

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRÓNOMA



TESIS

“Identificación de especies del género *Meloidogyne* para cinco patrones de Vid (*Vitis vinífera* L.) en Nepeña, Ancash”

Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo

AUTORES:

Bach. Bejarano Trujillano, Diego Armando

ASESOR:

Mg. Sc. Vargas Linares, Pedro Antonio

COASESOR:

Mg. Sc. Palomo Herrera, Ángel Alfonso

NUEVO CHIMBOTE - PERÚ

2021

CONFORMIDAD DEL JURADO EVALUADOR DE TESIS

Damos la conformidad del presente Informe, desarrollando el cumplimiento del objetivo propuesto y presentado conforme al Reglamento General para obtener el Título Profesional en la Universidad Nacional del Santa(R.N° 492-2017-CU-R-UNS) titulado:

TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERO EN
INGENIERÍA AGRÓNOMA:

“IDENTIFICACIÓN DE ESPECIES DEL GÉNERO *MELOIDOGYNE* PARA CINCO
PATRONES DE VID (*Vitis vinífera* L.) EN NEPEÑA, ANCASH”

BACHILLER : BEJARANO TRUJILLANO DIEGO ARMANDO

Nuevo Chimbote, febrero 23 de 2021



Ms. José Ismael Pérez Cotrina
PRESIDENTE



Ms. Santos Herrera Cheres
SECRETARIO



Ms. Pedro Antonio Vargas Linares
INTEGRANTE

ACTA DE SUSTENTACIÓN VIRTUAL INFORME FINAL DE TESIS

Siendo las 6:00 p.m. del día 23 de febrero del año dos mil veintiuno, el Jurado Evaluador integrado por los docentes: Ms. José Ismael Pérez Cotrina (Presidente), Ms. Santos Herrera Cherres (Secretario), Ms. Pedro Antonio Vargas Linares (Integrante), en cumplimiento a la Resolución N° 249-2020-UNS-CFI y Resolución Decanal N°067 -2021-UNS-FI, mediante la plataforma virtual ZOOM, en concordancia con la Directiva N° 003-2020-UNSVRAC, aprobada con Resolución N° 306-2020-CU-R-UNS de fecha 12.06.2020, se da inicio a la sustentación de la Tesis titulada: **“Identificación de especies del género *Meloidogyne* para cinco patrones de Vid (*Vitis vinifera* L.) en Nepeña, Ancash”**, perteneciente al bachiller: **BEJARANO TRUJILLANO DIEGO ARMANDO**, con código de matrícula N° 0201015043, quien ha sido asesorado por el docente: **Ms. Pedro Antonio Vargas Linares, y co asesor M. Sc. Ángel Alfonso Palomo Herrera**, según Resolución N° 213-2020-UNS-FI.

El Jurado Evaluador, después de deliberar sobre aspectos relacionados con el trabajo, contenido y sustentación del mismo, y con las sugerencias pertinentes en concordancia con el Reglamento General para Obtener el Grado Académico de Bachiller y el Título Profesional en la Universidad Nacional del Santa, declaran aprobar:

BACHILLER	PROMEDIO VIGESIMAL	PONDERACIÓN
BEJARANO TRUJILLANO DIEGO ARMANDO	16	BUENO

Siendo las 7:00 p.m del mismo día, se dio por terminado el acto de sustentación, firmando la presente acta en señal de conformidad.

Nuevo Chimbote, febrero 23 de 2021



Ms. José Ismael Pérez Cotrina
PRESIDENTE



Ms. Santos Herrera Cherres
SECRETARIO



Ms. Pedro Antonio Vargas Linares
INTEGRANTE

DEDICATORIA

A mi familia y a mi novia que
siempre han creído en mí.

AGRADECIMIENTO

A mis profesores, al Ing. Alfonso Palomo por darme las facilidades para llevar acabo la presente investigación, a la Ing. María del Pilar Ventura y al Ing. Pedro Vargas por su apoyo durante la realización de la investigación, y por último, al Ing. Luis Saire por su enseñanza y su apoyo.

INDICE

RESUMEN	21
ABSTRACT	22
I. Introducción	23
1.1. Antecedentes	25
1.2. Formulación del problema	26
1.3. Objetivos	28
1.4. Justificación	28
1.5. Limitaciones del trabajo	28
2. Marco Teórico.....	29
2.1. Cultivo de Vid.....	29
2.1.1. Morfología.	29
2.1.2. Taxonomía.	31
2.1.3. Fenología.....	32
2.1.4. Historia.....	33
2.1.5. Importancia económica.	34
2.1.6. Variedades.....	34
2.1.7. Patrones.....	35
2.2. Género <i>Meloidogyne</i>	39
2.2.1. Taxonomía.	39
2.2.2. Descripción.	39
2.2.3. Ciclo de vida.	40
2.2.4. Ecología.	41
2.2.5. Principales especies a nivel mundial.	42
2.2.6. Principales especies en Perú.....	42
2.2.7. Resistencia de patrones de vid a <i>Meloidogyne</i>	43
2.2.8. Importancia económica en Vid.....	44
2.2.9. Identificación de especies mediante métodos morfológicos.	44
2.2.10. Identificación morfológica de machos y juveniles del género <i>Meloidogyne</i>	49
3. Materiales y Métodos.....	57
3.1. Materiales.....	57
3.2. Métodos	60

3.2.1.	Planificación.....	60
3.2.2.	Fase de campo.....	60
3.2.3.	Fase de laboratorio	63
4.	Resultados y Discusión	68
4.1.	Resultados.....	68
4.1.1.	Observación del patrón perineal de hembras de <i>Meloidogyne sp.</i>	68
4.1.2.	Observación de juveniles de segundo estadio de <i>Meloidogyne sp.</i>	82
4.1.3.	Observación de machos de <i>Meloidogyne sp.</i>	92
5.	Conclusiones y Recomendaciones	99
5.1.	Conclusiones.....	99
5.2.	Recomendaciones.....	100
6.	Referencias Bibliográficas y Virtuales	101
7.	Anexos.....	109
7.1.	Anexo 01. Patrones perineales del género <i>Meloidogyne</i> en patrón Freedom.....	109
7.2.	Anexo 02. Patrones perineales del género <i>Meloidogyne</i> en patrón Harmony.....	115
7.3.	Anexo 03. Patrones perineales del género <i>Meloidogyne</i> en patrón 1103 Paulsen.....	121
7.4.	Anexo 04. Patrones perineales del género <i>Meloidogyne</i> en patrón 101-14 MGT.....	127
7.5.	Anexo 05. Patrones perineales del género <i>Meloidogyne</i> en patrón Salt Creek.	133
7.6.	Anexo 06. Mediciones de juveniles de segundo estadio del género <i>Meloidogyne</i>	139
7.7.	Anexo 07. Mediciones y características de machos del género <i>Meloidogyne</i>	145
7.8.	Anexo 08. Fotografías de juveniles del género <i>Meloidogyne.</i>	148
7.9.	Anexo 09. Fotografías de machos del género <i>Meloidogyne.</i>	149

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según patrón perineal en patrón Freedom.....	68
Tabla 2. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según patrón perineal en patrón Freedom.....	69
Tabla 3. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según patrón perineal en patrón Harmony	70
Tabla 4. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según patrón perineal en patrón Harmony	71
Tabla 5. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según patrón perineal en patrón 1103 Paulsen.....	72
Tabla 6. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según patrón perineal en patrón 1103 Paulsen.....	73
Tabla 7. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según patrón perineal en patrón MGT 101-14.....	74
Tabla 8. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según patrón perineal en patrón MGT 101-14.....	75
Tabla 9. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según patrón perineal en patrón Salt Creek	76
Tabla 10. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según patrón perineal en patrón Salt Creek	77
Tabla 11. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según mediciones morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Freedom	82
Tabla 12. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según medidas morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Freedom	83
Tabla 13. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según mediciones morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Harmony	84
Tabla 14. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según medidas morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Harmony	85

Tabla 15. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según mediciones morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón 1103 Paulsen	86
Tabla 16. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según medidas morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón 1103 Paulsen	87
Tabla 17. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según mediciones morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón MGT 101-14	88
Tabla 18. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según medidas morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón MGT 101-14	89
Tabla 19. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según mediciones morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Salt Creek.....	90
Tabla 20. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según medidas morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Salt Creek.....	91
Tabla 21. Especies del género <i>Meloidogyne</i> según morfología y medidas morfológicas de machos en patrón Harmony	92
Tabla 22. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> según morfología y medidas morfológicas de machos en patrón Harmony	93
Tabla 23. Medidas de juveniles de segundo estadio del género <i>Meloidogyne</i> en patrón Freedom.....	139
Tabla 24. Medidas de juveniles de segundo estadio del género <i>Meloidogyne</i> en patrón Harmony	140
Tabla 25. Medidas de juveniles de segundo estadio del género <i>Meloidogyne</i> en patrón 1103 Paulsen...	141
Tabla 26. Medidas de juveniles de segundo estadio del género <i>Meloidogyne</i> en patrón 101-14 MGT	143
Tabla 27. Medidas de juveniles de segundo estadio del género <i>Meloidogyne</i> en patrón Salt Creek	144
Tabla 28. Medidas y características de machos del género <i>Meloidogyne</i>	145

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de patrones	62
Figura 2. Proporción (porcentaje) del género <i>Meloidogyne</i> incognita por patrón de Vid	77
Figura 3. Proporción (porcentaje) del género <i>Meloidogyne</i> javanica por patrón de Vid	77
Figura 4. Proporción (porcentaje) del género <i>Meloidogyne</i> arenaria por patrón de Vid	78
Figura 5. Proporción (porcentaje) del género <i>Meloidogyne</i> hapla por patrón de Vid.....	78
Figura 6. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> por patrón de Vid según patrón perineal	79
Figura 7. Comparativo de patrones perineales	80
Figura 8. Comparativo de patrones perineales	81
Figura 9. Proporción (porcentaje) de especies del género <i>Meloidogyne</i> por patrón de vid según juveniles (J2).....	91
Figura 10. Patrón perineal F-01-1	109
Figura 11. Patrón perineal F-01-2	109
Figura 12. Patrón perineal F-02-1	109
Figura 13. Patrón perineal F-02-2	109
Figura 14. Patrón perineal F-03-1	109
Figura 15. Patrón perineal F-03-2	109
Figura 16. Patrón perineal F-04-1	109
Figura 17. Patrón perineal F-04-2	109
Figura 18. Patrón perineal F-05-1	109
Figura 19. Patrón perineal F-05-2	110
Figura 20. Patrón perineal F-06-1	110
Figura 21. Patrón perineal F-06-2	110
Figura 22. Patrón perineal F-07-1	110

Figura 23. Patrón perineal F-07-2	110
Figura 24. Patrón perineal F-08-1	110
Figura 25. Patrón perineal F-08-2	110
Figura 26. Patrón perineal F-09-1	110
Figura 27. Patrón perineal F-09-2	111
Figura 28. Patrón perineal F-10-1	111
Figura 29. Patrón perineal F-10-2	111
Figura 30. Patrón perineal F-11-1	111
Figura 31. Patrón perineal F-11-2	111
Figura 32. Patrón perineal F-12-1	111
Figura 33. Patrón perineal F-12-2	111
Figura 34. Patrón perineal F-13-1	111
Figura 35. Patrón perineal F-13-2	111
Figura 36. Patrón perineal F-14-1	112
Figura 37. Patrón perineal F-14-2	112
Figura 38. Patrón perineal F-15-1	112
Figura 39. Patrón perineal F-15-2	112
Figura 40. Patrón perineal F-16-1	112
Figura 41. Patrón perineal F-17-1	112
Figura 42. Patrón perineal F-17-2	112
Figura 43. Patrón perineal F-18-1	112
Figura 44. Patrón perineal F-18-2	112
Figura 45. Patrón perineal F-19-1	113
Figura 46. Patrón perineal F-19-2	113
Figura 47. Patrón perineal F-20-1	113
Figura 48. Patrón perineal F-20-2	113

Figura 49. Patrón perineal F-21-2	113
Figura 50. Patrón perineal F-22-1	113
Figura 51. Patrón perineal F-22-2	113
Figura 52. Patrón perineal F-23-1	113
Figura 53. Patrón perineal F-23-2	113
Figura 54. Patrón perineal F-24-1	114
Figura 55. Patrón perineal F-24-2	114
Figura 56. Patrón perineal F-25-1	114
Figura 57. Patrón perineal F-25-2	114
Figura 58. Patrón perineal F-26-1	114
Figura 59. Patrón perineal F-26-2	114
Figura 60. Patrón perineal H-01-1	115
Figura 61. Patrón perineal H-01-2	115
Figura 62. Patrón perineal H-02-2	115
Figura 63. Patrón perineal H-02-3	115
Figura 64. Patrón perineal H-03-2	115
Figura 65. Patrón perineal H-03-3	115
Figura 66. Patrón perineal H-04-1	115
Figura 67. Patrón perineal H-04-2	115
Figura 68. Patrón perineal H-04-3	115
Figura 69. Patrón perineal H-05-2	116
Figura 70. Patrón perineal H-05-3	116
Figura 71. Patrón perineal H-06-1	116
Figura 72. Patrón perineal H-06-2	116
Figura 73. Patrón perineal H-06-3	116
Figura 74. Patrón perineal H-07-3	116

Figura 75. Patrón perineal H-08-1	116
Figura 76. Patrón perineal H-08-2	116
Figura 77. Patrón perineal H-08-3	116
Figura 78. Patrón perineal H-09-1	117
Figura 89. Patrón perineal H-10-1	117
Figura 80. Patrón perineal H-10-2	117
Figura 81. Patrón perineal H-11-1	117
Figura 82. Patrón perineal H-12-1	117
Figura 83. Patrón perineal H-12-2	117
Figura 84. Patrón perineal H-13-1	117
Figura 85. Patrón perineal H-13-2	117
Figura 86. Patrón perineal H-14-1	117
Figura 87. Patrón perineal H-14-2	118
Figura 88. Patrón perineal H-15-1	118
Figura 89. Patrón perineal H-15-2	118
Figura 90. Patrón perineal H-16-1	118
Figura 91. Patrón perineal H-16-2	118
Figura 92. Patrón perineal H-17-1	118
Figura 93. Patrón perineal H-17-2	118
Figura 94. Patrón perineal H-18-1	118
Figura 95. Patrón perineal H-19-1	118
Figura 96. Patrón perineal H-19-2	119
Figura 97. Patrón perineal H-20-2	119
Figura 98. Patrón perineal H-21-1	119
Figura 99. Patrón perineal H-21-2	119
Figura 100. Patrón perineal H-22-1.....	119

Figura 101. Patrón perineal H-22-2.....	119
Figura 102. Patrón perineal H-23-1.....	119
Figura 103. Patrón perineal H-23-2.....	119
Figura 104. Patrón perineal H-24-1.....	119
Figura 105. Patrón perineal H-25-1.....	120
Figura 106. Patrón perineal H-25-2.....	120
Figura 107. Patrón perineal H-26-1.....	120
Figura 108. Patrón perineal H-26-2.....	120
Figura 109. Patrón perineal H-27-1.....	120
Figura 110. Patrón perineal P-01-1	121
Figura 111. Patrón perineal P-01-2	121
Figura 112. Patrón perineal P-01-3	121
Figura 113. Patrón perineal P-02-1	121
Figura 114. Patrón perineal P-02-2	121
Figura 115. Patrón perineal P-02-3	121
Figura 116. Patrón perineal P-03-1	121
Figura 117. Patrón perineal P-03-2	121
Figura 118. Patrón perineal P-03-3	122
Figura 119. Patrón perineal P-04-1	122
Figura 120. Patrón perineal P-04-2	122
Figura 121. Patrón perineal P-04-3	122
Figura 122. Patrón perineal P-05-2	122
Figura 123. Patrón perineal P-05-3	122
Figura 124. Patrón perineal P-06-1	122
Figura 125. Patrón perineal P-06-2	122
Figura 126. Patrón perineal P-06-3	122

Figura 127. Patrón perineal P-07-1	123
Figura 128. Patrón perineal P-07-2	123
Figura 129. Patrón perineal P-07-3	123
Figura 130. Patrón perineal P-08-1	123
Figura 131. Patrón perineal P-08-2	123
Figura 132. Patrón perineal P-08-3	123
Figura 133. Patrón perineal P-09-1	123
Figura 134. Patrón perineal P-09-3	123
Figura 135. Patrón perineal P-10-1	123
Figura 136. Patrón perineal P-10-2	124
Figura 137. Patrón perineal P-10-3	124
Figura 138. Patrón perineal P-11-1	124
Figura 139. Patrón perineal P-11-2	124
Figura 140. Patrón perineal P-11-3	124
Figura 141. Patrón perineal P-12-1	124
Figura 142. Patrón perineal P-12-2	124
Figura 143. Patrón perineal P-12-3	124
Figura 144. Patrón perineal P-13-1	124
Figura 145. Patrón perineal P-13-2	125
Figura 146. Patrón perineal P-13-3	125
Figura 147. Patrón perineal P-14-1	125
Figura 148. Patrón perineal P-14-2	125
Figura 149. Patrón perineal P-15-1	125
Figura 150. Patrón perineal P-15-2	125
Figura 151. Patrón perineal P-16-1	125
Figura 152. Patrón perineal P-16-2	125

Figura 153. Patrón perineal P-17-1	125
Figura 154. Patrón perineal P-17-2	126
Figura 155. Patrón perineal P-18-1	126
Figura 156. Patrón perineal P-18-2	126
Figura 157. Patrón perineal P-19-1	126
Figura 158. Patrón perineal P-19-2	126
Figura 159. Patrón perineal P-20-1	126
Figura 160. Patrón perineal M-01-1	127
Figura 161. Patrón perineal M-01-2.....	127
Figura 162. Patrón perineal M-02-2.....	127
Figura 163. Patrón perineal M-03-1.....	127
Figura 164. Patrón perineal M-03-2.....	127
Figura 165. Patrón perineal M-04-1	127
Figura 166. Patrón perineal M-04-2.....	127
Figura 167. Patrón perineal M-05-1.....	127
Figura 168. Patrón perineal M-05-2.....	127
Figura 169. Patrón perineal M-06-1	128
Figura 170. Patrón perineal M-07-1	128
Figura 171. Patrón perineal M-07-2.....	128
Figura 172. Patrón perineal M-08-2.....	128
Figura 173. Patrón perineal M-09-1.....	128
Figura 174. Patrón perineal M-09-2.....	128
Figura 175. Patrón perineal M-10-1	128
Figura 176. Patrón perineal M-10-2.....	128
Figura 177. Patrón perineal M-11-1.....	128
Figura 178. Patrón perineal M-11-2.....	129

Figura 179. Patrón perineal M-12-2.....	129
Figura 180. Patrón perineal M-13-1.....	129
Figura 181. Patrón perineal M-13-2.....	129
Figura 182. Patrón perineal M-14-1.....	129
Figura 183. Patrón perineal M-14-2.....	129
Figura 184. Patrón perineal M-15-1.....	129
Figura 185. Patrón perineal M-15-2.....	129
Figura 186. Patrón perineal M-16-1.....	129
Figura 187. Patrón perineal M-16-2.....	130
Figura 188. Patrón perineal M-17-1.....	130
Figura 189. Patrón perineal M-17-2.....	130
Figura 190. Patrón perineal M-18-1.....	130
Figura 191. Patrón perineal M-19-1.....	130
Figura 192. Patrón perineal M-19-2.....	130
Figura 193. Patrón perineal M-20-2.....	130
Figura 194. Patrón perineal M-21-1.....	130
Figura 195. Patrón perineal M-21-2.....	130
Figura 196. Patrón perineal M-22-1.....	131
Figura 197. Patrón perineal M-23-1.....	131
Figura 198. Patrón perineal M-23-2.....	131
Figura 199. Patrón perineal M-24-1.....	131
Figura 200. Patrón perineal M-24-2.....	131
Figura 201. Patrón perineal M-25-1.....	131
Figura 202. Patrón perineal M-25-2.....	131
Figura 203. Patrón perineal M-26-1.....	131
Figura 204. Patrón perineal M-26-2.....	131

Figura 205. Patrón perineal M-27-1	132
Figura 206. Patrón perineal M-28-1	132
Figura 207. Patrón perineal M-28-2	132
Figura 208. Patrón perineal M-29-1	132
Figura 209. Patrón perineal M-29-2	132
Figura 210. Patrón perineal S-01-1	133
Figura 211. Patrón perineal S-01-2	133
Figura 212. Patrón perineal S-02-1	133
Figura 213. Patrón perineal S-02-2	133
Figura 214. Patrón perineal S-03-1	133
Figura 215. Patrón perineal S-03-2	133
Figura 216. Patrón perineal S-04-1	133
Figura 217. Patrón perineal S-04-2	133
Figura 218. Patrón perineal S-05-1	133
Figura 219. Patrón perineal S-05-2	134
Figura 220. Patrón perineal S-06-1	134
Figura 221. Patrón perineal S-06-2	134
Figura 222. Patrón perineal S-07-1	134
Figura 223. Patrón perineal S-07-2	134
Figura 224. Patrón perineal S-08-1	134
Figura 225. Patrón perineal S-08-2	134
Figura 226. Patrón perineal S-09-1	134
Figura 227. Patrón perineal S-09-2	134
Figura 228. Patrón perineal S-10-1	135
Figura 229. Patrón perineal S-10-2	135
Figura 230. Patrón perineal S-11-1	135

Figura 231. Patrón perineal S-11-2	135
Figura 232. Patrón perineal S-12-1	135
Figura 233. Patrón perineal S-12-2	135
Figura 234. Patrón perineal S-13-1	135
Figura 235. Patrón perineal S-13-2	135
Figura 236. Patrón perineal S-14-1	135
Figura 237. Patrón perineal S-14-2	136
Figura 238. Patrón perineal S-15-1	136
Figura 239. Patrón perineal S-15-2	136
Figura 240. Patrón perineal S-16-1	136
Figura 241. Patrón perineal S-16-2	136
Figura 242. Patrón perineal S-17-1	136
Figura 243. Patrón perineal S-17-2	136
Figura 244. Patrón perineal S-18-1	136
Figura 245. Patrón perineal S-18-2	136
Figura 246. Patrón perineal S-19-1	137
Figura 247. Patrón perineal S-19-2	137
Figura 248. Patrón perineal S-20-1	137
Figura 249. Patrón perineal S-20-2	137
Figura 250. Patrón perineal S-21-1	137
Figura 251. Patrón perineal S-21-2	137
Figura 252. Patrón perineal S-22-1	137
Figura 253. Patrón perineal S-22-2	137
Figura 254. Patrón perineal S-23-1	137
Figura 255. Patrón perineal S-23-2	138
Figura 256. Patrón perineal S-24-1	138

Figura 257. Patrón perineal S-24-2	138
Figura 258. Patrón perineal S-25-1	138
Figura 259. Patrón perineal S-25-2	138
Figura 260. Medición de cola de juvenil de segundo estadio del género Meloidogyne.....	148
Figura 261. Medición de cuerpo de juvenil de segundo estadio del género Meloidogyne	148
Figura 262. Medición de estilete de juvenil de segundo estadio del género Meloidogyne	148
Figura 263. Medición de región hialina de juvenil de segundo estadio del género Meloidogyne	148
Figura 264. Macho H-02.....	149
Figura 265. Macho H-03.....	149
Figura 266. Macho H-04.....	149
Figura 267. Macho H-05.....	149
Figura 268. Macho H-06.....	150
Figura 269. Macho H-07.....	150
Figura 270. Macho H-08.....	150
Figura 271. Macho H-09.....	150
Figura 272. Macho H-10.....	151
Figura 273. Macho H-11.....	151
Figura 274. Macho H-12.....	151

RESUMEN

La presente investigación tuvo por objetivo general identificar las especies del género *Meloidogyne* en cinco patrones presentes en el cultivo de Vid (*Vitis vinífera* L.) en Nepeña; siendo Freedom, Harmony, 1103 Paulsen, 101-14 MGT y Salt Creek los patrones muestreados. Esta investigación se realizó a nivel de campo, con la toma de muestras y a nivel de laboratorio, con el procesamiento de las mismas, siendo así una investigación descriptiva. Para ello se realizaron muestreos de suelo y raíces en la zona, mediante el protocolo del Laboratorio de Nematología de la UNALM. Las muestras se procesaron en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Nacional Agraria la Molina (UNALM), llegando a realizar el análisis morfológico de 512 individuos (250 hembras, 250 juveniles J2 y 12 machos); como resultado, se identificaron las siguientes especies: *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica*, *Meloidogyne arenaria* y *Meloidogyne hapla*; donde *M. incognita* fue la especie más predominante en los 5 patrones estudiados (Freedom, Harmony, 1103 Paulsen, 101-14 MGT y Salt Creek), con 66%, 58%, 48%, 80% y 34% respectivamente.

Palabras clave. *Meloidogyne*, Patrones, Análisis, morfológico

ABSTRACT

This research had as the main goal to identify the *Meloidogyne* species in five Grape rootstocks (*Vitis vinifera* L.) in Nepeña; Freedom, Harmony, 1103 Paulsen, 101-14 MGT and Salt Creek being the sampled rootstocks. This research was carried out, at the field level, with the taking of samples, and at the laboratory level, with the processing of them, thus being a descriptive investigation. For this, soil and root samples were made in the area, following the protocol of the UNALM Nematology Laboratory. The samples were processed in the UNALM Nematology Laboratory, and the morphological analysis of 512 individuals (250 females, 250 J2 juveniles and 12 males) was carried out; as a result, it was identified the following species: *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica*, *Meloidogyne arenaria* and *Meloidogyne hapla*. There, *M. incognita* was the most predominant specie among the five grape rootstocks (Freedom, Harmony, 1103 Paulsen, 101-14 MGT and Salt Creek), with 66%, 58%, 48%, 80% and 34% respectively.

Keywords. *Meloidogyne*, Rootstocks, Analysis, Morphological

I. Introducción

La agricultura es de las principales actividades económicas en nuestro país y la vid se posiciona como uno de los principales cultivos de agroexportación. El año 2018 se cerró con más de US\$7030 millones en agroexportaciones, lo cual, en comparación con el año 2016, supone un incremento del 12.4%. El 44% de lo exportado está comprendido por paltas frescas, café sin tostar, sin descafeinar, arándanos frescos, espárragos frescos y uvas frescas. Las uvas frescas con un ingreso de US\$ 718 millones representan el 10% de las agroexportaciones, lo cual las ubica en segundo lugar por debajo de los US\$ 724 millones obtenidos por paltas frescas (Agroexportaciones sumaron US\$ 7030 millones en 2018, ¿Qué productos tuvieron más ventas?, 2019). Asimismo, en el año 2017, las frutas y hortalizas frescas representaron el 46% del valor total de las agroexportaciones, y el 53% del valor total de las agroexportaciones no tradicionales. En el año 2017, el Perú se posicionó en el quinto lugar de exportador de uvas a nivel mundial (Promperú, 2017).

Los nemátodos están presentes en una gran variedad de ambientes y atacan a una gran variedad de cultivos. En vid, el género que más daño provoca y el cual ha sido encontrado en la mayoría de muestras de *Meloidogyne*. Este género es reconocido en el mundo por la importante merma en la producción que produce en cultivos de importancia económica (Archidona-Yuste et al., 2018). Asimismo, ha logrado provocar daños en patrones que se pensaba tolerantes y resistentes a este género en otros países. Como consecuencia del calentamiento global, el incremento de la temperatura del suelo, ha conseguido convertir, con baja población, a estos patrones en poco tolerantes o susceptibles (Castro, s.f.).

Al ser los cultivos de agroexportación, los que más invierten en el manejo fitosanitario de nemátodos; se ven un tanto limitados en el manejo de los mismos, ya que se práctica monocultivo. Esto, añadido a que la mayoría son suelos arenosos, que presentan poco o nulo porcentaje de materia orgánica, y a las altas temperaturas del suelo, que aceleran el ciclo de vida de *Meloidogyne* hasta en un 37%, generan ambiente favorable para su proliferación e incluso, gracias a las altas temperaturas, mayor expresión de la agresividad de los nemátodos (Saire, 2017). Sasser y Freckman (como se citó en Askary, Kalil y Nazir, 2018) indican que las pérdidas anuales en Vid por el ataque de nemátodos parásitos ha sido estimada en 12.5%. Por lo tanto, el conocimiento de qué especies del género *Meloidogyne* se encuentran presentes en el Perú, es un tema muy importante para diseñar planes de control (Lima, 2016).

1.1. Antecedentes

Albán (2018) menciona en su investigación, que se logró identificar 5 especies de *Meloidogyne* las cuales son: *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne morocciensis*, *Meloidogyne arenaria*, *Meloidogyne ethiopica* y *Meloidogyne javanica*, donde las más frecuentes fueron *M. morocciensis*, *M. incognita* y *M. arenaria*. Asimismo, menciona que, en Piura, la especie que más predomina es *M. morocciensis*; en Lambayeque predomina *M. arenaria*; y en La Libertad no hay predominancia de alguna especie. Por último, también reporta *M. ethiopica* en la región Piura, siendo éste el primer reporte de esta especie en el cultivo de Vid, concordando con lo expuesto por Lima (2016) quien afirma que se encontrarán más especies en el norte del país, refiriéndose al norte de Lima, ya que es un lugar virgen en cuanto a nemátodos.

Varas (2018) menciona en su investigación que se logró identificar 4 especies del género *Meloidogyne* mediante la técnica de patrones perineales, siendo *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. incognita* y *M. javanica* las especies identificadas. Asimismo, mediante la técnica isoenzimática logró identificar *M. arenaria*, *M. morocciensis*, *M. javanica*, y otra especie, denominada *M. sp2*, que presentó dos bandas en la caracterización isoenzimática pero que no concordaba con ninguno de los patrones de especies de *Meloidogyne* registrados. Esta última especie se encontró en Ancash, específicamente en Nepeña, en el fundo Sang Barrent´s Company.

En la región Arequipa se encontró *M. arenaria*, en la región Ica se encontró *M. arenaria*, *M. incognita*, *M. javanica*, *M. morocciensis* y *M. sp3* (esta última no concordaba con ninguno de los patrones de *Meloidogyne* registrados), en la región Piura se encontró *M. arenaria*, *M.*

javanica, *M. sp2* y *M. sp3* (estás dos últimas no concordaban con ninguno de los patrones de *Meloidogyne* registrados), y por último en Ancash se encontró *M. sp2*.

También menciona que *M. arenaria* estuvo presente en los patrones Freedom, MGT, Paulsen y Salt Creek; *M. incognita* en MGT, Paulsen y Salt Creek; *M. javanica* en Harmony; *M. sp2* en Salt Creek, y, por último, *M. sp3* en Paulsen y Salt Creek.

Machaca (2017) menciona en su investigación que logró identificar en *Capsicum annuum*, mediante el método de patrones perineales, las siguientes especies: *M. incognita*, *M. hapla*, *M. arenaria* y *Meloidogyne luci*; y mediante el método de isoenzimas se identificó a *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. hapla* y *M. luci*.

Murga (2001) menciona que de todos los géneros de nemátodos encontrados en Vid, en su investigación, el género *Meloidogyne* fue uno de los predominantes y que presentó las más altas poblaciones.

1.2. Formulación del problema

Los nematodos del género *Meloidogyne* son una de las principales plagas que están afectando a los diferentes patrones de Vid en la costa peruana, incluyendo al valle de Nepeña, existiendo reportes de profesionales que corroboran esta información. Esta plaga merma la producción del cultivo y, por lo tanto, está afectando también económicamente a empresas agroexportadoras y pequeños agricultores.

Las investigaciones de identificación de especies del género *Meloidogyne* en Vid en el Perú son escasas, sin embargo, se ha logrado identificar algunas de ellas a lo largo de la

costa. En el valle de Nepeña no se ha logrado identificar especies con exactitud, debido a que solo se utilizó el método de identificación isoenzimática y éste no fue concluyente. En vista de ello, la falta de información de qué especies del género *Meloidogyne* se encuentran en el valle de Nepeña es necesaria para poder investigar nuevos métodos de control y estrategias que puedan ayudar a los productores de Vid en la zona, ya que, de persistir este problema, el método de control más viable continuaría siendo el control químico.

Por lo anteriormente descrito, se formula la siguiente pregunta:

¿Qué especies del género *Meloidogyne* están presentes en cinco patrones de Vid (*Vitis vinífera* L.) en Nepeña, Ancash?

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo general

- Identificar las especies del género *Meloidogyne* en cinco patrones presentes en el cultivo de Vid (*Vitis vinífera* L.) en Nepeña.

1.3.2. Objetivos específicos

- Determinar morfológicamente las especies del género *Meloidogyne*.
- Determinar la proporción de las especies del género *Meloidogyne* en función al patrón utilizado.

1.4. Justificación

El trabajo de investigación se justifica por la necesidad de identificar las especies prevalentes en los diferentes patrones de vid, considerando este cultivo con buena proyección en el valle de Nepeña. Por lo tanto, el conocimiento generado en esta investigación servirá a profesionales e investigadores, para que puedan emprender nuevos trabajos de investigación referidos al uso de patrones de Vid respecto de su comportamiento con determinadas especies del género *Meloidogyne*, algún método de control selectivo de especies u otro tema.

1.5. Limitaciones del Trabajo

Las limitaciones durante la ejecución de la investigación fueron el acceso a un microscopio de mayor aumento e incluso a un microscopio electrónico para poder revisar las características morfológicas con mayor detalle tanto en juveniles como en machos del género *Meloidogyne*. Así

mismo debido a la baja población de machos, no se utilizaron en todos los patrones de Vid para corroborar la especie que presentaban los patrones perineales de las hembras.

2. Marco Teórico

2.1. Cultivo de Vid

2.1.1. Morfología.

a. Raíz.

Las raíces de la vid generalmente se encuentran a un metro de ancho y de profundidad, sin embargo, pueden llegar a profundizar hasta 5 a 6 metros en condiciones favorables. (Villa, 2018). Asimismo, Martínez de Toda (como se citó en Nuñez, 2012) menciona que la mayor densidad radicular suele encontrarse entre los 20 a 70 cm de la superficie. El origen del sistema radical puede ser de radícula de semilla o de origen adventicio. Este último es resultado de la multiplicación vegetativa por estacas (Columela, s.f.).

b. Tallo.

Villa (2018) sostiene que el tallo es el sostén de brotes, ramas y los sarmientos. Por su parte, Palma (2006) menciona que, el tallo es de carácter tortuoso, que presenta una corteza defoliable. Marro (1989) explica que esta corteza ésta compuesta por el feloderma, el súber, felógeno y el ritidoma. Y éste último es renovado anualmente gracias a la actividad del felógeno (Columela, s.f.).

c. Ramas o Brazos.

Estos órganos se encargan de conducir los nutrientes y sostienen la vegetación y los frutos. Son de características similares al tronco, ya que también se ven provistos de corteza. Los brazos generan ramas del año, que son llamadas pámpanos cuando aún son herbáceas, y sarmientos cuando ya se han lignificado (Columela, s.f.). Asimismo, Palma (2006), indica que los sarmientos son las únicas ramas que pueden producir brotes fructíferos. Por tanto, se entiende que es una rama mixta, que produce brotes y frutos.

d. Hojas.

Son hojas simples, alternas y dísticas con un ángulo de 180° . Está compuesta por el peciolo y el limbo: El peciolo se encuentra insertado en el pámpano, presenta dos estípulas que prematuramente caen (Columela, s.f.). Por otra parte, el limbo presenta cinco nervaduras, las cuales dan origen a los lóbulos: terminal, lateral inferior y superior. (Villa, 2018). Los lóbulos pueden ser marcados o no dependiendo de la variedad, con bordes dentados (Columela, s.f.).

e. Yemas.

Son de color pardo recubiertas interiormente por una lanosidad blanquecina denominada borra (Hidalgo e Hidalgo., 2011). Se encuentran presentes en el sarmiento, y rara vez en la madera vieja. La yema invernante, es la yema basal de una femicela, y está compuesta de: yema primaria, que contiene los primordios de inflorescencias; las yemas secundarias, que no presenta estructuras foliares determinadas; escamas, primordios de estípulas, de hojas e inflorescencias; y el tomentum, que es una protección lanosa. Esta yema se diferencia antes de entrar en dormancia (Palma, 2006).

f. Frutos.

Los frutos de la Vid son bayas, las cuales se originan de un ovario desarrollado, a diferencia de las semillas, que provienen de ovarios que han sido fecundados por el polen. Las bayas están conformadas por: epicarpio, el cual se ve protegido por una capa cerosa denominada pruina; mesocarpio, que es la pulpa; endocarpio, que contiene las semillas en variedad pirenas; y el pedicelo (Columela, s.f.). Marro (1989), menciona que a través del pedicelo pasan entre quince a dieciocho haces fibrovasculares que sirven para alimentar las simientes y la pulpa (Marro, 1989).

2.1.2. Taxonomía.

Salazar y Melgarejo (como se citó en Almanza, 2011) consideran la siguiente clasificación taxonómica:

“División: Espermatofitas
Subdivisión: Angiospermas
Clase: Dicotiledóneas
Subclase: Archilamideas
Orden: Rhamnales
Familia: Vitáceas
Género: Vitis
Subgénero: Euvitis
Especie: *Vitis vinifera* L.” (p. 13)

2.1.3. Fenología.

El ciclo fenológico depende de las variedades y de las condiciones climáticas propias de la zona donde se cultiva. Este ciclo contempla crecimiento de raíces, bayas y vegetativo (Torres et al., 2017). Se han usado varias descripciones, que, acompañadas de dibujos, han establecido etapas fenológicas para vid. Los códigos de Baggiolini son uno de los más comunes, donde se subdivide la fenología en dieciséis etapas. Y en los 90s se dio a conocer el código BBCH, que pretende uniformizar un sistema que describa el desarrollo de varias plantas (Bloesch, Viret y Skory, 2008).

Los estados fenológicos de la Vid son los siguientes:

- Brote de invierno: Etapa de latencia
- Lloro: Signo de recuperación vegetativa.
- Hinchazón de la yema: Inflamamiento de la yema
- Yema de algodón: El tomentum es visible.
- Punta verde: Extremo del brote es visible
- Salida de hojas: Hojas visibles aún sin extenderse
- Desarrollo de las hojas: Las hojas comienzan a extenderse.
- Racimos distintamente visibles: Se pueden ver las inflorescencias
- Racimos separados: Racimos visibles con botones florares aún aglomerados.
- Botones florales separados: Separación de botones florales.
- Inicio de floración: Primeras flores
- Floración: 30% de flores abiertas.
- Flor pena: 50% de flores abiertas.

- Fin de floración: La mayoría de capuchas cayeron.
- Cuajado: Ovarios fecundados inician su crecimiento.
- Desarrollo de bayas: Racimos inclinándose hacia abajo.
- Desarrollo de bayas (estadio pequeño guisante): Bayas con el 50% de su tamaño final.
- Cierre de racimo: Bayas con 70% del tamaño final.
- Envero: Cambio de color según variedad. Las bayas se tornan blandas.
- Cosecha: Madurez plena.
- Madurez de la madera: Los sarmientos se lignifican.
- Caída de hojas: Principio de descanso vegetativo (Bloesch et al., 2018).

2.1.4. Historia.

Se sabe que los primeros fósiles de vid identificables se remontan a la época del Eoceno, encontrándose tres o cuatro especies. En el Plioceno, se hallaron doce especies, en diferentes lugares que comprenden el área desde los Estados Unidos a Europa, a Groenlandia y a Japón. Debido a las glaciaciones de la época del Cuaternario, las especies se refugiaron en zonas más cálidas, desde donde, después de que el hielo se retiró, se inició el esparcimiento de las mismas, siendo estas zonas los nuevos centros de origen. Según los viejos tratados, de estos refugios surgieron al menos tres grupos de especies: el grupo Anfipacífico, el grupo de América Septentrional y el grupo Eurasiático Occidental. *Vitis vinífera* pertenece a este último grupo (Marro, 1989). Por su parte Palma (2006), menciona que la Vid tiene su origen en la zona sur del Mar Caspio.

2.1.5. Importancia económica.

La agricultura es de las principales actividades económicas en nuestro país y la vid se posiciona como uno de los principales cultivos de agroexportación. El año 2018 se cerró con más de US\$ 7,030 millones en agroexportaciones, lo cual, en comparación con el año 2016, supone un incremento del 12.4%. El 44% de lo exportado está comprendido por paltas frescas, café sin tostar, sin descafeinar, arándanos frescos, espárragos frescos y uvas frescas. Las uvas frescas con un ingreso de US\$ 718 millones representan el 10% de las agroexportaciones, lo cual las ubica en segundo lugar por debajo de los US\$ 724 millones obtenidos por las paltas frescas (Agroexportaciones sumaron US\$ 7,030 millones en 2018, ¿qué productos tuvieron más ventas?, 2019).

Asimismo, en el año 2017, las frutas y hortalizas frescas representaron el 46% del valor total de las agroexportaciones, y el 53% del valor total de las agroexportaciones no tradicionales. El Perú se posicionó en el quinto lugar de exportador de uvas a nivel mundial (Promperú, 2017). En FAOSTAT (s.f.), se menciona que la superficie sembrada de uva se va incrementando, habiendo al año 2017, 29777 Has, lo cual indica que hubo un incremento en el área del 6% con respecto al año anterior.

2.1.6. Variedades.

Las principales variedades de Vid que se cultivan en Perú son las siguientes:

- Red Globe.
- Superior seedless
- Crimsom seedless.
- Flame seedless.

- Thompson seedless.
- Autumn royal.

Asimismo, se han introducido nuevas variedades las cuales son patentadas: Arra 15, Sweet celebration, Magenta, Sheegene 2, Sweet Globe, Jack's salute, Early Sweet, Sheegene 13, Scarlotta seedless, Sugrasixteen, Midnight beauty, Sweet enchantment y Summer royal seedless (Provid, s.f.)

2.1.7. Patrones.

Los patrones o portainjertos se han logrado gracias a cruces entre diferentes especies de la sección Euvitis, las cuales son:

- *Vitis riparia*
- *Vitis rupestris*
- *Vitis berlandieri*
- *Vitis champinii*

Entre los patrones más comercializados en el Perú tenemos los siguientes:

a. Paulsen 1103

Surge del cruce de *Vitis berlandieri* con *V. rupestris*. Tolerante a la falta de agua y suelos alcalinos, muy vigoroso. (Información Uva de Mesa Juan C. Brignardello, 2017). Es muy resistente a suelos compactos y resistencia moderada a sales, tiene sistema radicular profundo (Agronegocios Génesis, 2018). Las opiniones respecto al comportamiento de este patrón hacia los nemátodos son diversas. Información Uva de Mesa Juan C. Brignardello (2017), considera que es un patrón sensible a nemátodos. Por otro lado, Ibacache, Jopia y Rojas (2013) y Ljubetic,

Valdivieso y Bonelli (2016) mencionan que Paulsen es un patrón que presenta baja o moderada resistencia a nemátodos. Asimismo, Vivero Los Viñedos SAC (2016) indica que es un patrón de pobre resistencia a nemátodos.

En relación a su respuesta a *Meloidogyne spp.* Ljubetic et al. (2016) consideran que presenta moderada resistencia. Loubser y Meyer (1987) indican moderada resistencia a *M. incognita*. Aballay y Vilches (2015) consideran a este patrón como resistente, y que puede ser plantado en zonas donde haya poblaciones puras o una mezcla de especies como *M. ethiopica*, *M. hapla* y *M. javanica*. Boubals, Dalmaso y Cuani (como se citó en Vilches, 2010) consideran a este patrón como resistente a *M. javanica* y *M. hapla*.

b. 101-14 MGT

Este patrón surge del cruce de *Vitis riparia* con *Vitis rupestris*. Es de vigor intermedio, resistente a filoxera, sensible a terrenos salinos. Buena resistencia a filoxera y a nemátodos (Información Uva de Mesa Juan C. Brignardello, 2017). Agronegocios Génesis (2018), menciona que es de vigor intermedio a bajo lo cual puede ser una ventaja para equilibrar el vigor de la variedad a injertar. Es preferible utilizarlo en suelos fértiles. Es sensible a la sequía y a la compactación. Resistencia a sales relativamente baja. Es resistente a nemátodos. Por su parte Vivero Los Viñedos SAC (2016) menciona que este patrón es tolerante a nemátodos.

En relación a su respuesta a *Meloidogyne spp.* Ljubetic et al. (2016) considera a 101-14 MGT como un patrón que presenta de moderada a alta resistencia. Stirling y Cirami (como se citó en Aballay y Montedónico, 2001) menciona que este patrón es más susceptible que Ramsey. Por su parte Loubser et al. (1987) considera a este patrón moderadamente resistente a *M. incognita*.

Boubals (como se citó en Aballay et al., 2015) considera a este patrón como resistente a *M. javanica*.

c. Harmony

Resulta del cruce del híbrido 1613C y *Vitis champinii*. (Información Uva de Mesa Juan C. Brignardello, 2017). Es un patrón vigoroso, que tolera encharcamiento y es ligeramente resistente a salinidad, sin embargo, presenta poca resistencia a nemátodos. (Vivero Los Viñedos SAC, 2016). Por su vigor, se recomienda en suelos arenosos. Presenta resistencia a nematodos (Agronegocios Génesis, 2018). Por su parte, INIA La Platina (1999), indica que Harmony entre otros patrones son los que presentan mejor control de nemátodos. Por su parte Ibacache et al. (2013) menciona que es resistente a nemátodos a excepción de *Pratylenchus spp.* y *Tylenchulus semipenetrans*.

Con respecto al comportamiento frente al género *Meloidogyne*, Ljubetic et al. (2016), menciona que este patrón presenta una resistencia media a alta, concordando con INIA (s.f.) y Loubser et al. (1987) quienes si bien es cierto no mencionan en nivel de resistencia que presenta, si lo consideran un patrón resistente. Por su parte Gil (2009) considera a este patrón resistente a *M. incognita*. Sin embargo, Aballay et al. (2001), comenta que, si bien se cita a Harmony como resistente a *Meloidogyne*, no es inmune a este nemátodo.

d. Freedom

De igual manera que Harmony, resulta del cruce del híbrido 1613C y *Vitis champinii*. Muy resistente a nemátodos. Moderada resistencia a sales. Inducen alto vigor, pero no al nivel de Ramsey y Dog rigde (Información Uva de Mesa Juan C. Brignardello, 2017). Agronegocios Génesis (2018), Ibacache et al. (2013) y Loubser et al. (1987) también lo consideran como

resistente a nemátodos. Por otro lado, Vivero los Viñedos SAC (2016) lo considera ligeramente tolerante. Con respecto al comportamiento frente al género *Meloidogyne*, según Ljubetic et al. (2016), presenta alta resistencia, sin embargo, Gil y Pszczólkowski (2015) consideran una mediada resistencia. Según Gil (2009), Freedom es resistente a *M. incognita*.

e. Ramsey (Salt creek)

Es una especie pura de *Vitis champinii* que se seleccionó para ser utilizado como patrón. Se le conoce incorrectamente como Salt creek. Alta resistencia a sales y nemátodos. Alto vigor (Informacion Uva de Mesa Juan C. Brignardello, 2017). Por su parte, Vivero los Viñedos SAC (2016), considera a este patrón, tolerante a nemátodos. INIA La Platina (1999) indica que este patrón junto con otros es de los que tienen mayor éxito controlando nemátodos. Ibacache et al. (2013) señala que es un patrón resistente a nemátodos a excepción de *Xiphinema index*.

Con respecto al comportamiento frente al género *Meloidogyne*, hay diversas posiciones de los autores, Ljubetic et al. (2016) y Loubser et al. (1987) consideran que presenta alta resistencia, por otro lado, Gil et al. (2015) menciona que presenta media a alta resistencia. Agronegocios Génesis (2018) menciona que este patrón es altamente resistente a los nemátodos, especialmente a *Meloidogyne*. INIA (s.f.) considera lo considera como tolerante.

f. Dog rigde

Similar a Ramsey e incluso de mayor vigor (Informacion Uva de Mesa Juan C. Brignardello, 2017).

2.2. Género *Meloidogyne*.

2.2.1. Taxonomía.

Canto-Saenz (como se citó en Saire, 2017), considera la siguiente clasificación taxonómica:

“Phylum: Nemata

Clase: Secernentea, Von Linstow 1950, Dougherty 1958.

Orden: Tylenchida, Thorne 1949.

Suborden: Tylenchina, Chitwood 1950

Superfamilia: Tylenchoidea, Örley 1880.

Familia: Heteroderidae, Schuurmans, Sterkhoven 1941

Subfamilia: Meloidogyninae, Skarbilovich 1959.

Género: *Meloidogyne*, Göldi 1892” (p.6).

2.2.2. Descripción.

“La palabra *Meloidogyne* es de origen griego y significa hembra con forma de manzana” (Perry et al., 2009, p1). El género *Meloidogyne* es conocido como el nemátodo agallador. (Coyne, Nicol y Claudius-Cole, 2007). Estos nemátodos producen agallas en raíces, lo cual conlleva a una reducción de la capacidad de absorción de nutrientes y agua del suelo. Los síntomas suelen pasar desapercibidos al inicio, pero luego se hacen claros en la parte aérea de las plantas, reduciendo el largo de brotes, ocasionando pérdida de vigor, los entrenudos se acortan, entre otros (Hildalgo, 2008).

Este género comprende cerca de 80 especies, generalmente se encuentran en su mayoría en zonas cálidas (Bongers, 2015), y es reconocido en el mundo por la importante merma en la producción que produce en cultivos de importancia económica (Archidona-Yuste et al., 2018). Meza (2017) menciona que el género *Meloidogyne* tiene alrededor de 2000 hospederos. Asimismo, Cepeda (2001) indica que este género ataca diversos frutales como los mencionados a continuación: palto, cacao, cafeto, ciruelo, cítricos, durazno, guanábano, guayabo, higuera, mango, manzano, nogal, palma de coco, papayo, piña, plátano, tamarindo y vid.

Están distribuidos ampliamente alrededor del mundo y parasitan casi todas las especies de plantas superiores. Por lo general se reproducen y se alimentan de células de plantas vivas modificadas dentro de las raíces, donde inducen pequeñas agallas, de ahí su nombre común (Perry et al., 2009).

2.2.3. Ciclo de vida.

El ciclo de vida de las especies de *Meloidogyne* inician con un huevo, que por lo general es unicelular. La hembra deposita los huevos en una matriz gelatinosa llamada “masa de huevos”, la cual los mantiene juntos (Taylor, 1978), los protege de la predación y de condiciones ambientales extremas (Perry et al., 2009). Más de mil huevos se pueden encontrar en una masa de huevos. El desarrollo del huevo inicia poco después de la deposición, lo que resulta en 2 células, 4, 8, etc., hasta que la larva completamente formada con el estilete visible se enrolla en la membrana del huevo. Este es el primer estado juvenil. La primera muda se da dentro del huevo, cambiado a segundo estado larval (J2) (Taylor, 1978).

El J2 eclosiona cuando las condiciones son favorables para su movimiento y ubicación del hospedante. El J2 es atraído por las raíces (Perry et al., 2009). Esta atracción se da por una

variedad de factores que aún no han sido dilucidados completamente. Sin embargo, se sabe que estos atrayentes pueden operar a distancias considerables (Luc, Sikora y Bridge, 2005). El J2 infectivo, se alimenta luego de penetrar las raíces por detrás de la punta, y se mueven a través de ésta para ubicar su sitio de alimentación que será permanente (Perry et al., 2009). Estos juveniles perforan las paredes celulares con los estiletes e inyectan las secreciones de las glándulas esofágicas, provocando el agrandamiento de las células en el cilindro vascular y a su vez el aumento de la tasa de división celular en el periciclo. Como consecuencia de ello, se forman células gigantes, probablemente se disuelven paredes celulares, se agrandan los núcleos y se generan cambios en el contenido de las células (Taylor, 1978). Una vez que se forman las células gigantes, el juvenil se vuelve sedentario y va creciendo para hasta tomar forma de salchicha. En condiciones favorables, la etapa J2 se traslada J3 después de 14 días, luego a J4 (juvenil de cuarta estadio) y, finalmente, al estado de adulto. El tiempo de las etapas J3 y J4 juntas, es más corto que para el J2 o el adulto, a menudo de 4 a 6 días. J3 y J4 carecen de un estilete funcional y no se alimentan (Perry et al., 2009).

2.2.4. Ecología.

Con respecto a la temperatura, se puede clasificar a las especies de este género en dos: Criófilos y termófilos. *Meloidogyne chitwoodi*, *Meloidogyne hapla* y probablemente *Meloidogyne naasi* son criófilos, y pueden sobrevivir con temperaturas del suelo por debajo de 10°C. Asimismo *Meloidogyne arenaria*, *Meloidogyne javanica* y *Meloidogyne exigua* son termófilos por lo que no pueden sobrevivir a temperaturas por debajo de los 10°C. De la misma manera que la sobrevivencia, la eclosión está en función de la temperatura. El número de generaciones por año, varía de acuerdo a especie y a la disponibilidad de alimento. Por lo

general, las generaciones por año son muchas, pero en algunas especies solo hay una, como el caso de *M. naasi* (Perry et al., 2009).

En climas frescos donde la temperatura promedio del mes más frío del año está cerca o debajo de 0°C y la temperatura promedio del mes más caluroso es alrededor de 15°C o más, la especie de *Meloidogyne* más común es, *M. hapla*; y en las zonas tropicales, las especies más comunes son *M. incognita* y *M. javanica*. Esta última es raramente encontrada por encima de 30°N Y 35°S y es más común cuando más se acerca al Ecuador (Taylor y Sasser, 1978).

2.2.5. Principales especies a nivel mundial.

La parte del mundo comprendida entre 35°S y 35°N está ampliamente infestada de tres especies de *Meloidogyne* adaptada para continuar existiendo en ciudades calurosas. Estas especies son: *Meloidogyne javanica*, *Meloidogyne arenaria* y *Meloidogyne incognita*. En el norte de los 35° latitud en el hemisferio norte, la especie más común es *Meloidogyne hapla*. Estas cuatro especies son las más extendidas y comunes de las especies de *Meloidogyne* en el mundo, y probablemente causan mayor daño a los cultivos que otras especies de *Meloidogyne* combinadas (Taylor y Sasser, 1978).

2.2.6. Principales especies en Perú.

Es difícil precisar cuántas especies hay en el Perú, aunque con el tiempo se puede llegar a determinar más de una docena. Pero si se habla de poblaciones (lugar donde se ha detectado a *Meloidogyne*), se puede tener un mapa de 120 – 150 poblaciones (Lima, 2016). Varas (2018) menciona que, en Piura, Arequipa e Ica, se han encontrado con mayor incidencia a *M. arenaria*. Asimismo, se encontró *M. javanica* y *M. morocciencis* en Ica; en Piura *M. javanica* y *M. sp2*: en Ancash (cuyas muestras fueron de cultivo de vid en Nepeña) solo *M. sp2*. La denominación de

M. sp2., fue debido a que esa muestra presentó dos bandas de caracterización enzimática que no concordaba con ninguno de los patrones de especies de *Meloidogyne* registrados, por tanto, podría ser una nueva especie. También menciona que *M. arenaria* se encontró en Salt Creek, Paulsen, MGT, R110 y Freedom, *M. incognita* solo estuvo ausente en Harmony y Freedom. Por último, *M. javanica* solo se encontró en Harmony.

Por su parte, Albán (2018), menciona que en la costa norte de nuestro país se han encontrado cinco especies de *Meloidogyne* en uva de mesa, estas son: *M. morocciensis*, *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. ethiopica* y *M. javanica*. En Piura, predomina *M. morocciensis*, seguida de *M. arenaria*, *M. incognita* y *M. ethiopica*, siendo esta última, reportada por primera vez en uva de mesa. En La libertad, hay presencia de las mismas cuatro especies de Piura, pero no hay predominancia de ninguna. En Lambayeque predomina *M. arenaria*.

2.2.7. Resistencia de patrones de vid a *Meloidogyne*.

A partir de 1984, en EE.U., se han reportado severos ataques de *Meloidogyne incognita* sobre Harmony y Freedom, siendo estos patrones originalmente resistentes a poblaciones endémicas de *Meloidogyne* (Figuroa, 2014), respecto a ello, el Dr. Murguía (cómo se citó en Figuroa, 2014), menciona que:

Al parecer la durabilidad de la resistencia dependería de la evolución del nematodo expuesto a una presión de selección de un material resistente y su correspondiente gen de resistencia. Con el tiempo puede aparecer una población de *Meloidogyne* virulenta que supera la resistencia en la planta, como resultado de los procesos evolutivos en el suelo (...). Los patrones californianos Harmony y Freedom presentan susceptibilidad, al igual que el patrón 101-14 MGT. (p. 26)

Ramirez, Vera, Teliz y Zavaleta-Mejía (1992) muestra que, durante su investigación, con respecto a *Meloidogyne javanica*, las varas de Freedom, Couderc 1613, Couderc 1616, Ramsey y Harmony presentaron resistencia, a diferencia de las varas de Kobber y Dogridge que presentaron tolerancia. Finalmente, Hoppenheim resultó susceptible.

2.2.8. Importancia económica en Vid.

Castro (s.f.), comenta que *Meloidogyne* es el principal género y el más severo en Vid, y su agresividad ha llegado al punto de provocar daños en patrones tolerantes y resistentes en otros países, esto probablemente al aumento de la temperatura del suelo.

Sasser y Freckman (como se citó en Askary, Kalil y Nazir, 2018) indican que las pérdidas anuales en Vid por el ataque de nemátodos parásitos ha sido estimada en 12.5%.

2.2.9. Identificación de especies mediante métodos morfológicos.

Los métodos empleados en el diagnóstico de especies del género *Meloidogyne* implican caracterización citogenética, electroforesis de isoenzimas y caracterización molecular. Otras técnicas como el análisis de las configuraciones perineales, la morfología de la región labial y el estilete de juveniles de segundo estadio, machos y hembras, también pueden ser utilizados como información adicional (Lopes, Gonzaga y Soares, 2016). Este último método, al estar basado en caracteres morfológicos a menudo no es concluyente porque con frecuencia varían considerablemente dentro de una población (Zijlstra, Donkers-Venne y Fargette, 2000)

Por ello, entre más información se recopile mucho más certera será la identificación. Así, las especies del género *Meloidogyne* son caracterizadas principalmente por características morfológicas de las hembras, particularmente el patrón perineal. Las características de los machos y los juveniles de 2do estadio (J2) son complementarias. Debido a las similitudes de morfología y morfometría de las diferentes especies del género *Meloidogyne* (A. Palomo, 02 de

octubre del 2019; Souza, 2000), además, los caracteres morfológicos que son visibles para un espécimen de nematodo juvenil o adulto no siempre son lo suficientemente discriminantes para identificar el género o la especie de nematodo. Decraemer y Baujard, Karanastasi (Como se citó en Sessao, 2017), lo más apropiado es considerar una combinación de los caracteres de hembras, machos y J2 (Souza, 2000). Einsenback et al. (1983) menciona que el patrón perineal y la morfología de la cabeza de los machos son los métodos más utilizados para la diferenciación morfológica de especies de *Meloidogyne*. A diferencia de ello, Hunt y Handoo (2009), menciona que el patrón perineal es el método morfológico más utilizado para diferenciar especies del género *Meloidogyne*.

a. Identificación de especies mediante método del patrón perineal.

Dentro de los caracteres distintivos que son útiles para la diferenciación morfológica de especies del género *Meloidogyne* se encuentra el patrón perineal. Así mismo hay otros más, pero éste último y la morfología de la cabeza de los machos son los más utilizados (Eisenback, 1983).

Así mismo, Hunt y Handoo (2009), menciona que el patrón perineal es el método más utilizado para diferenciar especies del género *Meloidogyne*. Ésta área nos permite diferenciar a las especies por varias características en el perineo, los fasmidios, las líneas laterales y las estrías cuticulares circundantes. Las características de los patrones perineales de algunas especies se mencionan a continuación:

- *M. incognita*.

Presenta arco dorsal alto, con estrías lisas y onduladas. A menudo se observan estrías dirigiéndose hacia a la vulva. Algunas estrías suelen dividirse cerca de las líneas laterales

(Einsenback et al., 1983). Por su parte Hunt y Handoo (2009) mencionan que el arco dorsal es típicamente alto y cuadrado. Las estrías son onduladas, las líneas laterales están ausentes o débilmente marcadas por estrías bifurcadas.

- *M. javanica*.

El arco dorsal no tiene una única forma, puede ser aplanado o redondeado, e incluso trapezoidal ligeramente alto (Rodríguez et al. 2011). La característica más clara en esta especie son las líneas laterales muy visibles que dividen al patrón en región dorsal y ventral. Es inusual el cruce de algunas estrías en las líneas laterales. Algunas estrías suelen dirigirse hacia la vulva (Einsenback et al., 1983). Por su parte, Hunt y Handoo (2009) mencionan que el patrón perineal es redondeado, con arco dorsal bajo, estrías lisas, las líneas laterales claramente demarcadas de las estrías por líneas más o menos paralelas.

- *M. arenaria*.

El arco dorsal varía de redondeado a aplanado. Las estrías del arco dorsal se curvan hacia las líneas laterales formando una curvatura llamada “hombro”. Las estrías pueden bifurcarse llegando a las líneas laterales, pueden ser onduladas o lisas y algunas suelen dirigirse hacia la vulva. Algunos patrones perineales muestran estrías que al prolongarse lateralmente forman una o dos alas (Einsenback et al., 1983). Por su parte, Hunt y Handoo (2009) mencionan que el patrón perineal de esta especie es variable, va desde redondeado a ovoide con estrías finas a gruesas, continuas o rotas. El arco dorsal es bajo cuyas estrías se curvan ligeramente hacia las líneas laterales formando hombros. Las líneas laterales son ligeramente irregulares.

- *M. hapla.*

El patrón perineal varía de hexágonos casi redondeados hasta óvalos levemente aplanados. Generalmente el arco dorsal es aplanado, las líneas laterales no son totalmente visibles. Pueden verse una o dos alas cuando algunas estrías se prologan lateralmente. Estrías lisas a onduladas. Presenta puntuaciones en la terminación de la cola (Einsenback et al., 1983). Por su parte, Hunt y Handoo (2009) mencionan que este patrón es redondeado, con arco dorsal bajo, generalmente presenta puntuaciones cerca al ano, estrías finas y líneas laterales presentes.

- *M. acronea.*

Presenta patrón perineal redondeado, con arco dorsal bajo, estrías tenues e intermitentes, a menudo se rompen a un lado de la hendidura vulvar. Las líneas laterales están ausentes (Hunt y Handoo, 2009).

- *M. chitwoodi.*

Patrón perineal desde redondeado a ovalado, el arco dorsal es redondeado a alto y angular. Las estrías que se encuentran cerca al perineo están rotas y curvadas. Las líneas laterales son débilmente visibles (Hunt y Handoo, 2009).

- *M. enterolobii.*

El patrón perineal es redondeado a ovoide, con arco dorsal redondeado, estrías finas, bastante espaciadas. Las líneas laterales están ausentes o podría haber solo una, separado el arco dorsal del arco ventral (Hunt y Handoo, 2009).

- *M. ethiopica*.

Patrón perineal desde ovalado a cuadrado, con arco dorsal moderadamente alto a alto; estrías gruesas ampliamente separadas, lisas a onduladas. Las líneas laterales son se pueden distinguir (Hunt y Handoo, 2009).

- *M. exigua*.

Patrón perineal redondeado a ovalado, con arco dorsal bajo; estrías lisas ampliamente espaciadas, gruesas, rotas y dobladas en las regiones laterales; ausencia de líneas laterales (Hunt y Handoo, 2009).

- *M. fallax*.

Patrón perineal de ovoide a ovalado, o rectangular; con arco dorsal bajo o moderadamente alto, estrías gruesas; no se aprecia la punta de la cola y las líneas laterales, lo que resulta en un área relativamente grande sin estrías (Hunt y Handoo, 2009).

- *M. graminícola*.

Patrón perineal redondeado a ovalado, estrías lisas y líneas laterales ausentes (Hunt y Handoo, 2009).

- *M. paranaensis*.

Patrón perineal rectangular a ovalado, con arco dorsal alto; estrías finas a gruesas, lisas a onduladas, con líneas laterales ausentes (Hunt y Handoo, 2009).

2.2.10. Identificación morfológica de machos y juveniles del género *Meloidogyne*.

En el macho, las características utilizadas para el diagnóstico de identificación son; el tamaño, longitud y forma de la región labial, el número de anillos, el diámetro de la región labial a nivel del primero anillo del cuerpo, longitud del estilete, la forma del cono del estilete, la columna y los nódulos basales, la distancia de la glándula esofágica dorsal desde la base del estilete.

En el J2 se utiliza como carácter, indicador la longitud del cuerpo y el estilete, la forma de la región de labial y los nódulos basales, la ubicación del hemizonidio al poro excretor, la distancia de la glándula esofágica dorsal desde la base del estilete, número de líneas del campo lateral y la longitud de la cola y la región hialina (Hunt y Handoo, 2009).

Las características de los machos y juveniles de algunas especies se mencionan a continuación:

a. *M. incognita*.

En machos, es muy característica la forma de la cabeza, lo cual impide que se confunda con otra especie. Disco labial grande y redondeado, centralmente cóncavo. Labios medios más bajos que el disco labial, son anchos y por lo general presentan 2 a 3 anillos incompletos. El estilete tiene punta roma y es más ancha que la región media del cono. La columna es cilíndrica por lo general, siendo más angosta a menudo cerca a los nódulos basales. Los nódulos basales se separan gradualmente de la columna; la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED (desembocadura de la glándula esofágica dorsal) es corta, entre 2 a 3 μm ; la longitud del estilete del macho va de 23 a 25 μm con una media de 20 μm (Einsenback et al., 1983). Hunt y Handoo (2009) mencionan que el estilete mide de 23 a 26 μm de largo, la distancia la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 2 a 4 μm .

En juveniles (J2) tanto el disco labial como los labios medios presentan forma de “mancuerna” frontalmente. El disco labial es redondo y de tamaño pequeño, levemente más alto que los labios medios. Los labios laterales se encuentran en el mismo perfil que la región cefálica, la cual a menudo muestra 2 a 4 anillos incompletos. Los J2 miden entre 346 a 463 μm con una media de 405 μm , la medida de la cola es de 42 a 63 μm con una media de 52 μm , y la distancia de la base de la cabeza a la base del estilete va de 14 a 16 μm con una media de 15 μm . (Einsenback et al., 1983). Hunt y Handoo (2009) mencionan que mide de 350 a 450 μm de largo, el hemizonidio se encuentra antes o cerca al poro excretor, la cola mide de 43 a 65 μm con 6 a 14 μm de región hialina.

b. *M. javanica*.

En machos, el disco labial es plano y grande, los labios medios se presentan fusionados. La cápsula cefálica es alta y la anchura es similar a la región cefálica, ésta última no está anillada. Sin embargo, hay poblaciones que presentan 2 a 3 anillos en la cabeza. En el estilete, el cono en la punta es estrecho, pero muy ancho en la parte posterior. La columna tiene forma cilíndrica y a menudo se angosta cerca a los nódulos basales. Los nódulos son aplanados, anchos y se encuentran separados de la columna, la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es corta de 2 a 3 μm , y el estilete del macho mide de 18 a 22 μm con una media de 20 μm (Einsenback et al., 1983). Hunt y Handoo (2009) mencionan que el disco labial no es elevado, los labios laterales están ausentes, la medida del estilete va de 19 a 24 μm , los nódulos basales son ovoides, y la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 3 a 5.5 μm .

En juveniles (J2), el disco labial y los labios medios tiene una forma característica de “corbata de moño”. Los labios laterales tienen forma triangular y están por debajo del nivel de los labios

medios y el disco labial. La región cefálica generalmente es lisa, pero en ocasiones pudiera tener un anillo corto. La longitud del J2 va de 402 a 560 μm con una media de 488 μm , la longitud de la cola va de 51 a 63 μm con una media de 56 μm , y la distancia de la base de la cabeza a la base del estilete va de 14 a 16 μm con una media de 15 μm (Einsenback et al., 1983). Hunt y Handoo (2009) mencionan que el J2 tiene una longitud de 400 a 560 μm , el hemizonidio es anterior o se encuentra al lado del poro excretor, la cola mide de 47 a 60 μm con una región hialina de 9 a 18 μm , la cual finaliza con la punta de la cola redondeada.

c. *M. arenaria*.

En machos, la cápsula cefálica de los machos de esta especie es baja y presenta una inclinación hacia la parte posterior. Puede presentar 2 a 3 anillos incompletos. En cuanto al estilete, el cono es puntiagudo, la parte anterior de la columna es más delgada que la parte posterior del cono. La columna generalmente es cilíndrica y los nódulos basales son grandes y se separan gradualmente de la columna. La longitud del estilete va de 20 a 25 μm con una media de 22 μm , y la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es larga y va de 4 a 7 μm (Einsenback et al., 1983). Hunt y Handoo (2009) mencionan que la región labial es suave, en raras ocasiones presenta 1 o 2 anulaciones incompletas, el disco labial se encuentra sobre el eje de los labios medios. Los labios laterales generalmente están ausentes. El estilete mide de 20 a 28 μm , y la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 4 a 8 μm .

En juveniles (J2), tanto los labios medios como el disco labial presentan forma de “mancuerna” y son largos. Los labios laterales se encuentran por debajo del disco labial y de los labios medios. Generalmente la región cefálica no presenta anillos, sin embargo, hay algunas poblaciones que pueden presentar 2 a 3. Los J2 miden de 398 a 605 μm con una media de 521

μm , la cola tiene una longitud de 44 a 69 μm con una media de 58 μm , la distancia de la base de la cabeza a la base del estilete va de 14 a 16 μm con una media de 15 μm (Einsenback et al., 1983). Hunt y Handoo (2009) mencionan que el J2 mide de 392 a 605 μm , el hemizonidio se encuentra 2 a 3 anulaciones antes del poro excretor, la cola mide de 44 a 69 μm con una región hialina no muy distinguible de 6 a 13 μm . La punta de la cola es redondeada.

d. *M. hapla*.

En machos, las razas A y B presenta morfología similar. Las cápsulas cefálicas son altas y más angostas que la región cefálica, la cual no presenta anillos y debido a su mayor diámetro que el primer anillo del cuerpo, se nota generalmente separada de él. A diferencia de *M. incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria*, el estilete es más corto y delgado. El cono se va ensanchando cuando más cerca está de la columna. La columna tiene una característica que nos permite diferenciar la raza A de la B, y es que la de la raza A se ensancha cuando está más cerca de los nódulos basales, a diferencia de la columna de la raza B que es cilíndrica y a menudo presenta una marca en el punto de unión con los nódulos basales, los que son más grandes que la raza A. La medida del estilete de la raza A es de 17 a 23 μm con una media de 20 μm y para la raza B de 19 a 23 μm con una media de 21 μm ; y la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es larga, de 4 a 6 μm (Einsenback et al., 1983). Hunt y Handoo (2009) mencionan que el disco labial usualmente no está elevado, los labios medios están presentes. El estilete mide de 19 a 22 μm , los nódulos basales son pequeños y redondos; y la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 4 a 5 μm .

En juveniles (J2), con respecto a las características de la cabeza, en la raza A, varía según el número de cromosomas que tengan las poblaciones, los labios medios pueden ser triangulares,

rectangulares o redondos para poblaciones de 15, 16 y 17 cromosomas respectivamente. El disco labial se encuentra unido a los labios medios en un mismo perfil. En cuanto a la raza B, el disco labial es redondeado y se presentan por encima de los labios medios, que de igual manera son redondeados. La región cefálica es lisa.

Los J2 tiene una longitud de 357 a 467 μm para la raza A, y de 410 a 517 para la raza B; la longitud de la cola es de 46 a 58 μm para la raza A, y de 54 a 69 μm para la raza B; la medida de la distancia desde la base de la cabeza hasta la base del estilete es de 14 a 16 μm para la raza A, y de 15 a 17 μm para la raza B (Einsenback et al., 1983), asimismo, Hunt y Handoo (2009) mencionan que la longitud de J2 va desde 360 a 500 μm , el hemizonidio se encuentra antes del poro excretor, la longitud de la cola va de 48 a 70 μm , con una región hialina irregular y la punta de la cola es finamente redondeada.

e. *M. acronea*.

En machos, la región labial no sobresale, el disco labial no está elevado, los labios laterales generalmente están presentes. El estilete mide de 16 a 20 μm , los nódulos basales son piriformes. La distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 2 a 7 μm . En cuanto a los juveniles (J2), tienen una longitud de 340 a 490 μm , el hemizonidio antes o cerca al poro excretor, la cola mide de 33 a 49 μm , con una corta región hialina de 4 a 7 μm , la punta de la cola es redondeada (Hunt y Handoo, 2009)

f. *M. chitwoodi*.

En machos, la región labial no sobresale, el disco labial está elevado, los labios laterales están presentes. La longitud del estilete va de 18 a 19 μm , los nódulos basales son pequeños, irregulares e inclinados posteriormente, la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED

es de 2.2 a 3.4 μm . En cuanto a los juveniles (J2), tienen una longitud de 336 a 417 μm , el hemizonidio antes cerca al poro excretor, la cola mide de 39 a 47 μm y tiene una región hialina de 9 a 14 μm ., la punta de la cola es redondeada (Hunt y Handoo, 2009)

g. *M. enterolobii*.

La región labial no sobresale, el disco labial está elevado, los labios laterales están presentes. La longitud del estilete va de 18 a 25 μm , los nódulos basales son redondeados inclinados posteriormente, la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 3 a 5 μm . En cuanto a los juveniles (J2), tienen una longitud de 377 a 528 μm , el hemizonidio se encuentra dos anillos antes del poro excretor, la cola mide de 43 a 63 μm , es puntiaguda y la región hialina mide de 5 a 15 μm (Hunt y Handoo, 2009)

h. *M. ethiopica*.

La región labial no sobresale, se distinguen los discos labiales y los labios medios se encuentran presentes. El estilete tiene una longitud de 23 a 27 μm , los nódulos basales tienen forma desde redonda hasta forma de pera. La distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 3 a 5 μm . En cuanto a los juveniles (J2), tienen una longitud de 326 a 510 μm , el hemizonidio se encuentra antes del poro excretor, la cola tiene una longitud de 52 a 72 μm , con una región hialina de 12 a 15 μm , la punta de cola va desde redondeada a puntiaguda (Hunt y Handoo, 2009)

i. *M. exigua*.

La región labial sobresale ligeramente, con un disco labial elevado y un anillo. Los labios laterales se encuentran presentes, los cuales pueden ser trapezoidales o casi triangulares. La

longitud del estilete es de 18 a 20 μm , los nódulos basales son redondos, inclinados posteriormente, y la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 0.0 a 3 μm . En cuanto a los juveniles (J2), tienen una longitud de 290 a 370 μm , el poro excretor se encuentra opuesto al extremo posterior del istmo, la cola tiene una longitud de 39 a 50 μm , la punta es estrechamente redondeada (Hunt y Handoo, 2009)

j. *M. fallax*.

La región labial sobresale ligeramente, los discos labiales son redondos, elevados y fusionados con los labios medios, los labios laterales se encuentran presentes. La longitud del estilete es de 19 a 21 μm , los nódulos basales son largos y redondeados, y la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 3 a 6 μm . En cuanto a los juveniles (J2), tienen una longitud de 381 a 435 μm , el hemizonidio se encuentra al mismo nivel que el poro excretor, la cola tiene una longitud de 46 a 56 μm , con una región hialina de 12 a 16 μm , la punta de la cola por lo general es redondeada (Hunt y Handoo, 2009)

k. *M. graminícola*.

La región labial no sobresale, el disco labial no se encuentra elevado y los labios laterales se encuentran generalmente presentes. El estilete tiene una longitud de 15 a 20 μm , con nódulos basales ovoides, y la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 3 a 4 μm . En cuanto a los juveniles (J2), tienen una longitud de 410 a 480 μm , el hemizonidio se encuentra antes o al lado del poro excretor, la cola tiene una longitud de 60 a 80 μm , la punta de la cola es finamente redondeada (Hunt y Handoo, 2009)

a. *M. paranaensis*.

La región labial no sobresale, el disco labial se encuentra elevado y los labios laterales están ausentes. El estilete tiene una longitud de 20 a 27 μm , con nódulos basales redondeados a transversalmente elongados, y la distancia de la base de los nódulos basales a la DGED es de 3.5 a 5 μm . En cuanto a los juveniles (J2), tienen una longitud de 389 a 513 μm , el hemizonidio se encuentra antes del poro excretor, la cola tiene una longitud de 48 a 51 μm , con una región hialina de 9 a 10 μm , la punta de la cola es redondeada (Hunt y Handoo, 2009)

3. Materiales y Métodos

3.1. Materiales

Artículos de oficina y laboratorio

- Etiquetas de papel
- Etiquetas de plástico
- Bolsas de plástico
- Palana
- Cooler
- Jarra de plástico de 2l
- Espátula
- Jeringa de 1 ml
- Tubo eppendorf 1ml
- Mango de bisturí #3
- Hojas de bisturí #10
- Láminas portaobjeto
- Láminas cubreobjeto
- Matraz Erlenmeyer de 500 ml
- Vaso de precipitación de 100 ml
- Tijera
- Bandeja de plástico
- Tamiz grueso
- Tamiz de 180 μm
- Tamiz de 80 μm

- Vaso de plástico
- Bandeja de plástico de ¼ l preparada para extracción de nemátodos
- Placas Petri con rejilla de recuento
- Cuaderno
- Lapicero
- Brocheta
- Esmalte para uñas
- Gotero
- Papel higiénico fino
- Piseta
- Bandeja de ¼ l
- Placa petri
- Plumón indeleble
- Pipeta 10 ml
- Sustrato Sunshine mezcla #3 fina especial
- Maceta 1 kg
- Bandeja de propagación
- Rociador plástico 1 l

Insumos.

- Ácido láctico al 40%
- Glicerina
- Formalina al 4%
- Aceite de inmersión

- Thiophanate methyl + Thiram
- Imidacloprid
- Chlorphenapyr

Biológicos:

- Raíces noduladas de vid
- Pestaña humana
- Raíces noduladas de tomate
- Semilla de tomate variedad Rio Grande

Equipos.

- Microscopio óptico
- Estereoscopio
- Bomba de pecera
- Cámara de microscopio OMAX
- Computadora
- Refrigerador

Software:

- Toup View

Servicios:

- Servicio de alojamiento y alimentación

- Servicio de transporte de interprovincial
- Servicio de transporte de muestras
- Servicio de impresiones
- Servicio de encuadernado
- Servicio de mano de obra para muestreo de suelo y raíces

3.2. Métodos

3.2.1. Planificación

Teniendo en cuenta que la empresa Sang Barrents´s Company S.A.C. es la única que cuenta con cultivos comerciales de Vid en el Valle de Nepeña, se contactó con ella para realizar la toma de muestras en su fundo, y a su vez también se contactó con el laboratorio de Nematología de la Universidad Agraria la Molina para coordinar el uso del mismo y de su vivero para realizar los análisis respectivos.

3.2.2. Fase de campo

- Muestreo de suelo y raíces

Las tomas de muestras de suelos y raíces se realizaron según el protocolo establecido en el Manual de Nematología de la UNALM (Canto, s.f.) con las respectivas adaptaciones con las que trabaja el Laboratorio de Nematología de la UNALM. El muestreo se realizó en la época de floración. Con ayuda de una palana, se extrajo cinco muestras de suelo y raíces de 1 kg, a una profundidad de 20 cm aproximadamente, las cuales fueron resultados de la mezcla de 75 submuestras cada una, tomadas en zigzag. Cada muestra correspondió al área de cada patrón en estudio. Las submuestras se tomaron de la zona del gotero en el suelo, correspondiendo a raíces

noduladas de preferencia. Las muestras fueron colocadas en bolsas de plástico previamente rotuladas con una etiqueta que indicó el patrón. Estas se mantuvieron refrigeradas hasta llevarlas a laboratorio en un cooler para evitar su deshidratación.

MAPA DE PATRONES - FUNDO VARAYOC

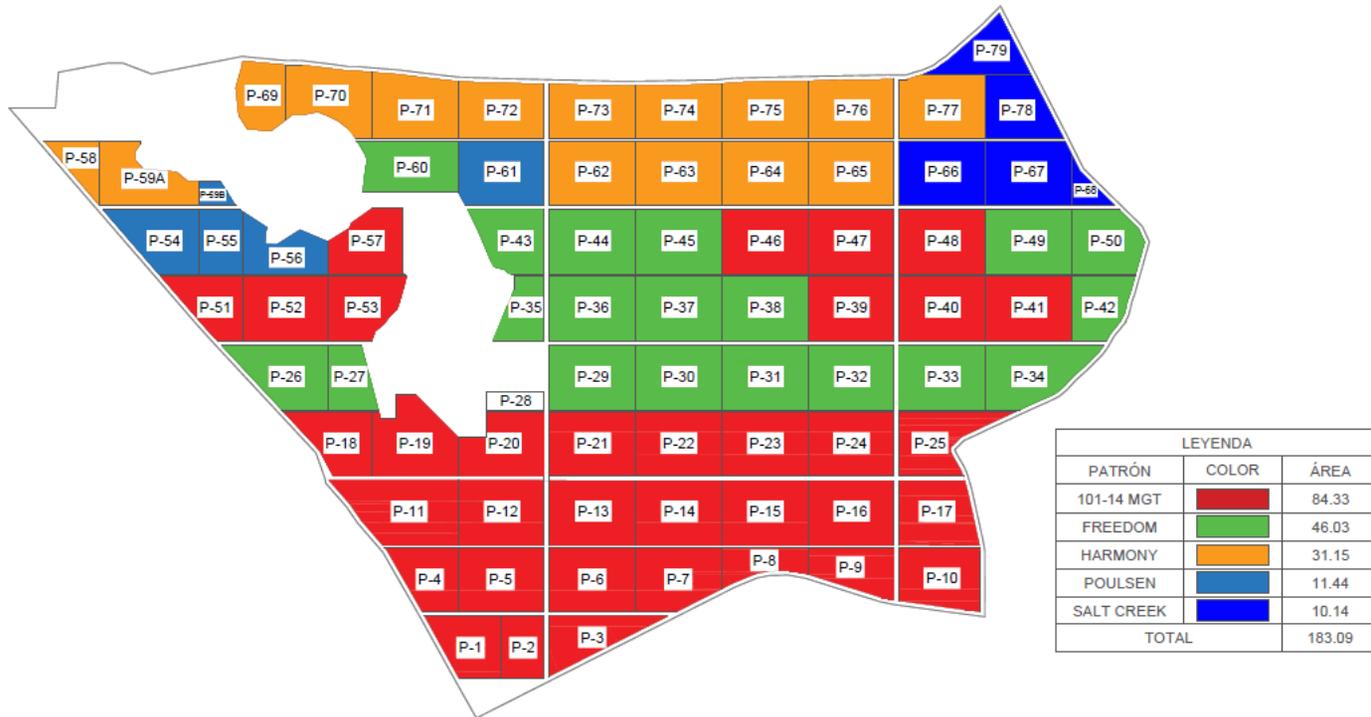


Figura 1. Mapa de patrones

3.2.3. Fase de laboratorio

Los procedimientos llevados a cabo para la fase de laboratorio fueron tomados de Canto (s.f.) con las respectivas adaptaciones con las que trabaja el Laboratorio de Nematología de la UNALM.

a. Extracción de nemátodos del suelo

- Juveniles

La muestra de suelo del patrón a investigar se colocó en una bandeja de plástico. Con ayuda de un tamiz grueso se separó el suelo de raíces y demás impurezas presentes, depositándolo en otra bandeja. Posteriormente se homogenizó el suelo para luego tomar una muestra de 50cc en un vaso de precipitado con ayuda de una espátula. Se vertió el suelo en una bandeja que contiene una canastilla cubierta con papel higiénico fino. Finalmente se llenó de agua la bandeja por los costados hasta cubrir el suelo. Pasadas 48 horas, se retiró la canastilla, y el líquido que quedó en la bandeja se vertió en un vaso. Se toma una alícuota de 10 ml con una pipeta y se coloca en una placa petri marcada para buscar los juveniles presentes con ayuda del estereoscopio. Este último paso se realizó hasta terminar el contenido del vaso.

- Machos (Método de Cobb)

Se utilizó el suelo tamizado restante del procedimiento anterior. Con ayuda de una espátula se tomó 100 cc de suelo en un vaso de precipitado, luego se vertió en una jarra con agua potable, y con ayuda de una espátula se removió y se esperó a que sedimentara un poco. A continuación, el sobrenadante de la jarra se tamizó con los tamices de 180 μm y 80 μm . Al suelo restante en la jarra se le agregó agua, para nuevamente removerlo y tamizarlo con los mismos tamices.

El tamizado se realizó con agua potable, haciendo caer un chorro de agua continuo permitiendo lavar los tamices. Cuando el agua que salía del tamiz de 80 μm se mostró transparente, se vertió el contenido del tamiz en un vaso de plástico. Y, por último, el contenido del vaso se vertió en una placa petri marcada para buscar los machos con ayuda del estereoscopio.

b. Extracción de nemátodos de raíces

- Hembras

Se lavaron las raíces sumergiéndolas en una jarra grande con agua, moviéndolas suavemente para evitar que se desprendieran las masas de huevos. Con ayuda de una tijera se cortaron las raíces noduladas y se colocaron en una bandeja de $\frac{1}{4}$ l etiquetada con el nombre del patrón correspondiente. De esta bandeja se sacó una porción de raíces, se llevó a una placa Petri, y se vertió sobre ellas, con una piseta, un poco de agua potable para evitar que se sequen.

Con ayuda de un estereoscopio se observó los nódulos que se van a cortar. Posteriormente con 2 agujas de una jeringa se inició la disección del nódulo. Se realizó un corte longitudinal y con ayuda de las agujas se iba desgarrando el nódulo con cuidado para no hacer daño a las hembras que se encontraban dentro. Se retiraron las hembras y se las colocó en un tubo eppendorf, el cual contenía una solución de ácido láctico al 40%, donde se mantuvieron por 7 días para endurecer la cutícula. Los tubos eppendorf fueron rotulados con el nombre del patrón correspondiente.

- Machos:

Se lavaron las raíces en una jarra grande con agua potable. Con ayuda de una tijera se cortaron las raíces. Se separó una muestra de 20 g de raíces. Esta muestra se colocó en un matraz Erlenmeyer que debió contener previamente 400 ml de agua potable.

Se brindó aireación con una bomba de pecera por 48 horas. Transcurridas las 48 horas se tamizó el contenido en dos tamices (180 y 80 μm). La solución resultante se coloca en un vaso de plástico, con una etiqueta con el nombre del patrón correspondiente. Se vierte la solución en una placa petri con rejilla y se observa al estereoscopio.

c. Obtención del patrón perineal

Pasados los 7 días, las hembras se colocaron en una lámina portaobjeto, la cual tenía previamente una pequeña gota de glicerina. Con ayuda del estereoscopio, se realizó un primer corte al nivel del tercio superior de la hembra. Se presionó suavemente el cuerpo restante con el fin de que expulse el contenido. Se ubicó el patrón perineal y se realizaron dos cortes laterales. Se abrió la hembra, y con cuidado se cortó en forma rectangular hasta que solo quede el patrón perineal. Se limpió con una “caña de pescar” (pestaña pegada en una brocheta) el patrón, para retirar toda la suciedad que presente.

d. Preparación de montajes para identificación

A los juveniles, se les colocó en placas portaobjeto, con ayuda de una “caña de pescar”, que previamente tenían una gota de formalina al 4%. Se esperó un minuto para que se inmovilicen y posteriormente se cubrió con una placa cubreobjeto.

Para las hembras, los patrones perineales se colocaron en placas portaobjeto que previamente tenían una gota de glicerina y se les cubrió con una placa cubreobjeto.

A los machos, se les colocó en placas portaobjeto, con ayuda de una “caña de pescar”, que previamente tenían una gota de formalina al 4%. Se esperó un minuto para que se inmovilicen y posteriormente se cubrió con una placa cubreobjeto.

En todos los montajes las placas cubreobjeto se sellaron con esmalte para uñas, y se rotularon para su posterior identificación.

Se utilizó un código para poder identificar los montajes. El código incluye la consonante inicial del portainjerto seguido del número de la placa portaobjeto. Asimismo, en los cuadros presentados en resultados y anexos, se agrega un número adicional que corresponde, en el caso de las hembras, al patrón específico ya que por placa se montaron de 2 a 3; este número se estableció en orden ascendente de izquierda a derecha. En las placas de juveniles también se colocó un número que correspondió a un nemátodo específico, el cual fue numerado en la placa. En los machos no se agregó un número adicional debido a que solo hubo un montaje por placa.

e. Identificación de especies

En el caso de juveniles, se observaron los montajes al microscopio con el objetivo de 100x, usando el aceite de inmersión.

En el caso de los patrones perineales de las hembras, se observaron los montajes al microscopio con el objetivo de 40x y cuando fue necesario el de 100x, usando el aceite de inmersión.

En el caso de los machos, se observaron los montajes al microscopio con el objetivo de 40x y cuando fue necesario el de 100x, usando el aceite de inmersión.

Se utilizó la cámara para microscopio OMAX y el software ToupView, para poder visualizar los montajes en la computadora y así describir mejor las características de los patrones perineales y machos; y así mismo realizar las medidas necesarias de los órganos que se utilizan para la identificación de juveniles y machos.

f. Bioensayo

En el muestreo de suelo y raíces, el patrón Salt Creek no presentó nodulación, por tanto, se tomó la decisión de realizar un bioensayo. Se sembró tomate variedad Rio Grande en una bandeja de germinación con sustrato Sunshine fina especial mezcla #3, y al cabo de aproximadamente 2 semanas, se trasplantó a macetas de 1kg, que contenían el suelo del patrón Salt Creek. Al cabo de 3 meses, cuando se observó nódulos con masas de huevos blanquecinas, se retiraron las plantas para hacer nuevamente la extracción de nemátodos de suelo y raíces, y su posterior identificación.

Se utilizarán los siguientes agroquímicos durante el bioensayo para el control de plagas: Homai (Thiofanate metyl y Thiram), Confidor (Imidacloprid) y Bull fire (Chlorfenapyr), los cuales se aplicaron con un rociador plástico.

4. Resultados y Discusión

4.1. Resultados

4.1.1. Observación del patrón perineal de hembras de *Meloidogyne* sp.

Tabla 1.

Especies del género *Meloidogyne* según patrón perineal en patrón Freedom.

Portaobjeto	Especie	Portaobjeto	Especie
F-01-1	MI	F-13-2	ND
F-01-2	MI	F-14-1	MI
F-02-1	MI	F-14-2	MI
F-02-2	MI	F-15-1	MI
F-03-1	MI	F-15-2	MI
F-03-2	ND	F-16-1	MI
F-04-1	MI	F-17-1	MI
F-04-2	MI	F-17-2	ND
F-05-1	MI	F-18-1	MA
F-05-2	MI	F-18-2	MI
F-06-1	MI	F-19-1	MI
F-06-2	MI	F-19-2	MI
F-07-1	MI	F-20-1	ND
F-07-2	ND	F-20-2	ND
F-08-1	ND	F-21-2	MI
F-08-2	MA	F-22-1	MI
F-09-1	ND	F-22-2	MI
F-09-2	MJ	F-23-1	ND
F-10-1	MI	F-23-2	MI
F-10-2	ND	F-24-1	ND
F-11-1	MI	F-24-2	MI
F-11-2	ND	F-25-1	ND
F-12-1	MI	F-25-2	MI
F-12-2	MI	F-26-1	MI
F-13-1	MI	F-26-2	ND

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; ND: No determinado. Los patrones considerados como ND, son aquellos que no comparten ninguna o insuficientes características para considerarlos dentro de una especie.

Tabla 2.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según patrón perineal en patrón Freedom.

Especie	%
MI	66
MJ	2
MA	4
ND	28

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; ND: No determinado.

Tabla 3.

Especies del género *Meloidogyne* según patrón perineal en patrón Harmony.

Portaobjeto	Especie	Portaobjeto	Especie
H-01-1	MA	H-13-2	MI
H-01-2	MI	H-14-1	MI
H-02-2	MI	H-14-2	MI
H-02-3	MI	H-15-1	ND
H-03-2	ND	H-15-2	MI
H-03-3	MI	H-16-1	MJ
H-04-1	MI	H-16-2	MA
H-04-2	MI	H-17-1	MI
H-04-3	ND	H-17-2	ND
H-05-2	MA	H-18-1	MI
H-05-3	MI	H-19-1	MI
H-06-1	MA	H-19-2	MI
H-06-2	MI	H-20-2	MI
H-06-3	MI	H-21-1	MI
H-07-3	MI	H-21-2	MI
H-08-1	ND	H-22-1	MI
H-08-2	MI	H-22-2	ND
H-08-3	MI	H-23-1	MI
H-09-1	ND	H-23-2	MI
H-10-1	ND	H-24-1	ND
H-10-2	MI	H-25-1	MH
H-11-1	ND	H-25-2	ND
H-12-1	ND	H-26-1	ND
H-12-2	MA	H-26-2	MI
H-13-1	MI	H-27-1	ND

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; MH: *M. hapla*; ND: No determinado. Los patrones considerados como ND, son aquellos que no comparten ninguna o insuficientes características para considerarlos dentro de una especie.

Tabla 4.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según patrón perineal en patrón Harmony

Especie	%
MI	58
MJ	2
MA	10
MH	2
ND	28

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; MH: *M. hapla*; ND: No determinado.

Tabla 5.

Especies del género *Meloidogyne* según patrón perineal en patrón 1103 Paulsen.

Placa	Especie	Placa	Especie
P-01-1	MI	P-10-1	ND
P-01-2	MJ	P-10-2	ND
P-01-3	ND	P-10-3	ND
P-02-1	MA	P-11-1	ND
P-02-2	MA	P-11-2	ND
P-02-3	MJ	P-11-3	MI
P-03-1	ND	P-12-1	MI
P-03-2	MJ	P-12-2	MJ
P-03-3	MJ	P-12-3	MI
P-04-1	MI	P-13-1	MI
P-04-2	MJ	P-13-2	MI
P-04-3	MI	P-13-3	ND
P-05-2	MI	P-14-1	MI
P-05-3	MI	P-14-2	MJ
P-06-1	MI	P-15-1	MI
P-06-2	MI	P-15-2	ND
P-06-3	MJ	P-16-1	MI
P-07-1	MI	P-16-2	MI
P-07-2	MI	P-17-1	ND
P-07-3	ND	P-17-2	MI
P-08-1	ND	P-18-1	MI
P-08-2	ND	P-18-2	MI
P-08-3	MI	P-19-1	MJ
P-09-1	ND	P-19-2	MI
P-09-3	ND	P-20-1	MI

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; ND: No determinado. Los patrones considerados como ND, son aquellos que no comparten ninguna o insuficientes características para considerarlos dentro de una especie.

Tabla 6.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según patrón perineal en patrón 1103 Paulsen.

Especie	%
MI	48
MJ	18
MA	4
ND	30

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; ND: No determinado.

Tabla 7.

Especies del género *Meloidogyne* según patrón perineal en patrón MGT 101-14.

Portaobjeto	Especie	Portaobjeto	Especie
M-01-1	MI	M-15-2	MI
M-01-2	ND	M-16-1	MI
M-02-2	MI	M-16-2	MI
M-03-1	MI	M-17-1	MI
M-03-2	MI	M-17-2	MI
M-04-1	ND	M-18-1	MI
M-04-2	MI	M-19-1	MI
M-05-1	MI	M-19-2	MI
M-05-2	MI	M-20-2	MI
M-06-1	MJ	M-21-1	MI
M-07-1	MI	M-21-2	MI
M-07-2	MI	M-22-1	MI
M-08-2	MI	M-23-1	MI
M-09-1	MI	M-23-2	MI
M-09-2	MI	M-24-1	MI
M-10-1	MI	M-24-2	ND
M-10-2	MI	M-25-1	ND
M-11-1	MI	M-25-2	MJ
M-11-2	MI	M-26-1	MJ
M-12-2	MI	M-26-2	ND
M-13-1	MI	M-27-1	MI
M-13-2	ND	M-28-1	ND
M-14-1	MI	M-28-2	MI
M-14-2	MI	M-29-1	MI
M-15-1	MI	M-29-2	ND

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; ND: No determinado. Los patrones considerados como ND, son aquellos que no comparten ninguna o insuficientes características para considerarlos dentro de una especie.

Tabla 8.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según patrón perineal en patrón MGT 101-14.

Especie	%
MI	80
MJ	4
ND	16

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; ND: No determinado.

Tabla 9.

Especies del género *Meloidogyne* según patrón perineal en patrón Salt Creek.

Portaobjeto	Especie	Portaobjeto	Especie
S-01-1	ND	S-13-2	ND
S-01-2	ND	S-14-1	MA
S-02-1	ND	S-14-2	MA
S-02-2	ND	S-15-1	ND
S-03-1	ND	S-15-2	MI
S-03-2	ND	S-16-1	MI
S-04-1	ND	S-16-2	ND
S-04-2	MA	S-17-1	ND
S-05-1	ND	S-17-2	ND
S-05-2	ND	S-18-1	MA
S-06-1	ND	S-18-2	MJ
S-06-2	MI	S-19-1	MI
S-07-1	ND	S-19-2	MI
S-07-2	MA	S-20-1	MI
S-08-1	ND	S-20-2	ND
S-08-2	MI	S-21-1	ND
S-09-1	MA	S-21-2	MI
S-09-2	MJ	S-22-1	MA
S-10-1	MI	S-22-2	MI
S-10-2	ND	S-23-1	MI
S-11-1	MI	S-23-2	MI
S-11-2	MJ	S-24-1	ND
S-12-1	MI	S-24-2	ND
S-12-2	MI	S-25-1	MI
S-13-1	MA	S-25-2	MI

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; ND: No determinado. Los patrones considerados como ND, son aquellos que no comparten ninguna o insuficientes características para considerarlos dentro de una especie.

Tabla 10.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según patrón perineal en patrón Salt Creek.

Especie	%
MI	34
MJ	6
MA	16
ND	44

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; ND: No determinado.

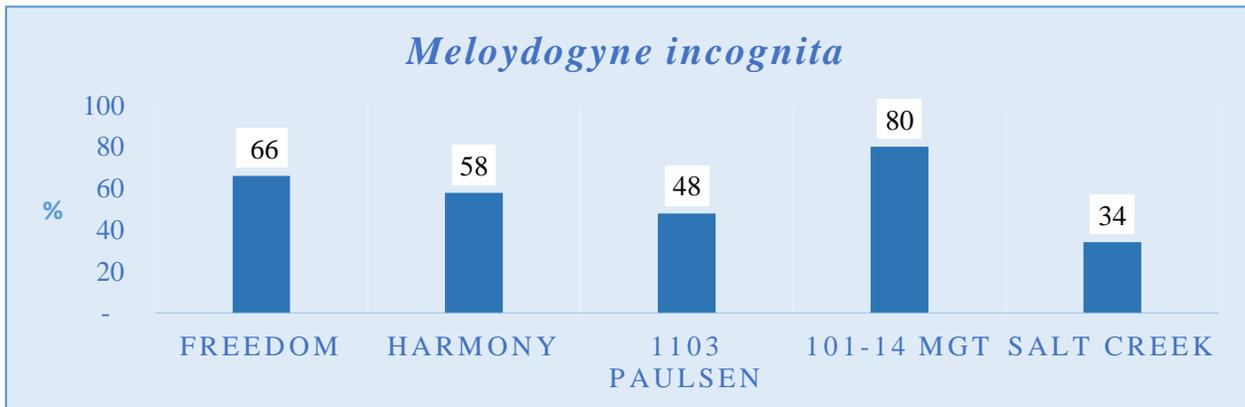


Figura 2. Proporción (porcentaje) de *Meloidogyne incognita* por patrón de Vid

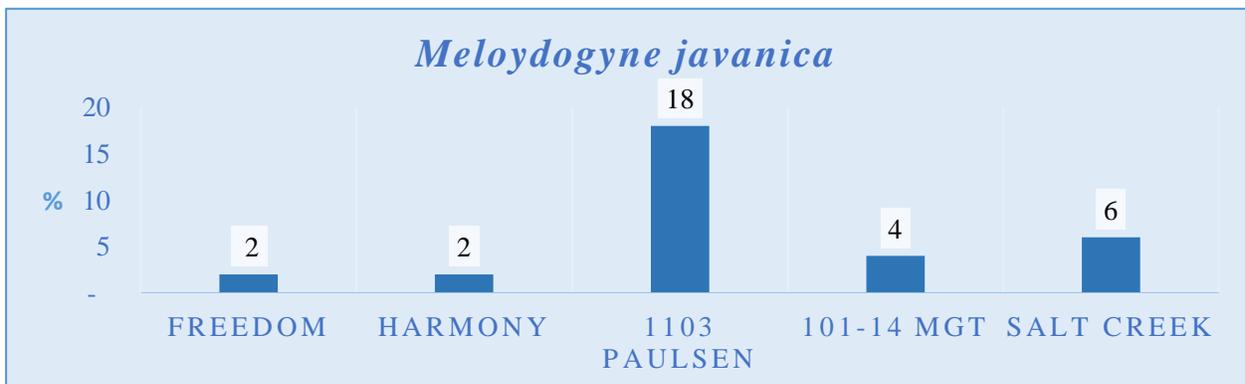


Figura 3. Proporción (porcentaje) de *Meloidogyne javanica* por patrón de Vid

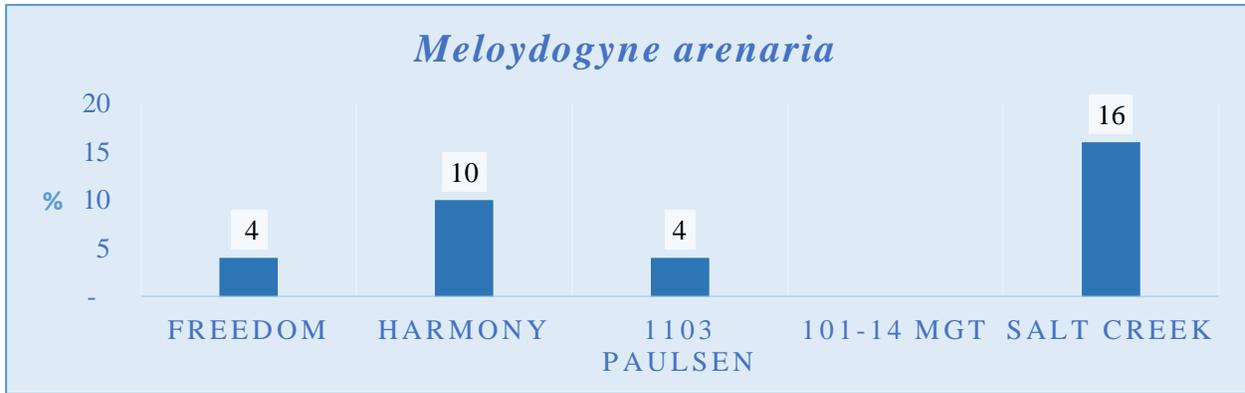


Figura 4. Proporción (porcentaje) de *Meloidogyne arenaria* por patrón de Vid

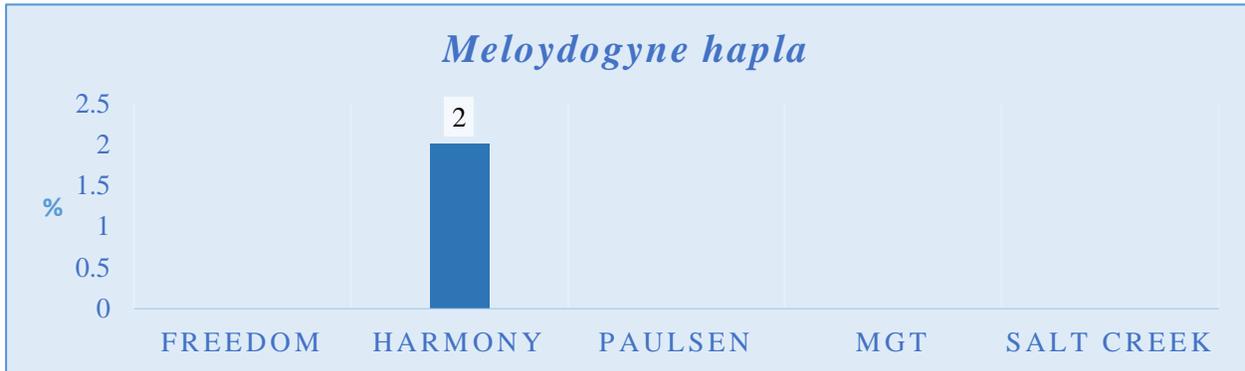


Figura 5. Proporción (porcentaje) de *Meloidogyne hapla* por patrón de Vid

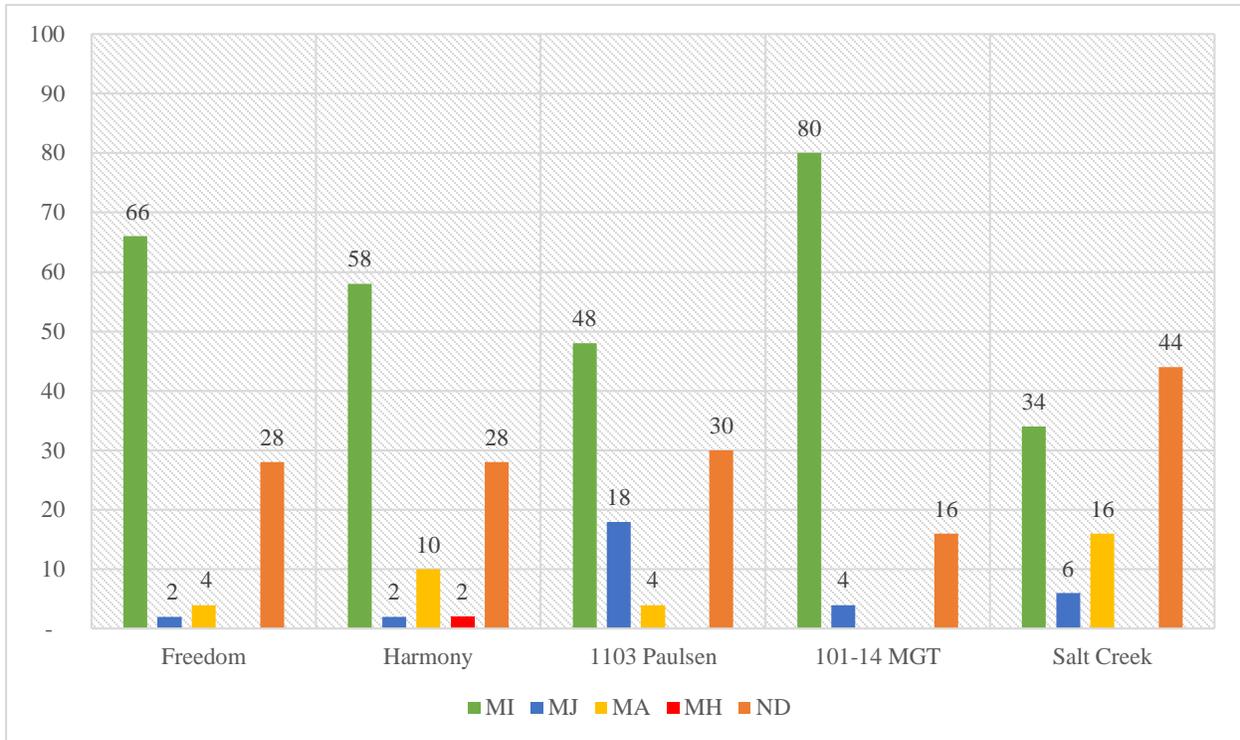


Figura 6. Proporción (porcentaje) de especies de *Meloidogyne* por patrón de Vid según patrón perineal. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; MH: *M. hapla*; ND: No determinados

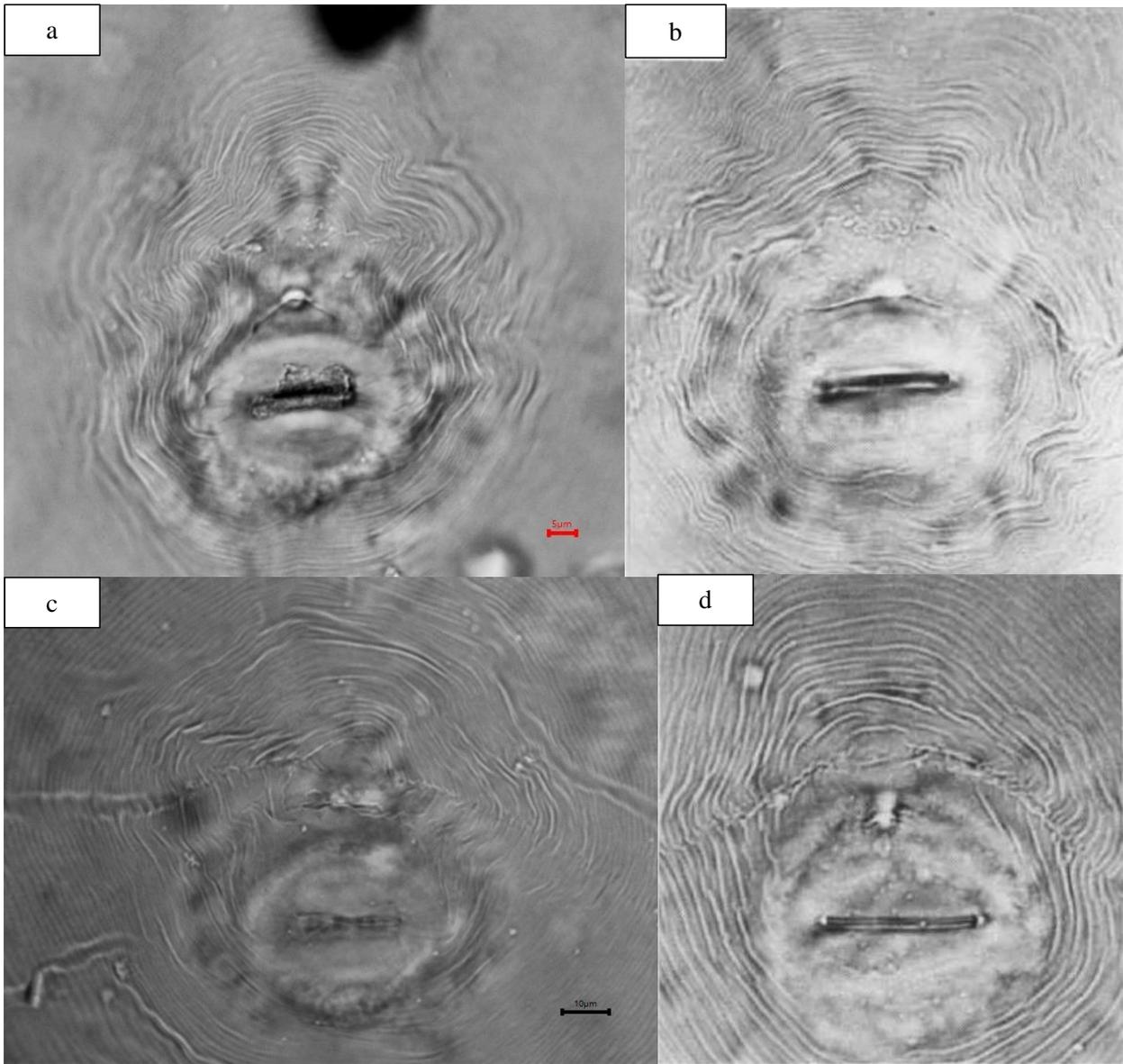


Figura 7. Comparativo de patrones perineales: *M. hapla* identificado (a), *M. hapla* obtenida de Einsenback et. al,1938 (b), *M. arenaria* identificado (c), *M. arenaria* obtenida de Einsenback et. al,1938 (d).

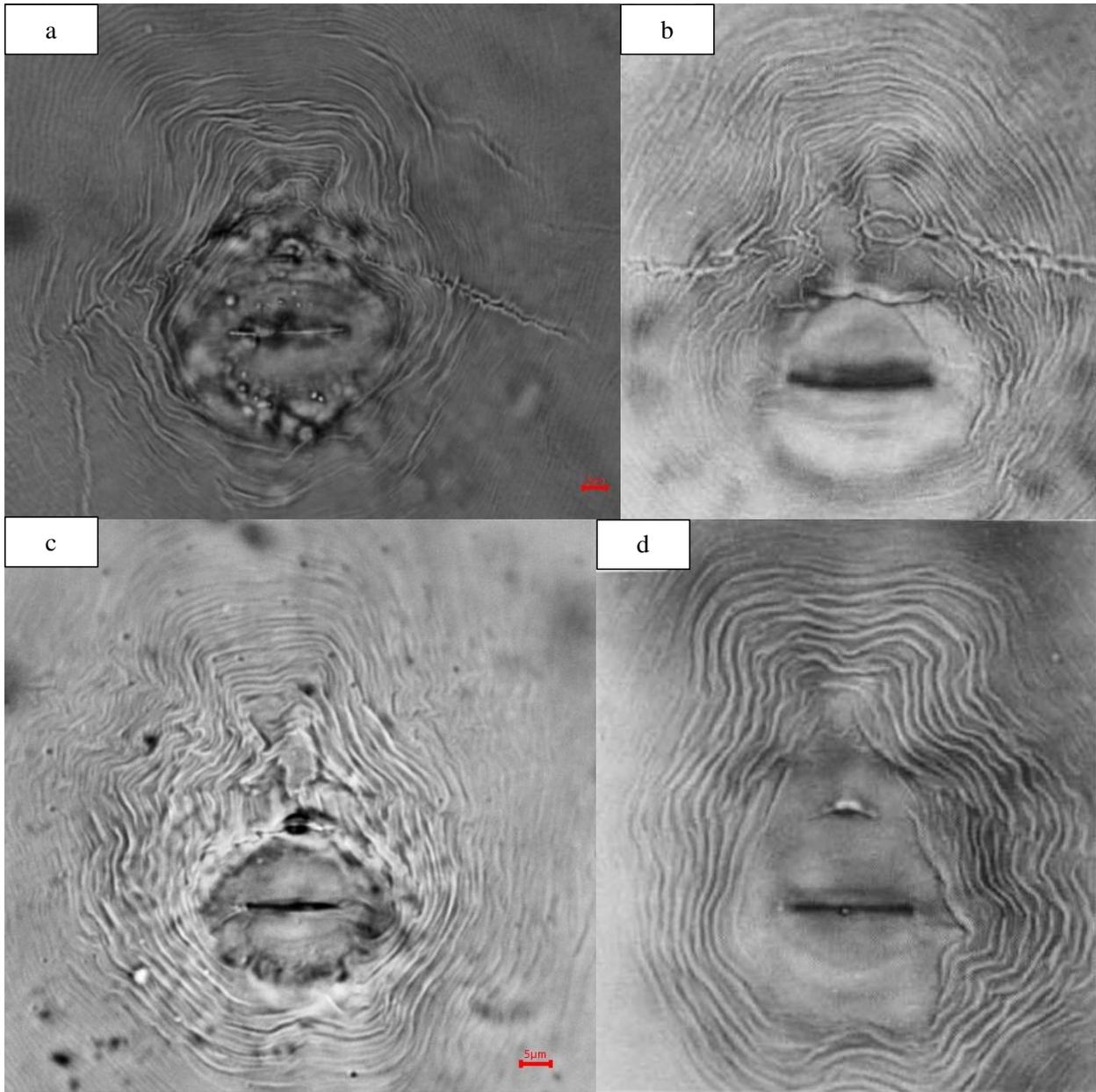


Figura 8. Comparativo de patrones perineales: *M. javanica* identificado (a), *M. javanica* obtenida de Einsenback et. al,1938 (b), *M. incognita* identificado (c), *M. incognita* obtenida de Einsenback et. al,1938 (d).

4.1.2. Observación de juveniles de segundo estadio del género *Meloidogyne*.

Tabla 11.

Especies del género *Meloidogyne* según mediciones morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Freedom.

Portaobjeto	Especie	Portaobjeto	Especie
F-01-1	ND	F-04-7	ND
F-01-3	ND	F-05-1	MI
F-01-4	MI	F-05-2	ND
F-01-5	MA	F-05-3	MH
F-01-6	ND	F-06-1	ND
F-01-7	ND	F-06-2	ND
F-01-8	ND	F-06-3	MI
F-02-2	MA	F-06-4	MA
F-02-3	ND	F-06-5	MA
F-02-5	ND	F-06-6	ND
F-02-6	ND	F-06-7	ND
F-02-7	ND	F-06-8	ND
F-02-8	ND	F-07-1	ND
F-03-1	ND	F-07-2	ND
F-03-2	ND	F-07-3	MAC
F-03-3	ND	F-07-4	ND
F-03-4	ND	F-07-5	ND
F-03-5	ND	F-07-6	MAC
F-03-6	ND	F-07-7	ND
F-03-7	ND	F-07-8	ND
F-03-8	ND	F-08-1	ND
F-04-1	ND	F-08-2	MJ
F-04-2	ND	F-08-3	ND
F-04-3	ND	F-08-4	ND
F-04-4	ND	F-08-5	ND

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; MH: *M. hapla*; MAC: *M. acronea*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

Tabla 12.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según medidas morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Freedom.

Especie	#	%
MI	3	6
MJ	1	2
MA	4	8
MH	1	2
MAC	2	4
ND	39	78
TOTAL	50	100

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; MH: *M. hapla*; MAC: *M. acronea*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

Tabla 13.

Especies del género *Meloidogyne* según mediciones morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Harmony.

Portaobjeto	Especie	Portaobjeto	Especie
H-01-1	ND	H-04-6	MI
H-01-2	ND	H-04-7	ND
H-01-3	ND	H-04-8	ND
H-01-4	MI	H-05-1	ND
H-01-5	ND	H-05-2	ND
H-01-6	MI	H-05-3	ND
H-01-7	MI	H-05-4	ND
H-02-1	MI	H-05-5	ND
H-02-2	ND	H-05-6	ND
H-02-4	ND	H-05-7	ND
H-02-5	ND	H-05-8	ND
H-02-6	ND	H-06-1	MI
H-02-7	MI	H-06-2	MI
H-02-8	ND	H-06-3	MI
H-03-1	ND	H-06-4	ND
H-03-2	MI	H-06-5	ND
H-03-3	ND	H-06-6	ND
H-03-4	ND	H-06-7	MI
H-03-5	ND	H-06-8	MI
H-03-7	ND	H-07-1	MI
H-03-8	ND	H-07-2	ND
H-04-1	ND	H-07-3	MI
H-04-2	ND	H-07-4	ND
H-04-3	MI	H-07-5	ND
H-04-5	ND	H-07-6	MI

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

Tabla 14.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según medidas morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Harmony.

Especie	#	%
MI	16	32
ND	34	68
TOTAL	50	100

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

Tabla 15.

Especies del género *Meloidogyne* según mediciones morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón 1103 Paulsen.

Portaobjeto	Especie	Portaobjeto	Especie
P-01-1	ND	P-04-8	MA
P-01-2	ND	P-05-1	ND
P-01-3	ND	P-05-2	ND
P-01-4	ND	P-05-3	ND
P-01-5	ND	P-05-4	ND
P-01-6	ND	P-05-5	ND
P-01-7	ND	P-05-6	ND
P-02-1	MJ	P-05-7	ND
P-02-2	ND	P-06-1	ND
P-02-3	ND	P-06-2	ND
P-02-4	ND	P-06-3	ND
P-02-5	ND	P-06-4	ND
P-02-6	ND	P-06-5	ND
P-02-7	MJ	P-06-6	ND
P-02-8	ND	P-06-7	ND
P-03-1	ND	P-07-1	ND
P-03-2	ND	P-07-2	ND
P-03-3	ND	P-07-3	ND
P-03-4	ND	P-07-4	ND
P-04-1	ND	P-07-5	ND
P-04-2	ND	P-07-6	ND
P-04-3	ND	P-07-7	ND
P-04-5	MJ	P-07-8	ND
P-04-6	ND	P-08-1	ND
P-04-7	ND	P-08-2	ND

Nota. MJ: *Meloidogyne javanica*; MA: *M. arenaria*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

Tabla 16.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según medidas morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón 1103 Paulsen.

Especie	#	%
MJ	3	6
MA	1	2
ND	46	92
TOTAL	50	100

Nota. MJ: *Meloidogyne javanica*; MA: *M. arenaria*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

Tabla 17.

Especies del género *Meloidogyne* según mediciones morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón MGT 101-14.

Portaobjeto	Especie	Portaobjeto	Especie
M-01-1	ND	M-04-8	ND
M-01-2	ND	M-05-1	ND
M-01-3	MA	M-05-2	ND
M-01-4	ND	M-05-3	ND
M-01-5	MJ	M-05-4	ND
M-01-6	ND	M-05-5	ND
M-01-7	MI	M-05-6	MJ
M-01-8	ND	M-05-7	ND
M-02-1	ND	M-06-1	ND
M-02-3	ND	M-06-2	ND
M-02-5	MA	M-06-3	ND
M-02-7	ND	M-06-4	ND
M-02-8	ND	M-06-5	ND
M-03-1	ND	M-06-6	ND
M-03-2	ND	M-06-7	ND
M-03-5	ND	M-06-8	ND
M-03-6	MJ	M-07-1	ND
M-03-7	ND	M-07-2	ND
M-03-8	ND	M-07-3	ND
M-04-2	ND	M-07-4	ND
M-04-3	ND	M-07-5	ND
M-04-4	ND	M-07-6	MA
M-04-5	ND	M-07-7	ND
M-04-6	ND	M-07-8	ND
M-04-7	ND	M-07-9	ND

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

Tabla 18.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según medidas morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón MGT 101-14.

Especie	#	%
MI	1	2
MJ	3	6
MA	3	6
ND	43	86
TOTAL	50	100

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

Tabla 19.

Especies del género *Meloidogyne* según mediciones morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Salt Creek.

Portabjetio	Especie	Portabjetio	Especie
S-01-1	ND	S-04-7	MI
S-01-2	ND	S-04-8	ND
S-01-3	ND	S-05-1	ND
S-01-4	ND	S-05-2	ND
S-01-5	ND	S-05-3	MI
S-01-6	ND	S-05-4	ND
S-01-7	ND	S-05-5	MI
S-01-8	ND	S-05-7	ND
S-02-1	ND	S-05-8	ND
S-02-2	ND	S-06-1	ND
S-02-3	MI	S-06-2	ND
S-02-4	ND	S-06-3	MI
S-02-5	ND	S-06-4	ND
S-02-6	ND	S-06-5	ND
S-02-7	ND	S-06-6	MI
S-02-8	ND	S-06-7	ND
S-03-1	ND	S-06-8	ND
S-03-3	ND	S-06-9	MI
S-03-4	MI	S-07-1	MI
S-03-5	ND	S-07-2	ND
S-03-6	ND	S-07-3	ND
S-03-7	ND	S-07-5	MAC
S-03-8	ND	S-07-6	ND
S-04-5	ND	S-07-7	ND
S-04-6	ND	S-08-1	ND

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MAC: *M. acronea*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

Tabla 20.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según medidas morfológicas de juveniles de segundo estadio en patrón Salt Creek.

Especie	#	%
MI	9	18
MAC	1	2
ND	40	80
TOTAL	50	100

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MAC: *M. acronea*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

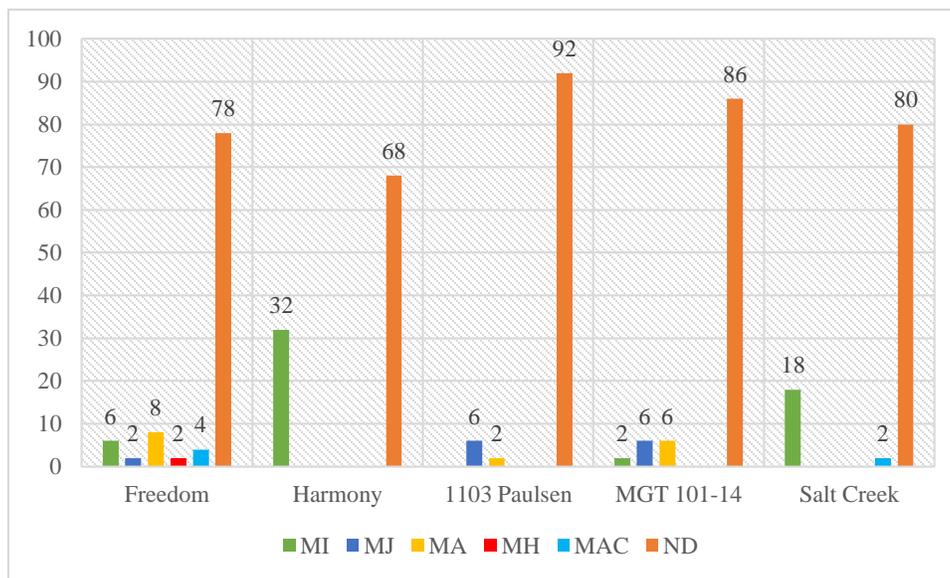


Figura 9. Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* por patrón de vida según juveniles (J2). MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; MA: *M. arenaria*; MH: *M. hapla*; MAC: *M. acronea*; ND: No determinado. Los juveniles considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie, o que, en caso de superar este porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie.

4.1.3. Observación de machos de *Meloidogyne* sp

Tabla 21.

Especies del género *Meloidogyne* según morfología y medidas morfológicas de machos en patrón Harmony.

Placa	Especie
H-02	ND
H-03	MI
H-04	MJ
H-05	MJ
H-06	MI
H-07	MI
H-08	MJ
H-09	MI
H-10	MI
H-11	MJ
H-12	ND

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; ND: No determinado. Los machos considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie.

Tabla 22.

Proporción (porcentaje) de especies del género *Meloidogyne* según morfología y medidas morfológicas de machos en patrón Harmony.

Especie	#	%
ND	2	27
MI	5	36
MJ	4	36
TOTAL	11	100

Nota. MI: *Meloidogyne incognita*; MJ: *M. javanica*; ND: No determinado. Los machos considerados como ND, son aquellos que no superan el 70% de las características de una especie.

4.2. Discusiones

En la figura 6, se observa que hay cuatro especies que están presentes en los cinco patrones de Vid, en diferentes porcentajes, concordando con las especies identificadas por el método de patrón perineal por Varas (2018), donde estas especies son las cuatro principales que afectan el cultivo de Vid (Alban, 2018); siendo el patrón Harmony, el único patrón en el que se identificó todas estas especies. Gil (2009) considera al patrón Harmony como resistente a *Meloidogyne incognita*, lo que quiere decir que limita la reproducción de esta especie, sin embargo, se puede observar que el 58% de los patrones perineales analizados fueron identificados como *M. incognita*. Este comportamiento del patrón Harmony indica que probablemente las especies de *Meloidogyne* presentes en el valle de Nepeña sean más agresivas y que este patrón se comportaría de distinta manera en estas condiciones.

También se puede observar que *M. incognita* es la especie más predominante en casi todos los patrones de Vid, a excepción del patrón Salt Creek, en el cual predomina más los nematodos no determinados. Esto contradice lo hallado por Alban (2018) quien encontró predominancia de *M. morocciensis* en Piura, y *M. arenaria* en Lambayeque en el cultivo de Vid, siendo así probablemente por las condiciones del Valle, que permiten a los patrones de Vid comportarse de manera distinta a la del norte del Perú. Asimismo, Varas (2018) reportó *M. incognita* en los patrones 101-14 MGT, 1103 Paulsen y Salt Creek; lo cual concuerda con lo hallado en la presente investigación.

Como se puede observar en las tablas 1,3,5,7 y 9; no se logró identificar algunos patrones perineales, por ello fueron considerados como ND (No determinados). Asimismo, en la figura 6, se muestran los porcentajes de individuos ND para cada patrón de Vid (Freedom, Harmony,

1103 Paulsen, 101-14 MGT y Salt Creek) con 28%, 28%, 30%, 16% y 44% respectivamente. Estos patrones no determinados fueron aquellos que no superaron el 70% de las características de una especie o en caso de superar ese porcentaje, las características los ubican dentro de más de una especie. Es probable que algunos de estos patrones no identificados correspondan a otra especie del género *Meloidogyne*, pudiendo ser *Meloidogyne morocciensis* o *Meloidogyne ethiopica* que fueron identificadas en el cultivo de Vid por Alban (2018) en la zona norte del Perú, en las regiones de la Libertad y Piura; o también probablemente podrían ser las especies *M. sp3* (reportada en Ica y Piura) o *M. sp2* (reportada en Piura y Ancash) que Varas (2018) identificó en su investigación, siendo la especie *M. sp2*, reportada en la misma zona de muestreo de la presente investigación.

Como se describe en la figura 4, *Meloidogyne arenaria* está presente en cuatro patrones: Freedom, Harmony, 1103 Paulsen y Salt Creek. Asimismo, se encuentra ausente en el patrón 101-14 MGT; esto último concuerda con lo mencionado por Gil (2009), quien considera al patrón 101-14 MGT como resistente a *M. arenaria*, lo cual indicaría que probablemente este patrón esté limitando la reproducción de esta especie. Sin embargo, Varas (2018), en su investigación, reportó *M. arenaria* en dicho patrón, probablemente debido a que su zona de muestreo fue más amplia y es posible que esta especie se comporte diferente en otras condiciones más favorables para ella. Gil (2009), también considera a Salt Creek como resistente a *M. arenaria*, sin embargo, en la presente investigación se reportó un 16% de esta especie en este patrón, lo cual hace presumir que probablemente sería una raza diferente.

En la figura 3, se observa que se identificó *Meloidogyne javanica* en los cinco patrones de Vid, siendo más predominante en el patrón 1103 Paulsen, sin embargo, Boubals, Dalmaso y Cuani (como se citó en Vilches, 2010) consideran a este patrón como resistente a *M. javanica*, lo que indicaría que probablemente el comportamiento de este patrón respecto de esta especie de *Meloidogyne*, es distinta, ya que el grado de resistencia de 1103 Paulsen puede modificarse por las condiciones del campo, diferencias clonales en los patrones o variación en la virulencia de las especies de *Meloidogyne*. (Loubser et al., 1987). Asimismo, Varas (2018) también reportó *M. javanica*, pero solo en el patrón Harmony, probablemente debido a la cantidad de individuos analizados en la presente investigación.

En la figura 5 se puede observar que solo se encontró *Meloidogyne hapla* en el patrón Harmony en un porcentaje del 2% que corresponde a un solo individuo, lo cual es probablemente debido a que el patrón Harmony es un hospedante muy pobre para las poblaciones de *M. hapla* (Zasada, Howland, Peetz, East y Moyer, 2019), y también a que al ser considerada una especie criófila (Taylor y Sasser, 1968; Perry et.al., 2009), y al estar presente en el valle de Nepeña, donde la temperatura promedio del mes más frío no es menor a 15°C, se trataría probablemente de una raza diferente que se ha adaptado a las condiciones del Valle, siendo esto validado por Bird y Wallace (1966), quienes consideran temperaturas óptimas mayores a 20°C para eclosión, movilidad y crecimiento; y mayores a 15°C para invasión; y también por lo mencionado por Sasser (como se citó en Cardona, Castaño y Ceballos, 2016), quien indica que *M. hapla* está presente en zonas tropicales. Varas (2018) también reportó *M. hapla*, pero no especifica en qué patrón ni en qué lugar, lo que indicaría que probablemente, esta especie esté presente también en Piura, Ica o Arequipa.

En la figura 7, se puede observar dos patrones perineales, el primero corresponde a *M. hapla*, el cual muestra como característica distintiva las puntuaciones en el término de la cola, y adicional a ello el patrón con forma hexagonal redondeada. También carece de líneas laterales visibles y presenta estrías generalmente lisas; el segundo patrón corresponde a *M. arenaria*, que presenta un arco dorsal aplanado, cuyas estrías son lisas y onduladas, las cuales al encuentro con las estrías del arco ventral forman las “hombreras” que son características distintivas de esta especie. Todas estas características coinciden con lo mencionado por Einsenback et al. (1987) y Hunt y Handoo (2009).

En la figura 8, se puede observar dos patrones perineales, el primero corresponde a *M. javanica*, el cual muestra como característica distintiva las líneas laterales muy visibles, que denotan un espacio entre ellas, asimismo, las estrías son generalmente lisas, y el patrón es trapezoidal ligeramente alto. El segundo patrón corresponde a *M. incognita*, el cual muestra como característica distintiva un arco dorsal alto y cuadrado, con estrías onduladas y no hay presencia de líneas laterales. Todas estas características coinciden con lo mencionado por Einsenback et al. (1987), Hunt y Handoo (2009) y Rodríguez et al. (2011).

Respecto a los juveniles (J2) de *Meloidogyne*, se encontró traslape de información entre muchas especies, ya que compartían rangos de medidas para un indicador, asimismo al no superar el 70% de características para una especie en concreto, se les designó como ND (No determinados) como se puede observar en las tablas 11, 13, 15, 17 y 19; es por ello que, al no ser totalmente concluyentes, fue necesario validarlo con lo encontrado en la identificación de patrones perineales (Ziljstra et al., 2000, Souza, 2000). De esta manera, las especies corroboradas fueron: *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla*. Asimismo, a nivel de juveniles, se identificó una especie distinta que no pudo ser corroborada con los patrones perineales de la

presente investigación, probablemente sea la especie: *M. acronea*, sin embargo, esta especie no ha sido reportada en nuestro país en Vid, por lo que es necesario validarla con un método de identificación más preciso.

Respecto a los machos de *Meloidogyne*, como se observa en la tabla 21, se logró identificar las siguientes especies: *M. incognita* y *M. javanica*. Asimismo, como se observa en la tabla 22, hubo un 27% de presencia de nematodos no determinados, estos no pudieron ser identificados porque no superaban el 70% de características necesarias para confirmar la especie. Los individuos identificados como *M. incognita*, presentaron un disco labial alto y cóncavo centralmente que es la característica distintiva de esta especie, asimismo nódulos redondeados o ligeramente achatados eventualmente, la punta del estilete roma, las medidas del estilete y la DGED corresponden a lo mencionado por Einsenback et al. (1987) y Hunt y Handoo (2009). Los individuos identificados como *M. javanica* presentaron una cápsula cefálica alta y redondeada, los nódulos son redondeados y achatados separándose gradualmente de la columna, las medidas del estilete y la DGED corresponden a lo mencionado por Einsenback et al. (1987) y Hunt y Handoo (2009).

5. Conclusiones y Recomendaciones

5.1. Conclusiones

- Luego del análisis morfológico de 511 individuos del género *Meloidogyne*. (250 hembras, 250 juveniles y 11 machos), se logró identificar en el valle de Nepeña, las siguientes cuatro especies: *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla*.
- En el patrón Freedom se encontró *M. incognita* con un porcentaje poblacional del 66%, *M. arenaria* con un porcentaje poblacional del 4%, y *M. javanica* con un porcentaje poblacional de 2%.
- En el patrón Harmony se encontró *M. incognita* con un porcentaje poblacional del 58%, *M. arenaria* con un porcentaje poblacional del 10%, por último, *M. hapla* y *M. javanica* ambas con un porcentaje poblacional del 2%.
- En el patrón 1103 Paulsen se encontró *M. incognita* con un porcentaje poblacional del 48%, *M. javanica* con un porcentaje poblacional del 18%, y *M. arenaria* con un porcentaje poblacional del 4%.
- En el patrón 101-14 MGT se encontró *M. incognita* con un porcentaje poblacional del 80%, y *M. javanica* con un porcentaje poblacional del 4%.
- En el patrón Salt Creek se encontró *M. incognita* con un porcentaje poblacional del 34%, *M. arenaria* con un porcentaje poblacional del 16%, y *M. javanica* con un porcentaje poblacional del 6%.

5.2. Recomendaciones

- En caso se deseara realizar una nueva investigación en identificación morfológica de *Meloidogyne*, es necesario que se pueda contar con la mayor cantidad de horas del día disponibles del laboratorio para evitar que las muestras se deterioren.
- Se recomienda realizar la identificación morfológica acompañada de otros análisis que involucre un método más exacto, como el análisis de isoenzimas o identificación molecular para confirmar las especies encontradas.

6. Referencias Bibliográficas y Virtuales

- Aballay, E., Montedónico, M. (2001). *Evaluación de la resistencia de trece portainjertos de vid a Meloidogyne spp. en una viña de seis años*. GIE, Universidad de Chile.
- Aballay, E., Vilches, O. (2015). *Resistance assessment of grapevine rootstocks used in Chile to the root-knot nematodes Meloidogyne ethiopica, M. hapla, and M. javanica*. doi: 10.4067/S0718-16202015000300009
- Agroexportaciones sumaron US\$ 7,030 millones en 2018, ¿qué productos tuvieron más ventas. (3 de Enero del 2019). Gestión. Recuperado de <https://gestion.pe/economia/agroexportaciones-sumaron-us-7-030-millones-2018-productos-tuvieron-ventas-254606>
- Agronegocios Génesis (2018). Patrones. Recuperado de http://www.agrogenesis.com/wp-content/uploads/2018/02/Huertos_Patrones-Vid.pdf
- Albán, J. (2018). *Caracterización de poblaciones de nemátodos del género Meloidogyne asociadas al cultivo de uva de mesa (Vitis vinífera L.) en las principales zonas productoras del norte del Perú* (Tesis de grado). Universidad Nacional de Piura, Perú.
- Almanza, P. (2011). *Determinación del crecimiento y desarrollo del fruto de vid (Vitis vinífera L.) bajo condiciones de clima frío tropical* (tesis doctoral). Universidad Nacional de Colombia, Colombia.
- Archidona-Yuste A, Cantalapiedra-Navarrete C, Liébanas G, Rapoport H. F., Castillo, P., Palomares-Rius, J. E. (2018) Diversity of root-knot nematodes of the genus *Meloidogyne* Göeldi, 1892 (Nematoda: Meloidogynidae) associated with olive plants and

- environmental cues regarding their distribution in southern Spain. *PLOS ONE* 13(6), e0198236. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0198236>
- Askary T., Khalil, A., Nazir, N. (2018). Resistance of Grapevine Cultivars to *Meloidogyne hapla* under Polyhouse Condition. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 7(8), 2352. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2018.708.236>
- Bird A, Wallace H. (1966). The influence of temperature on *Meloidogyne hapla* and *M. javanica*. *Nematologica*, 11(4), 581.
- Bloesch, B., Viret, O., Skory, G. (2008). Stades phénologiques repères de la vigne. *Revue suisse Viticulture, Arboriculture, Horticulture*, 40(6), I-IV.
- Bongers, T. (2015). *Morfología de los nemátodos Curso de identificación*. Recuperado de <http://nemaplex.ucdavis.edu/Courseinfo/Curso%20en%20Espanol/Costa%20Rica%20Course/Esquivel%20ManualIdentif%202015.pdf>
- Canto M. (s.f.). Manual de Nematología. UNALM.
- Cardona L, Castaño J. y Ceballos, N. (2016). Respuesta de quince introducciones de tomate cherry (*Solanum lycopersicum* L.) al nematodo Nodulador (*Meloidogyne spp.* Goeldi) e identificación de las especies. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 40(156), 451. doi: <http://dx.doi.org/10.18257/raccefyn.365>
- Castro, P. (s.f.). Nemátodos: Enemigos invisibles. *Provid noticias*. (14), p.8.
- Cepeda, M. (2001). *Nemátodos de los frutales*. México: Editorial Trillas

- Coyne, D. L., Nicol, J. M., Claudius-Cole, B. (2007). *Nematología práctica: Una guía de campo y laboratorio*. Cotonú, Benin.
- Columela, F. (s.f.). *Morfología y organografía de la Vid* [Entrada en blog]. Viticultura y enología. Recuperado de <http://vinificatum.blogspot.com/2011/11/morfologia-y-organografia-de-la-vid.html>
- Cuya, E. (2013). *Propagación e instalación del cultivo de vid*. Recuperado de <https://www.agrobanco.com.pe/data/uploads/ctecnica/040-b-vid.pdf>
- Einsenback, J., Hirschmann, H., Sasser, J., Triantaphyllou, A. (1983). *Guía para la identificación de las cuatro especies más comunes del nemátodo agallador (Meloidogyne species), con una clave pictórica* (Sosa-Moss, C). Carolina del Norte, Estados Unidos.
- FAOSTAT (s.f.). *Producción/Rendimiento de uvas en Perú*. Recuperado de <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC/visualize>
- Figueroa, J. (2014). Evaluación de resistencia de portainjertos de vid a nematodos en Piura frente a grave daño de *Meloidogyne*. *Redagricola*. (13), p.26.
- Gil, G (2009). *Fruticultura: El Potencial Productivo* (4ta ed.). Ediciones Universidad Católica de Chile, Santiago.
- Gil, G., Pszczólkowski, P. (2015). *Viticultura Fundamentos para optimizar producción y calidad*. Ediciones Universidad Católica de Chile, Santiago.
- Hidalgo, D. (2008). *Actividad nematocida sobre Meloidogyne hapla de extractos acuosos de especies arbóreas y arbustivas de la zona sur de Chile* (tesis de pregrado). Universidad Austral de Chile, Valdivia, Chile.

- Hidalgo, L., Hidalgo, J. (2011). *Tratado de Viticultura Tomo I*. (4ta ed.). Madrid, Editorial Mundi Prensa.
- Hunt, D., Handoo, Z. (2009). Taxonomy, Identification and Principal Species. En Perry, R., Moens, M., Starr, J. (Ed.). *Root-knot nematodes* (pp. 55-84). United Kingdom.
- Ibacache, A., Jopia, C., Rojas, N. (2013). *Uso de portainjertos en Vides: Estudio de largo plazo en el valle de Elqui, región de Coquimbo*. INIA Intihuasi, La Serena, Chile
- Informacion Uva de Mesa Juan C. Brignardello. (20 de junio de 2017). *1.1 Patrones o Porta Injertos de la Vid*. [Archivo de video]. Recuperado de <https://www.youtube.com/watch?v=mVRy9SRDbF8&feature=youtu.be>
- INIA (s.f.). *Resistencia de portainjertos al nemátodo de la raíz*. Recuperado de <http://biblioteca.inia.cl/medios/biblioteca/IPA/NR12765.pdf>
- INIA La Platina (1999). *Uso de portainjertos en vides para vino: Aspectos generales*. Recuperado de <http://biblioteca.inia.cl/medios/biblioteca/informativos/NR25645.pdf>
- Lima, I. (2016). Identificación de Meloidogyne en las principales zonas productoras del país / Entrevistado por Rodrigo Pizarro. *Redagricola*, (32), 92-93.
- Ljubetic, D., Valdivieso, V., Bonelli, F. (2016). Como entender los portainjertos de Vides, *Redagricola*. 79, p. 44.
- Ljubetic, D., Valdivieso, V., Bonelli, F. (2016). *Portainjertos de vides*. Recuperado de <http://www.plantrade.cl/web/wp-content/uploads/2016/10/PORTAINJERTOS-DE-VIDES-PUCV-ilovepdf-compressed.pdf>

- Lopes, M.; Gonzaga, C. y Soares, G. (2016). Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. *Revista Ciência Agronômica*, 47(4), 710-719. doi: 10.5935/1806-6690.20160085
- Loubser, J., Meyer, A. (1987). Resistance of Grapevine Rootstocks to *Meloidogyne incognita* under Field Conditions. *South African Journal of Enology and Viticulture*, 8(2), 70 – 74. doi: <https://doi.org/10.21548/8-2-2317>
- Luc, M., Sikora, R. A., Bridge, J. (2005). *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agricultura*. (2.^a ed). United Kingdom: CABI Publishing.
- Marro, M. (1989). *Principios de Viticultura* (1^a ed.). Barcelona, España
- Machaca, C. (2017). *Identificación de Meloidogyne spp. por morfología e isoenzimas en pimiento páprika (Capsicum annum L.) en tres irrigaciones de la región Arequipa*. (Tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Agustín, Perú.
- Meza, P. (2017). *Nemátodo agallador*. Chile. Recuperado de <http://www.inia.cl/wp-content/uploads/FichasTecnicasSanidadVegetal/Ficha%2006%20Nematodo%20agallador.pdf>
- Murga, S. (2001). Nemátodos asociados al cultivo de *Vitis vinífera* L. en el distrito Paiján, La Libertad, Perú. *Revista Peruana de Parasitología*, 15(1), 60-64
- Núñez, A. (2012). *Producción de Uva de mesa* (Tesis de pregrado). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Torreón.
- Palma, J. (2006). *Guía de Manejo Nutrición Vegetal de Especialidad Uva de Mesa*. SQM

Perry, R.; Moens, M.; Starr, J. (2009). *Root-knot nematodes*. United Kingdom

Provid. (s.f.) *Variedades de uva de mesa que exporta el Perú*. Recuperado de

<http://www.providperu.org/website/index.php/area-tecnica/variedades>

Promperú. (2017). *Informe anual 2017 Desarrollo del comercio exterior agroexportador*.

Recuperado de

<http://www.siicex.gob.pe/siicex/resources/sectoresproductivos/Desenvolvimiento%20agroexportador%202017.pdf>

Ramirez, A., Vera, I, Teliz, D. y Zavaleta-Mejía, E. (1992). Respuesta de portainjertos de vid a

Meloidogyne javanica (TREUD, 1985) CHITWOOD 1949. *Researchgate*. Recuperado de

https://www.researchgate.net/publication/263277029_Respuesta_de_portainjertos_de_vid_a_Meloidogyne_javanica_TREUD_1985_CHITWOOD_1949

Rodríguez, M., Hernández, D., Enrique, R., Gómez, L., Díaz-Viruliche, L. y Peterira B. (2011).

Sintomatología y especies de *Meloidogyne* asociadas a Vid (*Vitis vinífera* L. cv.

Aramond) en Güira de Melena, Artemisa. (Resultados preliminares). *Revista de*

Protección Vegetal, 26(2), 111-117. Recuperado de

<http://scielo.sld.cu/pdf/rpv/v26n2/rpv07211.pdf>

Saire, L. (2017). *Productos químicos alternativos e ingredientes activos comercialmente nuevos para el control de Meloidogyne incognita en tomate en invernadero* (Tesis de pregrado).

Universidad Nacional Agraria la Molina, Perú.

- Seesao, Y.; Gay, M.; Merlin, S.; Viscogliosi, E.; Aliouat-Denis, C. y Audebert, C. (2017). A review of methods for nematode identification. *Journal of Microbiological Methods*, 138, 37-49. doi: 10.1016/j.mimet.2016.05.030
- Souza, R. (Ed.) (2000). *Plant-Parasitic Nematodes of Coffee*. Campos dos Coytacazos (RJ). Brazil: Springer Science Business Media B. V.
- Taylor, A. L., Sasser, J. N. (1978). *Biology, Identification and control of root-knot nematodes (Meloidogyne species)*. International Meloidogyne Project.
- Torres, E., Rivera S., Muena V., Corradini, F., Sepúlveda, P., Abarca, P., Riquelme, J. (2017). *Manual del cultivo de uva de mesa*. Convenio INIA – INDAP. Santiago, Chile: Editora Andrea Torres P.
- Varas, N. (2018). *Caracterización de poblaciones peruanas del nemátodo del nódulo de la raíz (Meloidogyne spp.) en Vid (Vitis vinífera L.)* (Tesis de maestría). Universidad Nacional Agraria la Molina, Perú.
- Vilches, O. (2010). *Evaluación de la resistencia de portainjertos de Vid a tres especies del género Meloidogyne* (Tesis de pregrado). Universidad de Chile, Santiago.
- Villa, P. (2018). *Cultivar la Vid* (Sanz, A). Editorial De Vecchi.
- Vivero Los Viñedos SAC (2016). *Experiencias en el manejo de portainjertos de vid en el Perú*. ISSUU. Recuperado de <https://issuu.com/vivero-los-vinedos/docs/portainjertos>
- Zijlstra, C.; Donkers-Venne, D. y Fargette, M. (2000). Identification of *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* and *M. arenaria* using sequence characterised amplified region (SCAR) based PCR assays. *Nematology*, 2(8), 847-853. doi: 10.1163/156854100750112798

Zasada, I., Howland, A., Peetz, A., East, K. y Moyer, M. (2019). *Vitis* spp. Rootstocks Are Poor Hosts for *Meloidogyne hapla*, a Nematode Commonly Found in Washington Winegrape Vineyards. *American Journal of Enology and Viticulture*, 70(1), 1-8. doi: 10.5344/ajev.2018.18027

7. Anexos

7.1. Anexo 01. Patrones perineales del género *Meloidogyne* en patrón Freedom.

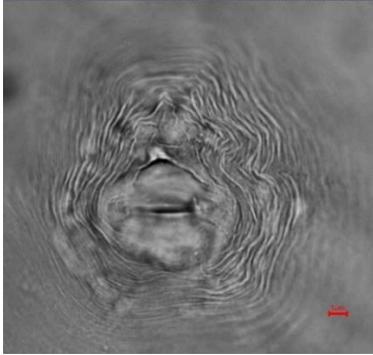


Figura 10. Patrón perineal F-01-1

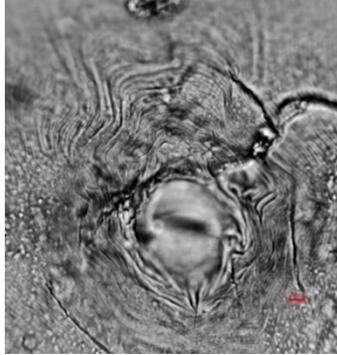


Figura 11. Patrón perineal F-01-2

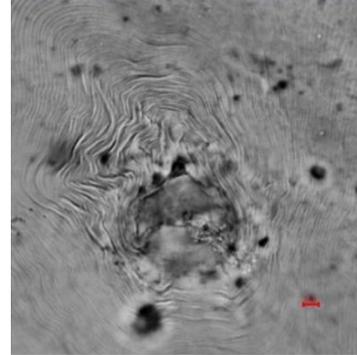


Figura 12. Patrón perineal F-02-1

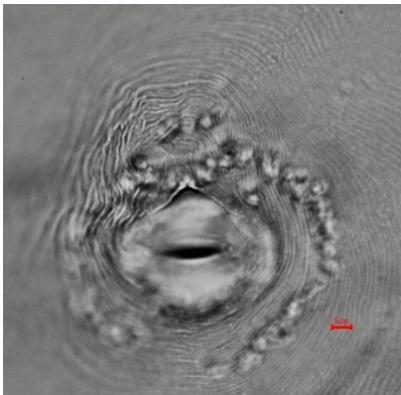


Figura 13. Patrón perineal F-02-2

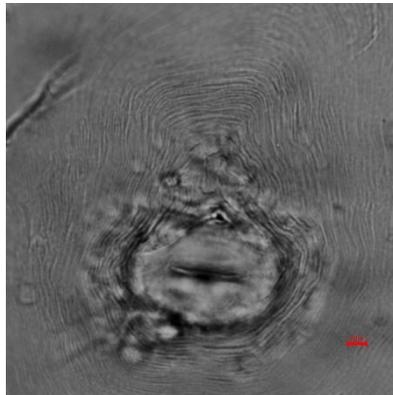


Figura 14. Patrón perineal F-03-1

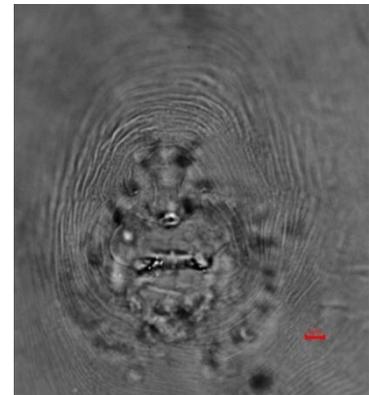


Figura 15. Patrón perineal F-03-2

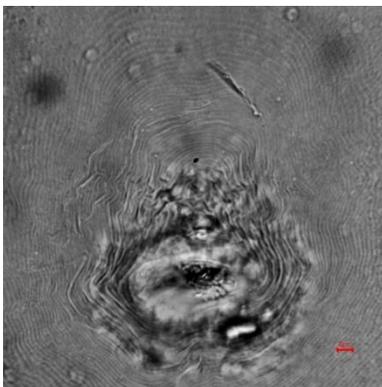


Figura 16. Patrón perineal F-04-1

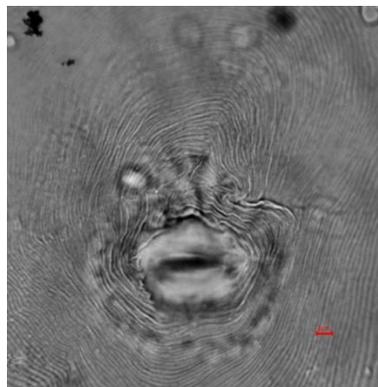


Figura 17. Patrón perineal F-04-2

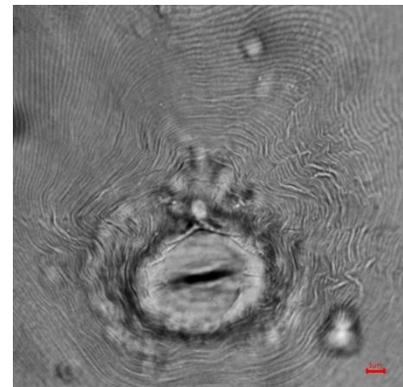


Figura 18. Patrón perineal F-05-1

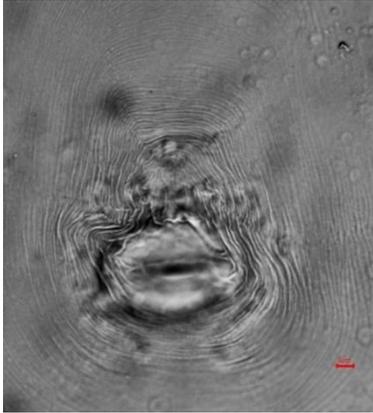


Figura 19. Patrón perineal F-05-2

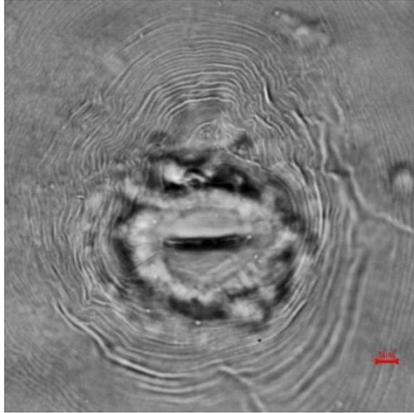


Figura 20. Patrón perineal F-06-1

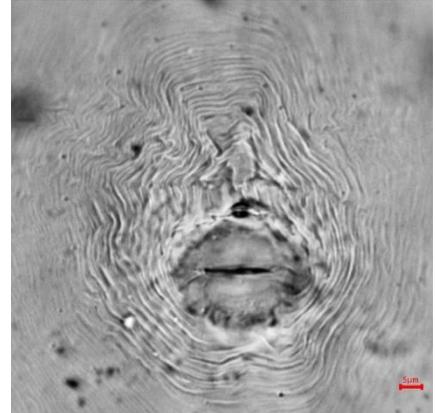


Figura 21. Patrón perineal F-06-1

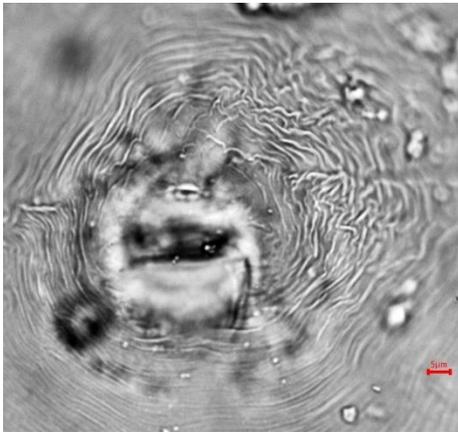


Figura 22. Patrón perineal F-07-1

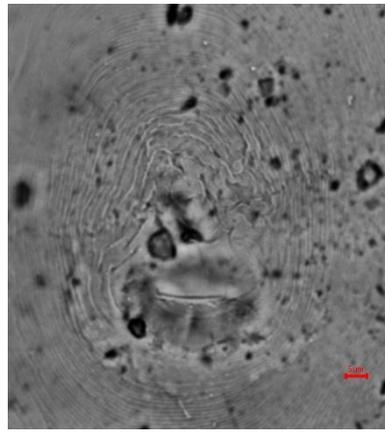


Figura 23. Patrón perineal F-07-2

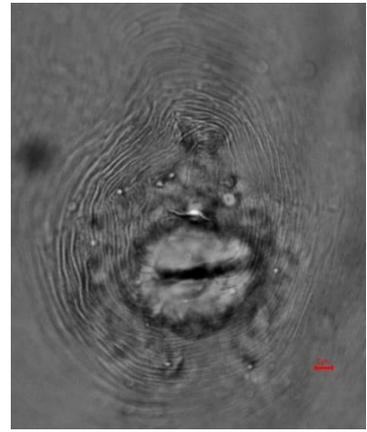


Figura 24. Patrón perineal F-08-1

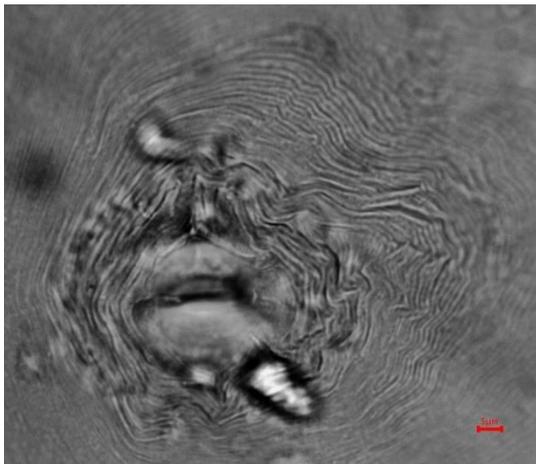


Figura 25. Patrón perineal F-08-2

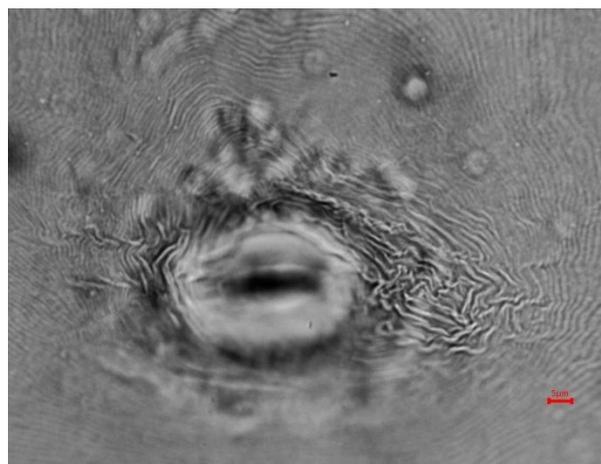


Figura 26. Patrón perineal F-09-1

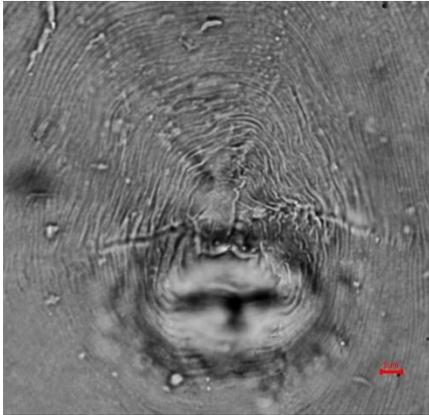


Figura 27. Patrón perineal F-09-2

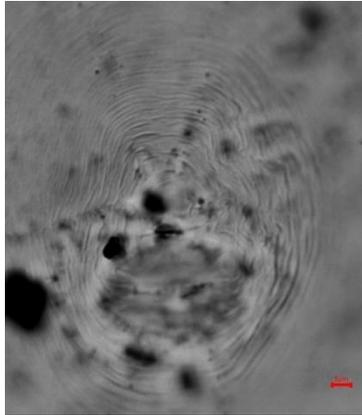


Figura 28. Patrón perineal F-10-1

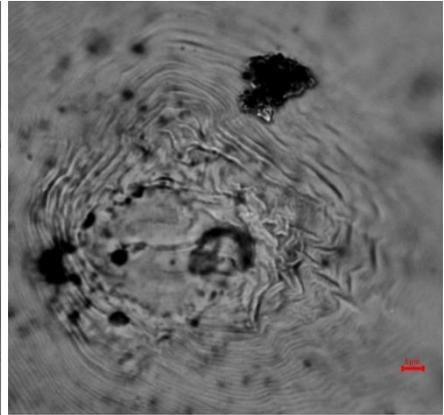


Figura 29. Patrón perineal F-10-2

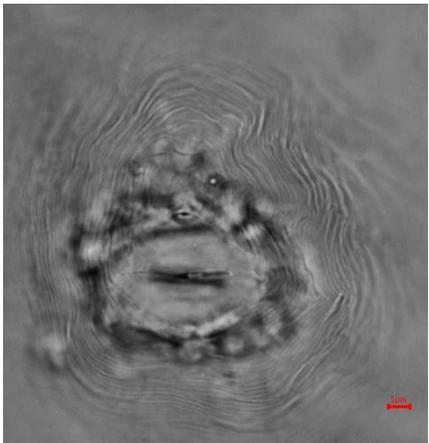


Figura 30. Patrón perineal F-11-1

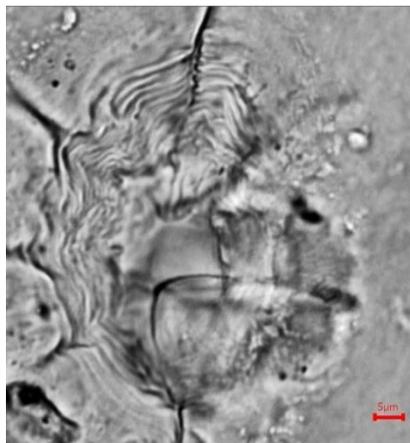


Figura 31. Patrón perineal F-11-2

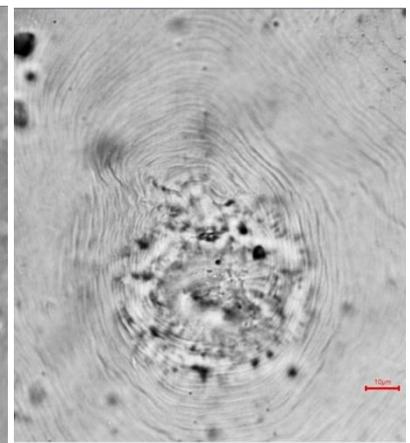


Figura 32. Patrón perineal F-12-1

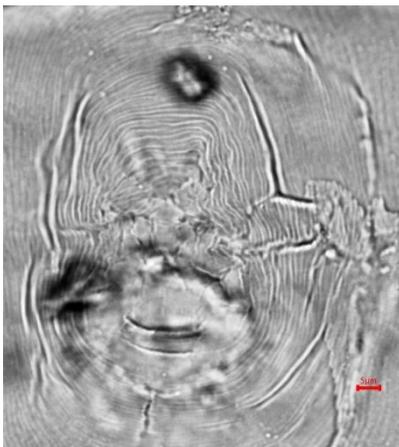


Figura 33. Patrón perineal F-12-2

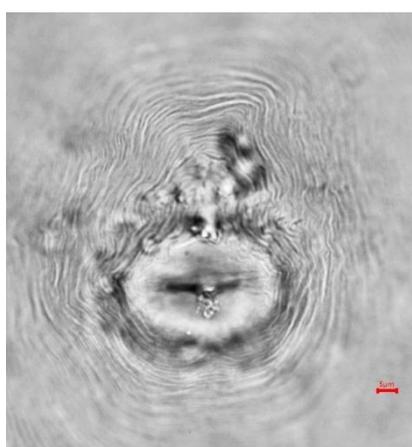


Figura 34. Patrón perineal F13-1

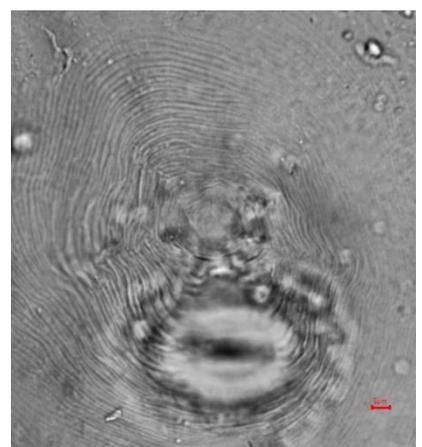


Figura 35. Patrón perineal F-13-2

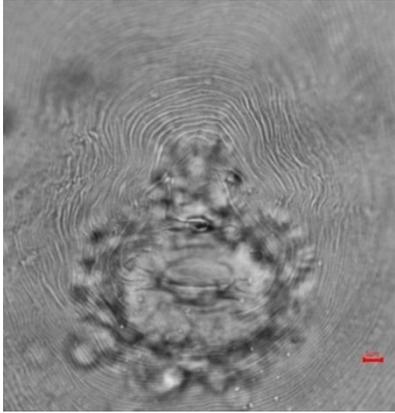


Figura 36. Patrón perineal F-14-1

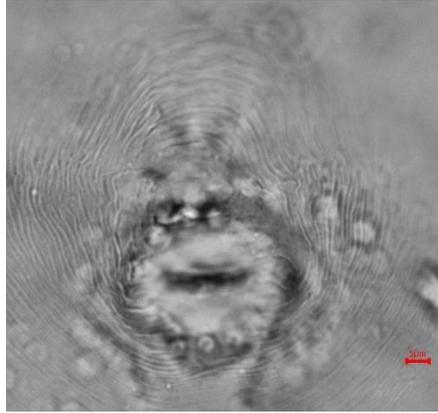


Figura 37. Patrón perineal F-14-2

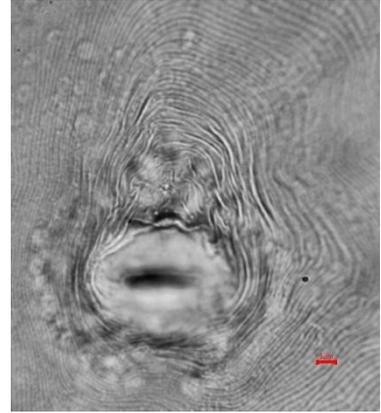


Figura 38. Patrón perineal F-15-1

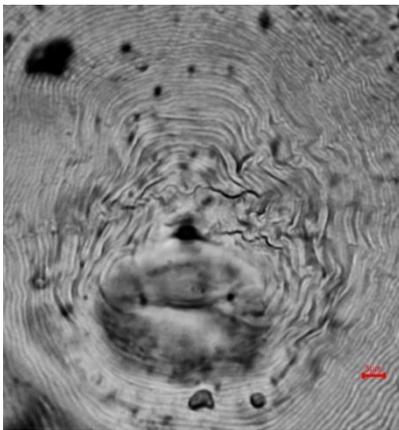


Figura 39. Patrón perineal F-15-2

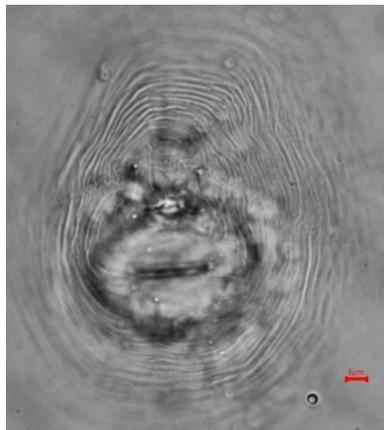


Figura 40. Patrón perineal F-16-1

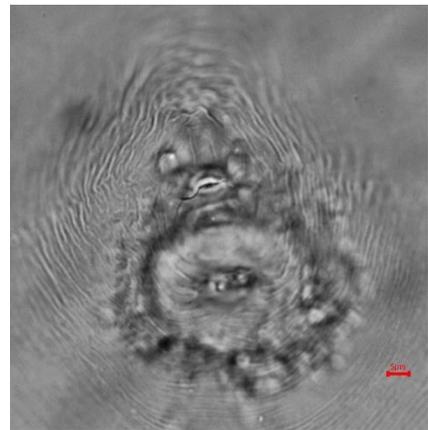


Figura 41. Patrón perineal F-17-1

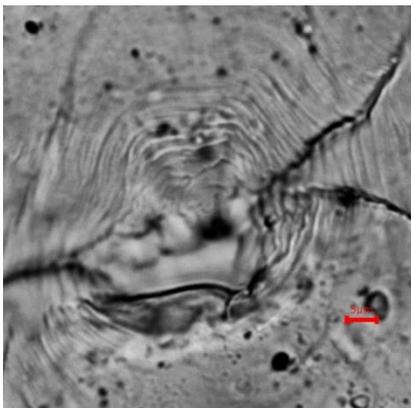


Figura 42. Patrón perineal F-17-2

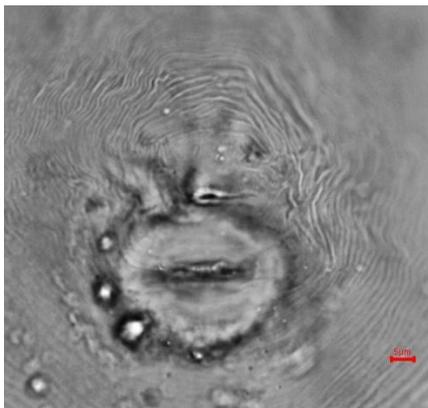


Figura 43. Patrón perineal F-18-1

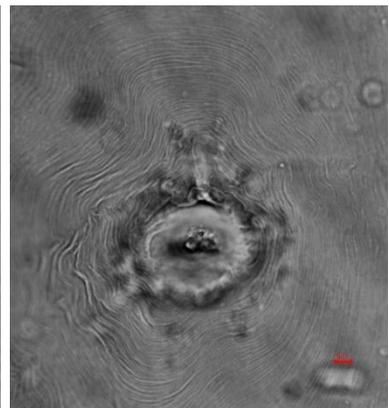


Figura 44. Patrón perineal F-18-2

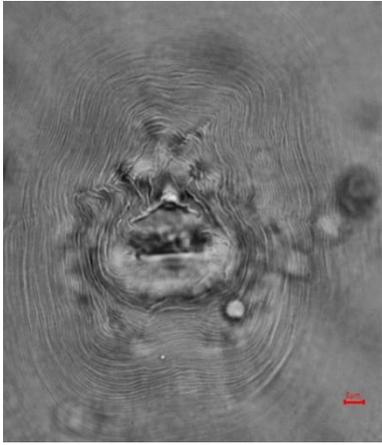


Figura 45. Patrón perineal F-19-1

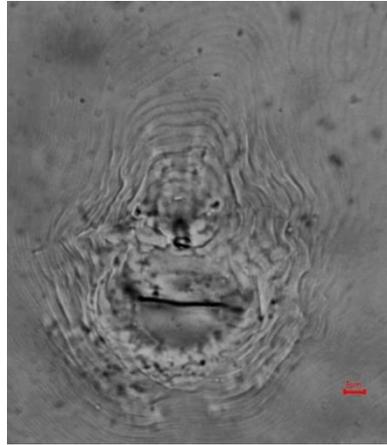


Figura 46. Patrón perineal F-19-2

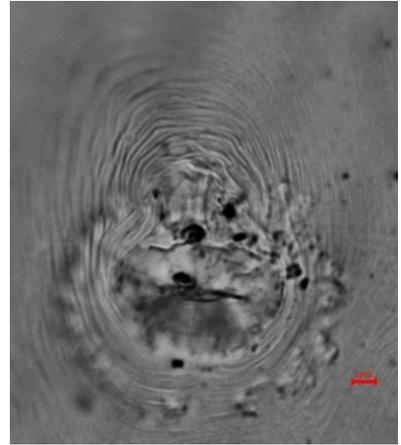


Figura 47. Patrón perineal F-20-1

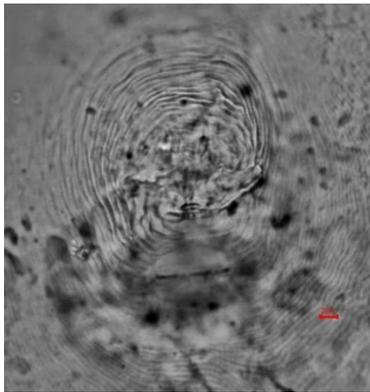


Figura 48. Patrón perineal F-20-2

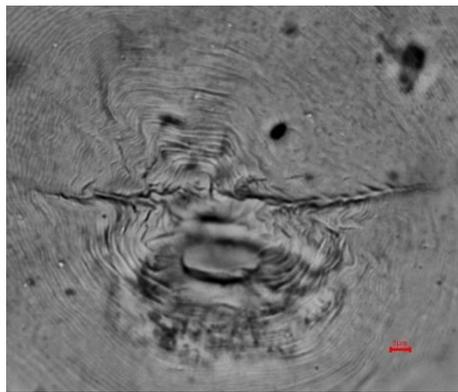


Figura 49. Patrón perineal F-21-2

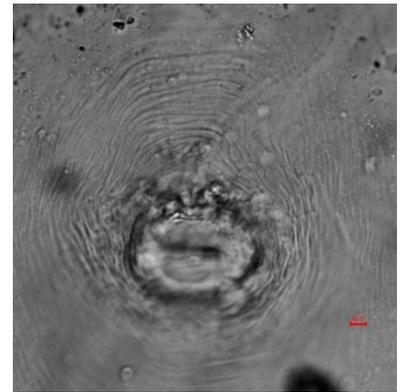


Figura 50. Patrón perineal F-22-1

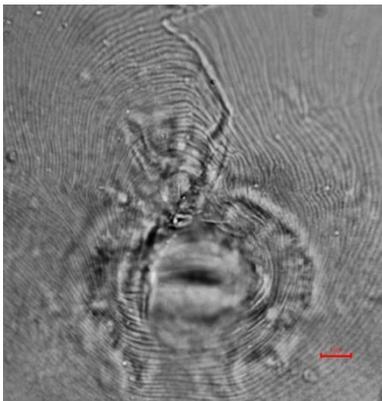


Figura 51. Patrón perineal F-22-2

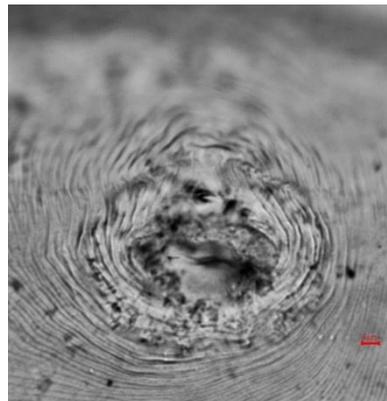


Figura 52. Patrón perineal F-23-1

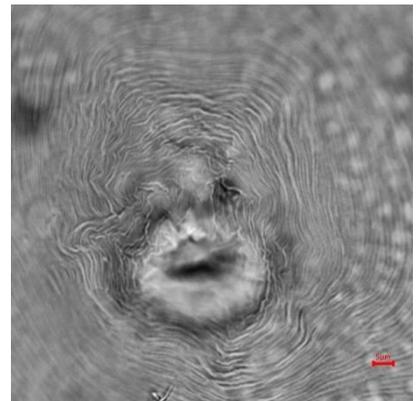


Figura 53. Patrón perineal F-23-2

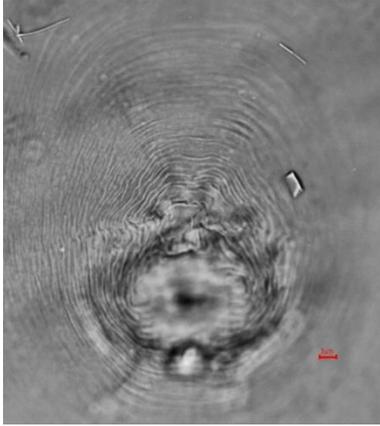


Figura 54. Patrón perineal F-24-1

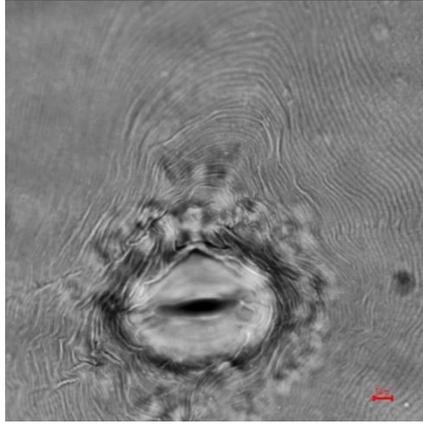


Figura 55. Patrón perineal F-24-2

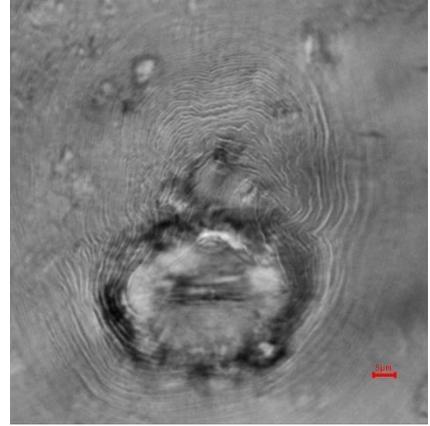


Figura 56. Patrón perineal F-25-1

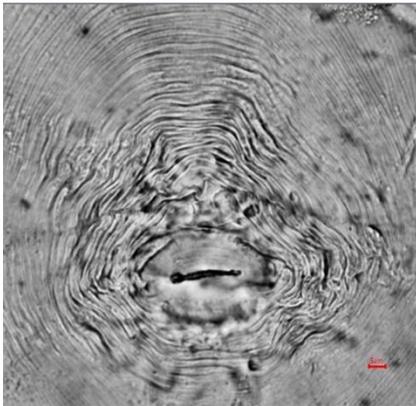


Figura 57. Patrón perineal F-25-2

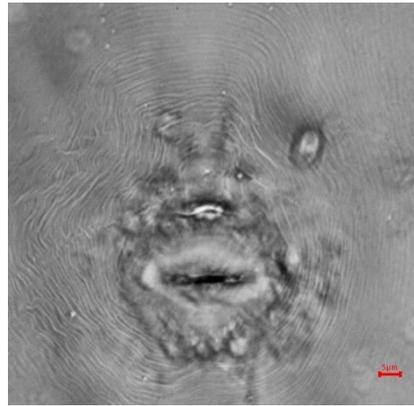


Figura 58. Patrón perineal F-26-1

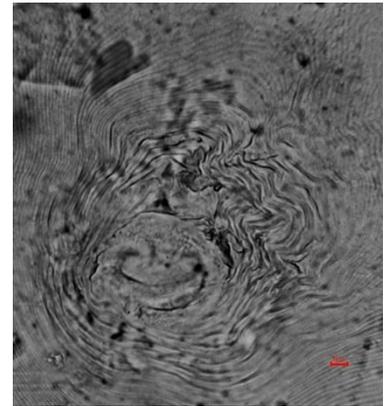


Figura 59. Patrón perineal F-26-2

7.2. Anexo 02. Patrones perineales del género *Meloidogyne* en patrón Harmony.

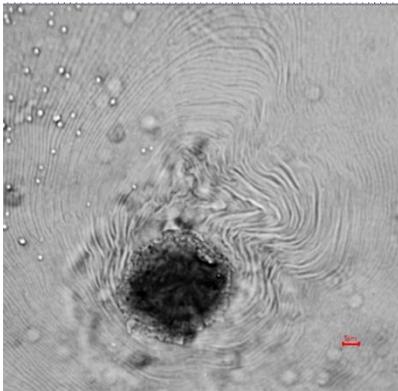


Figura 60. Patrón perineal H-01-1

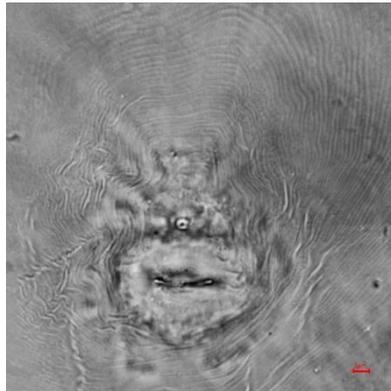


Figura 61. Patrón perineal H-01-2

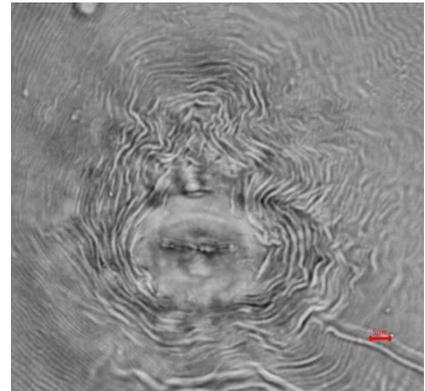


Figura 62. Patrón perineal H-02-2

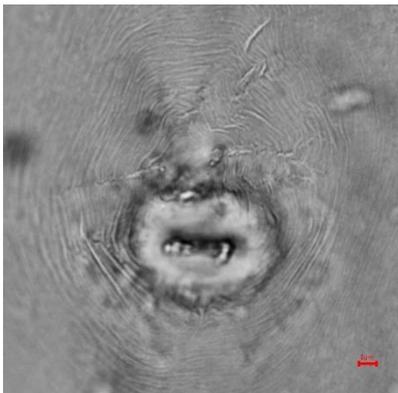


Figura 63. Patrón perineal H-02-3

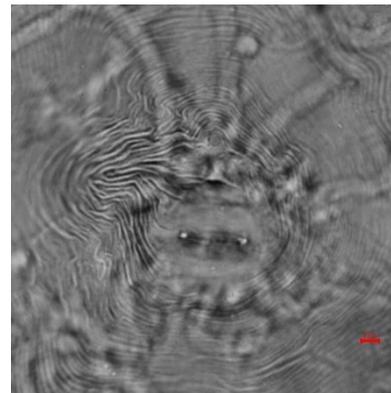


Figura 64. Patrón perineal H-03-2

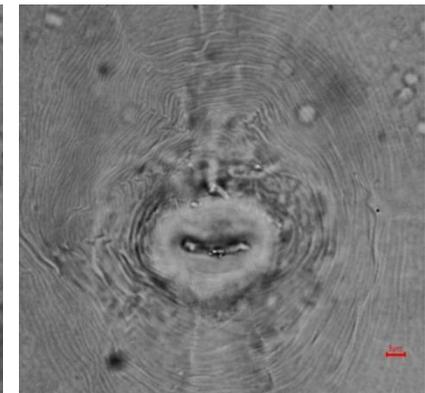


Figura 65. Patrón perineal H-03-3

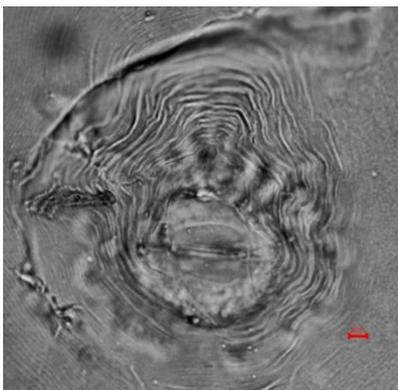


Figura 66. Patrón perineal H-04-1

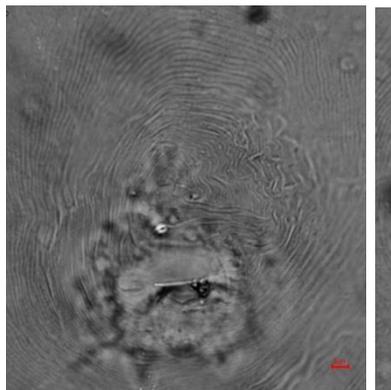


Figura 67. Patrón perineal H-04-2

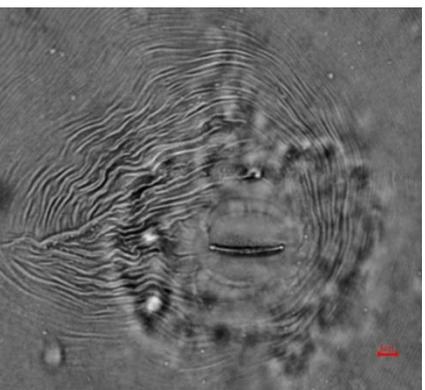


Figura 68. Patrón perineal H-04-3

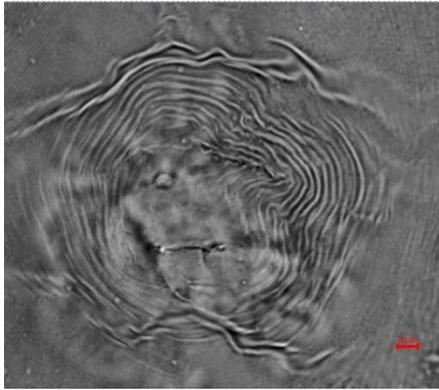


Figura 69. Patrón perineal H-05-2

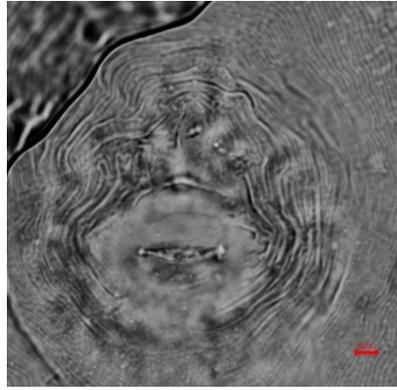


Figura 70. Patrón perineal H-05-3

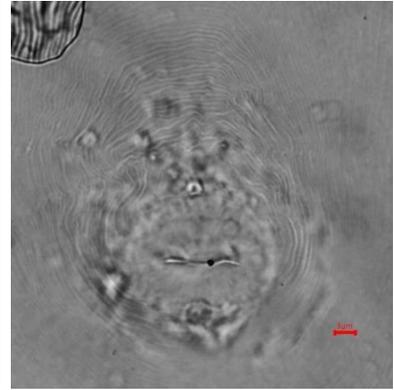


Figura 71. Patrón perineal H-06-1

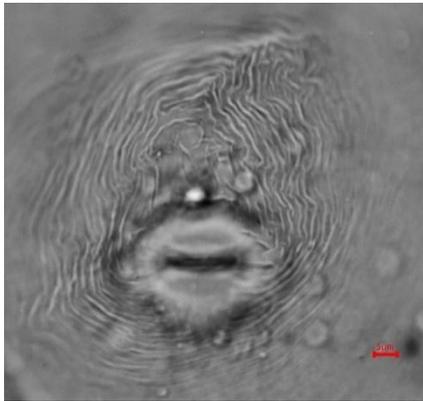


Figura 72. Patrón perineal H-06-2

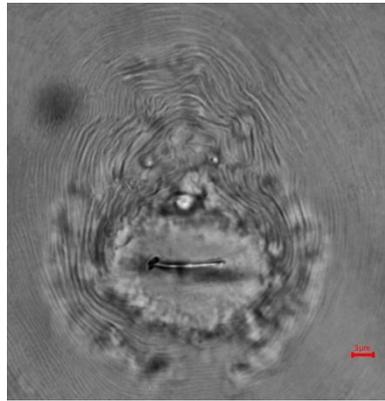


Figura 73. Patrón perineal H-06-3

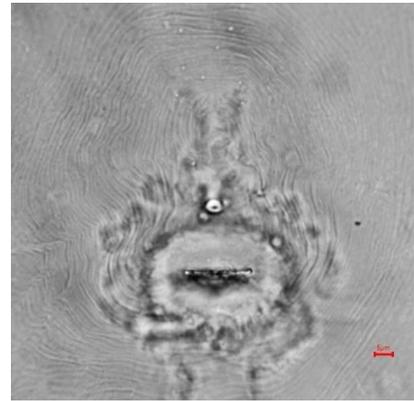


Figura 74. Patrón perineal H-07-3

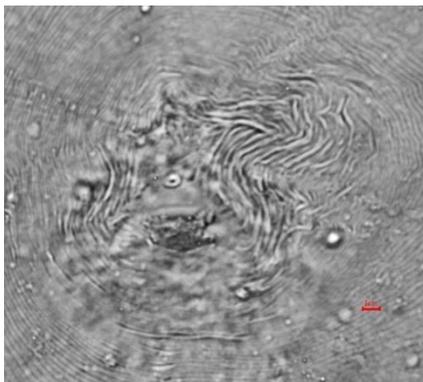


Figura 75. Patrón perineal H-08-1

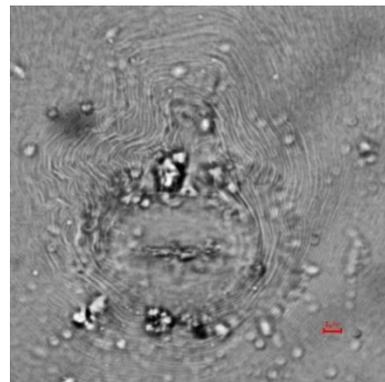


Figura 76. Patrón perineal H-08-2

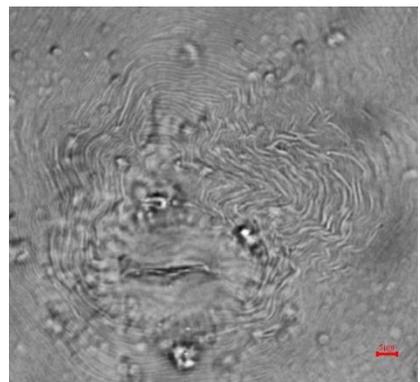


Figura 77. Patrón perineal H-08-3

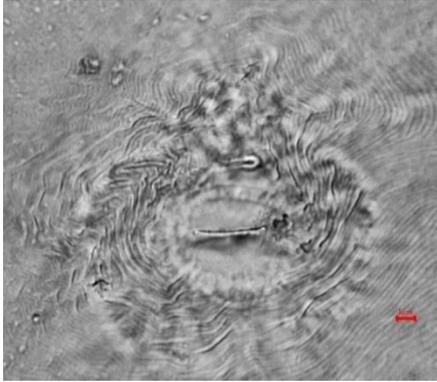


Figura 78. Patrón perineal H-09-1

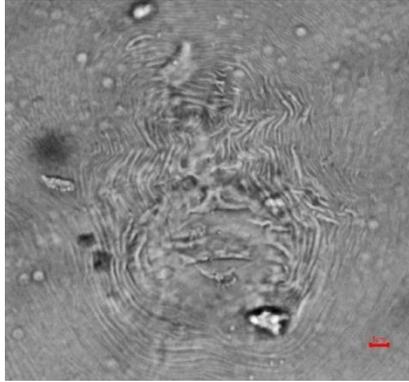


Figura 79. Patrón perineal H-10-1

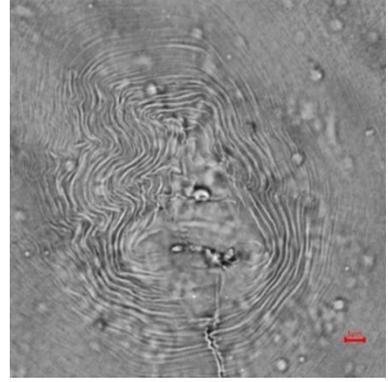


Figura 80. Patrón perineal H-10-2

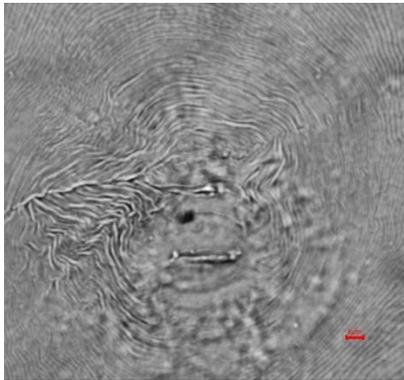


Figura 81. Patrón perineal H-11-1

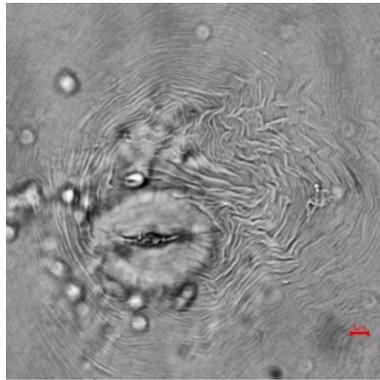


Figura 82. Patrón perineal H-12-1

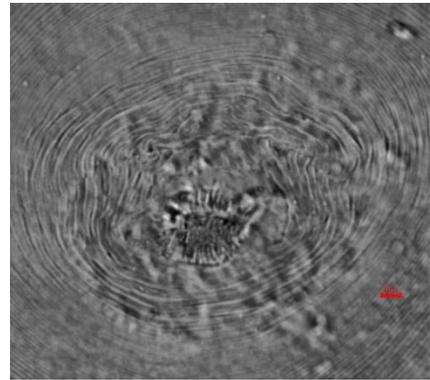


Figura 83. Patrón perineal H-12-2

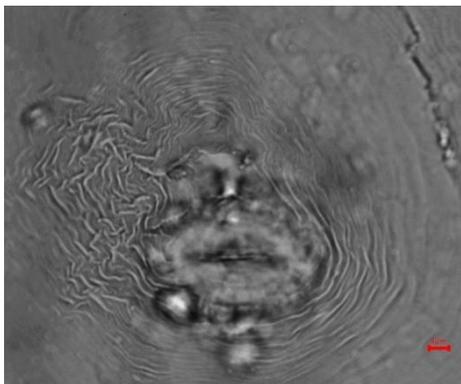


Figura 84. Patrón perineal H-13-1

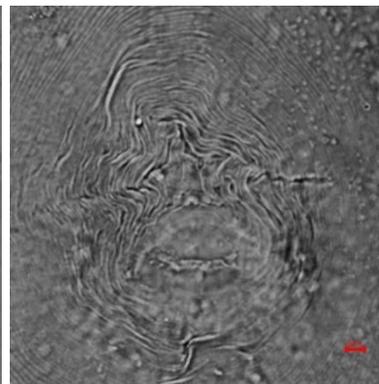


Figura 85. Patrón perineal H-13-2

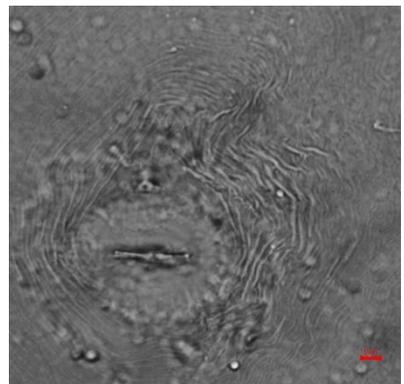


Figura 86. Patrón perineal H-14-1

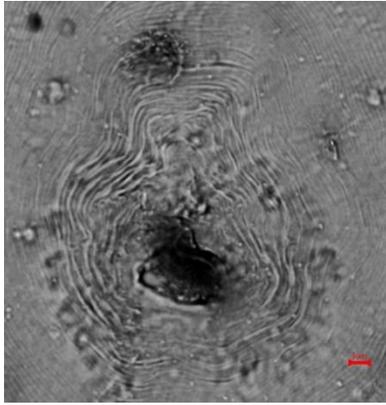


Figura 87. Patrón perineal H-14-2

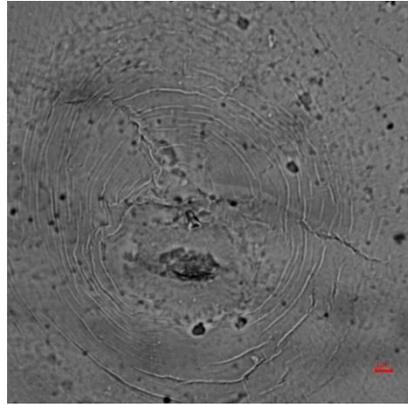


Figura 88. Patrón perineal H-15-1

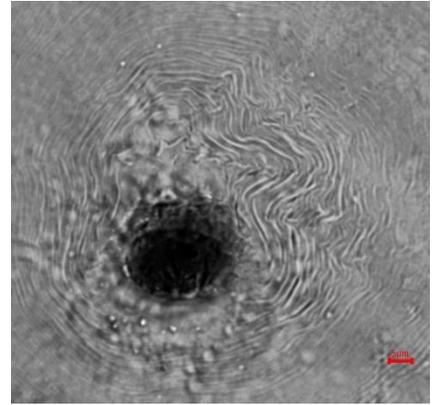


Figura 89. Patrón perineal H-15-2

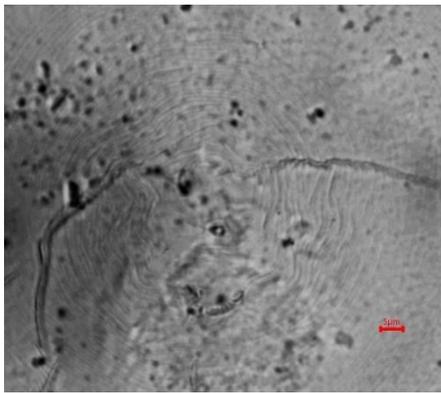


Figura 90. Patrón perineal H-16-1

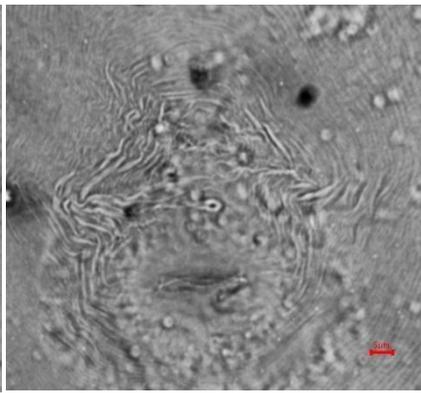


Figura 91. Patrón perineal H-16-2

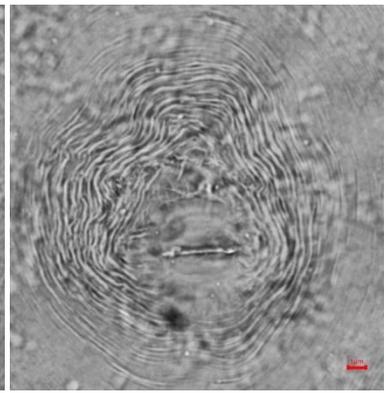


Figura 92. Patrón perineal H-17-1

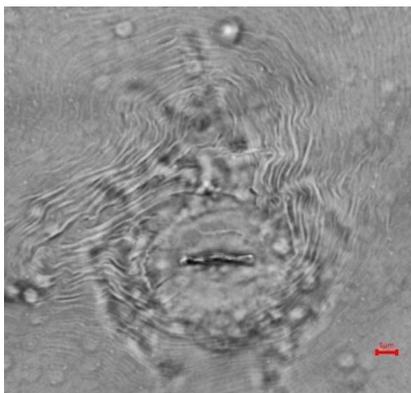


Figura 93. Patrón perineal H-17-2

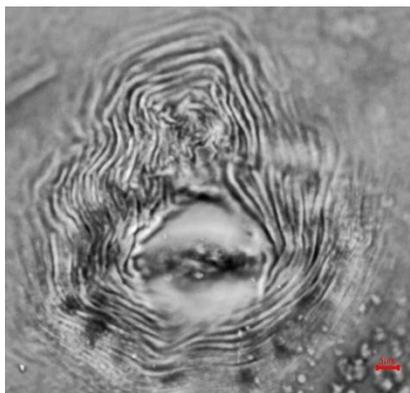


Figura 94. Patrón perineal H-18-1

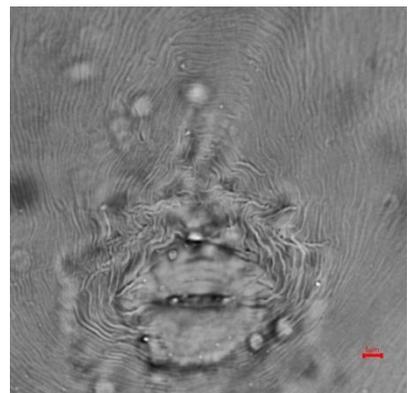


Figura 95. Patrón perineal H-19-1

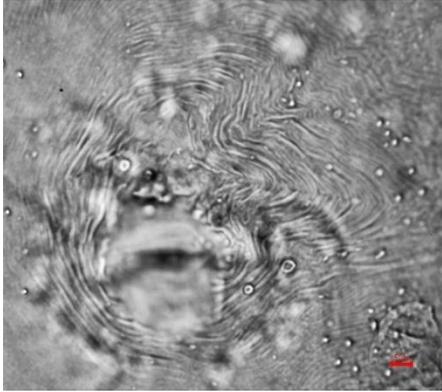


Figura 96. Patrón perineal H-19-2

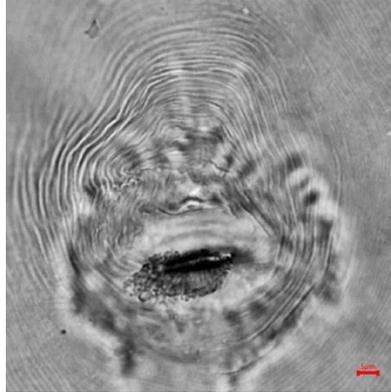


Figura 97. Patrón perineal H-20-2

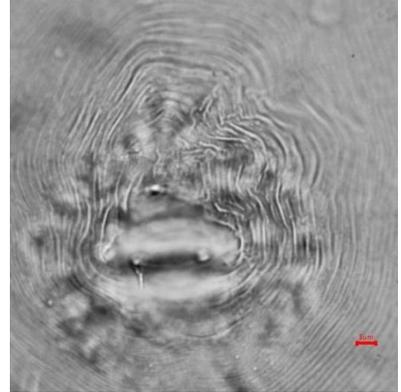


Figura 98. Patrón perineal H-21-1

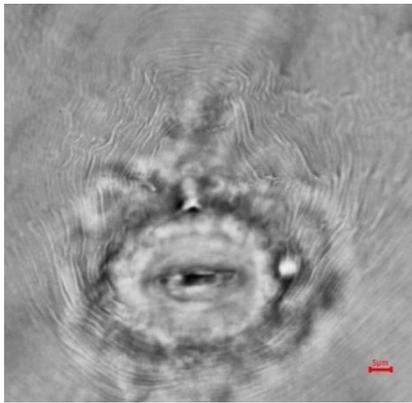


Figura 99. Patrón perineal H-21-2



Figura 100. Patrón perineal H-22-1

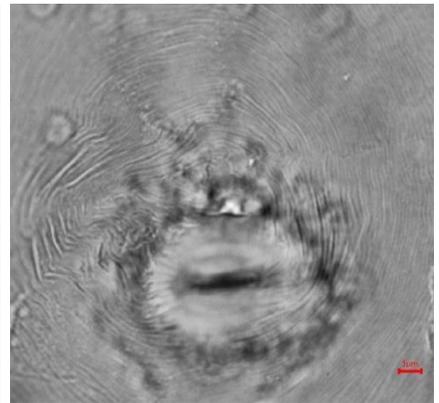


Figura 101. Patrón perineal H-22-2

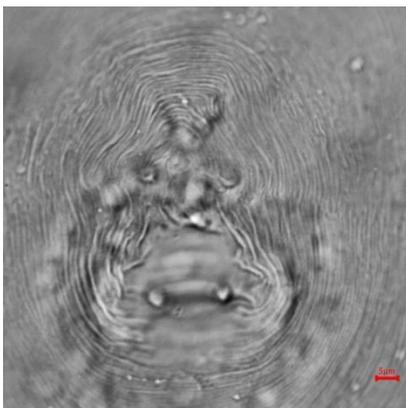


Figura 102. Patrón perineal H-23-1

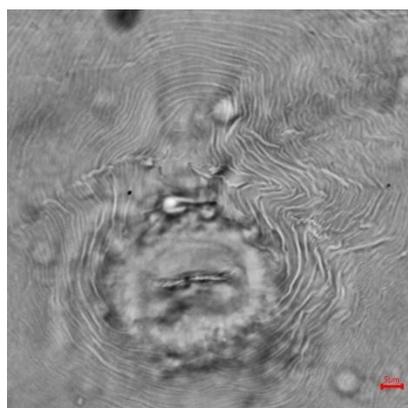


Figura 103. Patrón perineal H-23.2

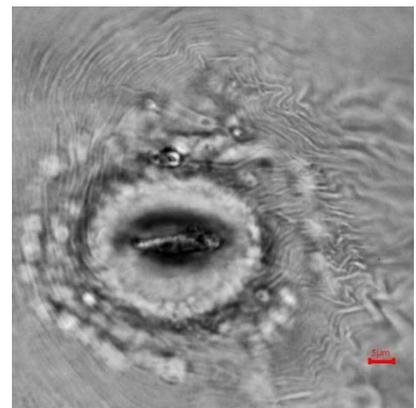


Figura 104. Patrón perineal H-24-1

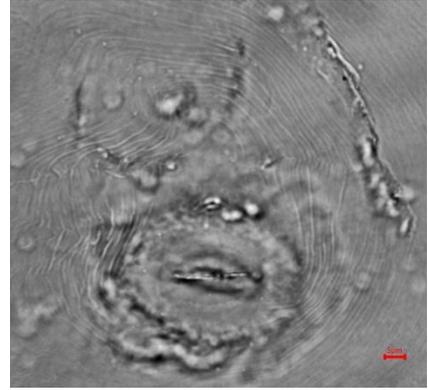
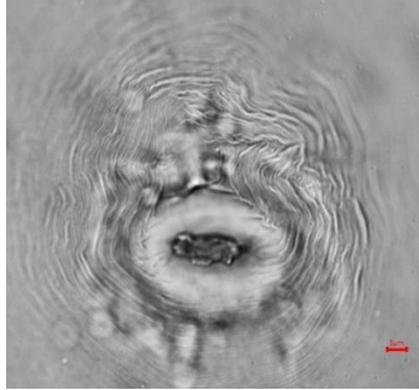
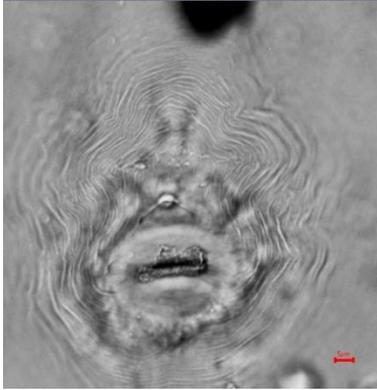


Figura 105. Patrón perineal H-25-1

Figura 106. Patrón perineal H-25-2

Figura 107. Patrón perineal H-26-1

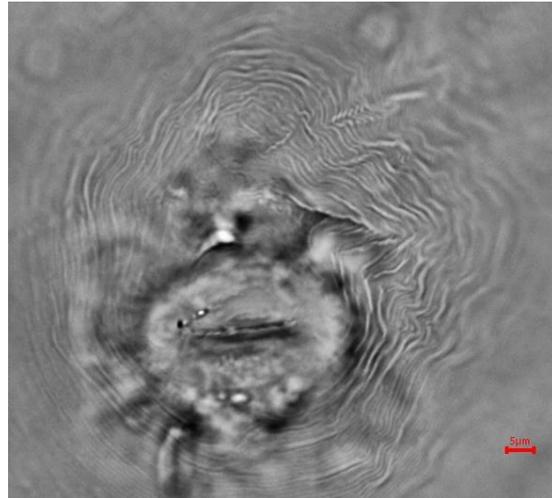
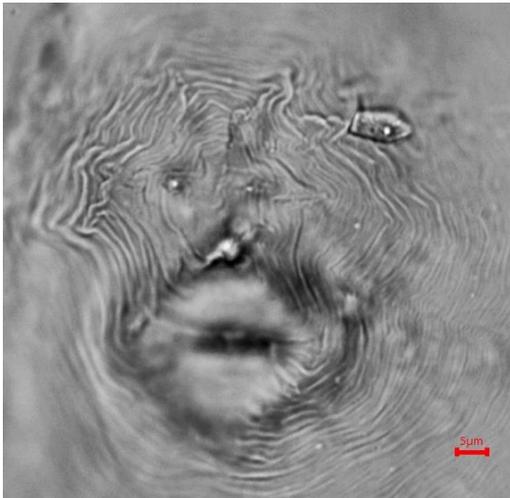


Figura 108. Patrón perineal H-26-2

Figura 109. Patrón perineal H-27-1

7.3. Anexo 03. Patrones perineales del género *Meloidogyne* en patrón 1103 Paulsen.

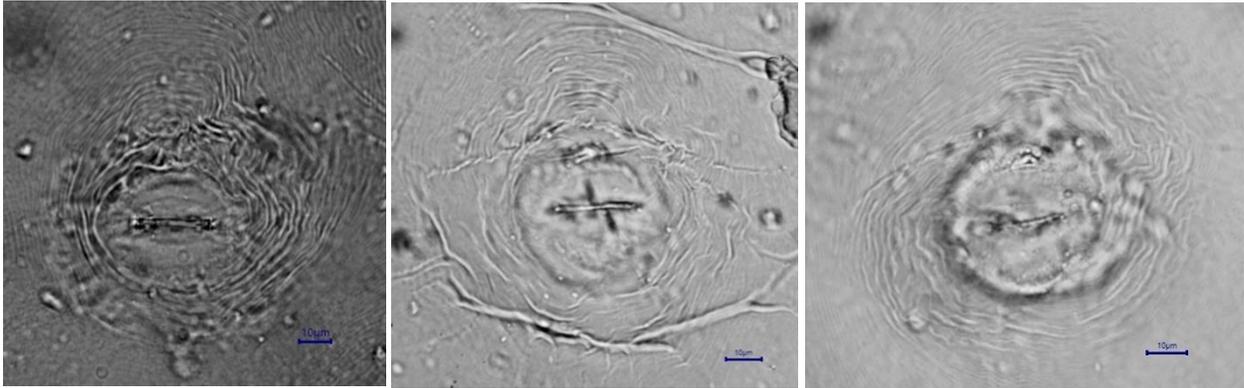


Figura 110. Patrón perineal P-01-1

Figura 111. Patrón perineal P-01-2

Figura 112. Patrón perineal P-01-3

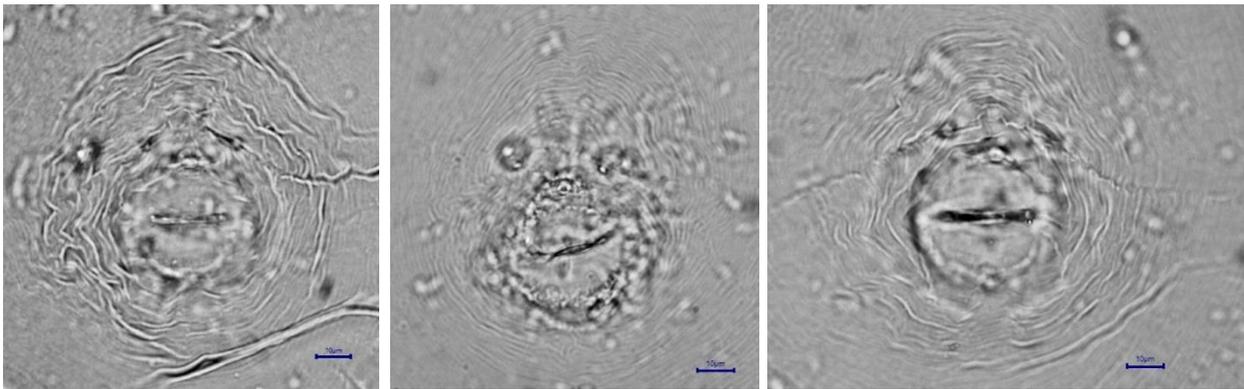


Figura 113. Patrón perineal P-02-1

Figura 114. Patrón perineal P-02-2

Figura 115. Patrón perineal P-02-3

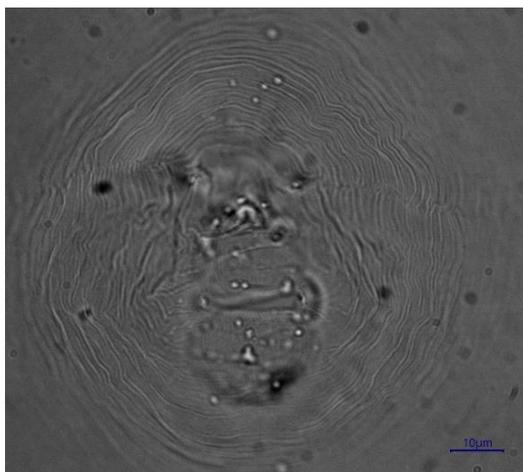


Figura 116. Patrón perineal P-03-1

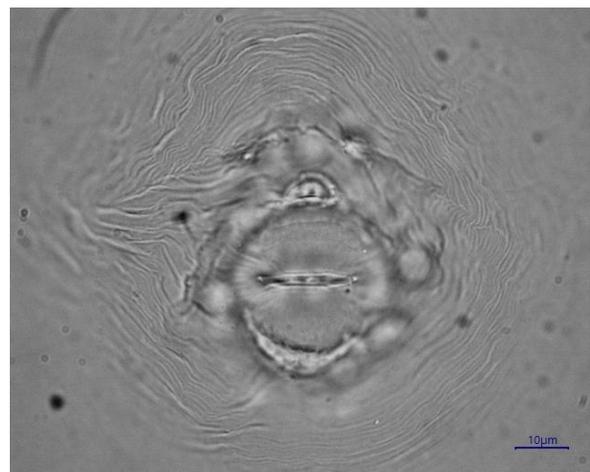


Figura 117. Patrón perineal P-03-2

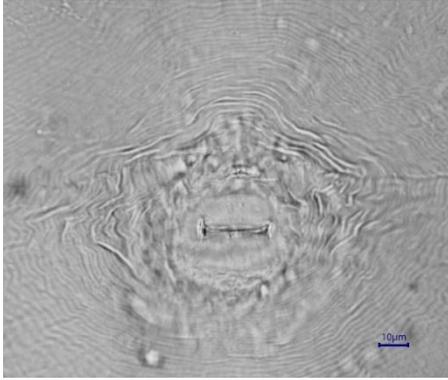


Figura 118. Patrón perineal P-03-3

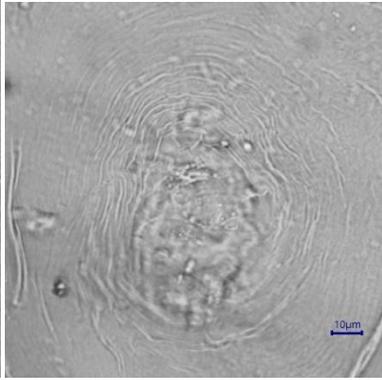


Figura 119. Patrón perineal P-04-1

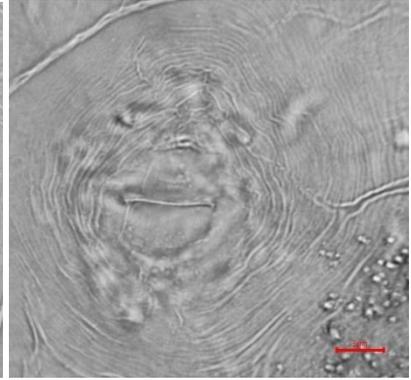


Figura 120. Patrón perineal P-04-2

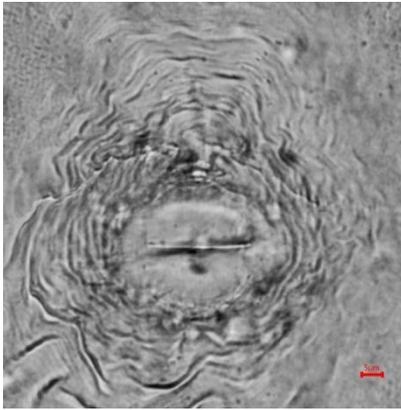


Figura 121. Patrón perineal P-04-3

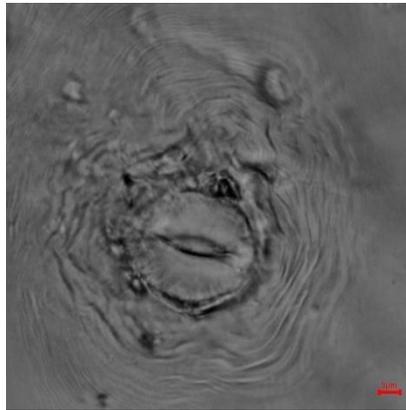


Figura 122. Patrón perineal P-05-2

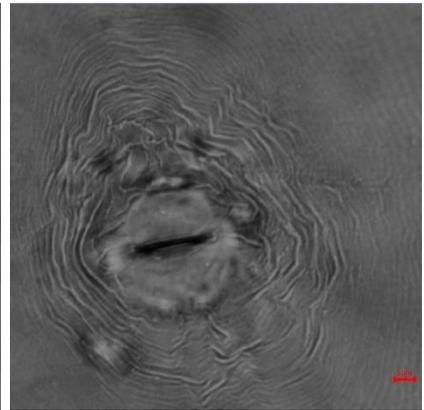


Figura 123. Patrón perineal P-05-3

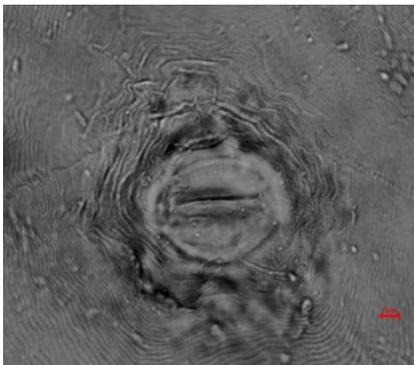


Figura 124. Patrón perineal P-06-1

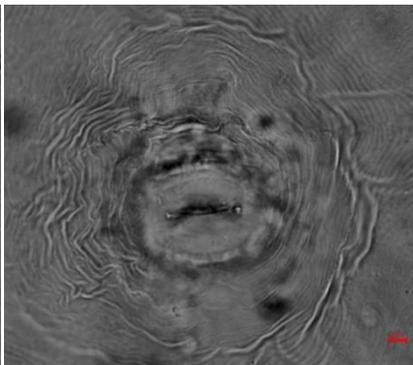


Figura 125. Patrón perineal P-06-2

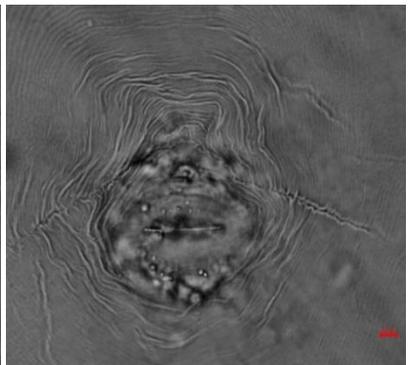


Figura 126. Patrón perineal P-06-3

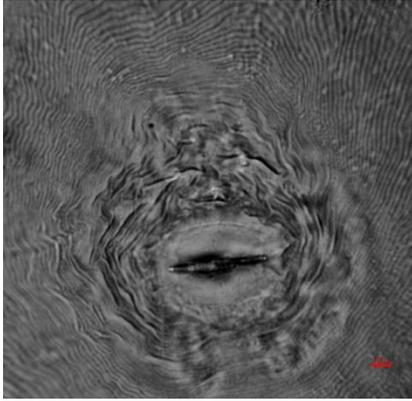


Figura 127. Patrón perineal P-07-1

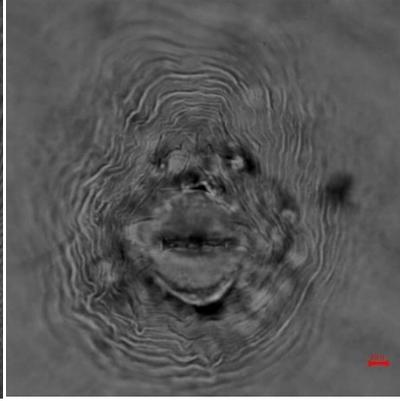


Figura 128. Patrón perineal P-07-2

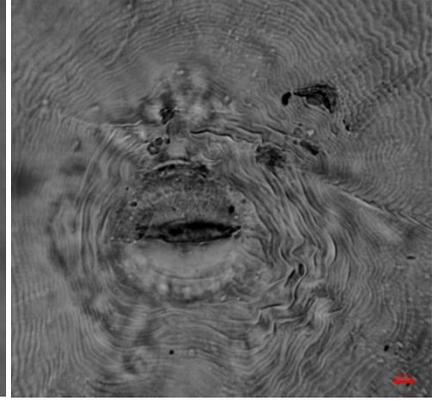


Figura 129. Patrón perineal P-07-3

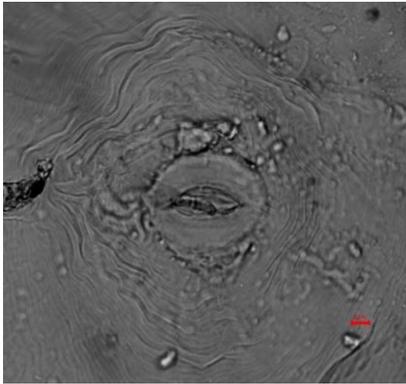


Figura 130. Patrón perineal P-08-1

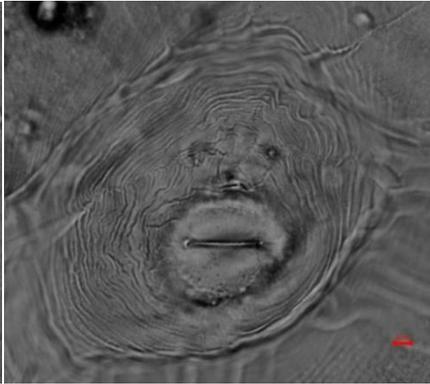


Figura 131. Patrón perineal P-08-2

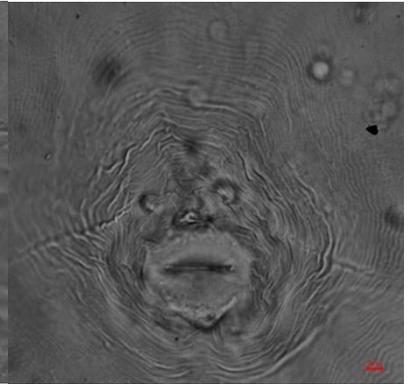


Figura 132. Patrón perineal P-08-3

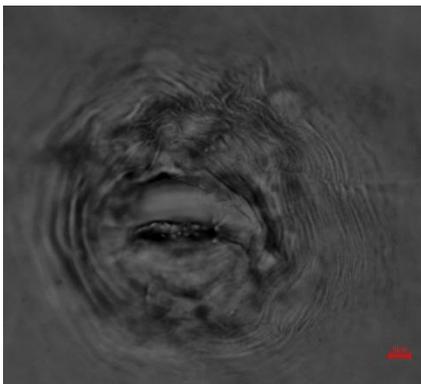


Figura 133. Patrón perineal P-09-1

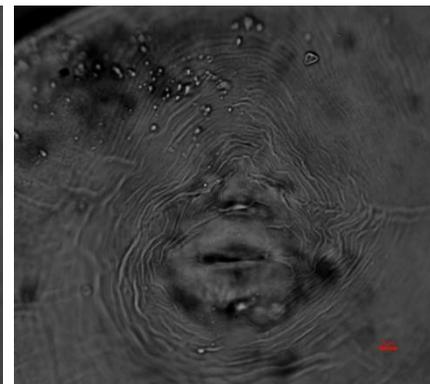


Figura 134. Patrón perineal P-09-3

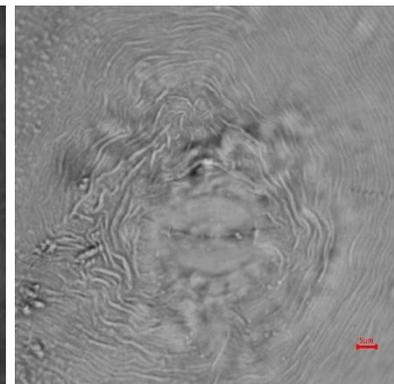


Figura 135. Patrón perineal P-10-1

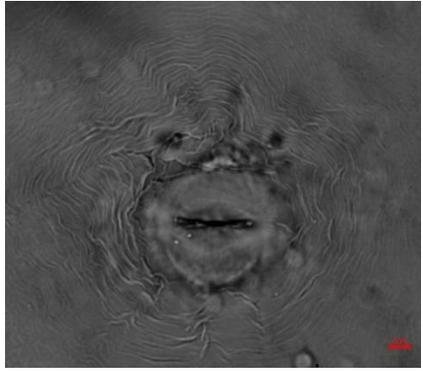


Figura 136. Patrón perineal P-10-2

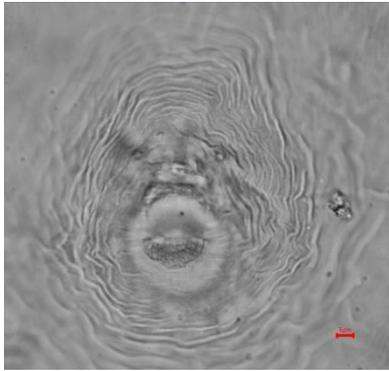


Figura 137. Patrón perineal P-10-3

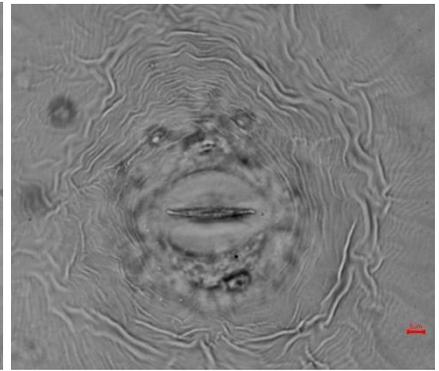


Figura 138. Patrón perineal P-11-1

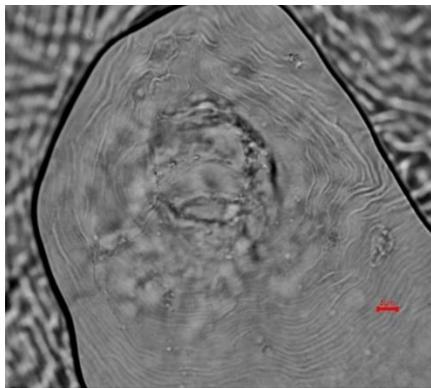


Figura 139. Patrón perineal P-11-2

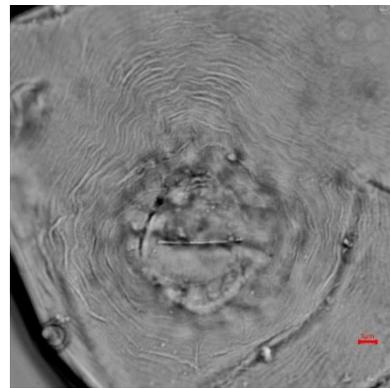


Figura 140. Patrón perineal P-11-3

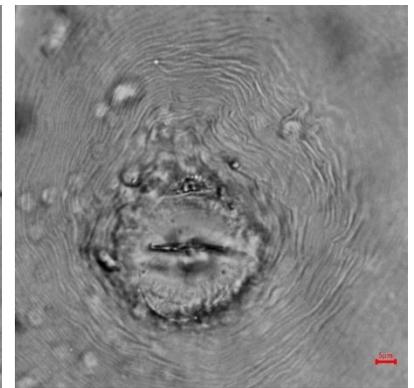


Figura 141. Patrón perineal P-12-1

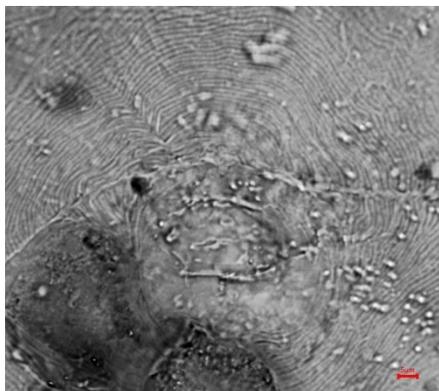


Figura 142. Patrón perineal P-12-2

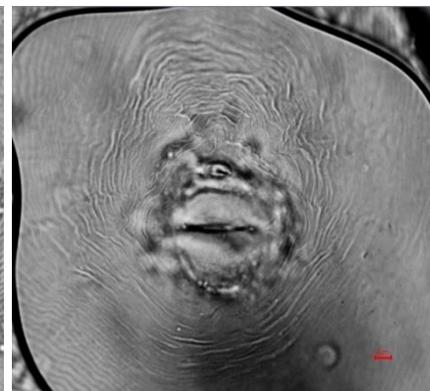


Figura 143. Patrón perineal P-12-3

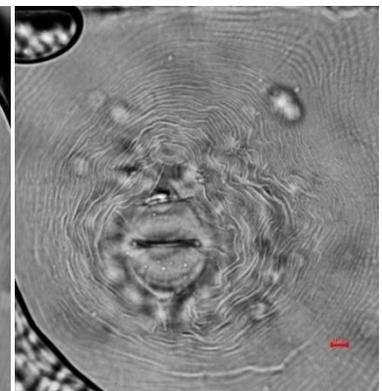


Figura 144. Patrón perineal P-13-1

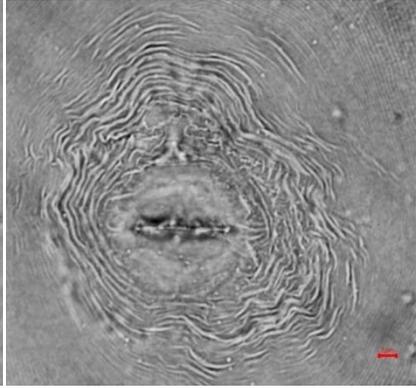
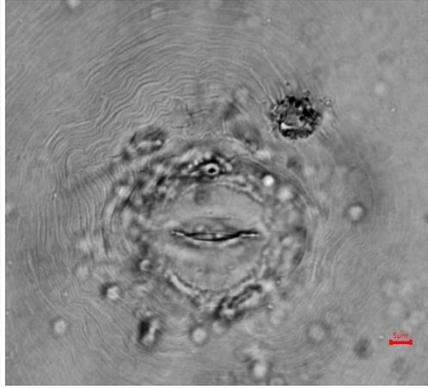
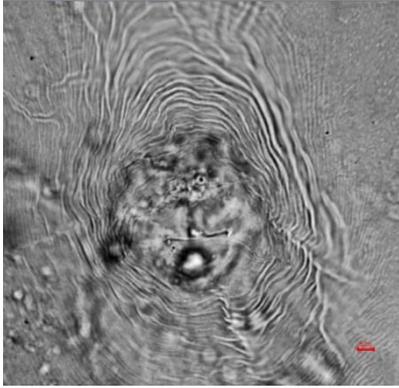


Figura 145. Patrón perineal P-13-2

Figura 146. Patrón perineal P-13-3

Figura 147. Patrón perineal P-14-1

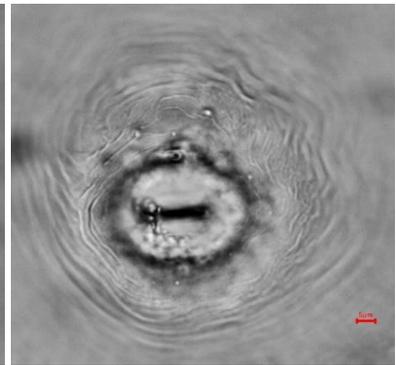
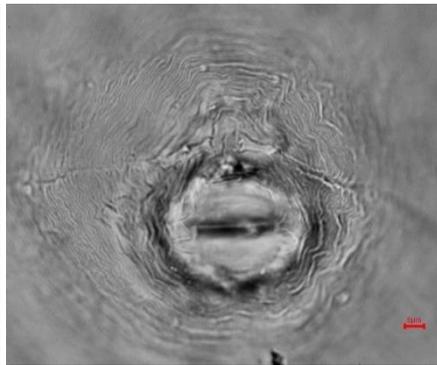
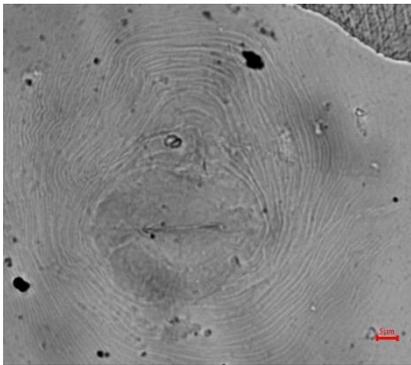


Figura 148. Patrón perineal P-14-2

Figura 149. Patrón perineal P-15-1

Figura 150. Patrón perineal P-15-2

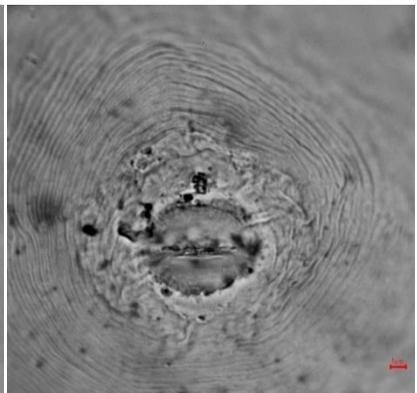
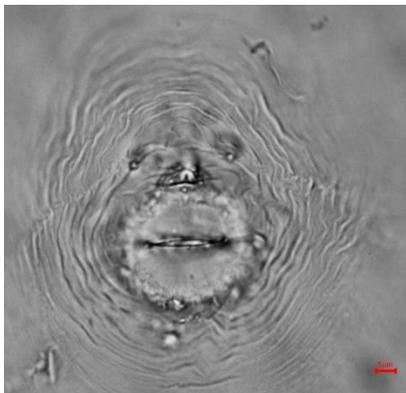
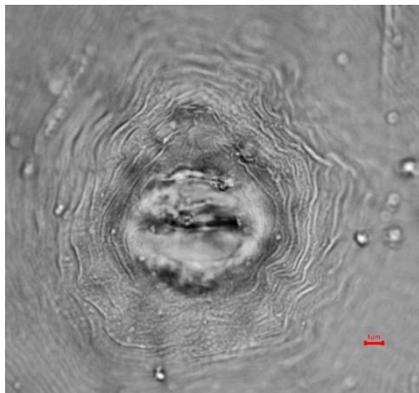


Figura 151. Patrón perineal P-16-1

Figura 152. Patrón perineal P-16-2

Figura 153. Patrón perineal P-17-1

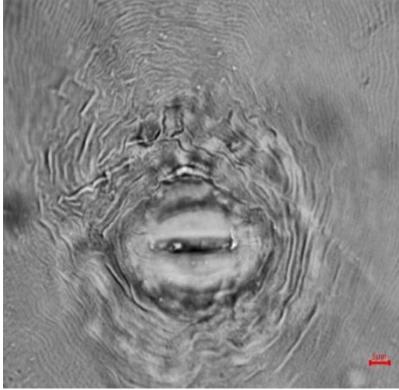


Figura 154. Patrón perineal P-17-2

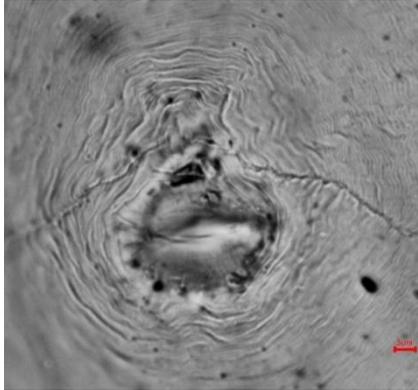


Figura 155. Patrón perineal P-18-1

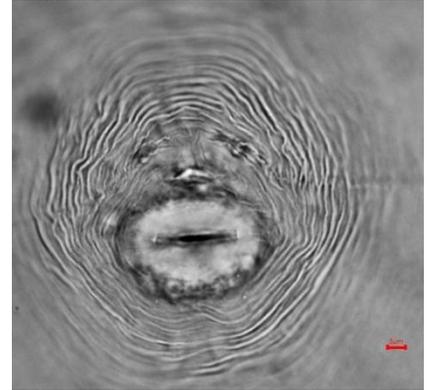


Figura 156. Patrón perineal P-18-2

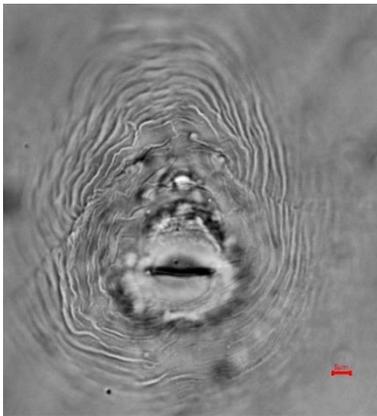


Figura 157. Patrón perineal P-19-1

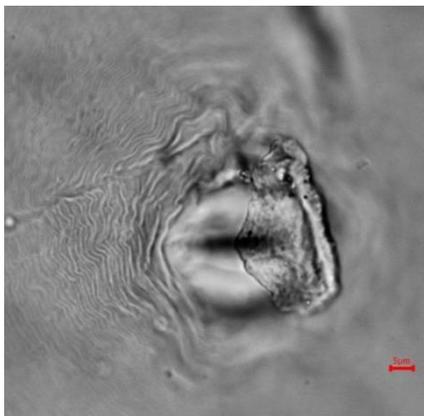


Figura 158. Patrón perineal P-19-2

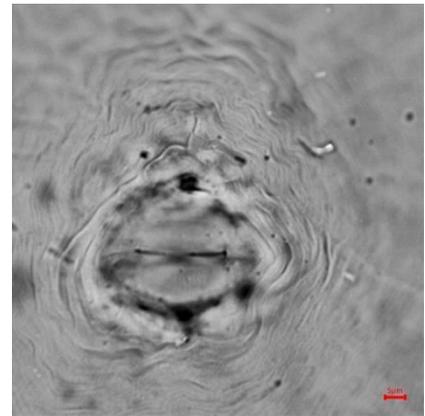


Figura 159. Patrón perineal P-20-1

7.4. Anexo 04. Patrones perineales del género *Meloidogyne* en patrón 101-14 MGT

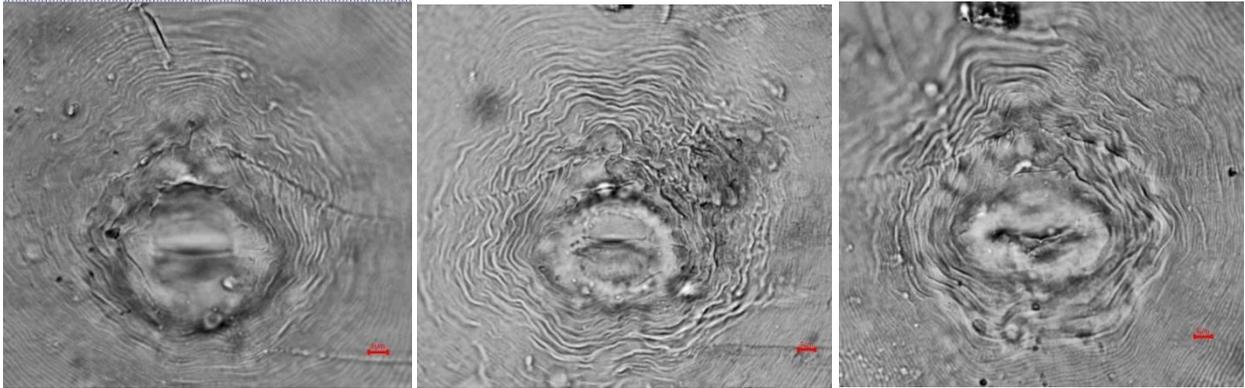


Figura 160. Patrón perineal M-01-1

Figura 161. Patrón perineal M-01-2

Figura 162. Patrón perineal M-02-2

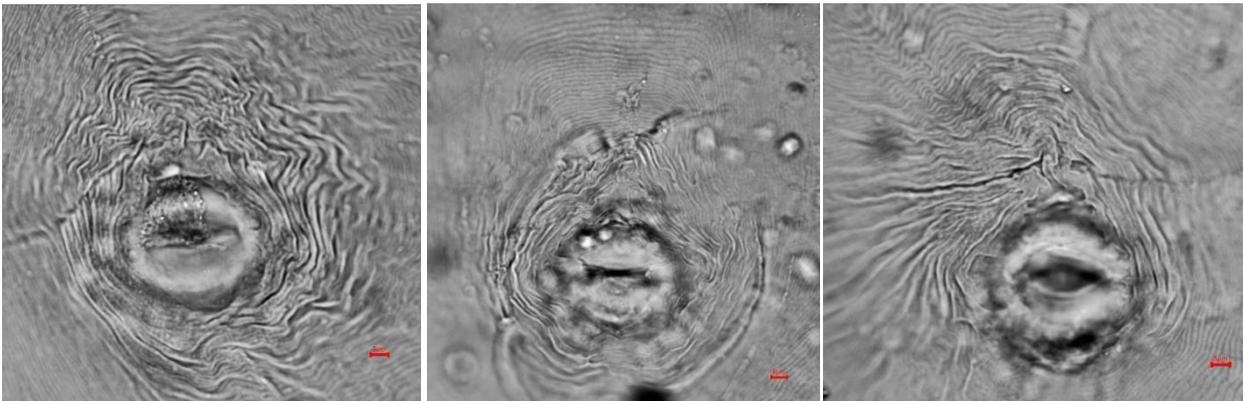


Figura 163. Patrón perineal M-03-1

Figura 164. Patrón perineal M-03-2

Figura 165. Patrón perineal M-04-1

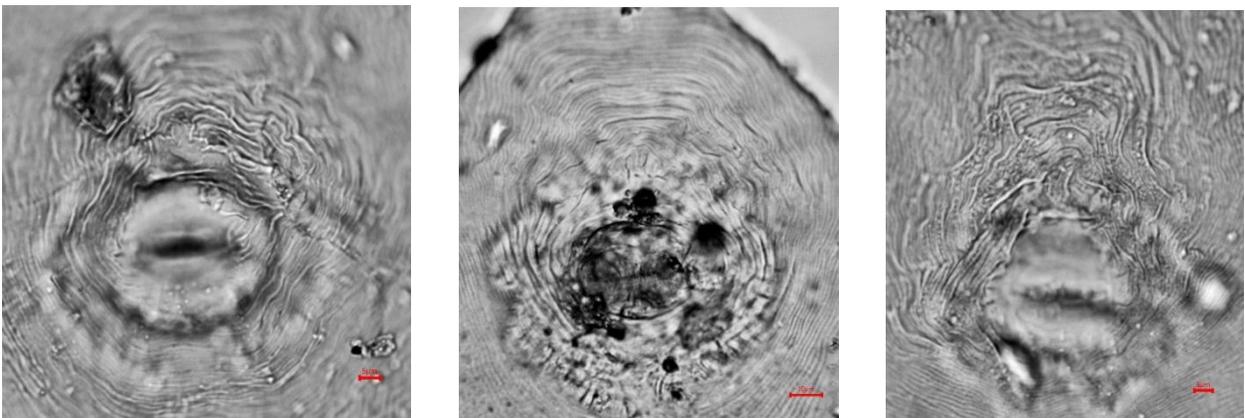


Figura 166. Patrón perineal M-04-2

Figura 167. Patrón perineal M-05-1

Figura 168. Patrón perineal M-05-2

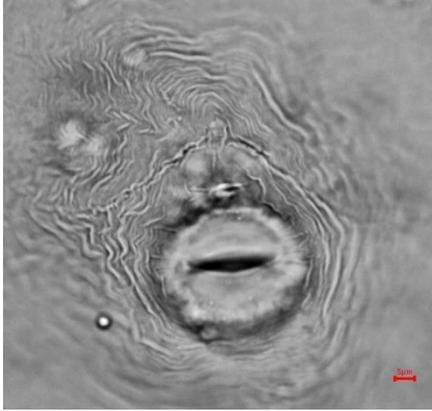


Figura 169. Patrón perineal M-06-1

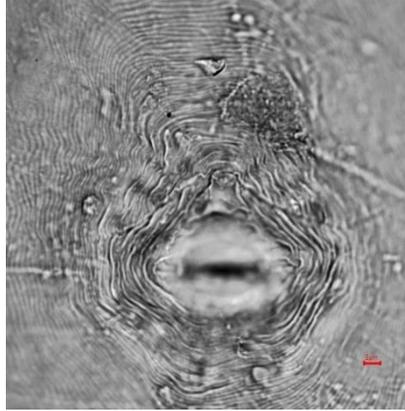


Figura 170. Patrón perineal M-07-1

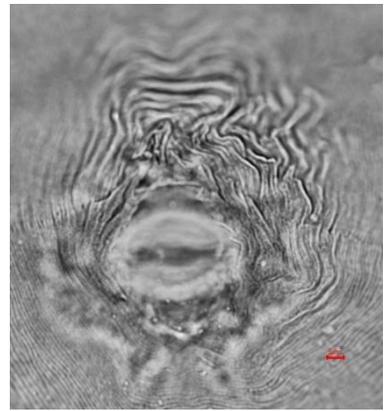


Figura 171. Patrón perineal M-07-2

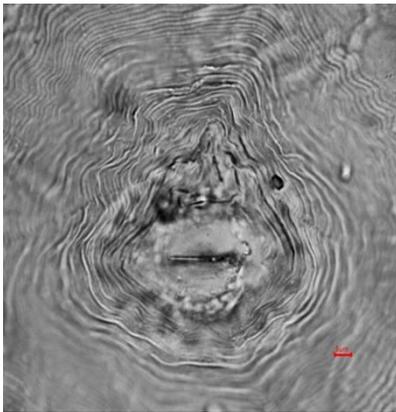


Figura 172. Patrón perineal M-08-2

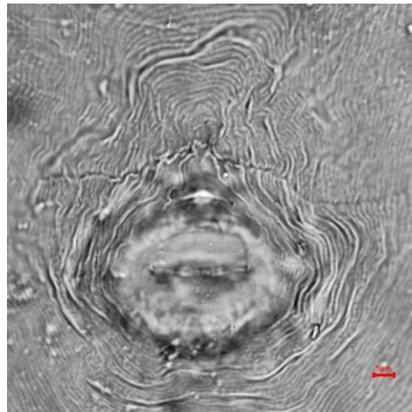


Figura 173. Patrón perineal M-09-1

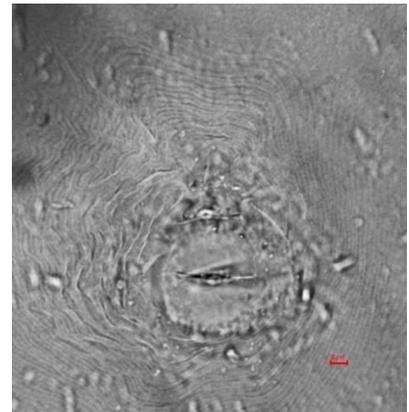


Figura 174. Patrón perineal M-09-2

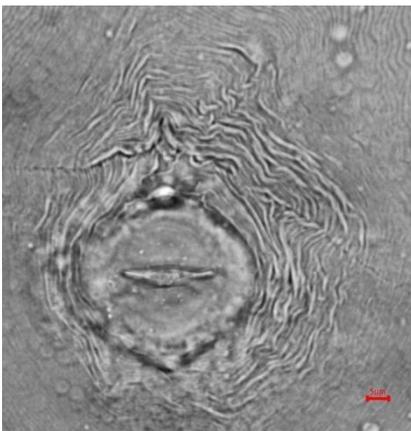


Figura 175. Patrón perineal M-10-1

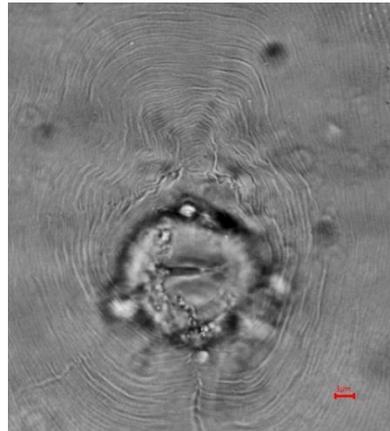


Figura 176. Patrón perineal M-10-2

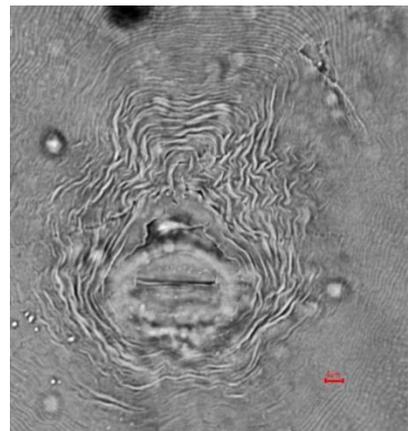


Figura 177. Patrón perineal M-11-1

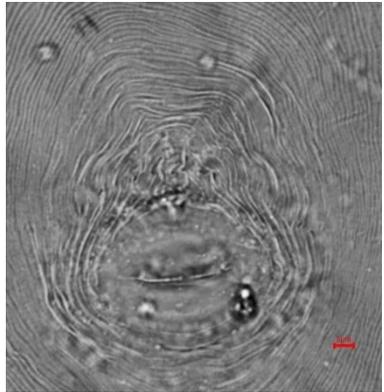
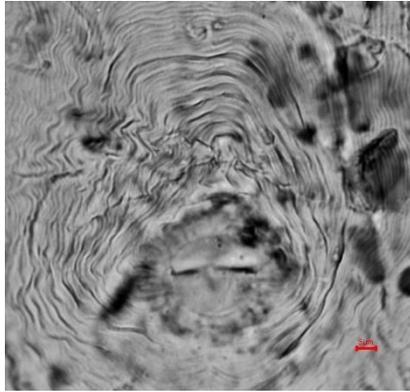
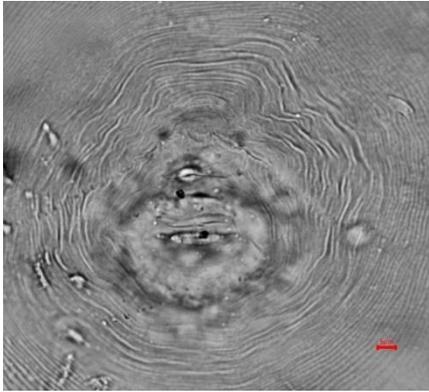


Figura 178. Patrón perineal M-11-2 *Figura 179.* Patrón perineal M-12-2 *Figura 180.* Patrón perineal M-13-1

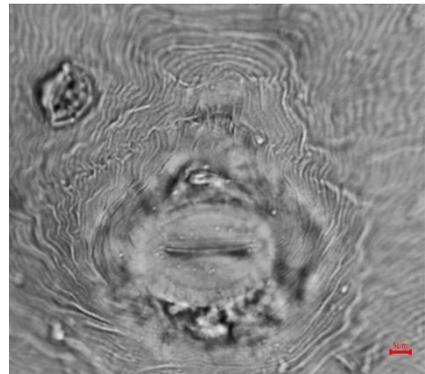
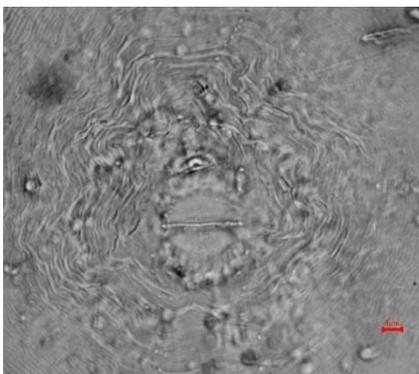
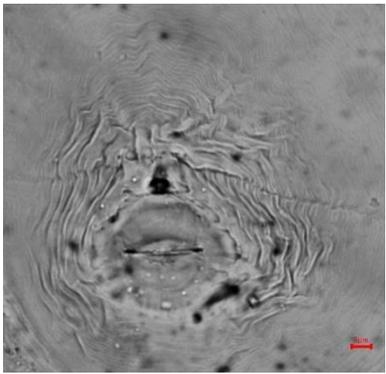


Figura 181. Patrón perineal M-13-2 *Figura 182.* Patrón perineal M-14-1 *Figura 183.* Patrón perineal M-14-2

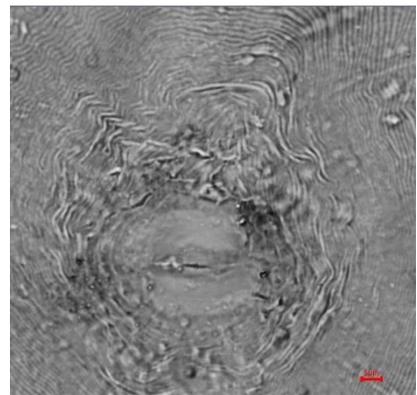
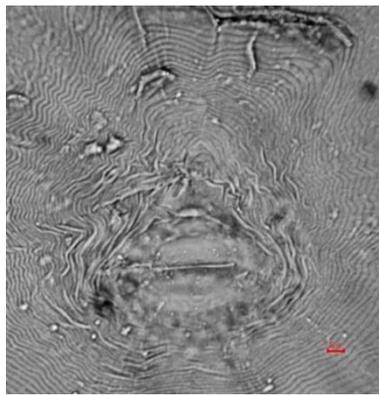
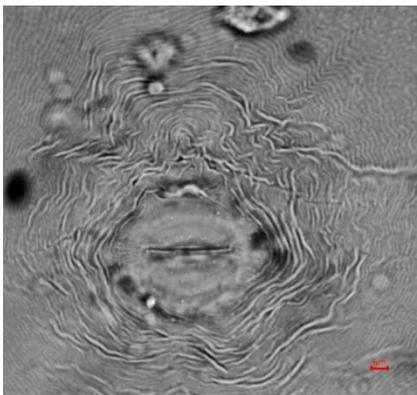


Figura 184. Patrón perineal M-15-1 *Figura 185.* Patrón perineal M-15-2 *Figura 186.* Patrón perineal M-16-1

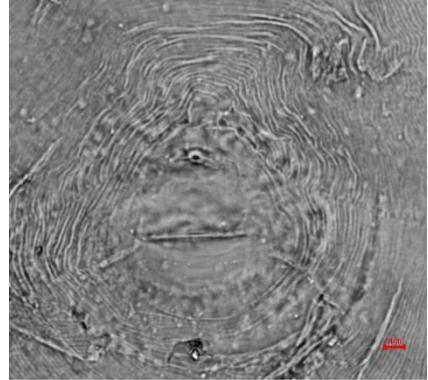
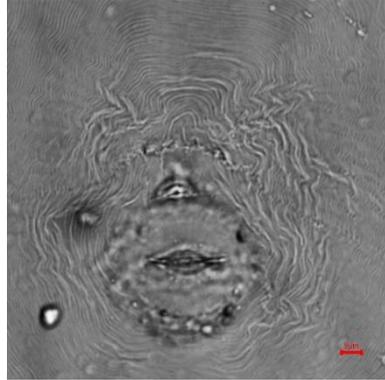
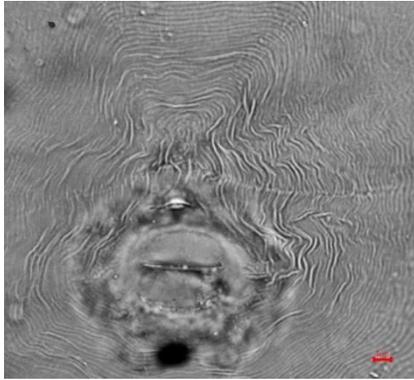


Figura 187. Patrón perineal M-16-2

Figura 188. Patrón perineal M-17-1

Figura 189. Patrón perineal M-17-2

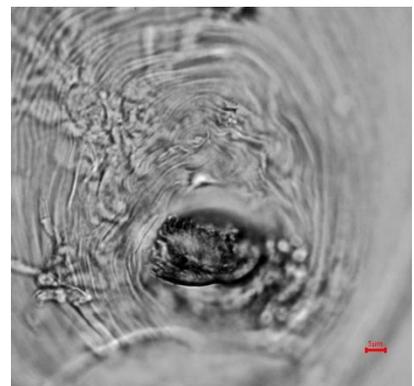
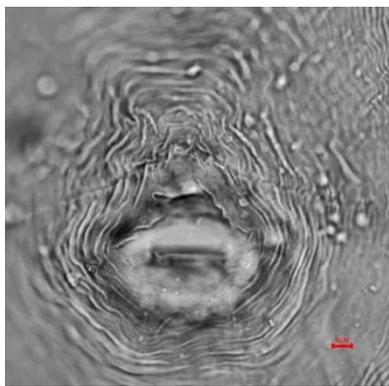
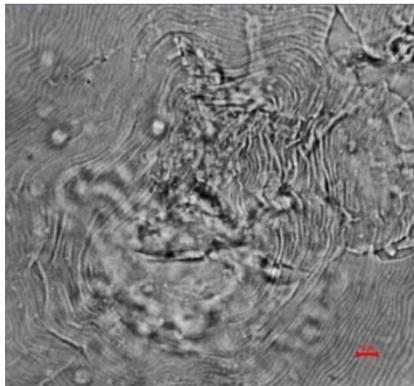


Figura 190. Patrón perineal M-18-1

Figura 191. Patrón perineal M-19-1

Figura 192. Patrón perineal M-19-2

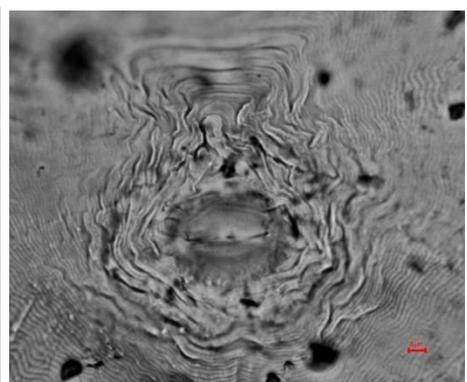
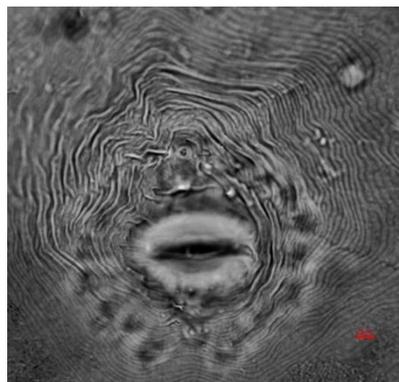
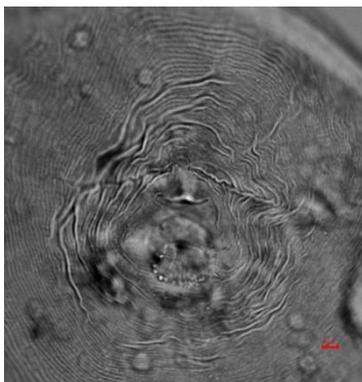


Figura 193. Patrón perineal M-20-2

Figura 194. Patrón perineal M-21-1

Figura 195. Patrón perineal M-21-2

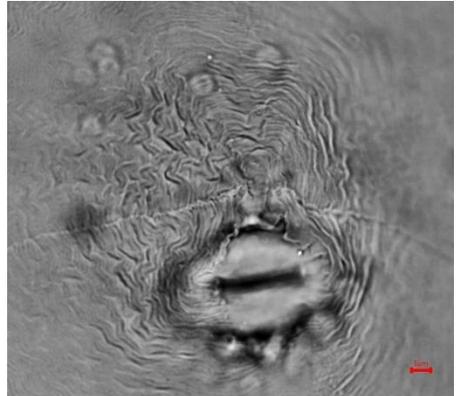
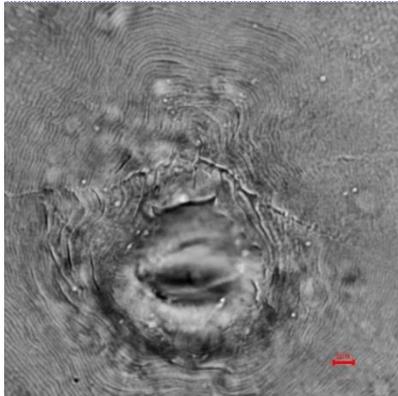
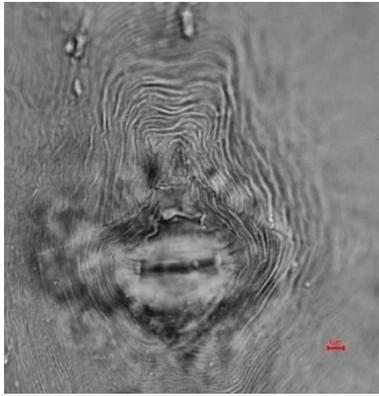


Figura 196. Patrón perineal M-22-1 *Figura 197.* Patrón perineal M-23-1 *Figura 198.* Patrón perineal M-23-2

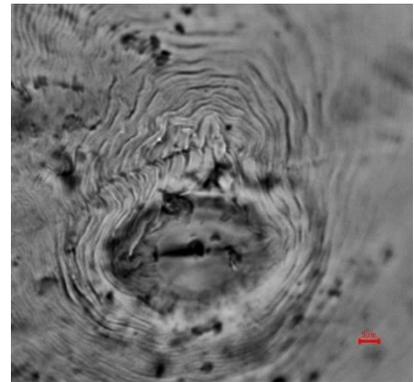
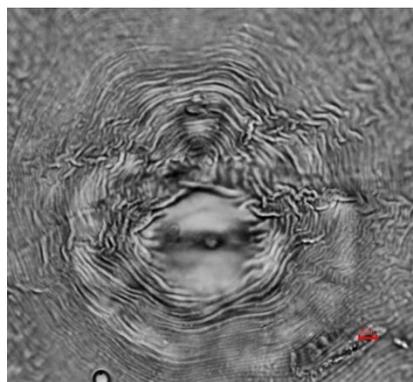
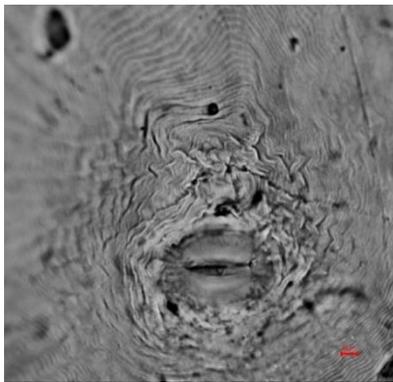


Figura 199. Patrón perineal M-24-1 *Figura 200.* Patrón perineal M-24-2 *Figura 201.* Patrón perineal M-25-1

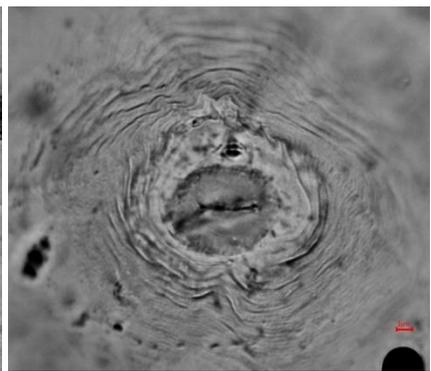
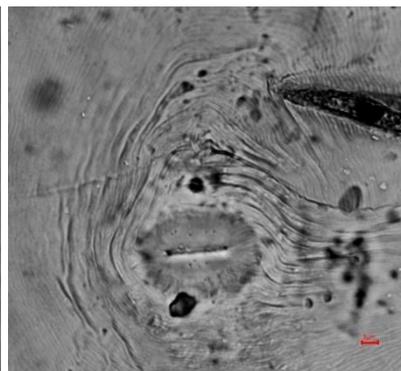
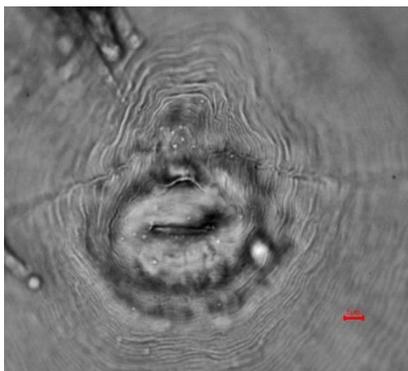


Figura 202. Patrón perineal M-25-2 *Figura 203.* Patrón perineal M-26-1 *Figura 204.* Patrón perineal M-26-2

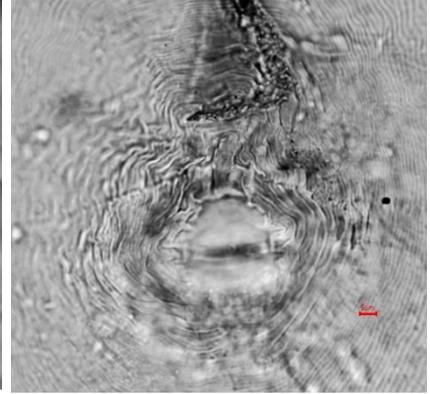
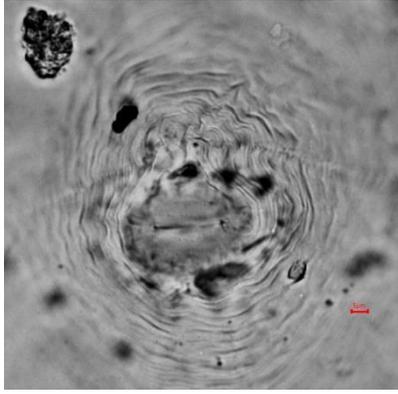
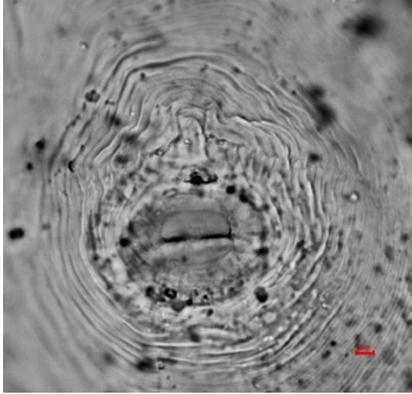


Figura 205. Patrón perineal M-27-1

Figura 206. Patrón perineal M-28-1

Figura 207. Patrón perineal M-28-2

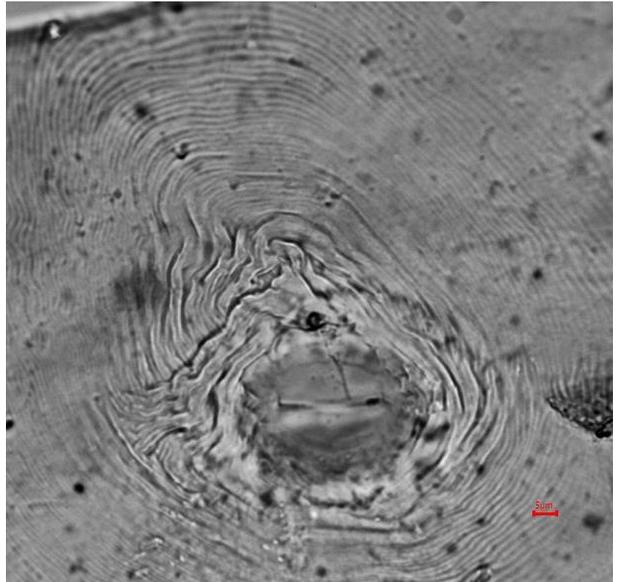
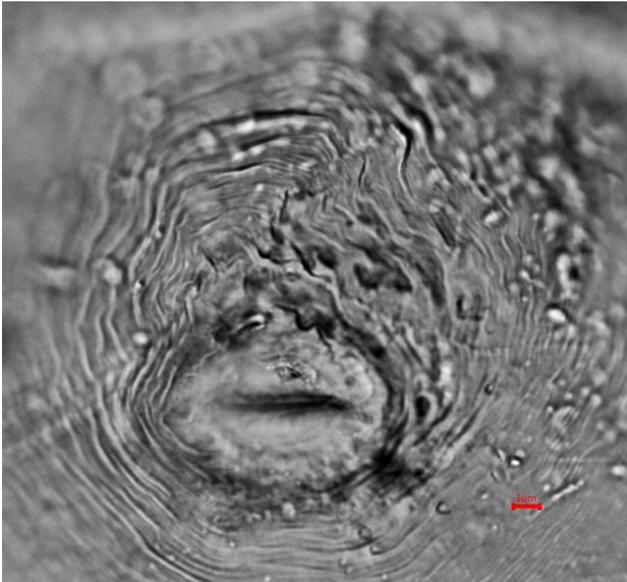


Figura 208. Patrón perineal M-29-1

Figura 209. Patrón perineal M-29-2

7.5. Anexo 05. Patrones perineales del género *Meloidogyne* en patrón Salt Creek.

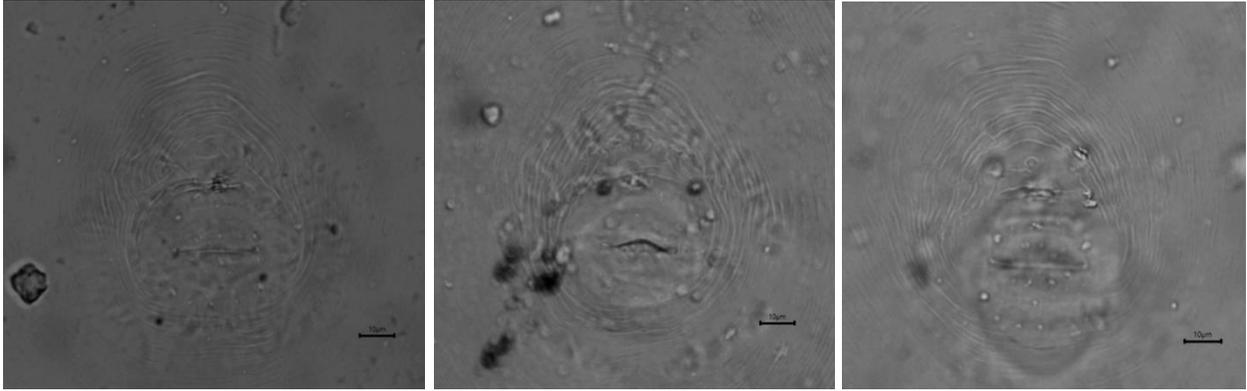


Figura 210. Patrón perineal S-01-1 *Figura 211.* Patrón perineal S-01-2 *Figura 212.* Patrón perineal S-02-1

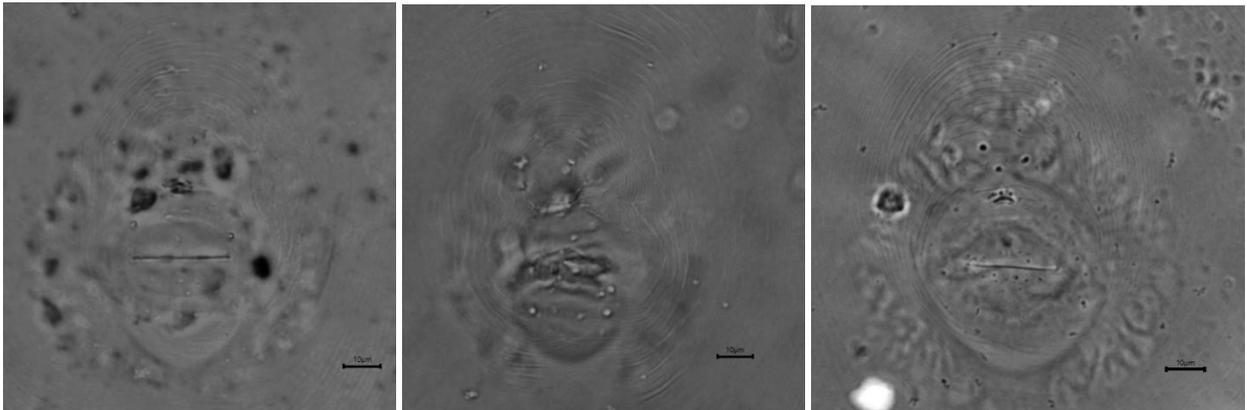


Figura 213. Patrón perineal S-02-2 *Figura 214.* Patrón perineal S-03-1 *Figura 215.* Patrón perineal S-03-2

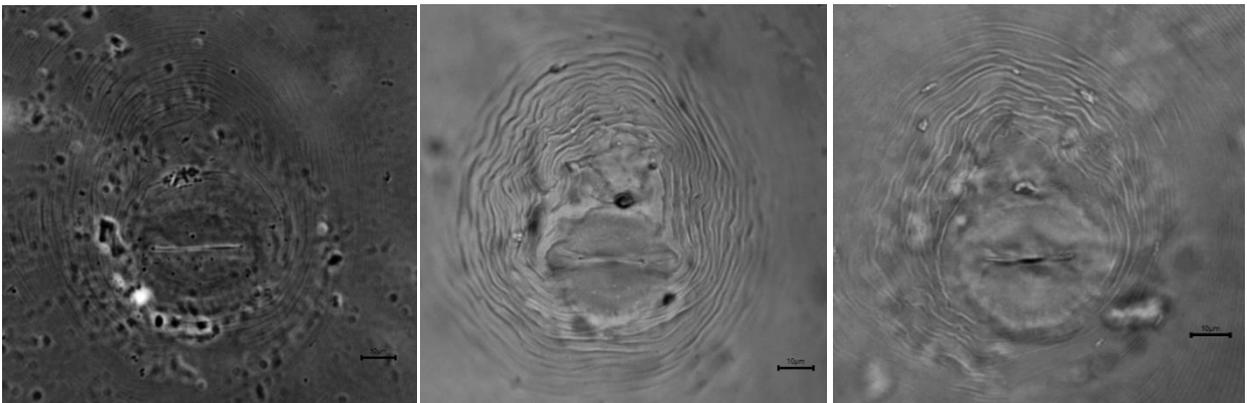


Figura 216. Patrón perineal S-04-1 *Figura 217.* Patrón perineal S-04-2 *Figura 218.* Patrón perineal S-05-1

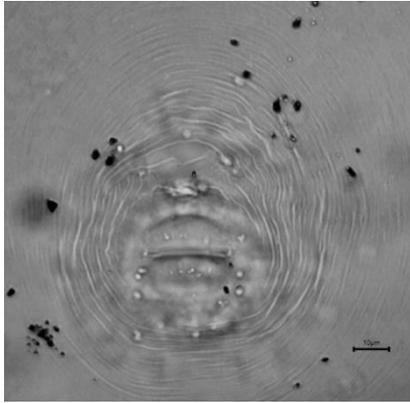


Figura 219. Patrón perineal S-05-2

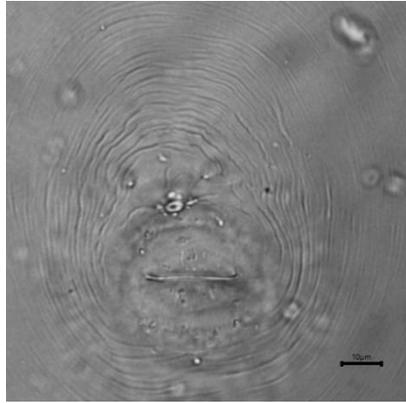


Figura 220. Patrón perineal S-06-1

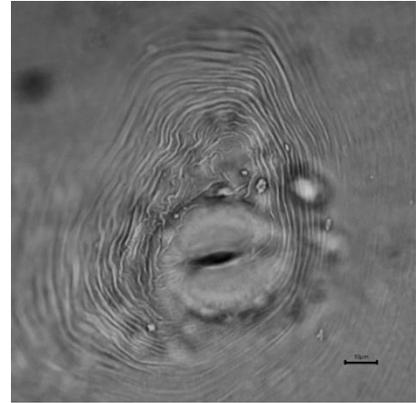


Figura 221. Patrón perineal S-06-2

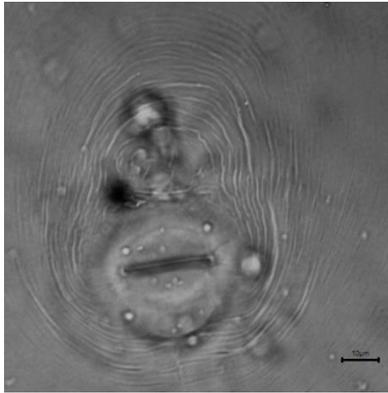


Figura 222. Patrón perineal S-07-1

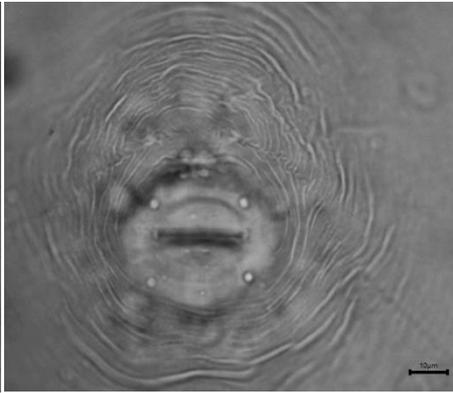


Figura 223. Patrón perineal S-07-2

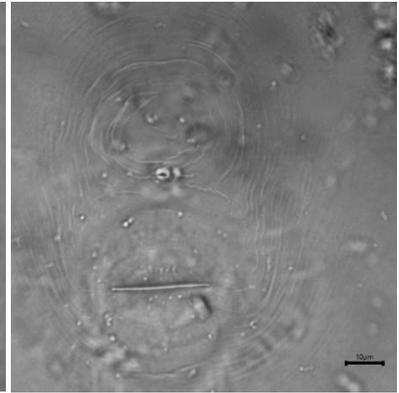


Figura 224. Patrón perineal S-08-1

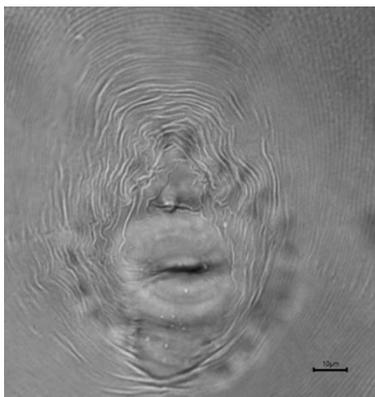


Figura 225. Patrón perineal S-08-2

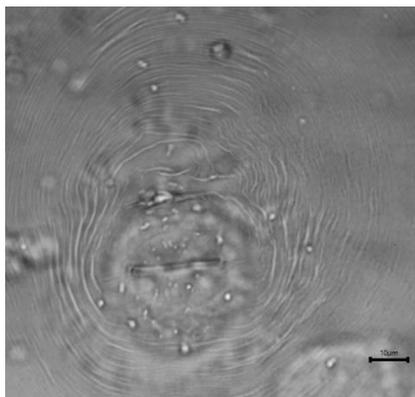


Figura 226. Patrón perineal S-09-1

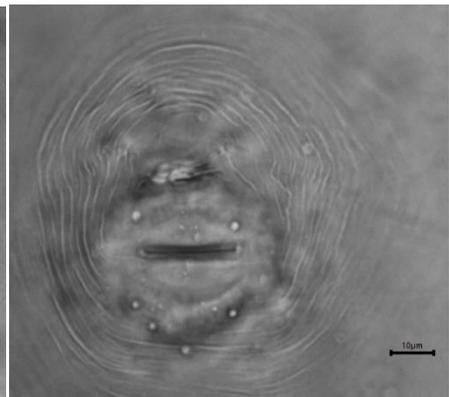


Figura 227. Patrón perineal S-09-2

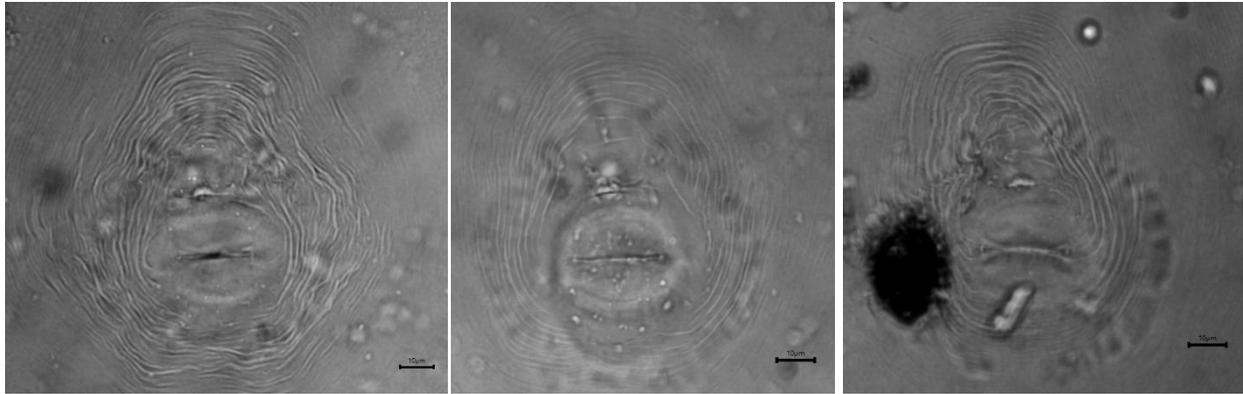


Figura 228. Patrón perineal S-10-1

Figura 229. Patrón perineal S-10-2

Figura 230. Patrón perineal S-11-1

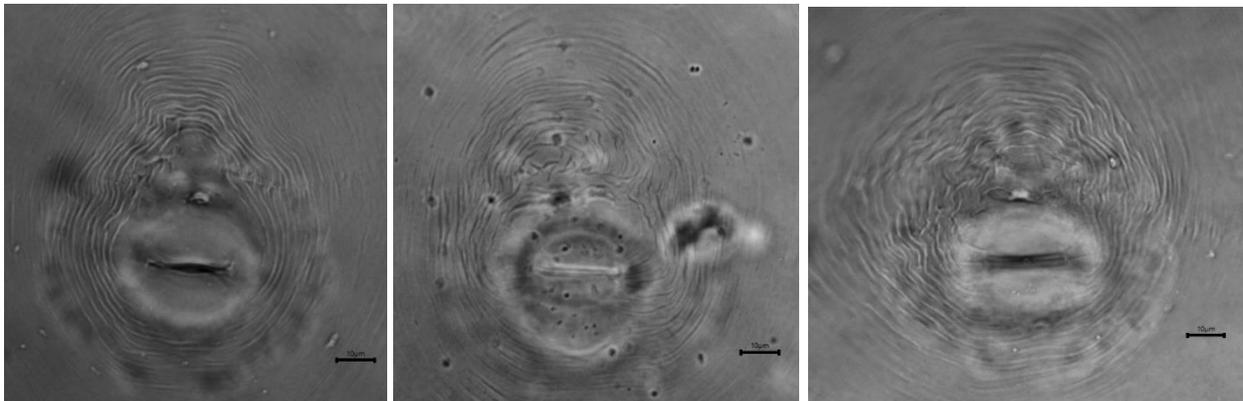


Figura 231. Patrón perineal S-11-2

Figura 232. Patrón perineal S-12-1

Figura 233. Patrón perineal S-12-2

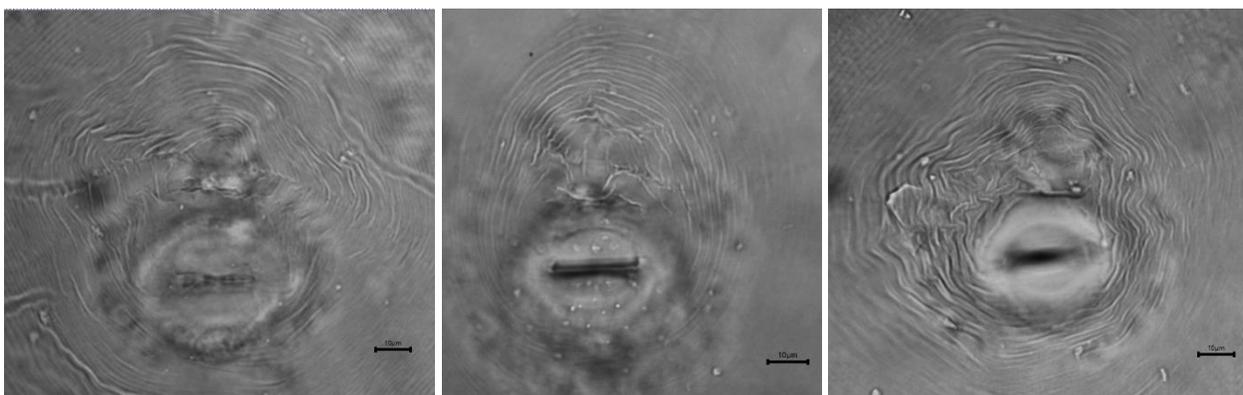


Figura 234. Patrón perineal S-13-1

Figura 235. Patrón perineal S-13-2

Figura 236. Patrón perineal S-14-1

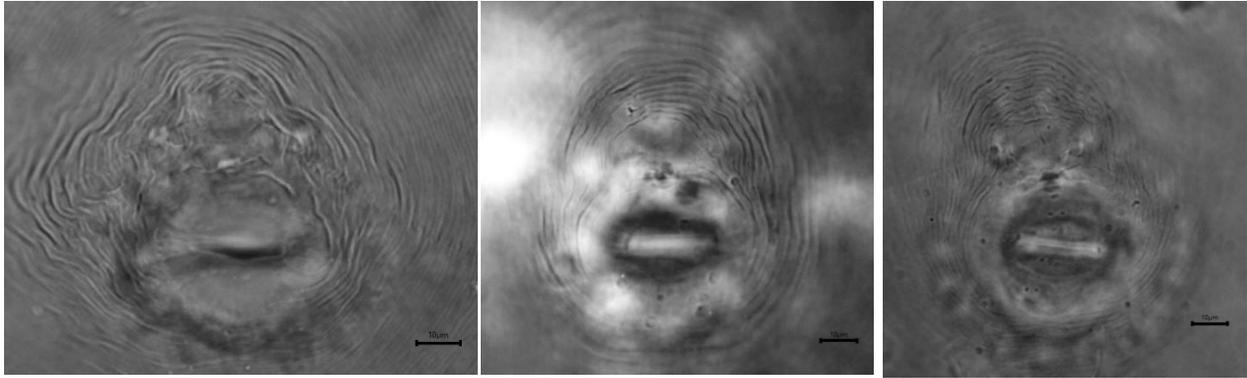


Figura 237. Patrón perineal S-14-2 Figura 238. Patrón perineal S-15-1 Figura 239. Patrón perineal S-15-2

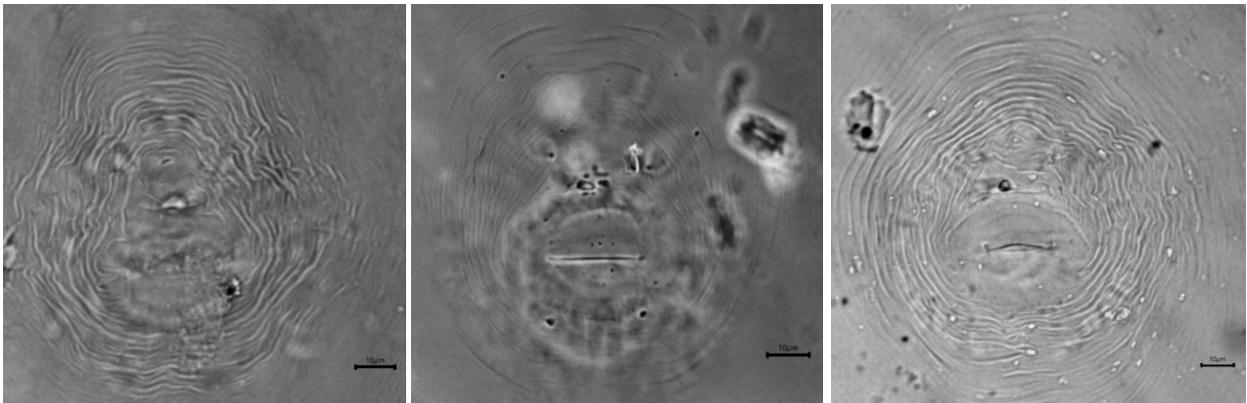


Figura 240. Patrón perineal S-16-1 Figura 241. Patrón perineal S-16-2 Figura 242. Patrón perineal S-17-1

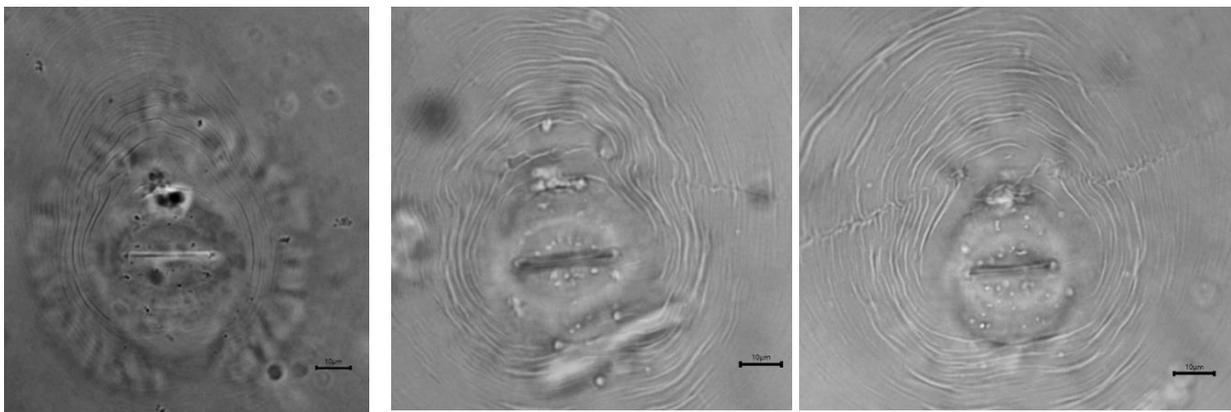


Figura 243. Patrón perineal S-17-2 Figura 244. Patrón perineal S-18-1 Figura 245. Patrón perineal S-18-2

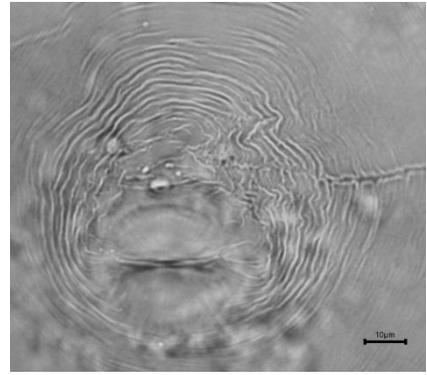
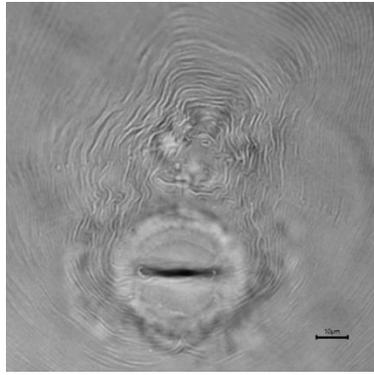
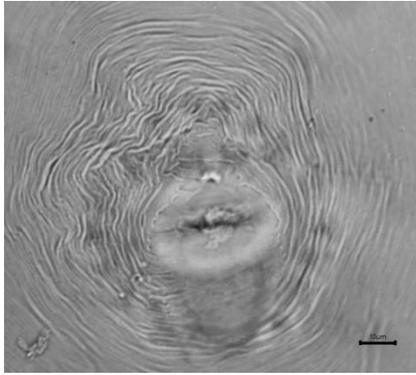


Figura 246. Patrón perineal S-19-1 *Figura 247.* Patrón perineal S-19-2 *Figura 248.* Patrón perineal S-20-1

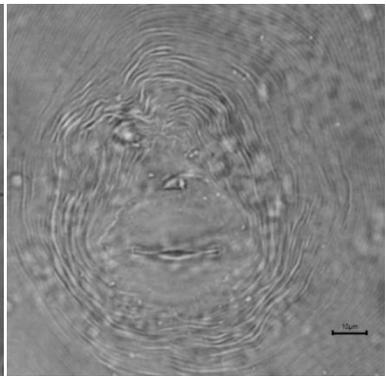
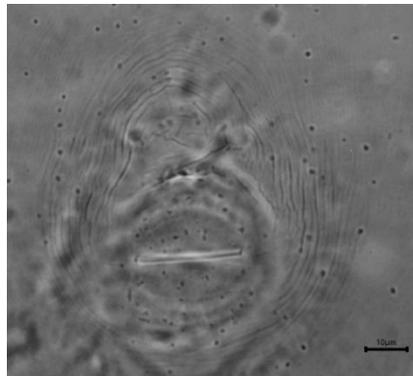
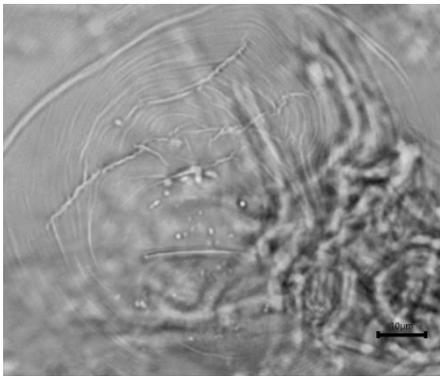


Figura 249. Patrón perineal S-20-2 *Figura 250.* Patrón perineal S-21-1 *Figura 251.* Patrón perineal S-21-2

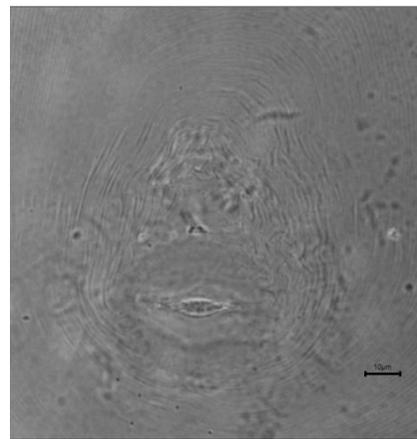
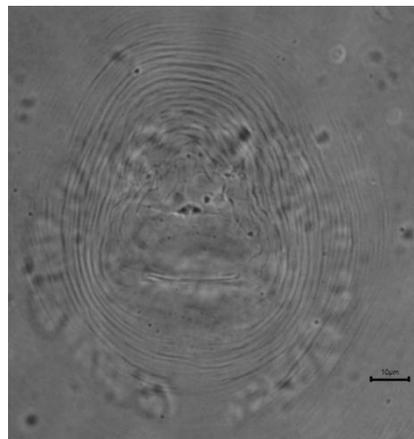
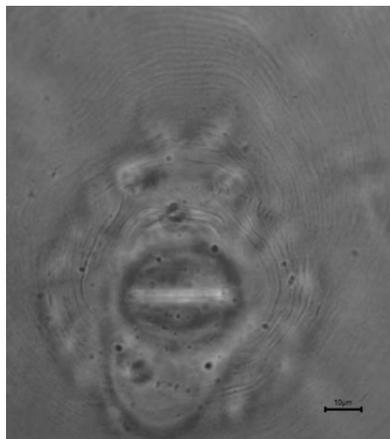


Figura 252. Patrón perineal S-22-1 *Figura 253.* Patrón perineal S-22-2 *Figura 254.* Patrón perineal S-23-1

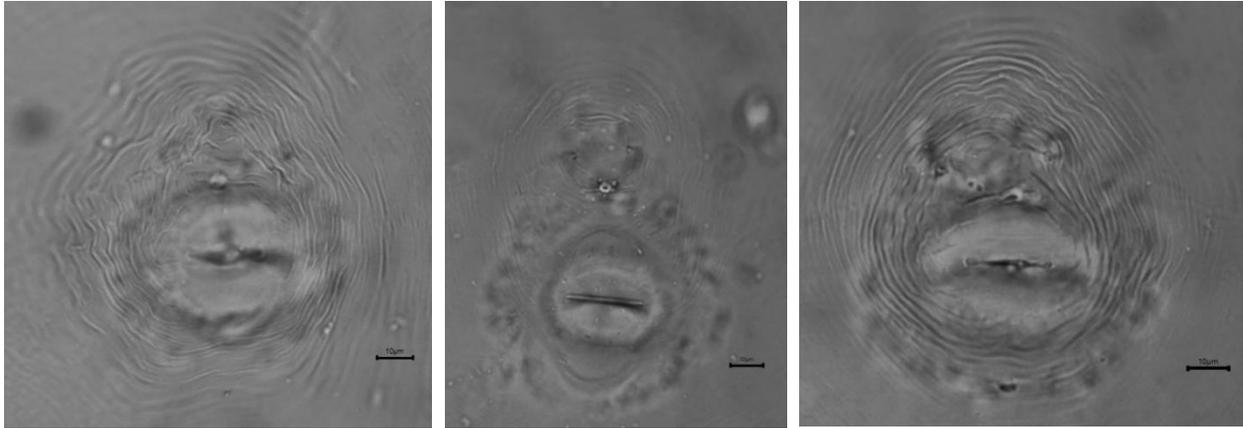


Figura 255. Patrón perineal S-23-2 *Figura 256.* Patrón perineal S-24-1 *Figura 257.* Patrón perineal S-24-2

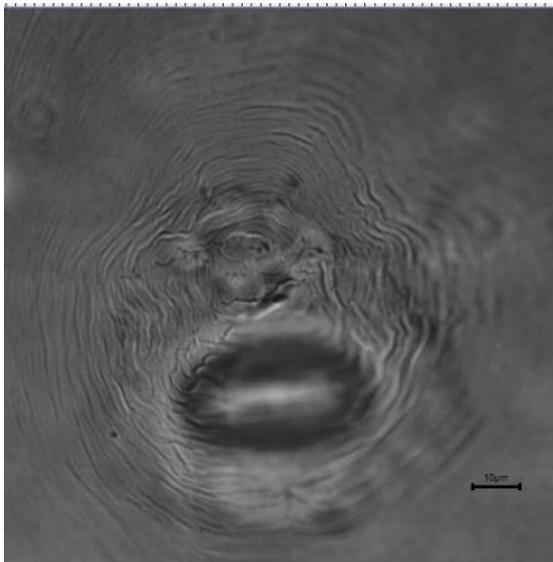


Figura 258. Patrón perineal S-25-1

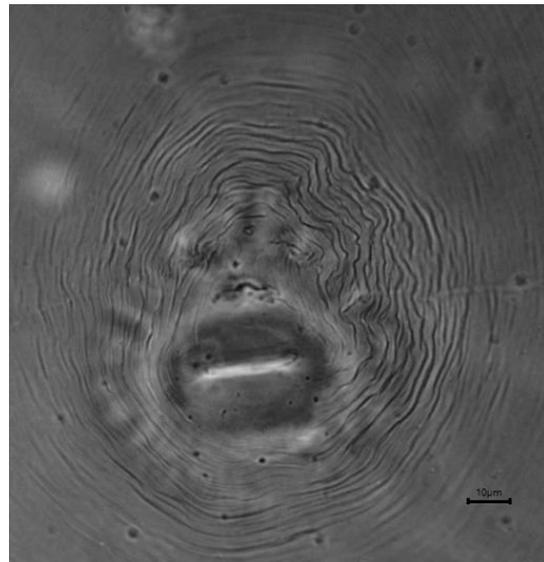


Figura 259. Patrón perineal S-25-2

7.6. Anexo 06. Mediciones de juveniles de segundo estadio del género *Meloidogyne*.

Tabla 23.

Medidas de juveniles de segundo estadio del género *Meloidogyne* en patrón Freedom.

Placa	A	B	C	D
F-01-1	13.25	11.86	59.34	462.34
F-01-3	15.65	9.10	49.82	449.30
F-01-4	14.73	13.28	49.52	374.08
F-01-5	15.97	7.28	53.42	475.78
F-01-6	15.35	11.75	51.69	442.01
F-01-7	14.78	9.08	48.88	396.48
F-01-8	15.56	9.42	56.00	426.88
F-02-2	15.37	10.47	65.25	497.88
F-02-3	14.87	5.47	51.91	396.94
F-02-5	14.65	10.77	56.52	452.92
F-02-6	13.03		51.55	443.14
F-02-7	13.23		51.65	435.94
F-02-8	13.68		49.38	396.44
F-03-1	14.17	11.50	50.55	421.68
F-03-2	15.32	9.98	50.70	464.10
F-03-3	14.51	9.73	60.54	444.71
F-03-4	14.81		72.49	510.51
F-03-5	14.43	7.63	49.94	410.56
F-03-6	11.77	8.88	48.31	395.90
F-03-7	14.03	5.00	50.72	415.28
F-03-8	13.56	9.48	47.78	391.74
F-04-1	13.39	6.76	48.86	385.09
F-04-2	15.14	8.40	61.99	459.28
F-04-3	15.00	9.05	60.61	452.01
F-04-4	14.37	7.47	54.59	433.58
F-04-7	13.19		48.38	465.65
F-05-1	12.07	8.07	43.41	368.03
F-05-2	14.35	7.89	53.54	413.69
F-05-3	14.99	Irregular	54.20	424.60
F-06-1	11.61	8.07	58.65	420.37
F-06-2	14.66	10.81	55.88	438.89
F-06-3	13.25	6.02	50.72	358.38
F-06-4	15.01	9.09	63.94	467.20
F-06-5	15.47	7.94	63.49	468.43
F-06-6	13.91	Irregular	45.87	374.69
F-06-7	15.38	5.60	51.38	404.36
F-06-8	14.81	9.06	58.82	468.66
F-07-1	15.06	10.19	59.19	459.97
F-07-2	14.22	7.45	41.13	425.60
F-07-3	14.36	5.28	33.47	374.14
F-07-4	12.92	9.61	54.26	413.84
F-07-5	15.66	13.53	65.84	505.11

Placa	A	B	C	D
F-07-6	13.76	5.69	41.05	397.74
F-07-7	13.98	6.62	56.33	462.72
F-07-8	13.10	8.14	62.29	481.12
F-08-1	14.69	9.89	56.85	438.78
F-08-2	15.10	14.33	52.55	441.52
F-08-3	15.17	12.09	59.22	474.68
F-08-4	14.58	9.81	54.57	451.27
F-08-5	14.55	9.87	51.19	434.54

Nota. A: Distancia de la cabeza a la base del estilete; B: Longitud de la región hialina; C: Longitud de la cola; D: Longitud del cuerpo.

Tabla 24.

Medidas de juveniles de segundo estadio del género *Meloidogyne* en patrón Harmony.

Placa	A	B	C	D
H-01-1	13.99	7.24		405.72
H-01-2	14.33		52.94	358.52
H-01-3	14.37		54.99	385.39
H-01-4	14.89		44.84	358.46
H-01-5	14.32	14.87	45.08	385.22
H-01-6	13.69	12.46	49.95	373.86
H-01-7	14.04		43.03	359.10
H-02-1	14.16	8.06	40.55	356.71
H-02-2	13.24		45.00	395.18
H-02-4	13.62	11.49	46.21	383.59
H-02-5	14.60	8.94	40.80	339.62
H-02-6	14.59	15.35	46.21	393.01
H-02-7	14.45	10.42	46.17	360.13
H-02-8	14.63	9.81	48.48	395.93
H-03-1	13.83	13.16	42.16	350.62
H-03-2	14.05	9.53	42.18	374.97
H-03-3	13.79	9.66	47.44	381.58
H-03-4	12.14	10.35	55.65	385.80
H-03-5	13.92	11.90	45.90	381.65
H-03-7	11.97	7.22	38.97	325.23
H-03-8	13.48	15.73	42.37	356.51
H-04-1	13.83		46.99	390.06
H-04-2	13.37	12.40	48.48	340.23
H-04-3	14.15	17.27	44.60	346.21
H-04-5	13.28	11.44	54.71	379.59
H-04-6	14.13	13.38	49.14	397.13

Placa	A	B	C	D
H-04-7	14.89	9.38	46.41	398.32
H-04-8	13.54	11.00	44.02	308.89
H-05-1	13.56	10.83	49.12	385.27
H-05-2	14.79	9.86	40.61	353.80
H-05-3	13.28	8.95	47.70	395.61
H-05-4	12.20	10.06	45.27	363.33
H-05-5	14.52		48.41	390.74
H-05-6	13.19	9.16	43.83	320.10
H-05-7	14.04		46.37	341.01
H-05-8	13.50	11.35	42.76	384.61
H-06-1	14.63	6.03	48.54	370.10
H-06-2	15.07	10.66	43.56	377.67
H-06-3	13.75	7.25	42.08	381.08
H-06-4	12.92	8.88	37.20	327.78
H-06-5	13.72	11.08	46.92	376.25
H-06-6	13.76	10.14	43.91	370.32
H-06-7	14.10	6.94	49.26	374.42
H-06-8	14.43	11.86	44.31	371.68
H-07-1	14.67	8.36	43.06	364.51
H-07-2	13.98	8.67	43.21	340.98
H-07-3	14.37	7.80	49.71	370.98
H-07-4	14.39	9.32	41.40	373.75
H-07-5	13.92	8.78	45.35	414.23
H-07-6	14.33	10.16	42.27	420.69

Nota. A: Distancia de la cabeza a la base del estilete; B: Longitud de la región hialina; C: Longitud de la cola; D: Longitud del cuerpo.

Tabla 25.

Medidas de juveniles de segundo estadio del género *Meloidogyne* en patrón 1103 Paulsen.

Placa	A	B	C	D
P-01-1	12.15	16.84	53.15	360.77
P-01-2	14.56		54.08	373.10
P-01-3	13.49	20.75	50.88	370.43
P-01-4	13.34	16.02	49.17	378.22
P-01-5	14.25	9.49	71.92	461.83
P-01-6	14.68		50.99	461.79
P-01-7	14.02		62.11	451.70
P-02-1	15.34	17.39	56.53	426.00
P-02-2		35.79	52.97	431.54
P-02-3	14.37		56.16	424.48

Placa	A	B	C	D
P-02-4		21.17	58.95	432.28
P-02-5	11.32	10.14	48.60	427.07
P-02-6	14.38	12.76	62.22	487.33
P-02-7	15.08	16.51	53.04	410.57
P-02-8	14.51	19.40	55.61	413.01
P-03-1	14.05	8.42	53.94	409.68
P-03-2	12.50	11.73	49.05	391.48
P-03-3	13.13	Irregular		374.10
P-03-4	13.81		39.39	309.40
P-04-1	14.48	10.34	52.56	440.75
P-04-2	13.59	10.53	46.02	447.33
P-04-3	15.79	11.50	41.20	468.46
P-04-5	14.17	15.91	59.06	436.48
P-04-6	14.13	9.39	53.64	432.61
P-04-7	14.04	7.11	52.45	443.31
P-04-8	14.64	10.19	46.97	477.61
P-05-1	14.06	11.24	50.16	420.27
P-05-2	12.37	7.00	48.38	398.38
P-05-3	13.25		60.97	415.01
P-05-4	15.26	8.26	44.15	433.62
P-05-5	14.41	8.35	58.59	445.70
P-05-6	13.80	7.94	42.44	322.66
P-05-7	13.30		59.91	363.05
P-06-1	13.28		52.48	502.24
P-06-2	12.81	13.91	49.24	431.22
P-06-3	12.65		44.14	414.86
P-06-4	13.41		55.61	474.16
P-06-5	13.79		51.77	534.69
P-06-6	12.25		56.51	515.16
P-06-7	13.27		52.81	510.20
P-07-1	13.27	7.73	48.05	418.88
P-07-2	13.78	10.51	51.58	444.67
P-07-3	13.84	7.90	53.18	412.86
P-07-4	14.27	9.66	54.78	432.89
P-07-5	14.66	7.97	50.13	445.45
P-07-6	15.27	10.97	49.88	481.66
P-07-7	14.99		54.88	496.67
P-07-8	14.76	10.19	50.82	456.08
P-08-1	14.05	8.03	49.10	401.20
P-08-2	14.16	8.59	50.06	428.47

Nota. A: Distancia de la cabeza a la base del estilete; B: Longitud de la región hialina; C: Longitud de la cola; D: Longitud del cuerpo.

Tabla 26.

Medidas de juveniles de segundo estadío del género *Meloidogyne* en patrón 101-14 MGT.

Placa	A	B	C	D
M-01-1	13.79	11.96	52.42	401.79
M-01-2	13.28	7.80	56.88	447.03
M-01-3	14.72	9.65	64.37	476.09
M-01-4	13.84	12.56	56.81	392.23
M-01-5	15.00	14.69	58.92	459.81
M-01-6	14.06	12.66	60.12	454.07
M-01-7	14.43	12.04	42.46	403.01
M-01-8	15.61	7.40	56.77	459.84
M-02-1	15.17	11.21	58.77	449.44
M-02-3	14.72	11.26	61.75	458.96
M-02-5	15.29	12.17	65.19	481.28
M-02-7	13.92	6.44	50.55	399.76
M-02-8	14.88	12.12	57.71	470.28
M-03-1	14.16	9.20	52.26	437.70
M-03-2	15.25		60.97	496.42
M-03-5	14.34		64.17	472.61
M-03-6	15.22	13.40	54.98	470.19
M-03-7	12.39		55.73	466.28
M-03-8	14.66	6.67	61.49	458.29
M-04-2	14.98		62.42	460.95
M-04-3	13.64	11.52	61.60	464.16
M-04-4	15.31		61.88	470.03
M-04-5	13.40	10.08	72.51	484.62
M-04-6	15.09	12.89	59.09	458.84
M-04-7	15.17	9.80	58.95	436.14
M-04-8	14.63		61.78	438.68
M-05-1	15.32	11.13	59.30	457.20
M-05-2	13.47	8.42	61.80	458.99
M-05-3	15.92	8.37	58.63	448.73
M-05-4	15.39	11.26	59.08	462.66
M-05-5	14.17	10.53	49.45	409.88
M-05-6	14.88	14.17	61.72	474.66
M-05-7	14.74	12.31	55.60	452.30
M-06-1	15.31	9.43	61.63	487.26
M-06-2	14.78	11.73	61.46	441.13
M-06-3	14.83	13.95	65.31	499.40
M-06-4	13.83	11.20	57.81	435.81
M-06-5	12.30	14.07	60.61	481.08
M-06-6	14.89	13.47	66.31	485.93
M-06-7	14.84	11.76	61.93	451.28
M-06-8	14.25	11.38	48.50	402.05
M-07-1	13.82	11.26	51.10	396.74
M-07-2	14.95	10.01	61.48	464.66
M-07-3	14.31	9.36	55.36	434.71

Placa	A	B	C	D
M-07-4	15.47	7.82	59.80	418.55
M-07-5	13.99	9.70	60.80	473.65
M-07-6	14.73	10.06	66.20	475.61
M-07-7	14.55	11.52	58.76	430.13
M-07-8	14.67	8.60	59.65	460.71
M-07-9	14.38		57.87	451.88

Nota. A: Distancia de la cabeza a la base del estilete; B: Longitud de la región hialina; C: Longitud de la cola; D: Longitud del cuerpo.

Tabla 27.

Medidas de juveniles de segundo estadio del género *Meloidogyne* en patrón Salt Creek.

Placa	A	B	C	D
S-01-1	15.00	8.11	54.99	421.67
S-01-2	13.95	10.40	47.18	377.27
S-01-3	14.92	13.17	55.12	410.82
S-01-4	15.86	11.96	46.13	412.43
S-01-5	15.72	12.30	50.49	425.74
S-01-6	13.47	8.28	49.67	410.37
S-01-7	14.15	8.48	47.18	404.67
S-01-8	14.46	8.43	46.42	410.74
S-02-1	14.77	8.88	52.42	410.81
S-02-2	15.87		48.73	463.63
S-02-3	15.84	10.60	49.59	391.20
S-02-4	15.98	10.97	53.93	406.30
S-02-5	15.03	8.50	54.05	405.58
S-02-6	15.02	10.06	52.65	429.00
S-02-7	15.49	8.82	52.06	426.52
S-02-8	14.89	10.45	50.25	416.57
S-03-1	15.68	7.84	49.65	413.83
S-03-3	14.67		49.27	397.78
S-03-4	15.45	7.51	51.33	391.57
S-03-5	15.30	10.07	51.00	408.56
S-03-6	15.36	12.09	50.44	400.70
S-03-7	15.77	10.22	54.77	420.94
S-03-8	15.53	8.16	53.75	417.21
S-04-5	14.68	11.71	52.50	432.07
S-04-6	14.44		50.90	460.93
S-04-7	14.80	9.83	50.18	391.43
S-04-8	15.78	8.34	58.49	446.37
S-05-1	14.25	7.83	50.28	418.49
S-05-2	14.73	9.18	48.11	394.46
S-05-3	15.02	10.25	49.66	389.58
S-05-4	14.79	7.51	51.88	417.97

Placa	A	B	C	D
S-05-5	14.38	7.00	49.84	386.51
S-05-7	15.68	5.92	51.53	408.63
S-05-8	15.58	7.01	53.28	399.96
S-06-1	14.13	7.10	48.91	412.01
S-06-2	12.32	7.44	37.55	296.98
S-06-3	14.35	9.17	51.09	372.16
S-06-4	12.99	8.16	48.05	322.16
S-06-5	12.17	6.93	42.25	316.81
S-06-6	14.21	6.90	43.78	358.07
S-06-7	12.27		49.25	379.65
S-06-8	14.33	10.02	46.34	329.76
S-06-9	14.47	7.06	53.15	374.35
S-07-1	14.43	10.29	48.90	382.02
S-07-2	13.96		43.39	426.09
S-07-3	13.27	9.47	51.71	394.96
S-07-5	13.69	6.78	39.04	400.38
S-07-6	13.81	8.45	44.40	301.37
S-07-7	13.66	8.28	39.79	310.24
S-08-1	15.09	6.20	54.34	440.65

Nota. A: Distancia de la cabeza a la base del estilete; B: Longitud de la región hialina; C: Longitud de la cola; D: Longitud del cuerpo.

7.7. Anexo 07. Mediciones y características de machos del género *Meloidogyne*.

Tabla 28.

Medidas y características de machos del género *Meloidogyne*.

Placa	A	B	C	D	Especie
H.02	Disco labial fusionado con labios medios. Región cefálica alta y anillada, ligeramente sobresale.	19.94	La columna tiene el mismo ancho desde su base hasta la punta. Nódulos achatados que se separan gradualmente de la columna. Cono se ancha conforme se acerca a la columna	2.97	N. D.

Placa	A	B	C	D	Especie
H-03	Cápsula cefálica elevada y angosta. Región cefálica es anillada y no sobresale. Disco labial cóncavo alto y no se logra diferenciar los labios medios.	23.91	Columna se angosta mientras más cerca se encuentra de los nódulos. No hay diferencia marcada del ancho de la base del cono y el inicio de la columna. Nódulos basales redondeados	2.61	<i>M. incognita</i>
H-04	Cápsula cefálica alta y redondeada. Región cefálica anillada.	19.39	Cono se ensancha conforme se acerca a la columna, los nódulos basales se separan gradualmente de la columna y son redondeados.	3.33	<i>M. javanica</i>
H-05	Región cefálica no sobresale. Cápsula cefálica es alta, redondeada y sobresale.	20.08	Nódulos basales aplanados y anchos. Columna se angosta cerca a los nódulos. Base del cono es más ancha que la columna.	3.46	<i>M. javanica</i>
H-06	Disco labial alto y cóncavo en la parte central, labios medios sobresalen.	19.81	Nódulos basales redondeados, columna es más ancha que el cono. Punta del estilete roma.	2.88	<i>M. incognita</i>
H-07	Disco labial alto y cóncavo centralmente. Labios medios más bajos que el disco labial.	22	Cono y columna del mismo diámetro. Nódulos grandes, redondeados y ligeramente achatados.	3.16	<i>M. incognita</i>
H-08	Cápsula cefálica redondeada. Disco labial plano y labios medios fusionados. Región cefálica ligeramente sobresale y no es anillada.	22.71	Nódulos grandes y ligeramente achatados. Columna es más ancha que el cono y se estrecha cerca a los nódulos.	4	<i>M. javanica</i>

Placa	A	B	C	D	Especie
H-09	Disco labial centralmente cóncavo. Labios medios más bajos que el disco labial.	22.51	Cono es más ancho en su base que la columna. Columna estrecha cerca a los nódulos. Los nódulos son redondeados y se separan gradualmente. Estilete con punta roma.	2.48	<i>M. incognita</i>
H-10	Disco labial centralmente cóncavo. Labios medios más bajos que el disco labial. Cápsula cefálica alta.	22.33	Estilete con punta roma. Cono se ancha cerca a la columna. Columna se estrecha cerca a los nódulos. Nódulos redondos.	2.88	<i>M. incognita</i>
H-11	Región cefálica no sobresale. Cápsula cefálica es alta y plana. Disco labial y labios medios fusionados.	23.56	Cono se ensancha cerca a la columna. Columna se estrecha cerca a los nódulos. Nódulos redondos y achatados.	3.4	<i>M. javanica</i>
H-12	Cápsula cefálica baja y no sobresale. Disco labial alto y cóncavo centralmente.	21.15	Cono se ancha cerca a la columna. Nódulos grandes. Columna no varía en grosor.	3.23	N. D.

Nota. A: Forma de la región labial; B: Longitud del estilete (μm); C: Forma del cono, columna y nódulos basales del estilete; D: Distancia desde la base de los nódulos a la DGED (desembocadura de la glándula esofágica dorsal)

7.8. Anexo 08. Fotografías de juveniles J2 del género *Meloidogyne*.

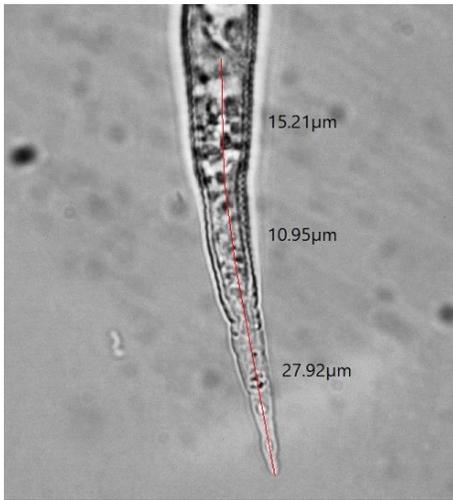


Figura 260. Medición de cola de juvenil de segundo estadio del género *Meloidogyne*

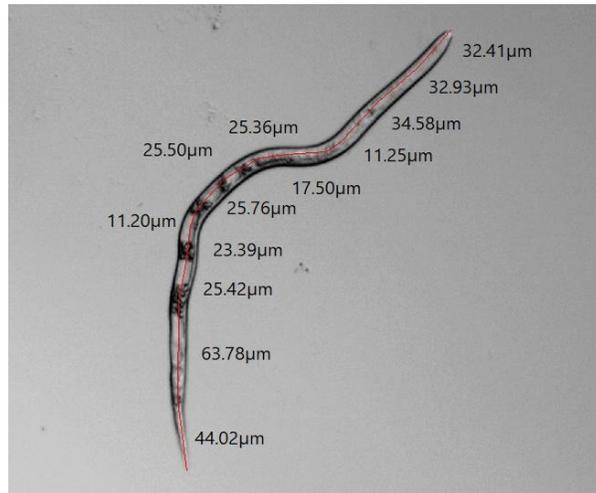


Figura 261. Medición de cuerpo de juvenil de segundo estadio del género *Meloidogyne*

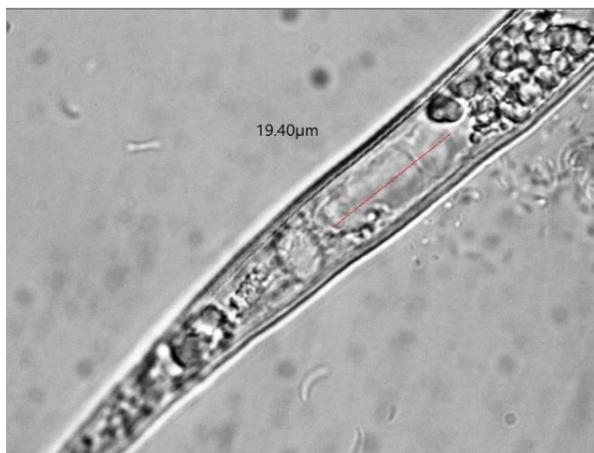


Figura 262. Medición de región hialina de juvenil de segundo estadio del género *Meloidogyne*

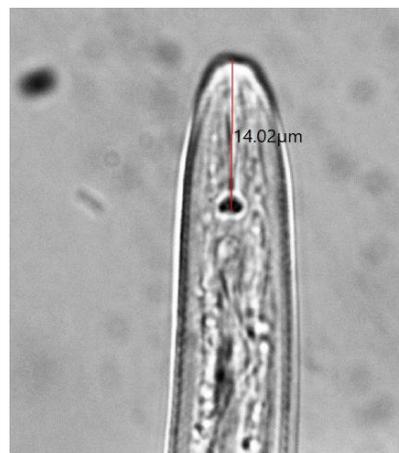


Figura 263. Medición de estilete de juvenil de segundo estadio del género *Meloidogyne*

7.9. Anexo 09. Fotografías de machos del género *Meloidogyne*.

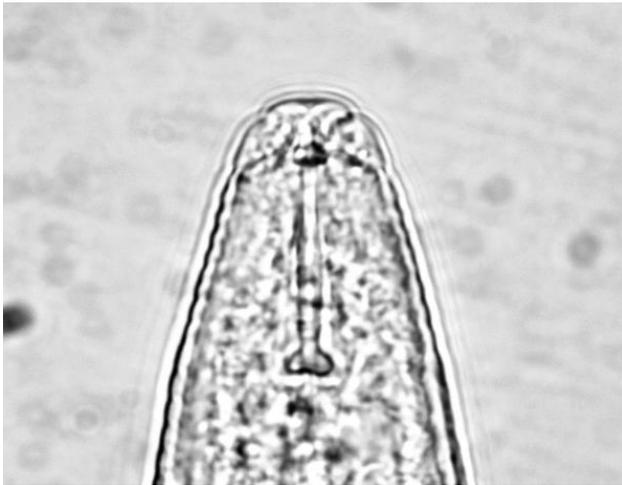


Figura 264. Macho H-02

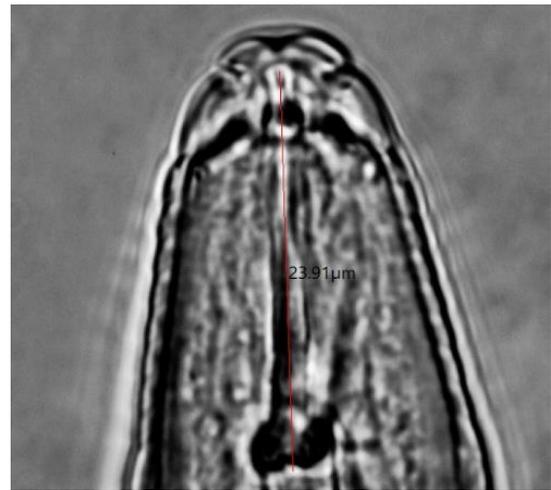


Figura 265. Macho H-03

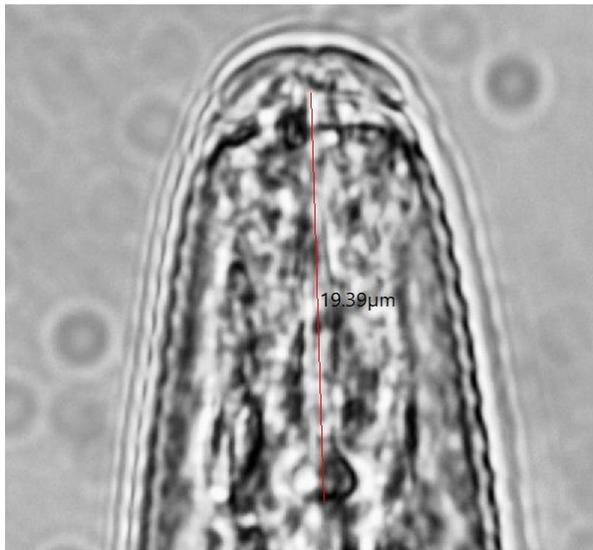


Figura 266. Macho H-04

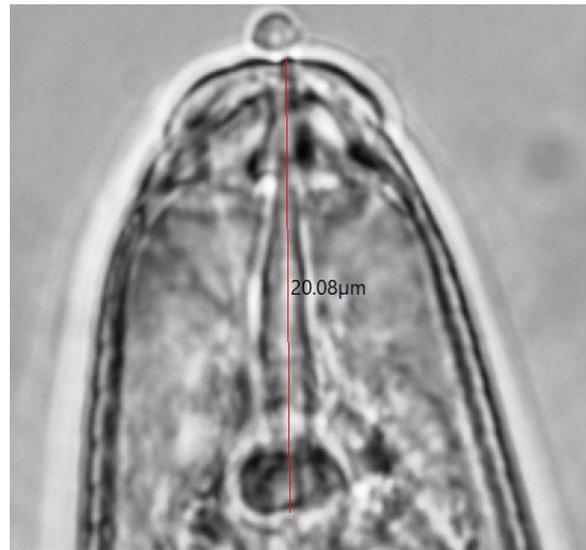


Figura 267. Macho H-05

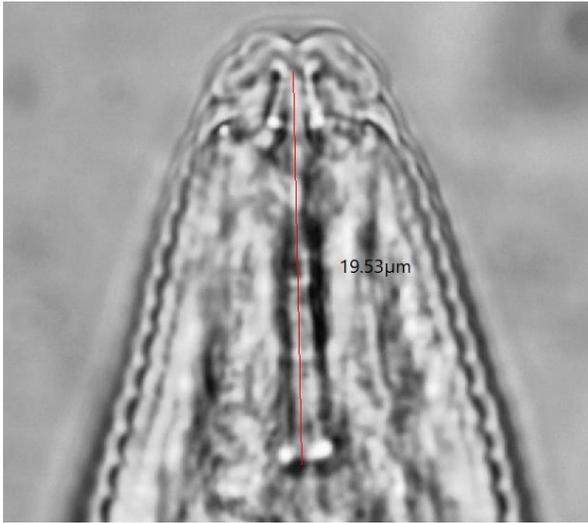


Figura 268. Macho H-06

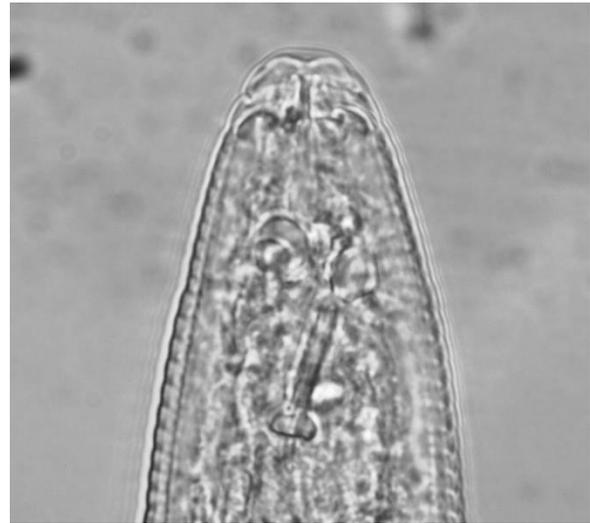


Figura 269. Macho H-07

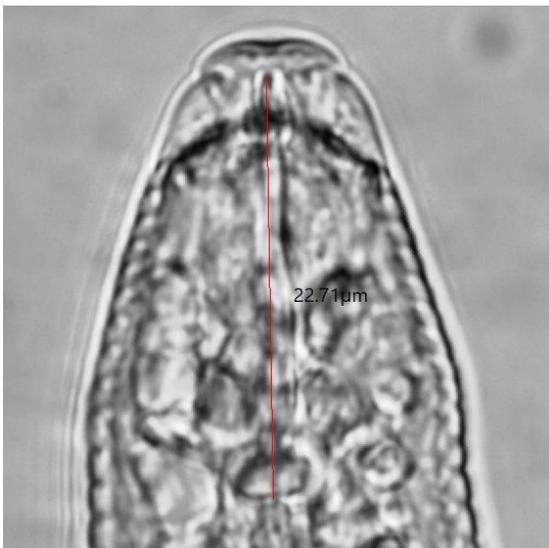


Figura 270. Macho H-08

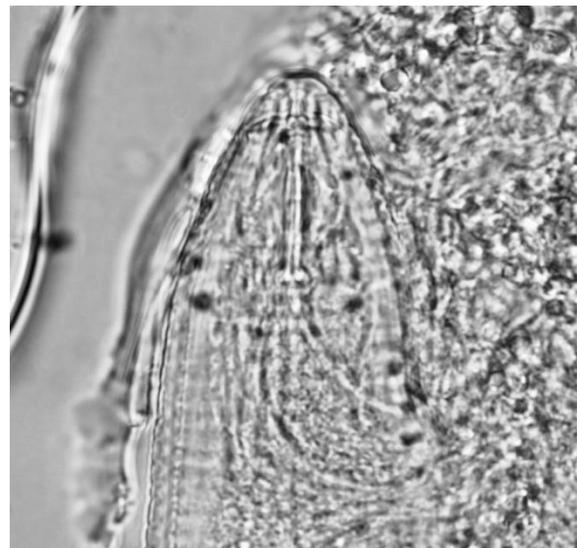


Figura 271. Macho H-09

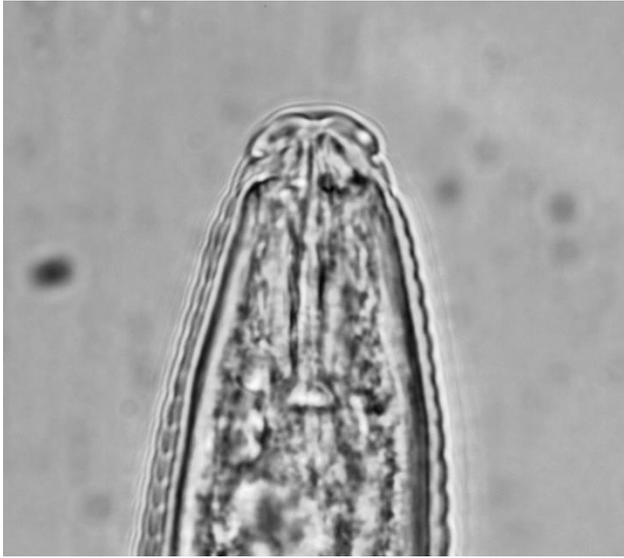


Figura 272. Macho H-10

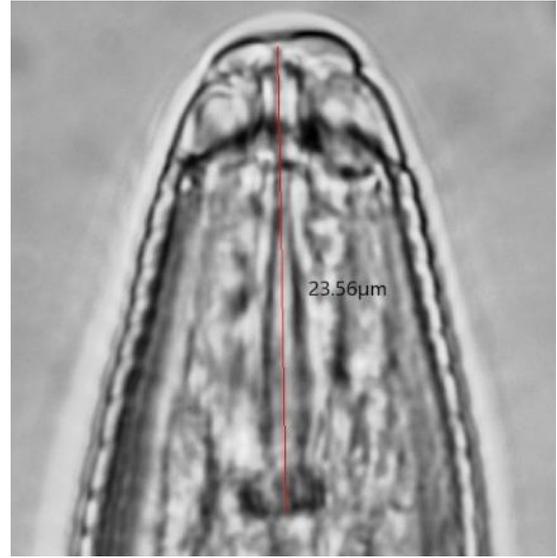


Figura 273. Macho H-11

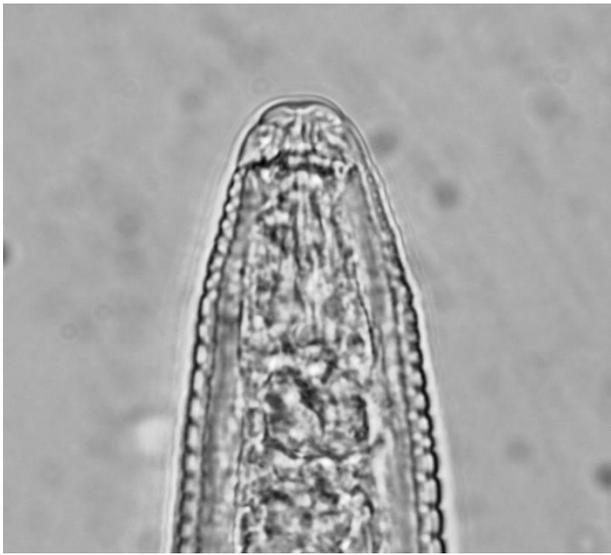


Figura 274. Macho H-12