios en Chile. ACONEX (7):11-15.
- Hidalgo, L. (2002). Tratado de Viticultura General (3° ed.). Madrid, España: Mundi-Prensa.
- Hidalgo, L. y Hidalgo, J. (2011). Tratado de viticultura. (4° ed.). Madrid, España: Mundi-Prensa.
- Hussy, R. y Barker, K. (1973). A comparison of methods of collecting inoculum of *Meloidogyne* spp. including a new technique. Plant. Dis. Rep (57):1025-1028.

- Ibacache, A.; Jopia, C. y Rojas, N. (2013). Uso de portainjertos en vides: Estudio de largo plazo en el valle de Elqui, Región de Coquimbo. La Serena, Chile: Boletín INIA N° 270.
- Khan, R; Khan, A y Khan, M. (1986). Interaction between *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis* and *Tylenchorhynchus brassicae* on tomato. Revue de Nématologie 9(3):245-250.
- Larrea, A. (1970). Viticultura enológica y frutera. s. ed. Barcelona, España: Editorial Aedos.
- Marcelo, D. (2008). Propuesta tecnológica para la fabricación de pisco puro de calidad en una microempresa (Tesis de maestría). Universidad Nacional de Ingeniería, La Molina, Lima.
- McSorley, R; Dickson, D; Candanedo-Lay, E; Hewlett, T y Frederick, J. (1992). Damage functions for *Meloidogyne arenaria* on peanut. J. Nematol. 24:193-198.
- Mijares, I. y García, J. (2002). El vino de la cepa a la copa (2° ed.). Barcelona, España: Mundi-Prensa. 274 p.
- Muñoz, I. y González, H. (1999). Uso de Portainjertos en Vides para Vino: Aspectos Generales. s. ed. Santiago de Chile, Chile.
- Olthof, H. y Potter, J. (1977). Effects of population densities of *Meloidogyne hapla* on growth and yield of tomato. J Nematol. 9(4):296-300.
- Orion, D. y Kritzman, G. (1991). Antimicrobial activity of *Meloidogyne javanica* gelatinous matrix. Nematología (14):481-483.
- Pacheco, A. (2018). Identificación, densidad y fluctuación de nemátodos asociados a cultivares de *Vitis vinifera* L. pisqueras. Tesis Ing. Arequipa, Perú. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa.
- Palomo, A. (2017). Apuntes de clase de Nematología agrícola. s. ed. Lima, Perú. UNALM. s. p.

- Perry, E. y Advisor, F. (1999). Plant Ahead for effective garden nematode control. Plant Ahead For Effective Garden Nematode Control. s. l.
- Perry, R. (1997). Plant signals in nematode hatching and attractions. Cellular and molecular aspects of plant- nematode interactions. Kluwer Academic Publ. Dordrecht. Netherlands:38-50.
- Principe, M. (2016). Evaluación y Control de *Meloidogyne* spp. en portainjertos de vid en Virú-La Libertad. Tesis Ing. Trujillo, Perú. Universidad Nacional de Trujillo, UNT.
- PromPerú. (2019). Desenvolvimiento del comercio exterior Agroexportador. *Informe Anual 2019, 1*, 129.
- PromPerú. (2020). Boletín Mensual Diciembre 2020. In Boletín mensual Diciembre (Vol. 1, Issue 9)
- Redagícola. (2017). Manejo de nemátodos fitoparásitos en la vid. Consultado 26 Ene. 2019. Disponible en <http://www.redagricola.com/cl/manejo-nemátodos-fitoparasitos-la-vid/>.
- Reynier, A. (2002). Manual de viticultura. Versión española de Sotes, V.; Lissarrague, J, R. y de la Iglesia J. Ediciones Mundi Prensa. Madrid.
- Rohde, R. (1972). Expression of the resistance in plants to nematodes. *Ann. Rev. Phytopathology* (10):233-252.
- Ruesta, A. y Rodríguez, R. (1992). Cultivo de la vid en el Perú. 2ed. Proyecto TTA. Fundación para el desarrollo agrario. Lima, Perú.
- Saire, L. (2017). Productos químicos alternativos e ingredientes activos comercialmente nuevos para el control de *Meloidogyne incognita* en tomate en invernadero (Tesis de Ingeniería). Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, Perú.
- Sánchez, C. (2013). Producción y comercialización de mango y uva. 1 ed. Lima, Perú. Ediciones Ripalme.

- Sasser, J. y Cárter, C. (1985). Biology and Control. In An Advanced on *Meloidogyne*. Vol I. North Carolina, Estado Unidos.
- Albujar, E. (2019). Anuario Agrícola 2019. Gerencias/Direcciones Regionales de Agricultura - SIEA. Lima: Ministerio de Agricultura y Riego.
- Silva, M. (2017). Calidad de la planta y consideraciones acerca de la nueva plantación: base para el éxito de un nuevo proyecto. UVANOVA. Santiago, Chile.
- Talavera, M. (2003). Manual de Nematología Agrícola. s. ed. s. l.
- Taylor, A. y Sasser, J. (1983). Biología, identificación y control de los nemátodos del nódulo de la raíz. North Carolina. EE.UU: Proyecto Internacional de *Meloidogyne*. Carolina del Norte, Estados Unidos. Departamento de Fitopatología de la Universidad del Estado de Carolina del Norte y la Agencia de EEUU para el desarrollo Internacional.
- Verdejo, S., Sorribas, F., Ornat, C. y Buñol, J. (2004). Eficacia del porta-injerto de tomate frente a cultivares portadores del gen Mi de resistencia para el manejo del nemátodo *Meloidogyne*. Transferencia tecnológica: Hortícolas. Revista Phytohemeroteca, Ed 158. s.p. disponible en: <https://www.phytoma.com/la-revista/phytohemeroteca/158-abril-2004/eficacia-del-porta-injerto-de-tomate-frente-a-cultivares-portadores-del-gen-mi-de-resistencia-para-el-manejo-del-nemátodo-meloidogyne>
- Villa, P. (2018). Cultivar LA VID (1° ed.). Barcelona, España: Editorial De Vecchi S.A. 151p.
- Walker, A. (2004). Potential rootstocks for use in Chile with regard to soil conditions and limitations. Asociación Gremial de Viveros Frutales de Chile. Seminario vides injertadas. Santiago, Chile. Ago 2004.
- Zeck, W. (1971). A rating scheme for field evaluation of root-knot nematode infestations. Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer (24):1, 141-144.

VIII. ANEXOS

Anexo 1. Datos obtenidos de los parámetros crecimiento, en la evaluación a los 150 días en plantas inoculadas con 10000 huevos/gr de suelo.

CULTIVAR	TRAT	REPETICIÓN	TAMAÑO DE BROTE	LONGITUD DE ENTRENUDOS	NÚMERO DE YEMAS	NÚMERO DE BROTES	PESO FRESCO	PESO SECO
			cm	cm	Nº	Nº	gramos	gramos
R110	T1	1	52.5	2.57	10	1	27	15.1
	T1	2	58.1	2.57	14	1	10.5	5
	T1	3	45.4	3.40	7	1	9.8	4.9
	T1	4	55.9	3.50	12	1	36.5	20.5
	T1	5	58	4.23	11	1	13.6	6.2
	T1	6	55.6	2.53	31	3	32.3	17.7
SALT CREEK	T2	1	120.3	4.77	38	3	46.3	21.5
	T2	2	96.1	7.13	29	3	42.7	20.9
	T2	3	100.7	6.40	33	2	27.5	12.9
	T2	4	102.7	3.43	34	2	36.8	15.4
	T2	5	97.2	4.67	38	3	35.7	17.2
	T2	6	92.6	5.67	33	2	34.4	20.1
PAULSEN	T3	1	130.2	6.03	19	1	32.7	16.2
	T3	2	99.7	4.80	27	2	30.7	14.8
	T3	3	65.2	2.73	20	1	17.3	12.4
	T3	4	109.7	4.57	35	2	32.8	15.5
	T3	5	124.4	4.37	50	2	29	13.2
	T3	6	88.6	4.77	15	1	19.7	12.2
SO4	T4	1	80.1	7.07	10	1	20.1	10.1
	T4	2	107.4	6.07	24	2	36.3	20.5
	T4	3	88.2	4.63	31	3	21.6	10.8

Continuación...

SO4	T4	4	100.5	4.77	22	2	27.9	13.4
	T4	5	140.6	6.63	21	1	19.5	9.8
	T4	6	83.6	6.57	21	2	23.9	12.8
DOG RIDGE	T5	1	96.7	5.37	15	1	24.2	13.5
	T5	2	56.3	5.97	26	3	28.8	15.4
	T5	3	119.3	6.43	31	2	18.4	12
	T5	4	91.2	5.70	24	2	33.4	20.5
	T5	5	132.9	7.90	35	3	37.6	21.9
	T5	6	105.7	6.23	25	2	34	19.9
MGT 101-14	T6	1	41.1	2.73	13	2	24.5	13.4
	T6	2	152.5	8.33	22	1	22.7	12.1
	T6	3	113	6.00	15	1	18.7	9.8
	T6	4	172	8.40	22	1	30.3	16.5
	T6	5	61.6	4.20	12	1	17.1	10.4
	T6	6	48	3.73	14	1	13.8	8.6
R99	T7	1	59.6	3.40	18	2	28.8	14.6
	T7	2	51.2	3.73	10	3	22.9	12
	T7	3	45.4	4.07	9	2	23.9	12.1
	T7	4	58	4.40	19	2	28.6	15.7
	T7	5	130.5	5.87	14	1	35.2	18.4
	T7	6	49.6	3.10	17	2	19.7	10.3
5BB	T8	1	115.6	6.37	19	1	18.9	10.4
	T8	2	109.4	9.40	16	1	32.6	22.2
	T8	3	67.7	5.03	9	1	18.2	8.5

Continuación...

5BB	T8	4	116.6	8.50	20	2	79.5	16.4
	T8	5	46.6	4.37	13	2	33.2	24.7
	T8	6	133	7.70	26	2	34	28.5
QUEBRANTA	T9	1	76.5	3.73	37	2	86.5	29.4
	T9	2	105	3.47	37	2	46	16.9
	T9	3	92.1	5.20	24	1	49.9	8.7
	T9	4	108.8	4.60	37	2	31.9	21.3
	T9	5	210.9	10.70	47	1	47.2	17.2
	T9	6	70.3	2.70	39	2	55.3	16.6

Anexo 2. Datos obtenidos de los parámetros de población y nodulación, en la evaluación a los 150 días en plantas inoculadas con 10000 huevos/gr de suelo.

CULTIVAR	TRAT	REPETICIÓN	PESO FRESCO RAÍZ	ESCALA PIM	ESCALA ZECK	POBLACIÓN FINAL TOTAL	TASA DE REPRODUCCIÓN
			gramos	-	-	N° de individuos	Tr
R110	T1	1	26.9	4	4	29918	0.37
	T1	2	41.8	1	1	1134	0.01
	T1	3	30.8	1	1	1786	0.02
	T1	4	40.1	2	2	4964	0.06
	T1	5	50.3	2	4	1303	0.02
	T1	6	58.5	3	5	10612	0.13
SALT CREEK	T2	1	68.9	2	3	0	0.00
	T2	2	72.4	1	1	434	0.01

Continuación...

SALT CREEK	T2	3	75.5	1	1	453	0.01
	T2	4	76.5	2	3	1377	0.02
	T2	5	92.2	2	1	184	0.00
	T2	6	61.4	1	1	0	0.00
PAULSEN	T3	1	51.2	1	1	3034	0.04
	T3	2	82.7	1	1	7004	0.09
	T3	3	31.9	2	1	2999	0.04
	T3	4	87.8	2	1	12000	0.15
	T3	5	111.5	3	1	29670	0.37
	T3	6	73.6	1	1	5722	0.07
SO4	T4	1	52.9	2	1	3458	0.04
	T4	2	56.4	2	2	5794	0.07
	T4	3	53.6	3	3	20494	0.26
	T4	4	83.8	3	2	22840	0.29
	T4	5	94.6	3	2	15087	0.19
	T4	6	67	4	3	4938	0.06
DOG RIDGE	T5	1	118.1	0	0	0	0.00
	T5	2	134.2	0	0	0	0.00
	T5	3	136.8	0	0	0	0.00
	T5	4	114.1	0	0	0	0.00
	T5	5	133.8	0	0	0	0.00
	T5	6	135.4	0	0	0	0.00
MGT 101-14	T6	1	57.9	3	2	1147	0.01
	T6	2	33.9	2	1	3268	0.04

Continuación...

MGT 101-14	T6	3	37.6	1	2	1750	0.02
	T6	4	63.6	2	1	382	0.00
	T6	5	45.4	1	2	0	0.00
	T6	6	47.6	2	2	286	0.00
R99	T7	1	59.6	2	1	239	0.00
	T7	2	41	1	1	2810	0.04
	T7	3	18.1	1	1	981	0.01
	T7	4	47.3	1	1	662	0.01
	T7	5	106.9	2	1	7738	0.10
	T7	6	49.3	1	1	690	0.01
5BB	T8	1	31.1	2	1	1733	0.02
	T8	2	40.7	4	5	2902	0.04
	T8	3	61.2	3	4	800	0.01
	T8	4	30.3	2	1	61	0.00
	T8	5	41.5	3	4	1215	0.02
	T8	6	25.8	4	5	52	0.00
QUEBRANTA	T9	1	39.3	1	1	21418	0.27
	T9	2	24.4	1	0	34154	0.43
	T9	3	36.3	1	1	21149	0.26
	T9	4	66.9	4	3	53347	0.67
	T9	5	52.3	2	1	46997	0.59
	T9	6	38.2	2	1	48520	0.61

Anexo 3. Datos obtenidos en la evaluación de la población final en el suelo, a los 150 días en plantas inoculadas con 10000 huevos/gr de suelo.

CULTVAR	TRATAMIENTO	REPETICIÓN	INDIVIDUOS ENCONTRADOS EN SUELO (# individuos/100cc de suelo)	PESO TOTAL DE BOLSA (gramos)	POBLACIÓN FINAL EN EL SUELO (bolsa de 8 kg)
R-110	T1	1	300	8000	24000
	T1	2	10	8000	800
	T1	3	10	8000	800
	T1	4	40	8000	3200
	T1	5	10	8000	800
	T1	6	80	8000	6400
SALT CREEK	T2	1	0	8000	0
	T2	2	0	8000	0
	T2	3	0	8000	0
	T2	4	0	8000	0
	T2	5	0	8000	0
	T2	6	0	8000	0
PAULSEN	T3	1	20	8000	1600
	T3	2	40	8000	3200
	T3	3	0	8000	0
	T3	4	60	8000	4800
	T3	5	120	8000	9600
	T3	6	20	8000	1600
SO4	T4	1	30	8000	2400
	T4	2	40	8000	3200
	T4	3	220	8000	17600
	T4	4	120	8000	9600

Continuación...

SO4	T4	5	120	8000	9600
	T4	6	50	8000	4000
DOG RIDGE	T5	1	0	8000	0
	T5	2	0	8000	0
	T5	3	0	8000	0
	T5	4	0	8000	0
	T5	5	0	8000	0
	T5	6	0	8000	0
MGT-101	T6	1	10	8000	800
	T6	2	40	8000	3200
	T6	3	20	8000	1600
	T6	4	0	8000	0
	T6	5	0	8000	0
	T6	6	0	8000	0
R-99	T7	1	0	8000	0
	T7	2	30	8000	2400
	T7	3	10	8000	800
	T7	4	0	8000	0
	T7	5	70	8000	5600
	T7	6	0	8000	0
5-BB	T8	1	10	8000	800
	T8	2	20	8000	1600
	T8	3	10	8000	800
	T8	4	0	8000	0

Continuación...

5-BB	T8	5	10	8000	800
	T8	6	0	8000	0
QUEBRANTA	T9	1	140	8000	11200
	T9	2	200	8000	16000
	T9	3	160	8000	12800
	T9	4	140	8000	11200
	T9	5	560	8000	44800
	T9	6	320	8000	25600

Anexo 4. Datos obtenidos en la evaluación de la población final en raíces, a los 150 días en plantas inoculadas con 10000 huevos/gr de suelo.

CULTIVAR	TRATAMIENTO	REPETICIÓN	INDIVIDUOS ENCONTRADOS EN RAÍZ (J2+huevos/ gr)	POBLACIÓN FINAL EN RAÍCES (gramos)	POBLACIÓN FINAL EN RAÍZ
R-110	T1	1	220	26.9	5918
	T1	2	8	41.8	334
	T1	3	32	30.8	986
	T1	4	44	40.1	1764
	T1	5	10	50.3	503
	T1	6	72	58.5	4212
SALT CREEK	T2	1	0	68.9	0
	T2	2	6	72.4	434
	T2	3	6	75.5	453
	T2	4	18	76.5	1377
	T2	5	2	92.2	184
	T2	6	0	61.4	0

PAULSEN	T3	1	28	51.2	1434
	T3	2	46	82.7	3804
	T3	3	94	31.9	2999
	T3	4	82	87.8	7200
	T3	5	180	111.5	20070
	T3	6	56	73.6	4122
 					
SO4	T4	1	20	52.9	1058
	T4	2	46	56.4	2594
	T4	3	54	53.6	2894
	T4	4	158	83.8	13240
	T4	5	58	94.6	5487
	T4	6	14	67	938
 					
DOGRIDGE	T5	1	0	118.1	0
	T5	2	0	134.2	0
	T5	3	0	136.8	0
	T5	4	0	114.1	0
	T5	5	0	133.8	0
	T5	6	0	135.4	0
 					
MGT-101	T6	1	6	57.9	347
	T6	2	2	33.9	68
	T6	3	4	37.6	150
	T6	4	6	63.6	382
	T6	5	0	45.4	0
	T6	6	6	47.6	286
 					
R-99	T7	1	4	59.6	238
	T7	2	10	41	410

Continuación...

R-99	T7	3	10	18.1	181
	T7	4	14	47.3	662
	T7	5	20	106.9	2138
	T7	6	14	49.3	690
5-BB	T8	1	30	31.1	933
	T8	2	32	40.7	1302
	T8	3	0	61.2	0
	T8	4	2	30.3	61
	T8	5	10	41.5	415
	T8	6	2	25.8	52
QUEBRANTA	T9	1	260	39.3	10218
	T9	2	744	24.4	18154
	T9	3	230	36.3	8349
	T9	4	630	66.9	42147
	T9	5	42	52.3	2197
	T9	6	600	38.2	22920

Anexo 5. Análisis de variancia de la población final en el suelo y evaluadas a los 150 días. (Datos transformados con Logaritmo 10).

Variable	CULTIVARES COMPARADAS	F.V.	G.L	S.C.	C.M.	Fcal	Pr>F	Significación	Coficiente de Variabilidad
Población final en el suelo	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	114.1152	14.2644	11.05	<0.0001	Altamente Significativo	52.1201
		Error	45	58.0845	1.2908				
		Total	53	172.1997					

Anexo 6. Análisis de variancia de la población final en las raíces y evaluadas a los 150 días. (Datos transformados con Logaritmo 10).

Variable	CULTIVARES COMPARADAS	F.V.	G.L	S.C.	C.M.	Fcal	Pr>F	Significación	Coficiente de Variabilidad
Población final en las raíces	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	75.1942	9.3992	16.19	<0.0001	Altamente Significativo	30.0616
		Error	45	26.1269	0.5809				
		Total	53	101.3211					

Anexo 7. Análisis de variancia de la población final total y evaluadas 50 días. (Datos transformados con Logaritmo 10).

Variable	CULTIVARES COMPARADAS	F.V.	G.L	S.C.	C.M.	Fcal	Pr>F	Significación	Coefficiente de Variabilidad
Población final total	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	91.0135926	11.3766991	20.11	<0.0001	Altamente Significativo	26.03803
		Error	45	25.4586167	0.5657470				
		Total	53	116.4722093					

Anexo 8. Análisis de variancia de la tasa de reproducción y evaluadas a los 150 días. (Datos transformados raíz cuadrada).

Variable	CULTIVARES COMPARADAS	F.V.	G.L	S.C.	C.M.	Fcal	Pr>F	Significación	Coefficiente de Variabilidad
Tasa de reproducción	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	0.21782896	0.02722862	15.42	<0.0001	Altamente Significativo	4.013527
		Error	45	0.07943831	0.00176530				
		Total	53	0.29726728					

Anexo 9. Análisis de variancia de los parámetros indirectos del daño (Nodulación), comparado entre cultivares, y evaluadas a los 150 días.

Variable	Cultivares comparadas	F.V.	G.L	S.C.	C.M.	Fcal	Pr>F	Significación	Coefficiente de Variabilidad
Escala PIM	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	37.2593	4.6574	7.10	0.0001	Altamente Significativo	45.07407
		Error	45	29.5000	0.6556				
		Total	53	50.7593					
Escala Zeck	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	43.8148	5.4768	4.95	0.0002	Altamente Significativo	62.4462
		Error	45	49.8333	1.1074				
		Total	53	93.6481					

Anexo 10. Análisis de variancia de los parámetros de crecimiento, comparado entre cultivares, y evaluadas a los 150 días.

Variable	Cultivares comparadas	F.V.	G.L	S.C.	C.M.	Fcal	Pr>F	Significación	Coefficiente de Variabilidad
Tamaño de brote	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	17290.3948	2161.2993	1.98	0.0714	No Significativo	35.7739
		Error	45	49184.4733	1092.9883				
		Total	53	66474.8681					
Longitud de entrenudos	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	64.0561	8.0070	2.96	0.0094	Altamente Significativo	31.5658
		Error	45	121.5963	2.7021				
		Total	53	185.6524					
Número de yemas	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	3465.8148	433.2269	8.22	<0.0001	Altamente Significativo	31.3709
		Error	45	2373.0000	52.7333				
		Total	53	5838.8148					

Continuación ...

Número de brotes	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	8.7037	1.0879	2.77	0.0140	Significativo	35.9946
		Error	45	17.6667	0.3926				
		Total	53	26.3704					
Peso fresco de la parte aérea	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	4796.5015	599.5627	4.41	0.0005	Altamente Significativo	37.9002
		Error	45	6111.2933	135.8065				
		Total	53	10907.7948					
Peso seco de la parte aérea	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	392.8593	49.1074	1.97	0.0721	No Significativo	32.9785
		Error	45	1120.2933	24.8954				
		Total	53	1513.1526					
Peso fresco de Raíz	R110, Salt Creek, Paulsen, SO4, Dog Ridge, MGT 101-14, R99, 5BB, Quebranta	Tratamiento	8	38256.2115	4782.0264	15.25	<0.0001	Altamente Significativo	28.0323
		Error	45	14108.4717	313.5216				
		Total	53	52364.6832					

Anexo 11. Plantas del cultivar Richter 110, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.



Anexo 12. Plantas del cultivar Richter 110, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.



Anexo 13. Plantas del cultivar Salt Creek, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.



Anexo 14. Plantas del cultivar Salt Creek, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.



Anexo 15. Plantas del cultivar Paulsen 1103, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.



Anexo 16. Plantas del cultivar Paulsen 1103, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.



Anexo 17. Plantas del cultivar SO4, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.



Anexo 18. Plantas del cultivar SO4, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.



Anexo 19. Plantas del cultivar Dog Ridge, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.



Anexo 20. Plantas del cultivar Dog Ridge, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.



Anexo 21. Plantas del cultivar MGT 101-14, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.



Anexo 22. Plantas del cultivar MGT 101-14, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.



Anexo 23. Plantas del cultivar Richter 99, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.



Anexo 24. Plantas del cultivar Richter 99, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.



Anexo 25. Plantas del cultivar Telek-Kober 5BB, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.



Anexo 26. Plantas del cultivar Telek-Kober 5BB, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.



Anexo 27. Plantas del cultivar Quebranta, evaluadas a los 150 días en el INIA Chincha.



Anexo 28. Plantas del cultivar Quebranta, evaluadas a los 150 días en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.

