

Universidad Pública de Navarra

Nafarroako Unibertsitate Publikoa

**ESCUELA TÉCNICA SUPERIOR
DE INGENIEROS AGRONOMOS**

**NEKAZARITZAKO INGENIARIEN
GOI MAILAKO ESKOLA TEKNIKOA**

IDENTIFICACIÓN DE ESTRÓNGILOS EN 3 EXPLOTACIONES DE EQUINOS EN PASTOREO DEL VALLE DE ARAKIL

presentado por

ELENA IRURZUN GOICOECHEA *k*

aurkeztua

INGENIERO TÉCNICO AGRÍCOLA EN EXPLOTACIONES AGROPECUARIAS

**NEKAZARITZAKO INGENIARI TEKNIKOA NEKAZARITZA ETA ABELTZAINZA USTIAPENAK
BEREZITASUNA**

Junio, 2014 / 2014, Ekaina

UNIVERSIDAD PÚBLICA DE NAVARRA

ESCUELA TÉCNICA SUPERIOR DE INGENIEROS AGRONOMOS DE NAVARRA

Departamento de Producción Agraria

Trabajo Fin de Carrera:

IDENTIFICACIÓN DE ESTRÓNGILOS EN 3 EXPLOTACIONES DE EQUINOS EN PASTOREO DEL VALLE DE ARAKIL

Autora

Elena Irurzun Goicoechea

Director

José Manuel Úriz Olaiz

Tutora

Kizkitza Insausti Barrenetxea

Titulación

Ingeniería Técnico Agrícola

Convocatoria

Junio 2014

Índice

Resumen	11
Introducción	13
1 Antecedentes	16
1.1 Parasitología, parasitismo y parásito.....	17
1.2 Clasificación de parásitos.....	18
1.2.1 Protozoos.....	19
1.2.2 Helmintos.....	21
1.3 Enfermedades gastrointestinales comunes en equinos provocadas por organismos endoparásitos	29
1.3.1 Estróngilos	30
1.3.2 Factores climáticos que pueden afectar al desarrollo de los estróngilos	39
1.3.3 Edades de afección y consecuencias de la presencia de estos parásitos	40
2 Estudio previo para la puesta a punto de la técnica	42
2.1 Recogida de muestras.....	43
2.1.1 Teoría de la recogida de muestras	43
2.2 Análisis coprológico y material de laboratorio	45
2.3 Triquina	50
2.4 Estudio estadístico	52
3 Objetivos	56
4 Metodología	58
4.1 Análisis previos o de puesta a punto	59
4.2 Análisis de muestras en las explotaciones estudiadas	64
4.3 Recogida de muestras en matadero y campo	67
4.4 Análisis laboratoriales y muestras analizadas	68
4.4.1 Dudas surgidas en los primeros análisis.....	70
4.5 Image Pro Plus 5.1	71
5 Resultados y discusión	72
6 Conclusiones	79
7 Bibliografía	81
8 Anexos	86
Anexo 1. Enfermedades gastrointestinales en equinos.....	87
Anexo 2. Valores para la función normal N(0,1)	94
Anexo 3. Instrucciones de uso Image Pro Plus 5.1.....	96
Anexo 4. Glosario.....	100

Índice de imágenes



Imagen nº 1. <i>Giardia intestinales</i> (trofozoito-quiste)	19
Imagen nº 2. <i>Toxoplasma gondii</i>	20
Imagen nº 3. <i>Balantidium coli</i> (trofozoito-quiste).....	20
Imagen nº 4. <i>Fasciola hepática</i>	22
Imagen nº 5. Ciclo evolutivo <i>Fasciola hepática</i> (Fiel, 2012).....	23
Imagen nº 6. Cestodos (Uribarren, 2013)	24
Imagen nº 7. Ciclo evolutivo de las tenias típicas (<i>Anoplocephala perfoliata</i> , <i>Anoplocephala magna</i> , <i>Paranoplocephala mamillana</i>) en equinos (Agrovetmarket. 2006).....	27
Imagen nº 8. Ciclo de vida de un nematodo (Virbac, Salud animal).....	29
Imagen nº 9. Localización de los parásitos en el animal	30
Imagen nº 10. Huevos “tipo estróngilos”	31
Imagen nº 11. Ciclo evolutivo de <i>S. vulgaris</i> (Beugnet, et al. 2005)	33
Imagen nº 12. Ciclo evolutivo de <i>S. Equinus</i> (Beugnet, et al. 2005).....	34
Imagen nº 13. Ciclo evolutivo de <i>S. Edentatus</i> (Beugnet, et al. 2005).....	35
Imagen nº 14. Ciclo evolutivo de <i>Ciatostomas</i> (Beugnet, et al. 2005).....	37
Imagen nº 15. Ciclo evolutivo de <i>Trichostrongylus axei</i> (Beugnet, et al. 2005).....	38
Imagen nº 16. Ejemplo de hoja a rellenar cuando la muestra se envía a un laboratorio	45
Imagen nº 17. Material necesario para las técnicas de sedimentación y flotación, respectivamente	49
Imagen nº 18. Material necesario para realizar el diagnóstico.....	51
Imagen nº 19. Algunos de los animales de los que se tomaron muestras	64
Imagen nº 20. Muestras	67
Imagen nº 21. Proceso de flotación	69
Imagen nº 22. Proceso se sedimentación	70
Imagen nº 23. Fotografías tomadas de muestras analizadas en las que observan estróngilos	77
Imagen nº 24. Otras posibles formas parasitarias sin identificar	78

Índice de Tablas



Tabla nº 1. Enfermedades protozoarias típicas en Equino	21
Tabla nº 2. Trematodos típicos en Equino	24
Tabla nº 3. Cestodos típicos de los caballos.....	26
Tabla nº 4. Nematodos típicos de los caballos.....	28
Tabla nº 5. Frecuencia y poder patógeno de estróngilos (Beugnet, et al. 2005).....	41
Tabla nº 6. Formas parasitarias observadas según la técnica empleada.....	47
Tabla nº 7. Ventajas y desventajas de las diferentes técnicas.....	48
Tabla nº 8. Materiales necesarios para las técnicas.....	49
Tabla nº 9. Material necesario para procesar las muestras de triquina	50
Tabla nº 10. Elección de muestra de músculo de acuerdo a las especies analizadas....	51
Tabla nº 11. Cálculos	55
Tabla nº 12. Primeros análisis de muestras de animales en pastoreo.....	59
Tabla nº 13. Muestras procedentes del matadero que han aportado conocimiento para la identificación de estróngilos.....	61
Tabla nº 14. Resumen de las explotaciones estudiadas.....	65
Tabla nº 15. Muestras del valle de Arakil analizadas	65
Tabla nº 16. Dudas surgidas durante el desarrollo de los análisis	71
Tabla nº 17. Resultados del matadero	73
Tabla nº 18. Resultados de las explotaciones	74

Índice de esquemas y gráficos



Esquema nº 1. Clasificación general de parásitos internos.....	18
Esquema nº 2. Clasificación de estróngilos	30
Esquema nº 3. Dinámica de trabajo	68
Gráfico nº 1. Resumen de resultados.....	75

Resumen



Las parasitosis causadas por nematodos del orden Strongylida, son una de las más comunes encontradas en equinos. A este orden pertenecen los conocidos como grandes y pequeños estróngilos, siendo su vía de entrada a través de la ingestión del alimento o el agua y localizándose una vez en el interior del animal en el tracto gastrointestinal, pudiéndole ocasionar diversas lesiones.

Inicialmente las primeras muestras analizadas tanto de animales en pastoreo como las procedentes del matadero, aportaron los conocimientos necesarios para la identificación de dichos parásitos.

El objetivo de este trabajo consistía en la identificación de huevos de estróngilos en heces de equino de 3 explotaciones procedentes del valle de Arakil, con ayuda de las técnicas de sedimentación y flotación. A través de un estudio estadístico se determinó el número necesario de muestras a analizar para obtener resultados representativos, a partir de la población total presente.

Una vez lograda la identificación de dichos parásitos, lo que se buscaba era comprobar si este procedimiento era posible aplicarlo en la práctica, antes y después de tratar a los animales con productos antiparasitarios.

Introducción



Los animales (de compañía, deporte o trabajo) ofrecen multitud de beneficios al ser humano, y no se debe olvidar que la obtención de alimentos de origen animal ha sido históricamente, y sigue siendo, uno de los pilares fundamentales en los que se ha basado la alimentación humana. Asimismo, cabe destacar la importancia económica de la actividad ganadera en nuestra sociedad.

Por ello, el estado sanitario y de bienestar de los animales, es uno de los elementos críticos con mayor repercusión en los índices productivos, siendo unas de las enfermedades que más afectan a este hecho las relacionadas con los parásitos.

La intensidad de las enfermedades originadas por los parásitos dependerá de la cantidad de éstos presentes en el animal, y de las condiciones ambientales y de manejo del ganado que puedan o no favorecer su desarrollo. Las consecuencias por la presencia de parásitos, pueden ser económicamente muy negativas para las explotaciones afectadas, ya que pueden causar una amplia gama de problemas para la salud e incluso llevar al animal a la muerte.

En España, la ganadería basada en la explotación equina es una de las más antiguas, siendo en la actualidad el ocio la principal fuente económica, aunque no hay que olvidar las otras vertientes, no menos importantes, como son el trabajo o la producción de carne. Desde el año 2007, después de varias décadas de descenso, ha habido una tendencia al alza en cuanto al censo de animales (ocio, trabajo o carne), situándose en el año 2013 a nivel estatal en 655.428 cabezas y en Navarra de 24.175 (magrama, 2013).

Los equinos son susceptibles de contraer distintas enfermedades parasitarias a lo largo de su vida. Un ejemplo de ello son los estróngilos, parásitos cosmopolitas y comúnmente encontrados en los caballos de todas las edades. La presencia de estos parásitos puede provocar en el animal retrasos en el crecimiento, pérdidas de peso, malestar, cólicos o muerte. Esto hace que el rendimiento económico de la explotación se pueda ver afectado a consecuencia de una disminución en la producción.

El control de infecciones parasitarias en caballos, al igual que sucede en el resto de especies animales, se centra casi exclusivamente en la aplicación sistemática de productos químicos antiparasitarios, obviándose a menudo el efecto beneficioso que supondría actuar sobre el medio, donde se encuentran formas de resistencia o de vida libre de los parásitos. Tampoco se tiene demasiado en cuenta la utilidad de los análisis coprológicos periódicos para detectar la eliminación del parásito en sus diferentes formas a través de las heces, ni para evaluar la eficacia del tratamiento.

Los estróngilos son parásitos muy comunes en los équidos, por tanto este trabajo se ha basado principalmente en la observación e identificación de éstos en equinos pertenecientes a 3 explotaciones del valle de Arakil, mediante el empleo de las técnicas de flotación y sedimentación.

1 Antecedentes



1.1 Parasitología, parasitismo y parásito

La parasitología se encuentra relacionada estrechamente con el campo de la ecología y puede definirse como la parte de la biología cuyo objeto de estudio son todos aquellos seres vivos, animales y vegetales, conocidos como parásitos, capaces de vivir a expensas de otros de organizaciones más desarrolladas, sin descuidar también las condiciones vitales y del medio ambiente de estos seres (Valperga, 2007).

Una de las funciones más relevantes de esta disciplina, es la lucha contra los parásitos, bien sea en el hospedador o en el medio para poder así controlarlos o erradicarlos. Para decidir medidas de prevención y lucha contra cualquier enfermedad parasitaria, es importante identificar al parásito causante, conocer su forma de dispersión y saber los ciclos biológicos de cada uno.

Entre los millones de organismos que existen en el planeta, se pueden establecer diferentes tipos de relaciones. La simbiosis describe cualquier asociación, temporal o permanente, entre organismos de distinta especie (simbiontes). Dentro de estas asociaciones simbióticas se pueden encontrar, depredador-presa en el que uno de los simbiontes obtiene un beneficio a costa de otro (león-cebra); en la foresis el miembro más pequeño de la relación es transportado por el miembro más grande (ácaros-escarabajo); mutualismo es aquella asociación en la que ambos organismos obtienen un beneficio mutuo (flor-abeja); cuando un individuo obtiene un beneficio en una relación y el otro no, pero tampoco se le ocasiona ningún daño se conoce como comensalismo (tiburón- rémora, pez que se adhiere al tiburón y se alimenta de los restos de comida de estos); y *parasitismo*, sobre la cual se va a centrar este trabajo, consiste en una asociación entre dos individuos de distinta especie en la que uno de ellos (parásito) vive dentro o fuera del otro (hospedador), pudiéndole causar lesiones debido a la dependencia que el parásito tiene sobre él (Hendrix, 1999).

La palabra parásito deriva del griego, “para- junto a” y “sito – alimento”. Por lo que se podría definir a un parásito como todo aquel organismo que vive a expensas de otro (hospedador), del cual obtiene de manera continuada o repetida el alimento, además de asegurarse su desarrollo y garantizar la existencia de su propia especie, provocándole daños más o menos apreciables. Los parásitos se pueden dividir en dos grandes grupos, aquellos relacionados con las plantas son denominados fitoparásitos y los que lo están con los animales se conocen como, zooparásitos (Pardo y Buitrago, 2005).

El parasitismo tiene dos protagonistas fundamentalmente, el parásito y el hospedador en el que el primero se aprovecha del segundo consiguiendo de él su alimento para asegurarse su desarrollo y la existencia de la especie, pero no siempre

queriéndole lesionar la salud, ya que si uno muere el otro también lo hace. Los síntomas que ocasiona el parásito en el hospedador pueden ser definidos mediante dos términos, la *parasitiasis* que hace referencia al estado asintomático detectado en uno o varios hospedadores, que no muestran daños o lesiones aparentes y la *parasitosis* que se da cuando el huésped muestra síntomas o lesiones debido a la acción de los parásitos sobre él.

Los parásitos suelen dividirse atendiendo a diferentes factores, como son:

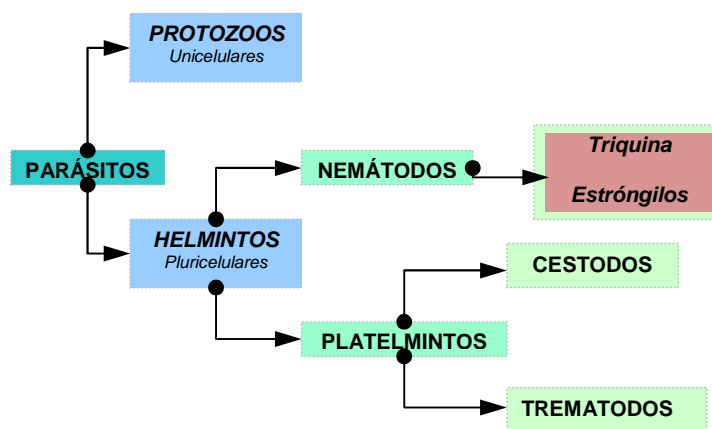
- localización(ectoparásitos, viven en el exterior de sus hospederos y endoparásitos, en el interior), dependencia(facultativos, pueden vivir libremente y obligados, no son capaces de vivir de manera libre), posición en la célula (intracelulares, dentro de las células y extracelulares, fuera de las células) y permanencia (temporales, estacionarios, permanentes y periódicos).

También se pueden distinguir varios grupos de hospedadores, pudiendo ser obligatorio, principal, complementario, accidental, de transporte, entre otros.

1.2 Clasificación de parásitos

Los reinos Protista y Animalia están compuestos por organismos que son los verdaderamente parasitarios de los animales domésticos.

Los protozoos pertenecen al reino Protista y los helmintos, compuesto a su vez por platelmintos (cestodos y trematodos) y nematodos, son uno de los grupos que forman parte del reino Animalia (Esquema nº 1). A pesar de que para este trabajo los parásitos más importante son los estróngilos y en menor grado también la triquina, ambos pertenecientes a los nematodos, se realiza una breve descripción de los demás, ya que la mayoría de ellos son organismos que afectan y desarrollan parte o toda su vida en el interior de los animales (Tabla nº 1, Tabla nº 2, Tabla nº 3, Tabla nº 4).



Esquema nº 1. Clasificación general de parásitos internos

1.2.1 Protozoos

Éstos son microorganismos unicelulares eucariotas, con un metabolismo heterótrofo mediante el cual obtienen el alimento por absorción o fagocitosis. Por su tamaño, pueden verse sin complicaciones con ayuda de un microscopio óptico.

Son seres muy sensibles a los agentes físicos y químicos, por lo que se pueden presentar en forma de quiste, para pasar de un hospedador a otro a través del medio ambiente, lo que les aporta resistencia a las adversidades. La forma activa de éstos se denomina trofozoito.

Dentro de los protozoos se distinguen varios grupos según su manera de desplazamiento, *mastigophora* (flagelados), *sarcodina* (amebas), *ciliophora* (ciliados) y *apicomplexa* (apicomplexa).

Aunque todos ellos comparten las características estructurales y fisiológicas de las células eucariotas, su morfología y ciclo vital son muy variados de un grupo a otro.

Los flagelados, pertenecen al filo sarcomastigophora y a la superclase mastigophora. Adquieren forma similar a la de una pera y poseen uno o más flagelos (largo apéndice en forma de látigo) en su forma móvil (trofozoito), que les permite el movimiento (Imagen nº 1).

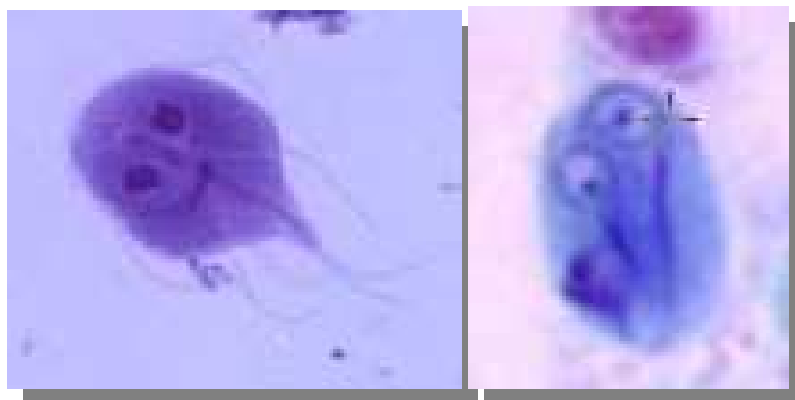


Imagen nº 1. Giardia intestinales (trofozoito-quiste)

Éstos habitan en medios líquidos, como pueden ser la sangre o la linfa. Se reproducen mediante división binaria asexual y se pueden encontrar en lugares como el aparato digestivo o vías genitales, entre otros.

Las amebas, pertenecen al filo sarcomastigophora, y a la superclase sarcodina. Su movimiento es posible gracias a los seudópodos (falsos pies) que poseen en su fase móvil (trofozoito). También se pueden encontrar en forma quística, que les dará la capacidad de resistir a las condiciones adversas.

Son amorfas, físicamente mal definidas o globosas. No tienen reproducción sexual y lo hacen mediante división binaria asexual.

Los apicomplexa, corresponden al filo que lleva su mismo nombre. Son los más complejos y diversificados de todos los protozoos. Suelen tener forma de plátano o coma y se desplazan mediante movimientos ondulatorios (Imagen nº 2).



Imagen nº 2. *Toxoplasma gondii*

Alternan fases de reproducción asexual y sexual y sus ciclos vitales son complejos, estando muy ligados con la fisiología del organismo del hospedador.

Los ciliados, corresponden al filo ciliophora. Sus formas y tamaños pueden variar de unos a otros, pero todos tienen su cuerpo recubierto por finas vellosidades, denominadas cilios. Su reproducción es asexual, mediante división binaria, o sexual.

Se pueden encontrar en dos formas, trofozoito, que gracias al movimiento ondulatorio de los cilios estos parásitos pueden desplazarse, y quiste, que les aporta resistencia frente a las condiciones adversas que se puedan dar en el medio (Imagen nº 3).



Imagen nº 3. *Balantidium coli* (trofozoito-quiste)

Los protozoos ciliados se encuentran en diferentes partes del organismo del hospedador, como en el intestino o ciego.

Tabla nº 1. Enfermedades protozoarias típicas en Equino

Protozoos comunes en Equino	Localización de la infección
<i>Giardia</i> (Giardiosis) (Flagelados)	Aparato digestivo
<i>Cryptosporidium</i> (Criptosporidiosis) (Apicomplexa)	Aparato digestivo
<i>Eimeria</i> (Eimeriosis) (Apicomplexa)	Aparato digestivo
<i>Tripanosoma</i> (Tripanosomiasis) (Flagelados)	Aparato urogenital y sangre
<i>Babesia</i> (Apicomplexa)	Sangre
<i>Theileria</i> (Theileriosis) (Apicomplexa)	Sangre
<i>Sarcocystis</i> (Sarcosporidiosis - Sarcocistiosis) (Apicomplexa)	Músculos Sistema nervioso
<i>Toxoplasma gondii</i> (Toxoplasmosis) (Apicomplexa)	
<i>Leishmania</i> (Leishmaniosis) (Flagelados)	Sangre

1.2.2 Helmintos

Con el término helminto se hace referencia a los animales invertebrados que tienen aspecto de gusano, como son los platelmintos (trematodos y cestodos) y los nematodos; son organismos pluricelulares.

Los platelmintos son vermes (gusanos) aplanados, primitivos, donde algunos son de vida libre, aunque la mayoría son parásitos. Pueden tener tubo digestivo o no, y cuando es afirmativo este es ciego. Entre unos y otros existen importantes diferencias de forma y tamaño, así como fisiológicas.

Los nematodos son vermes redondos, de tamaño variable, pudiendo ser de vida libre o parasitaria. Éstos tienen un tubo digestivo completo con boca y ano, sistema excretor y nervioso.

En general, las formas adultas de todos los helmintos son visibles a simple vista, mientras que los huevos y larvas son de tamaño reducido y sólo es posible observarlas al microscopio.

Los trematodos también conocidos como duelas, pertenecen al filo platelminto. Se subdividen en dos subclases, monogenéticos, que parasitan a peces, anfibios y reptiles; y digenéticos, relacionados con los animales domésticos y el hombre.

El aspecto general de los trematodos o duelas suele ser con forma de hoja, aplanados y sin segmentación alguna (Imagen nº 4).



Imagen nº 4. Fasciola hepática

En este caso, como el trabajo trata sobre el análisis de los parásitos presentes en équidos, sólo se va hablar de la subclase digenética.

Los trematodos digenéticos son organismos endoparásitarios, generalmente anchos, planos y con forma de hojas, aunque también pueden encontrarse algunos carnosos y gruesos (*Fasciola magna*) y otros cuya forma es la de un gusano, largo y delgado (*esquistosomas o duelas de la sangre*).

Todas las duelas a excepción de las de la sangre son hermafroditas, con su aparato reproductor completamente constituido por cada uno de los sexos, siendo la forma más común de reproducción mediante la autofertilización, aunque también se pueda llevar a cabo la fecundación cruzada entre seres adultos.

El ciclo de vida de una duela (Imagen nº 5), comienza al liberar la hembra los huevos que contiene en su interior, al exterior, a través de las heces. Estos huevos operculados (en la mayoría de las duelas tienen este aspecto de huevo oval con un

opérculo o puerta en el extremo de éste) se transforman en una forma embrionaria, que al entrar en contacto con el agua, adquiere un estado móvil, gracias a los cilios que le rodean, miracidio.

Éste busca un huésped intermediario adecuado (caracol agua dulce), en donde se desarrolla el siguiente estadio, esporocistos y posteriormente comienza el siguiente estadio, dando lugar a grandes cantidades de redias formándose de cada una de ellas numerosas cercarías.

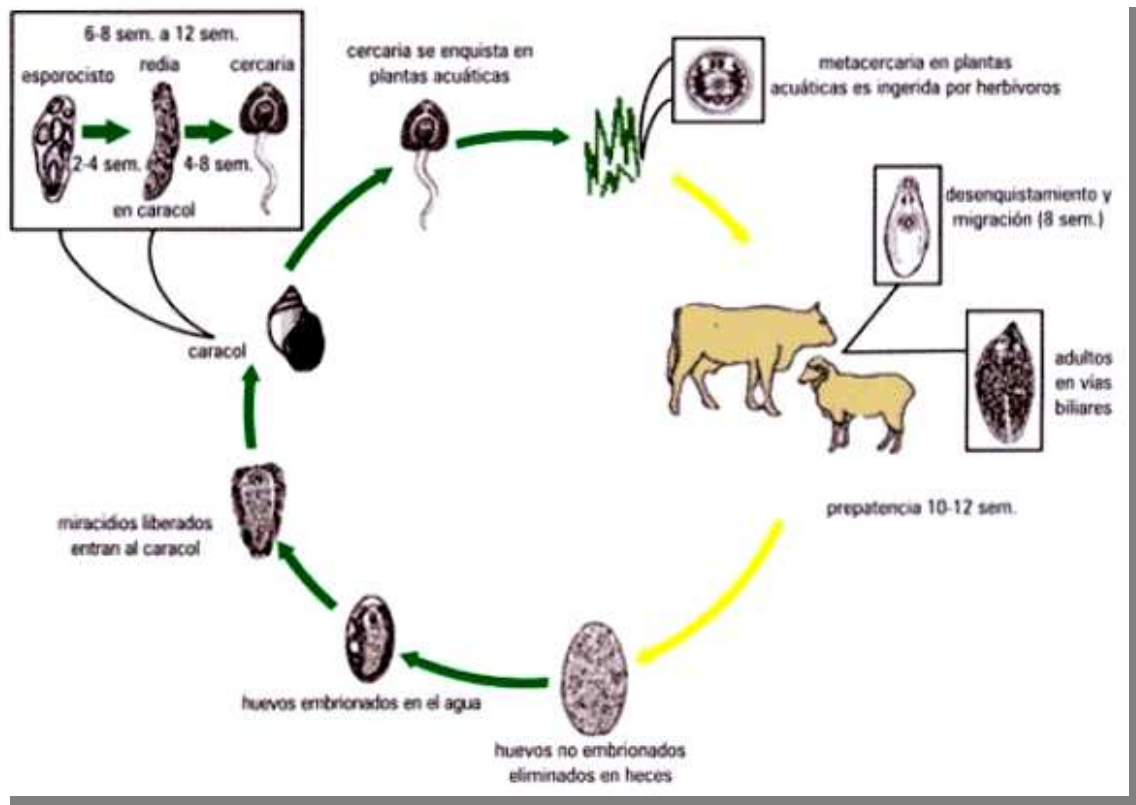


Imagen nº 5. Ciclo evolutivo *Fasciola hepática* (Fiel, 2012)

Las cercarías contienen una cola que les permite salir del caracol donde se encuentran y nadar en el agua.

Según el tipo de trematodo, la cercaría puede continuar su proceso de desarrollo de tres maneras distintas:

1. Penetrando directamente en la piel del hospedador definitivo. La cercaría se dirigirá a la zona donde se localice la infección y se desarrollará hasta su estadio adulto.

2. Fijándose en la vegetación donde se convertirá en una metacercaría por la pérdida de su cola y la secreción de ésta de una pared quística alrededor de sí misma.

Finalmente, la metacercaría será ingerida por el hospedador definitivo. Dentro de éste, la pared quística se digerirá y se liberará a la duela juvenil, la cual irá a su lugar predilecto donde dará lugar a su transformación adulta mediante una infección.

3. Transformándose en una metacercaria enquistada dentro de un segundo hospedador intermediario, que posteriormente será ingerido por el definitivo, donde el segundo y la pared quística serán digeridos dejando en libertad a la duela juvenil ocurriendo lo mismo que en los otros dos casos.

Una vez que el trematodo o duela alcanza su estadio adulto comienza de nuevo el ciclo a través de la autofecundación o fertilización cruzada.

Para identificar el tipo de duela, es importante conocer cuáles son las zonas que éstas eligen para su desarrollo, pero hay algunas que durante todo su ciclo no tiene una localización concreta hasta que llegan a su estadio adulto.

Tabla nº 2. Trematodos típicos en Equino

Trematodos comunes en Equino	Localización de la infección
<i>Fasciola</i> (Fasciolosis)	Hígado, conductos y vesícula biliar
<i>Dicroelium</i> (Dicroceliosis)	Hígado, conductos y vesícula biliar

Los cestodos o gusanos planos, son la otra clase de organismos que componen el filo de los platelmintos. Tienen forma de cinta, son alargados, aplanados y su cuerpo está dividido en segmentaciones idénticas, proglotis (Imagen nº 6).



Imagen nº 6. Cestodos (Uribarren, 2013)

Dentro de esta clase encontramos dos subclases, siendo ambas importantes formas parasitarias en animales domésticos y salvajes, así como en seres humanos, Eucestoda o verdaderos gusanos planos y Cotyloda o falsos gusanos planos.

Los verdaderos gusanos planos contienen una cabeza con ventosas (acetábulos) que le permite sujetarse a su zona predilecta del hospedador, la mucosa del intestino delgado. Estas ventosas no tienen la función de ingerir el alimento, ya que estos cestodos absorben el alimento a partir de su pared corporal.

Pueden presentar también una organela en forma de ganchos o rostelo, que les permite anclarse a la mucosa del intestino. Cuando cuentan con ellos se les denomina verdaderos gusanos planos armados y si no es así, se les conoce como verdaderos gusanos planos sin armar.

Son organismos hermafroditas con órganos reproductores completos en cada proglotis, localizándose los órganos sexuales en los laterales de éstos. De esta manera existe la posibilidad de que se dé lugar una autofecundación o fecundación cruzada entre diferentes proglotis.

Existen proglotis inmaduras, maduras y grávidas (envejecidos). Las maduras tiene órganos sexuales funcionales, las de las inmaduras aún no están totalmente desarrollados y en las de las grávidas, ya se han degenerado, por lo que únicamente se encuentra el útero lleno de huevos.

En el ciclo de vida de un Eucestoda (Imagen nº 7), las proglotis grávidas pueden llegar al medio externo de una en una o en cadena, una vez aquí eclosionan liberando miles de huevos que contiene en su interior los llamados embriones hexacantos. Éstos deben ser ingeridos por un hospedador intermediario adecuado, donde se transformarán en metacestodos.

Los metacestodos pueden adoptar diferentes formas como son cisticercoide, cisticerco, cenuro, quiste hidatídico o tetratiridio, las cuales difieren en el hospedador elegido, estructura, lugar de elección y patogenicidad sobre el hospedador intermediario.

En ocasiones el parásito es más patógeno en el hospedador intermediario, donde se encuentra en la fase de metacestodo, que en el hospedar definitivo infectado a partir de la ingestión del primer hospedador, en el cual es ya adulto.

Tras la fase de metacestodo, el parásito pasa al estadio de gusano plano juvenil, el cual se une a la mucosa del intestino delgado y comienza a producir estróbilos (parte posterior del cuerpo del cestodo compuesto por proglotis).

Estos gusanos al tener músculos en su proglotis pueden moverse. Cuando un animal está infectado de éstos se puede apreciar en las heces a estos gusanos moviéndose, así como en el pelo o en el lecho. Estos gusanos contienen gran cantidad de huevos cuando se encuentran en las heces, los cuales serán ingeridos de nuevo por un hospedador y en su interior se desarrollará un nuevo cestodo.

Una de las diferencias física de los verdaderos gusanos planos con los falsos gusanos planos o Cotyloda es que, los segundos en vez de tener ventosas poseen dos organelas llamadas botrios, con las cuales se unen a la mucosa del intestino delgado. Éstos tampoco contienen boca, por lo que absorben el alimento a través de la pared corporal.

Son hermafroditas y sus huevos son expulsados por un orificio que se encuentra en la parte central de la proglotis.

El ciclo vital es algo más complicado que el anterior, alcanzado los huevos uno a uno el medio externo sin ser expulsada la proglotis. Al entrar en contacto con el agua, los huevos eclosionan y liberan el embrión hexacanto ciliado fuera del opérculo, denominado coracidio.

El coracidio será ingerido por un hospedador intermediario, donde evoluciona hasta llegar a un estadio procercoide. Si el hospedador intermediario primario es ingerido por un secundario, evolucionará hasta el segundo estadio, denominado plerocercario (estadio juvenil), que es infeccioso para el huésped definitivo, y se unen a la mucosa intestinal y se desarrolla hasta llegar a adulto.

Tabla nº 3. Cestodos típicos de los caballos

Cestodos comunes en Equino	Localización de la infección
<i>Anoplocephala</i> (Anoplocephalosis)	Aparato digestivo
<i>Paranoplocephala</i> (Paranoplocephaliosis)	Aparato digestivo
<i>Echinococcus</i> (Equinococosis)	Hígado, Aparato respiratorio

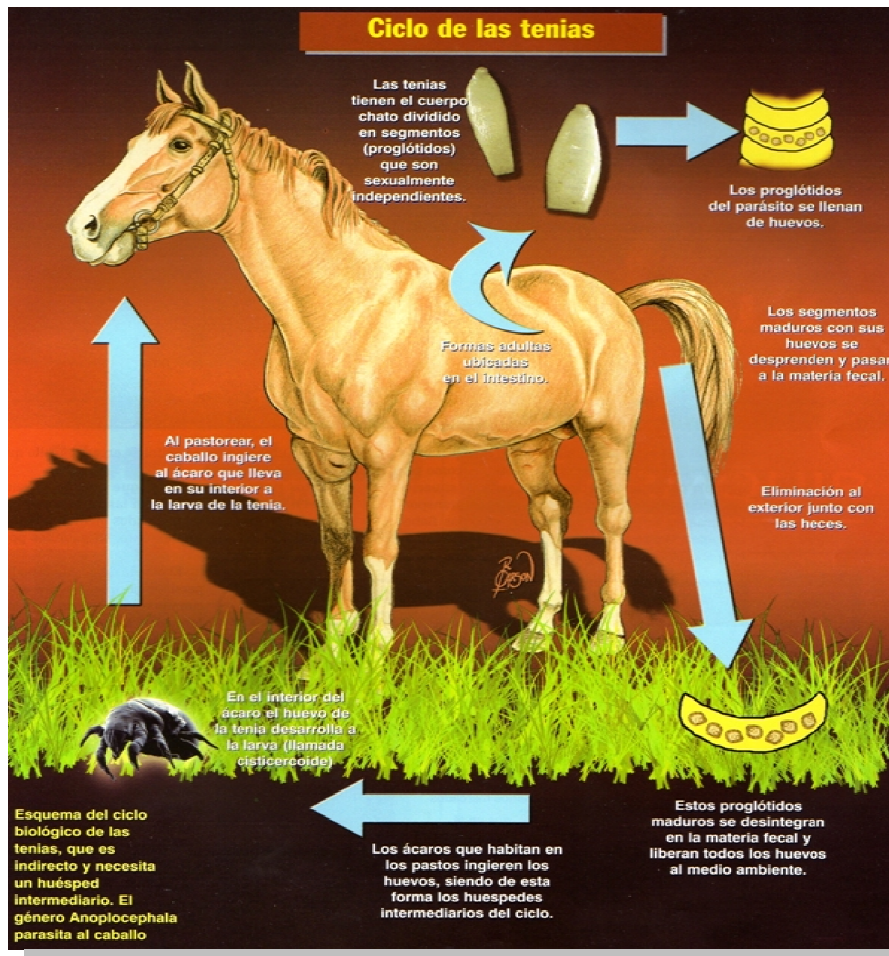


Imagen nº 7. Ciclo evolutivo de las tenias típicas (*Anoplocephala perfoliata*, *Anoplocephala magna*, *Paranoplocephala mamillana*) en equinos (Agrovetmarket. 2006)

Los nematodos son el filo más abundante y con mayor diversidad en la tierra, conocidos también como vermes redondos.

Existen varios tipos de nematodos según el medio de parasitación, pero en este trabajo se van a describir los que parasitan tanto a los animales salvajes como domésticos y al hombre.

La mayoría de estos organismos son alargados, redondeados en sus extremos, cilíndricos y no tienen su cuerpo segmentado, por ello reciben también el nombre de vermes redondos, pero hay otros en forma de látigo (*Trichuris*) o esfera (*Tretameres*), entre otras.

Los nematodos son seres dioicos, poseen sexos separados, por lo que hay machos y hembras. Éstos son muy prolíficos, es decir una sola hembra puede producir miles de huevos cada día.

Algunas hembras son ovíparas, lo quiere decir que los huevos que producen tienen una sola fase celular en el interior de la cubierta del huevo o fase de mórula. Otras son ovovíparas y en el interior de la cubierta del huevo se da un primer estadio larvario. Y también pueden ser larvíparas, éstas incuban los huevos en el interior del útero y dan a luz a larvas vivas.

El ciclo de vida de los nematodos es simple, cuando se usa un hospedador intermediario se le denomina ciclo vital indirecto y cuando no se encuentra dicho hospedador recibe el nombre de ciclo vital directo.

En el ciclo vital típico (Imagen nº 8) (existen variaciones entre los ciclos de unos nematodos a otros), la hembra adulta produce huevos con una sola fase celular en el interior de su cubierta, la célula original se divide en dos células, éstas en cuatro y así sucesivamente.

A veces el estadio unicelular original evoluciona a la fase de mórula, el cual pasará a una primera fase de larva totalmente formada dentro del huevo preparada para eclosionar. La larva emerge del huevo y se desarrolla el segundo estadio larvario, que mudará a la tercera fase larvaria, infeccioso para el hospedador definitivo. El tercer estadio larvario puede evolucionar tanto en el medio externo como dentro del hospedador intermediario, pero para poder sobrevivir deberá regresar al hospedador definitivo.

La infección del hospedador se puede dar por penetración directa o mediante el hospedador intermediario.

El tercer estadio larvario una vez en el hospedador definitivo, muda al cuarto estadio larvario y posteriormente al quinto estadio, donde es un nematodo preadulto. Éste se dirige a su ambiente del organismo preferido y allí evoluciona hasta ser un adulto sexualmente maduro. Los adultos procrean y comienza de nuevo el ciclo.

Tabla nº 4. Nematodos típicos de los caballos

Nematodos comunes en Equinos	Localización de la infección
<i>Cyathostomun</i>	Aparato digestivo
<i>Cylicocyclus</i>	Aparato digestivo
<i>Draschia</i> (Draschiosis)	Aparato digestivo
<i>Habronema</i> (Habronemiasis)	Aparato digestivo y tejido subcutáneo
<i>Oxyuris</i> (Oxispirurosis)	Aparato digestivo

<i>Parascaris</i> (Parascariosis)	Aparato digestivo
<i>Strongyoides</i> (Estrongiloidosis)	Aparato digestivo
<i>Strongylus</i> (Estrongilosis)	Aparato digestivo
<i>Trichostrongylus</i> (Tricostrongilosis)	Aparato digestivo
<i>Triodontophorus</i>	Aparato digestivo
<i>Dictyocaulus</i> (Dictiocaulosis)	Aparato respiratorio
<i>Trichinella</i> (Triquinelosis)	Músculo
<i>Thelazia</i> (Telaziasis)	Saco conjuntival
<i>Setaria</i> (Setariosis)	Cavidad abdominal
<i>Onchocerca</i> (Oncocercosis)	Piel y tejido subcutáneo

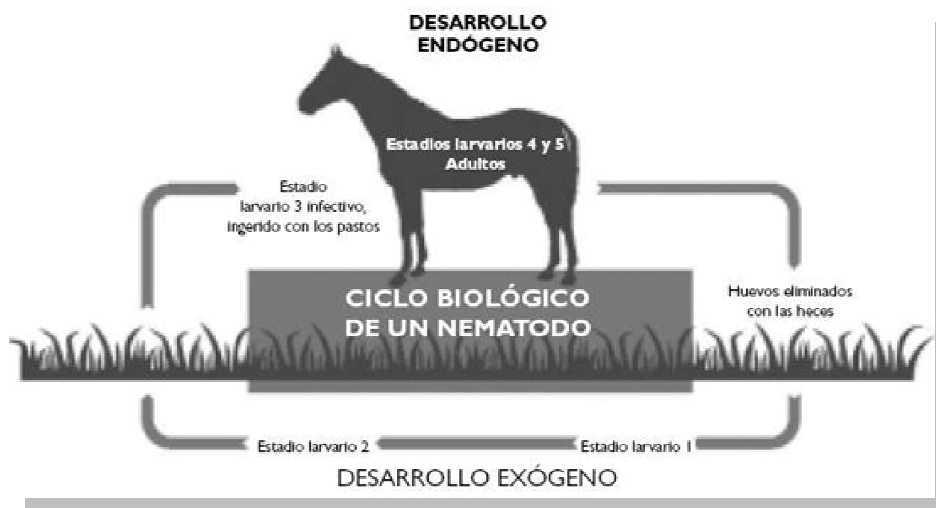


Imagen nº 8. Ciclo de vida de un nematodo (Virbac, Salud animal)

1.3 Enfermedades gastrointestinales comunes en equinos provocadas por organismos endoparásitos

Algunos organismos tras establecer una estrecha relación mediante su incorporación al interior de los equinos, pueden ocasionar alguna enfermedad gastrointestinal (Imagen nº 9). En el *Anexo 1* se detallan brevemente algunas de ellas y a continuación, se van a describir de manera extensa a los grupos de estróngilos, ya que las infecciones que ocasionan son las de mayor prevalencia y patogenicidad en los caballos, y van a ser la base para este trabajo.

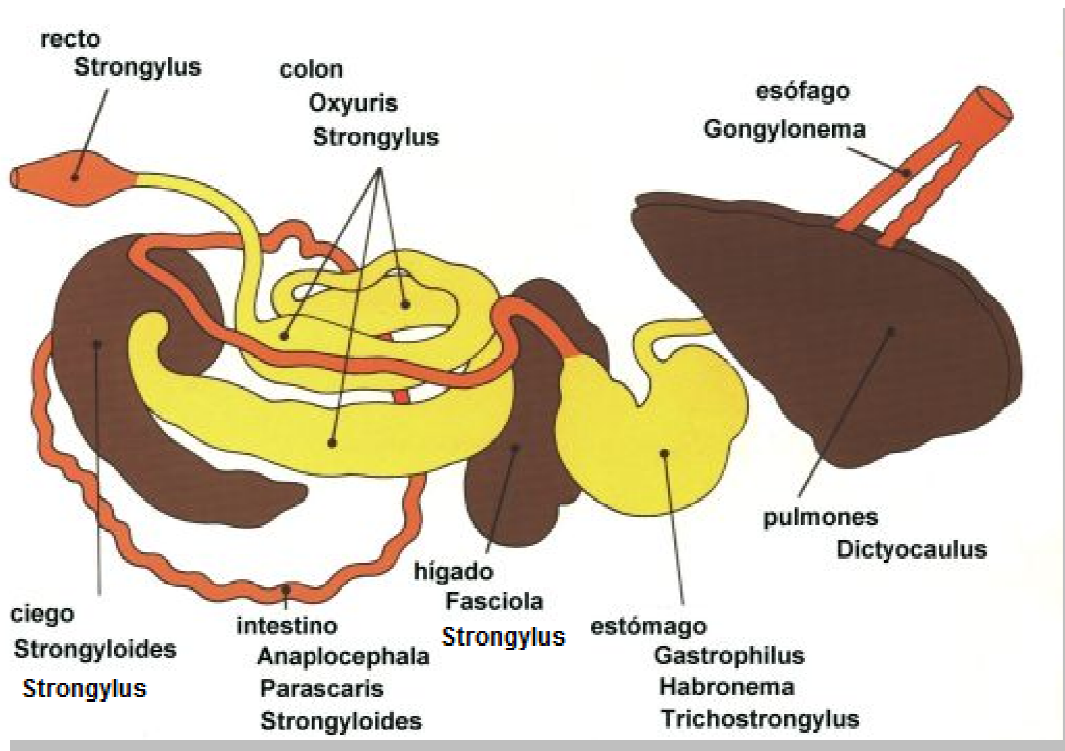
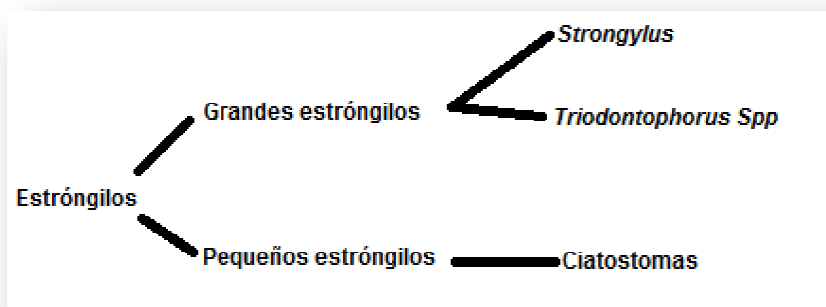


Imagen nº 9. Localización de los parásitos en el animal

1.3.1 Estróngilos

Los estróngilos son nematodos pertenecientes al orden Strongylida, superfamilia Strongyloidea, familia Strongylidae, a su vez encontramos dos subfamilias la Strongylinae o conocida también como “grandes estróngilos” y la Cyathostominae o “pequeños estróngilos”.

Los grandes estróngilos están formados por los géneros *Strongylus*, compuesto por 3 especies *S. vulgaris*, *S. edentatus* y *S. equinus*, y *Triodontophorus spp*. En cuanto a los pequeños estróngilos encontramos 13 géneros diferentes de ciatostomas, que a su vez engloban a unas 40 ó 50 especies (Esquema nº 2) (Beugnet, et al. 2005).



Esquema nº 2. Clasificación de estróngilos

Otro nematodo que pudiese ser de interés, es *Trichostrongylus axei*, que en muchas ocasiones está asociado a otros estróngilos y a continuación también se describirá.

Tanto los grandes como los pequeños estróngilos morfológicamente son muy similares, sus huevos son conocidos como “tipo estróngilos” (Imagen nº 10), ya que son prácticamente idénticos y para diferenciarlos sería necesario hacer un coprocultivo y deducir a qué género y especie pertenecen mediante el estudio de sus larvas, por lo que cuando se ve alguno de estos huevos se clasifican como estróngilos, sin ir más allá (Hendrix, 1999).

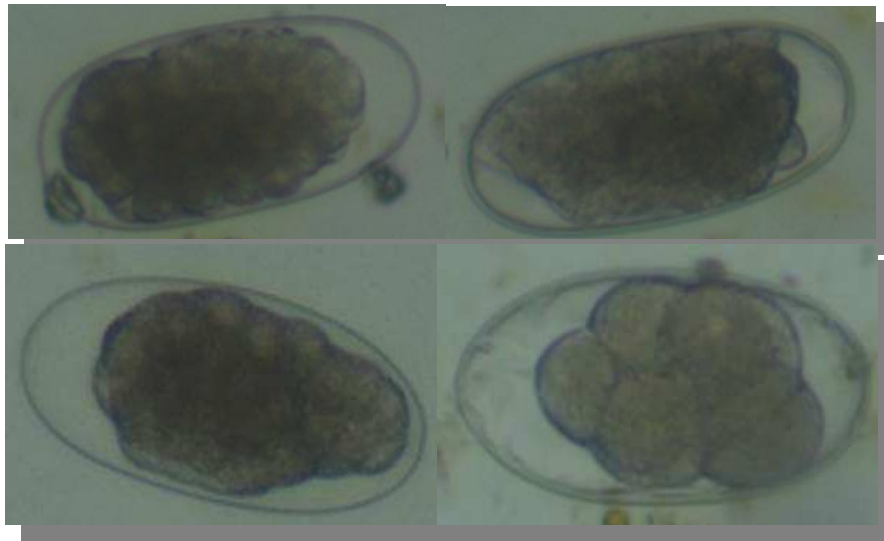


Imagen nº 10. Huevos “tipo estróngilos”

Sus ciclos biológicos son diferentes, realizando los primeros migraciones en el hospedador a otros órganos diferentes al intestino grueso, donde viven como adultos y los segundos no se mueven, las larvas únicamente van a la pared del intestino grueso y después regresan a la luz del intestino para transformarse en adultos (Francisco, 2010).

1.3.1.1 Grandes estróngilos

Los grandes estróngilos son parásitos cosmopolitas con una distribución mundial que afectan a todos los equinos.

Entre las parasitosis digestivas producidas por este grupo, la más patógena del género *Strongylus* es la especie *S. vulgaris*, aunque las afecciones de *S. edentatus* y *S. equinus* sean menos importantes, no quiere decir que haya que despreciarlas. Las consecuencias de la presencia de *Triodontophorus spp* también pueden ser semejantes a las de los otros (Beugnet, et al. 2005).

Ciclo de vida, morfología y localización del género *Strongylus*

La fase preparasitaria del ciclo de vida comienza cuando los huevos del parásito salen del hospedador mezclados con las heces, los cuales dependerán de las condiciones de humedad, oxígeno y calor del momento. El primer estadio larvario (L1) sale al exterior en unas 48 horas, tras eclosionar el huevo, alimentándose principalmente de bacterias, posteriormente prepara la primera muda que le llevará al segundo estado larvario (L2), si las condiciones climáticas no son favorables, el ciclo de desarrollo se interrumpe en este estadio, reempiéndose éste cuando las condiciones mejoren. Repitiendo el mismo proceso de alimentación, crecimiento, con unas condiciones favorables (temperatura próxima a los 22 °C y humedad suficiente) y tras desprenderse la cutícula vieja de L2 quedando como una vaina que envuelve al tercer estadio larvario (L3) que le protegerá de las bajas temperaturas pudiendo permanecer viable durante varios años. La L3, que su formación dura entre 5 ó 7 días, es la única que puede infectar a un nuevo hospedador y se nutre de gránulos alimenticios de reserva que se encuentran almacenados en sus células intestinales. Las larvas de este estadio son ingeridas accidentalmente por los equinos al consumir los pastos o agua, penetrando a través de la mucosa intestinal desde donde van a comenzar su migración, los cuales quedarán infectados y la larva se desprenderá de la vaina protectora en el intestino delgado (Ruíz, 2007).

A continuación se van a detallar las fases parasitarias que dependerán de cada especie.

a) *Strongylus Vulgaris*: los adultos se localizan en el intestino grueso (ciego y colon), mientras que las larvas se pueden encontrar en diversas zonas como la arteria mesentérica craneal y sus ramificaciones.

Las larvas del tercer estadio se introducen en la mucosa y submucosa del intestino delgado o grueso, donde mudan a L4, las cuales recorren las arterias y se posicionan en la arteria mesentérica craneal, donde pueden dar lugar a la formación de trombos. Las larvas L4 mudan y dan paso a los estadios adultos inmaduros (L5), quienes emergen de los trombos y vuelven a la pared intestinal antes de convertirse a adultos en los nódulos que forman en ella. Una vez hechos adultos, los cuales son menos patógenos que las larvas, en el intestino grueso ponen miles huevos a diario que serán expulsados al exterior nuevamente por las heces (Imagen nº 11). El período prepatente es de 6 a 7 meses (Ruíz, 2007).

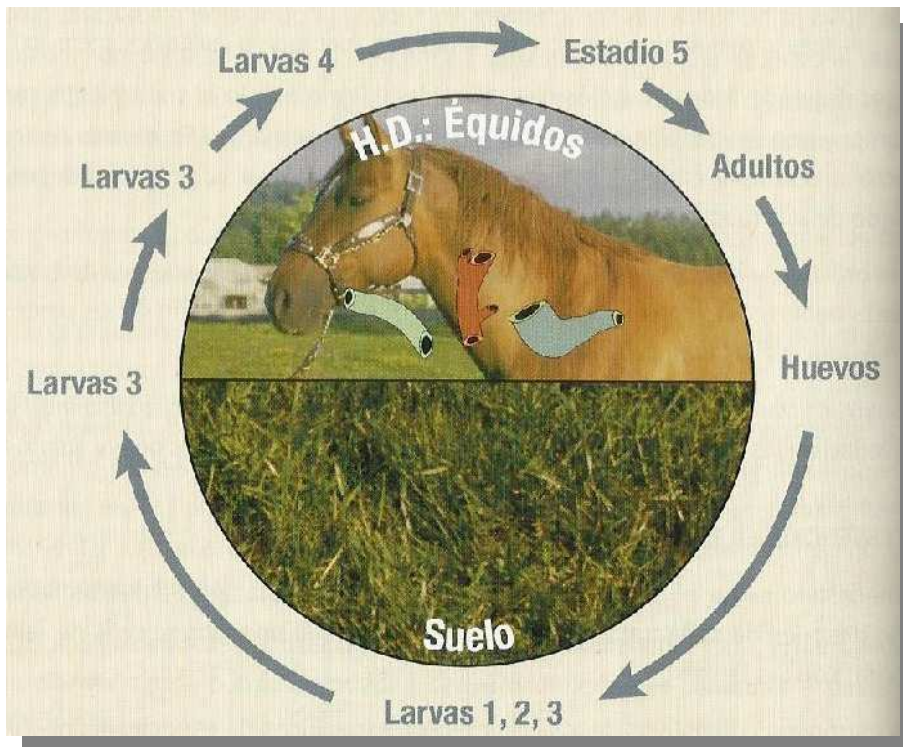


Imagen nº 11. Ciclo evolutivo de *S. vulgaris* (Beugnet, et al. 2005)

Su forma adulta posee pequeños dientes en su cápsula bucal con forma oval. El macho mide 14-16 mm de longitud por 0,75-0,95 mm de ancho y las hembras 20-24 mm por 1-1,4 mm. Los huevos adquieren forma oval, con cubierta fina y superficie lisa. Tienen unas dimensiones entorno a los 92x54 micras (Wilford, 1977).

b) *Strongylus Equinus*: en el intestino grueso (colon ventral y ciego) se instalan los adultos, las larvas se alojan en el hígado, páncreas, pulmones o testículos, entre otros.

La fase parasitaria de *S. Equinus* se inicia al introducirse las larvas de tercer estadio en el hospedador e instalándose en la mucosa y submucosa del intestinal delgado y grueso, donde forman nódulos. Aquí se forma el cuarto estadio larvario que se desplaza por la cavidad peritoneal al hígado, donde permanecen varias semanas antes de mudar al quinto estadio larvario. Una vez desarrolladas en el quinto estadio larvario migran al ciego y colon por el páncreas, donde se transforman en adultos que pondrán los huevos (Imagen nº 12). El período prepatente es de 9 meses (Ruíz, 2007).



Imagen nº 12. Ciclo evolutivo de *S. Equinus* (Beugnet, et al. 2005)

Los machos tienen unas dimensiones aproximadas de 26-35 mm de longitud por 1,1-1,3 mm de ancho y las hembras 38-47mm por 1,8-2,2 mm. La cápsula bucal de éstos es redondeada con cuatro proyecciones dentiformes en su base, donde los dos dientes ventrales son algo mayores y menos puntiagudos que los dos dorsales. Los huevos que ponen las hembras son ovalados, cáscara fina y superficie lisa. Sus dimensiones rondan las 80-90 micras de longitud y 45-50 micras de anchura y a su vez contienen entre 16 a 32 blastómeros (Wilford, 1977).

c) *Strongylus Edentatus*: así como las larvas se pueden encontrar en diferentes órganos como son el hígado y el peritoneo, especialmente el flanco derecho, y los adultos se localizan en el intestino grueso.

Al entrar las larvas infectantes (L3) a la mucosa intestinal, emigran al hígado a través de las vías sanguíneas, donde pasarán al cuarto estadio larvario. Se desplazarán éstas hacia el peritoneo e invaden la pared del flanco derecho, donde se convertirán en el quinto estadio larvario que se desplazará a las paredes del ciego y del colon, donde formarán nódulos y ahí evolucionarán a adultos (Imagen nº 13). El período prepatente es de 200-320 días (Ruíz, 2007).

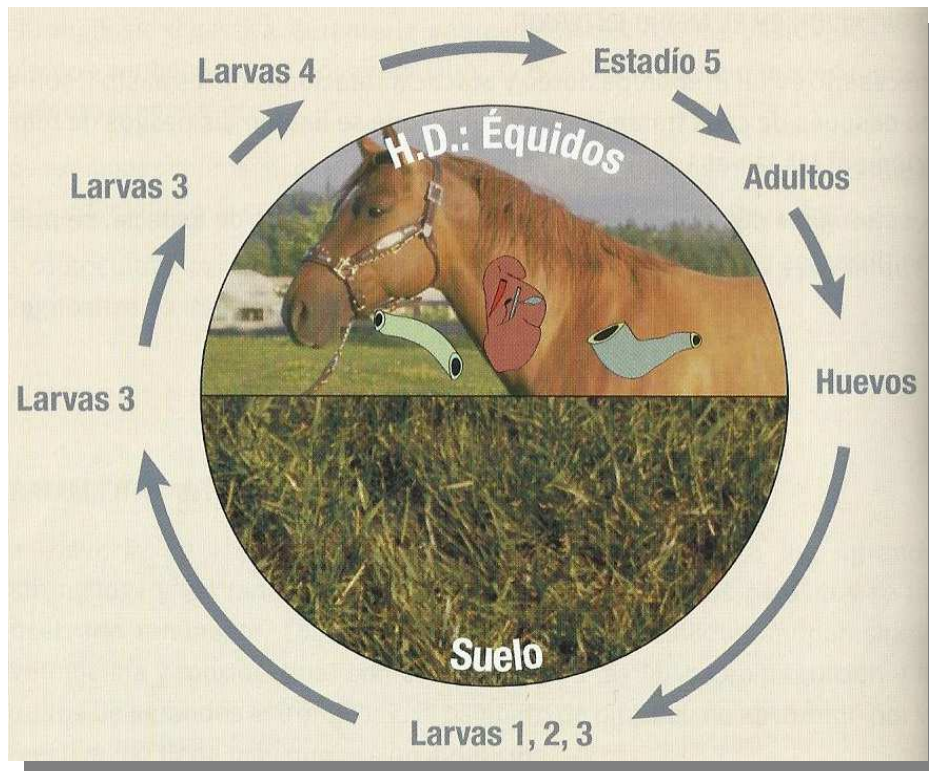


Imagen nº 13. Ciclo evolutivo de *S.Edentatus* (Beugnet, et al. 2005)

Su cápsula bucal es cónica y carece de dientes. Los machos miden 23-44 mm de longitud por 1,6-2,3 mm de anchura y las hembras 33-44 mm por 1,6-2,3mm (Wilford, 1977). Los huevos miden 78-88 micras de longitud por 48-52 micras de anchura, con forma ovalada, cáscara fina y superficie lisa (Ochoa, 2013).

Ciclo de vida, morfología y localización del género *Triodontophorus spp*

Triodontophorus spp, morfológicamente presentan similitudes con los *Strongylus*, su tamaño en estado adulto es parecido al *S. edentatus*. Estos se fijan a la mucosa del colon gracias al aparato bucal que poseen, armado de dientes.

El ciclo de vida de estos parásitos presenta gran parecido a los anteriormente descritos, desde que sale el huevo hasta que la larva de tercer estadio se introduce en los caballos a través de la mucosa intestinal del intestino delgado y grueso. Lo que le diferencia es que su migración se limita a la membrana serosa, posteriormente mudará a la larva de cuarto estadio, preadulto y adulto. Su patogeneidad va a ser menor que la de los *Strongylus* debido a sus limitaciones migratorias, además éste siempre está asociado a los pequeños y grandes estróngilos, aumentando el poder dañino de estos parásitos (Beugnet, et al. 2005).

1.3.1.2 Pequeños estróngilos

Los pequeños estróngilos hoy día son los parásitos intestinales (localizados a nivel del ciego y del colon) que con mayor frecuencia son encontrados y a su vez los más patógenos en la especie equina, ya que los estudios sobre parásitos durante mucho tiempo han estado centrados a los grandes estróngilos y los tratamientos modernos han conseguido disminuir su presencia, por lo que gracias a éstos se ha podido analizar más en profundidad a los ciatostomas. Este grupo afecta a todo tipo de equinos y son parásitos muy frecuentes y cosmopolitas (Beugnet, et al. 2005).

Ciclo de vida, morfología y localización de los ciatostomas

Los huevos son eliminados por las heces en grandes cantidades, los cuales siempre que las condiciones sean favorables evolucionarán a larvas de primer y segundo estadio, sin desprenderse de la envoltura pasará a larva infectante (L3). Éstas tras ser ingeridas por los equinos a través de la ingesta de pasto o consumos de agua, se localizan en los ganglios del colon y ciego, penetrando hasta llegar a la mucosa y submucosa intestinal. Aquí podrán por un lado desarrollarse a un cuarto estadio larvario y posteriormente al quinto, hasta llegar al adulto en la luz intestinal, o la otra vía de evolución es enquistarse en la pared del intestino grueso (fase hipobiótica, donde podrá permanecer largos periodos de tiempo (meses o años). Tras la salida del quiste, las larvas de cuarto estadio se transforman en preadultos (L5) que seguidamente alcanzarán la forma adulta. La hembra adulta pondrá huevos a la altura del ciego y colon, los cuales saldrán con heces (Imagen nº 14). El periodo prepatente es de unas 6 a 14 semanas para el ciclo directo sin hipobiosis (Ruíz, 2007).

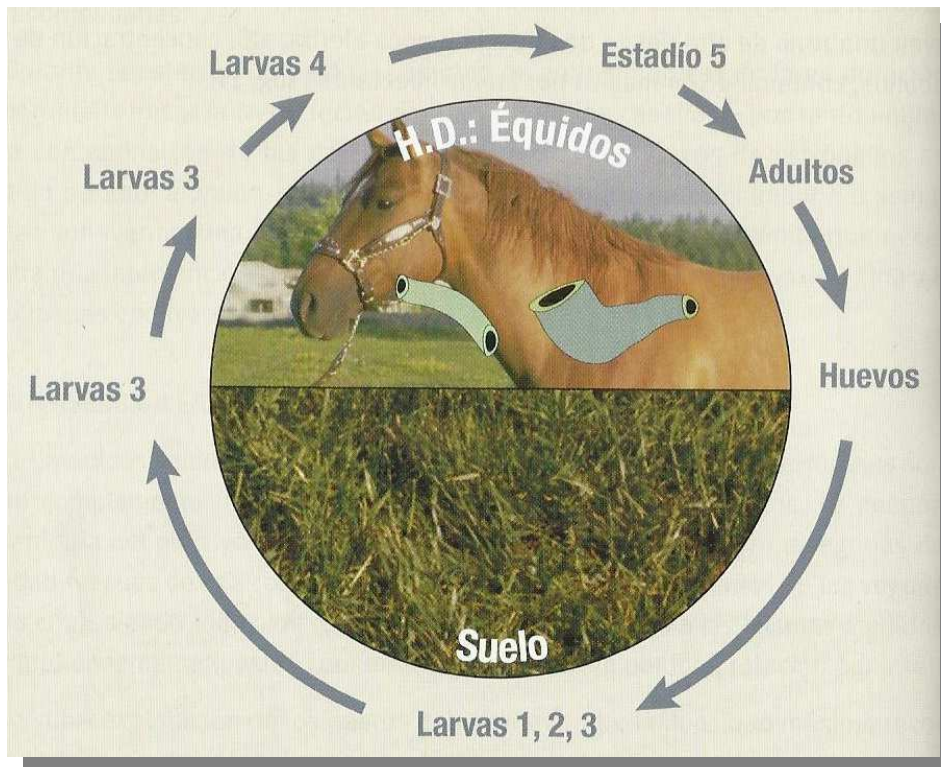


Imagen nº 14. Ciclo evolutivo de Ciatostomas (Beugnet, et al. 2005)

Los adultos miden de 5-7 mm de longitud y 0,18- 0,23 mm de ancho. Su cavidad bucal troncocónica está equipada por un número variable de elementos largos, estrechos y puntiagudos que permiten su fijación a la mucosa digestiva. Los huevos son alargados, con los polos más estrechos que los grandes estróngilos (Beugnet, et al. 2005).

1.3.1.3 Trichostrongylus axei

Otro nematodo que puede ser de interés, ya que sus huevos se clasifican como “tipo estróngilo” y en muchas ocasiones está asociado a otros estróngilos es *Trichostrongylus axei*. Pertenece al orden Strongylida, superfamilia Trichostrongyloidea, familia Trichostrongylidae y género *Trichostrongylus* dentro del cual hay varias especies, pero en este caso se va a centrar en la que reside en el interior del estómago de los caballos.

Estos están presentes en todos los continentes, son poco frecuentes y su poder patógeno pasa a menudo desapercibido, siendo generalmente transmitida por los rumiantes infectados que comparten los pastos con estos animales.

Ciclo de vida, morfología y localización de *Trichostrongylus axei*

Su ciclo biológico es similar al de los pequeños estróngilos, siendo los huevos expulsados junto con las heces al medio exterior donde con unas óptimas condiciones ambientales eclosionarán éstos liberándose así la larva de estadio primario, después pasará al estadio secundario y al igual que los anteriores, la larva de tercer estadio estará protegida por la cutícula que se desprende una vez se encuentren en el estómago del animal. Estas larvas son ingeridas por los equinos mientras se alimentan de pastos y consumen agua, penetrando en la mucosa gástrica, donde se transformarán en el cuarto estadio, debido a que no hacen migraciones y pasarán a adultos los cuales se localizan en el estómago (Imagen nº 15). Su periodo prepatente es de 25 días (Beugnet, et al. 2005).

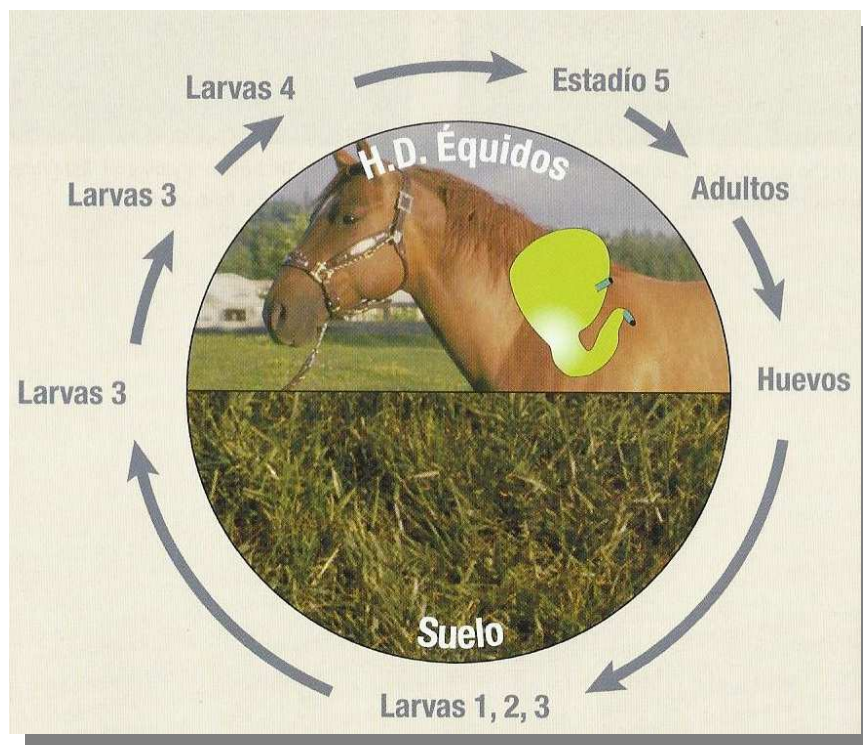


Imagen nº 15. Ciclo evolutivo de *Trichostrongylus axei* (Beugnet, et al. 2005)

Morfológicamente son vermes filiformes, de 4-7 mm de longitud y 70- 90 micras de anchura, de color pardo rojizo, con una cápsula bucal muy pequeña. Los huevos tienen una membrana fina y miden unas 80 micras de longitud y 40 micras de anchura (Wilford, 1977).

1.3.2 Factores climáticos que pueden afectar al desarrollo de los estróngilos

La situación parasitológica de un animal es compleja de determinar ya que se produce una ingesta continua de larvas y es el resultado de muchas variables complejas que interactúan entre sí, como son la tasa de ingestión de larvas, la raza animal, la edad o el estado nutritivo del huésped, carga ganadera, eliminación de huevos por los animales parasitados, entre otras. Pero la influencia del clima es una causa importante para que ocurran infestaciones por parásitos.

La supervivencia y desarrollo de los diferentes estadios parasitarios pueden verse afectados por diversos factores del ambiente, principalmente aquellas etapas que se dan fuera del cuerpo del hospedador, es decir, aquellas fases de vida libre.

Las larvas de estadios primarios y secundarios, conocidas como pre-infectantes, tienen capacidad de alimentarse, pero las del tercer estadio que son las que tienen poder de infectar al animal no.

Desde la perspectiva epidemiológica los factores climáticos que más influyen son la temperatura y la humedad. Los huevos se desarrollan adecuadamente dentro de un rango de temperatura comprendido entre los 9 a 38 °C, siendo necesarias unas temperaturas mínimas superiores a los 3 °C. Por debajo de los 10 °C la velocidad de desarrollo es muy lenta.

Entorno a los 20 °C en 1 ó 2 días los huevos eclosionan, apareciendo las larvas infectantes a la semana. Esto se puede asemejar a las condiciones de otoño y primavera. Cuando se dan temperaturas próximas a los 35 °C, lo cual sucede en verano, las larvas evolucionan más deprisa (3-4 días).

Durante un tiempo las larvas y huevos pueden soportar temperaturas de congelación. Las larvas de los dos primeros estadios son más sensibles a las bajas temperaturas (varios días a -6 °C), mientras que las del tercero, gracias a la vaina que les protege son más resistentes. En otros artículos se ha podido leer que la vida de las larvas en los pastos se ven beneficiadas por la humedad, penumbra y temperaturas relativamente bajas siendo más lento su desarrollo pero con mayor capacidad de supervivencia, mientras que las condiciones que favorecen los desplazamientos como el calor u oscilaciones frecuentes de luz pueden ocasionar agotamientos e incluso llevarles a la muerte (Moreno y Robles, 2009).

El otro factor climático de importancia es la humedad. Las larvas, L1 no son resistentes a la falta de humedad y a medida que se van desarrollando alcanzan más

capacidad para soportarlo, siendo la L3 muy resistente. Para los huevos que se encuentran sin desarrollar la desecación es letal.

1.3.3 Edades de afección y consecuencias de la presencia de estos parásitos

Strongylus Vulgaris puede ser observado en todos los rangos de edad, siendo más sensibles los animales jóvenes, debido a la posible inmunidad que hayan podido adquirir los adultos, la cual se desarrolla muy lentamente. Una vez que el parásito es adulto se fija en la mucosa intestinal pudiéndole originar hipoproteïnemia, úlceras en el intestino grueso, anemia o hemorragias durante su implantación en ella, aunque el papel patógeno de éstos es menor que cuando se encuentra en estadio larvario en el sistema arterial. Los estadios larvarios pueden provocar al animal inflamaciones del endotelio de las arterias, trombos en la arteria mesentérica, además de un engrosamiento y estrechamiento del calibre arterial de éstas, y a consecuencia de esto la fatiga, anorexia o cólicos se harán visibles. Cuando se produce una invasión larvaria masiva y repentina del parásito da lugar a fiebre, pérdida de apetito, diarrea, cólicos e incluso la muerte en aquellos animales que sean débiles o que nunca antes hubiesen tenido contacto. También pueden provocar zonas infartadas en el intestino. Las infecciones crónicas o poco severas pueden ser asintomáticas o generar abatimiento, adelgazamiento progresivo o cólicos intermitentes (Beugnet, et al. 2005).

Las infecciones por ***Strongylus Equinus*** y ***Strongylus Edentatus*** suelen pasar desapercibidas sin apenas notárseles ningún síntoma, siendo más graves en los équidos jóvenes que en los adultos. En *S. edentatus* cuando la larva se localiza a nivel del peritoneo del flanco derecho le provoca dolores locales y peritonitis, que cuando la infección es masiva puede causarle la muerte al animal. En *S. equinus* no se suelen apreciar signos claros. Cuando se da la estrongilosis digestiva masiva se pueden observar retrasos en el crecimiento, reducción de peso, hemorragias locales, anemias, cólicos, úlceras, lesiones fibrosas, hipertrofia en ganglios linfáticos o muerte, entre otros. Los adultos fijados en la mucosa intestinal provocan úlceras, hemorragias locales, anemia, hipoproteïnemia, entre otros (Beugnet, et al. 2005).

Triodontophorus spp raramente se presenta aislado, sino siempre asociado a los grandes y pequeños estrongilos acentuando las afecciones, patogeneidad y lesiones que ocasionan éstos.

Cuando las larvas de ***Cyathostoma*** emergen de la hipobiosis provocan una diarrea muy aguda, muy frecuente en animales jóvenes y puede ir acompañada de adelgazamiento, cólicos, hipertermia, edemas en las zonas inferiores del cuerpo e incluso de la muerte si no se trata adecuadamente. Las formas adultas pueden

ocasionar pequeñas úlceras en la mucosa intestinal, correspondientes a sus puntos de fijación (Beugnet, et al. 2005).

La presencia de *Trichostrongylus axei* afecta a equinos de cualquier edad, aunque en los potros antes del destete puede tener consecuencias más graves, siendo su principal fuente de infección las yeguas, que éstas a su vez es muy común que se contaminen cuando comparten pastos con rumiantes. Los potros en las cuerdas se infectan mediante la ingestión de las heces maternas contaminadas. Los síntomas que se aprecian, en particular en los potros jóvenes, es la diarrea, ocasionada por una congestión gástrica que altera al tracto digestivo. En aquellos animales previamente debilitados esta descomposición puede provocar deshidratación, detención del crecimiento o malestar general, así como de edemas en regiones inferiores o gastritis crónica (Beugnet, et al. 2005).

Tabla nº 5. Frecuencia y poder patógeno de estróngilos (Beugnet, et al. 2005)

Nombre	Localización de los adultos	Frecuencia +/- à +++	Poder patógeno +/- à +++
Pequeños estróngilos (<i>Cyathostominae</i>)	Porción posterior del intestino delgado y del intestino grueso	+++ Caballos de todas las edades	++ a +++ (salida de hipobiosis) patógeno en los caballos de menos de 2 años
Grandes estróngilos equinos (<i>Strongylus spp</i>)	Intestino grueso	++ Caballos de todas las edades	++ a +++ (larvas migratorias)

2 Estudio previo para la puesta a punto de la técnica

Esta fase se inició a principios de mayo de 2013, recabando información sobre la recogida de muestras y técnicas de estudio para la observación de parásitos. Una vez leída toda la información, se comenzó el proceso de análisis de las primeras muestras, las cuales no sólo fueron de equinos, sino también de vacuno. Éstas permitieron la observación de las primeras formas parasitarias así como el contacto con el laboratorio y con las técnicas que posteriormente se emplearían.

En junio de 2013 se comenzaron unas prácticas en el matadero "La Protectora", donde el trabajo realizado consistía en la preparación de muestras de triquina, las cuales aportaron la disciplina y conocimientos necesarios sobre cómo trabajar y conocer los materiales propios de un laboratorio.

Aprovechando la estancia en dicha empresa, se creyó oportuno analizar heces de equinos sacrificados en ella. Tras realizarles los análisis, se observó que los parásitos más frecuentes y que mejor se identificaban eran los estróngilos, a través de sus huevos.

Por lo que todo ello permitió afianzar el empleo de las técnicas e identificación de dicho parásito, y poner a punto la técnica para posteriormente centrar el trabajo en la identificación de estróngilos en 3 explotaciones del valle de Arakil.

A continuación se detalla la información teórica necesaria sobre las recogidas de muestras, técnicas de estudio, así como la relacionada para la detección de triquina.

2.1 Recogida de muestras

Los parásitos y sus formas evolutivas, tienen diferentes localizaciones dentro del huésped, por lo tanto su recolección y conservación dependerá del parásito que se quiera identificar (Edison, et al. 2005).

En el presente trabajo se quieren encontrar huevos de estróngilos. Para su observación es necesario analizar las heces del animal, que es la vía de salida al exterior.

2.1.1 Teoría de la recogida de muestras

La información que pueden aportar las muestras en el laboratorio va a depender mucho de su calidad. Por ello, una toma mal realizada, pobremente recogida o un mal transporte puede inducir a errores de diagnóstico, e incluso a un tratamiento inadecuado del animal enfermo.

Las heces destinadas a examen parasitológico deben ser frescas y recogidas directamente del recto del animal. Si no es posible, serán recogidas con cuidado inmediatamente después de la expulsión de la parte más fresca y superior, evitando tomar muestras que se encuentren en contacto con el suelo, para que no sean invadidas por otros parásitos de vida libre (Edison, et al. 2005).

Las muestras se tomarán con ayuda de una cucharilla correctamente desinfectada y limpia y se depositarán en un tubo esterilizado con tapa. El recipiente se debe llenar completamente, para así eliminar todo el aire y ralentizar el desarrollo y eclosión de los huevos que contengan las heces.

En el caso de que las muestras tengan que ser transportadas o se vayan a examinar en unas horas, se podrán conservar de diferentes maneras.

Una de ellas es mediante la utilización de formol, usando 1mL de formaldehído por cada 10 gramos de muestra de forma que el medio fijador haga contacto con todas las partículas de las heces.

Otra manera de conservación es la refrigeración mediante el empleo de hielo con serrín, de esta manera la temperatura se mantendrá uniformemente repartida y se evitará posibles congelaciones de la muestra. Es recomendable su uso para muestras que van a tardar entre 24 y 48 horas en ser trasladadas al laboratorio (Edison, et al. 2005).

Toda muestra que se envíe al laboratorio debe estar correctamente identificada. Para ello se tomarán datos relacionados con la explotación a la que pertenece, identificación del animal, fecha y hora de recogida de la muestra, entre otras (Imagen nº 16) (Laboratorios de sanidad animal de Extremadura, Gob. De Extremadura).

LABORATORIO REGIONAL DE SANIDAD Y PRODUCCIÓN ANIMAL DE BADAJOZ	HOJA DE ENVÍO DE MUESTRAS PARA ANÁLISIS PARASITOLÓGICOS	A RELLENAR POR EL LABORATORIO: CÓDIGO NCT: _____ HORA DE LLEGADA: _____ CONDICIONES DE CONSERVACIÓN: <input type="checkbox"/> Refriggerado <input type="checkbox"/> No refriggerado			
		DATOS DEL REMITENTE: ADS O CLÍNICA VETERINARIA: _____ DIRECCIÓN: _____ MUNICIPIO: _____ TELÉFONO: _____ NOMBRE Y APELLIDOS DEL VETERINARIO/A: _____		Firma del Veterinario/a: _____ Fdo: _____	
ANÁLISIS SOLICITADOS:					
<input type="checkbox"/> LEISHMANIOSIS CANINA		<input type="checkbox"/> TRICHIOMONOSIS			
<input type="checkbox"/> TOXOPLASMOSIS		<input type="checkbox"/> FILARIOSIS			
<input type="checkbox"/> PIROPLASMOSIS		<input type="checkbox"/> OTROS (especificar): _____			
<input type="checkbox"/> ECTOPARÁSITOS					
<input type="checkbox"/> ANÁLISIS COPROLÓGICO:		<input type="checkbox"/> PARÁSITOS GASTROINTESTINALES <input type="checkbox"/> PARÁSITOS PULMONARES <input type="checkbox"/> PARÁSITOS HEPÁTICOS			
DATOS IDENTIFICATIVOS DE LA MUESTRA:					
FECHA RECOGIDA: / / ESPECIE: <input type="checkbox"/> BOVINO <input type="checkbox"/> OVINO <input type="checkbox"/> CAPRINO <input type="checkbox"/> AVIAR <input type="checkbox"/> CANINO <input type="checkbox"/> PORCINO <input type="checkbox"/> CÉRVIDOS <input type="checkbox"/> OTROS		Nº DE MUESTRAS: TIPO MUESTRA:		<input type="checkbox"/> HECES <input type="checkbox"/> SANGRE CON EDTA <input type="checkbox"/> RASPADO <input type="checkbox"/> SUERO <input type="checkbox"/> HISOPO VAGINAL <input type="checkbox"/> LAVADO PREPUCCIAL <input type="checkbox"/> VÍSCERAS (Especificar): _____ <input type="checkbox"/> OTROS (Especificar): _____	
Identificación muestra	Nombre propietario/a	Finca	Municipio	Provincia	
HISTORIAL CLÍNICO: 					

Imagen nº 16. Ejemplo de hoja a rellenar cuando la muestra se envía a un laboratorio

2.2 Análisis coprológico y material de laboratorio

Los exámenes coprológicos se pueden llevar a cabo de dos maneras diferentes, según el objetivo buscado, la macroscópica y la microscópica.

El examen macroscópico consiste en la observación a **simple vista** de las características de las muestras, como es la consistencia, color, olor, presencia de elementos no fecales (moco o tejido intestinal)... También es conveniente compararla con las heces de otros animales cuya salud sea buena y que pertenezcan al mismo lote.

Se debe tener en cuenta la calidad de los alimentos que recibe el animal, porque si el síntoma de éste es por ejemplo la diarrea, podría haber sido causada por la alimentación en mal estado que se le ha aportado al animal o por otros motivos, en vez de por parásitos.

Para resolver dudas sobre la presencia o no de parásitos en un corto espacio de tiempo y sin ningún coste económico, se recomienda la realización de un examen macroscópico. No siempre un resultado negativo asegura la ausencia de éstos en las muestras, por lo que es imprescindible llevar a cabo un estudio más profundo (microscópico) (Edison y Cardona, 2005).

Para la observación de aquellas fases del desarrollo del parásito que no se pueden apreciar a simple vista, se emplea un examen microscópico.

Dentro del examen microscópico hay una gran variedad de métodos de estudio, pero en este caso se han utilizado las de enriquecimiento y concentración, con el fin de conseguir el mayor número de huevos en una pequeña cantidad de muestra. De acuerdo con la forma parasitaria que se quiere encontrar se utilizarán las técnicas de flotación y sedimentación (Edison y Cardona, 2005).

La flotación, está basada en la diferencia que existe entre el peso específico del líquido de dilución y el de los huevos y larvas de la muestra. El peso del líquido es mayor que el de los huevos, que son más ligeros, por lo que éstos quedarán flotando en la superficie del líquido.

Con esta técnica es posible observar la mayoría de los huevos y larvas de nematodos, ooquistes de coccidias y algunos huevos de cestodos.

La densidad del líquido que se utilice para esta técnica deberá ser mayor a la de los huevos y quistes ligeros, cuyas densidades oscilan entre 1,05 – 1,15 kg/L, pero para el caso de los huevos de trematodos, los cuales son más pesados, se requieren densidades de 1,3 a 1,35 Kg/L y para ello se utilizará la técnica de sedimentación.

La densidad del líquido empleado en la flotación no debe ser mucho mayor, ya que si no podría llegar a deformar los elementos parasitarios o hacer que floten otras partículas presentes en la muestra, que no son objeto de estudio.

Existen varios métodos para preparar esta técnica. En este trabajo se ha utilizado la flotación en solución saturada de NaCl, por ser rápida, brindar buenos resultados y también por la facilidad de preparación de la solución, además de ser la más común, sencilla y económica. El inconveniente de esta técnica es que sólo se puede observar la muestra en un periodo de tiempo corto, ya que puede cristalizarse e inutilizarse (Serrano, 2010).

En la sedimentación, la materia fecal se va a quedar suspendida en el agua, dejando que por gravedad y de forma natural, los huevos, larvas y quistes, sedimenten, quedándose en la parte inferior. Esta técnica es recomendable para el

diagnóstico de quistes de amebas y ciliados, huevos de trematodos y de cestodos, ya que por su elevado peso no es posible detectarlos en la prueba de flotación. También permite la observación de todos los tipos de huevos de helmintos, larvas de trematodos y quistes de protozoos en condiciones de viabilidad y sin distorsión.

Hay dos tipos de sedimentaciones que se pueden utilizar, la lenta y la rápida, pero la más empleada es la lenta debido a su sencillez y a que es de las más económicas (Serrano, 2010).

Las formas parasitarias que se pueden observar según la técnica empleada se recogen en el siguiente tabla (Tabla nº 6).

Tabla nº 6. Formas parasitarias observadas según la técnica empleada

Flotación	<p>Huevos y larvas de nematodos</p> <p>Ooquistes de coccidios</p> <p>Huevos de cestodos</p>
Sedimentación	<p>Huevos de helmintos</p> <p>Quistes protozoarios</p> <p>Cestodos seudofilideos</p> <p>Larvas de trematodos</p>

Para determinar el grado de infección del animal, se puede emplear la técnica de McMaster, que permitirá realizar una estimación aproximada de la cantidad de ooquistes, larvas y huevos por gramos de heces. Emplea una cámara que tiene dos compartimentos, y el cubreobjetos tiene una rejilla marcada. Cuando la cámara está llena de heces en el fluido de flotación (solución salina), la mayor parte de los detritos irán al fondo y los huevos flotarán en la superficie, aquellos que se encuentren dentro de la rejilla podrán ser contabilizados.

En la siguiente tabla se muestran las ventajas y desventajas de algunos de los métodos microscópicos, tanto cuantitativos como cualitativos (Tabla nº 7).

Tabla nº 7. Ventajas y desventajas de las diferentes técnicas

	Técnica	Ventajas	Desventajas
CUALITATIVAS	Examen directo de heces	- Permite ver ciertas formas de protozoos, duelas y huevos de tenias que en otra técnica pueden pasar inadvertidos.	- Efectiva en concentraciones de huevos alta. - Difícil de identificar los huevos que están recubiertos por detritos. - No pueden obtenerse resultados cuantitativos
	Flotación	- La preparación es más limpia, lo cual facilita la observación.	- La muestra hay que observarla en el menor tiempo posible, ya que puede cristalizarse e inutilizarse.
	Sedimentación	- Fácil de realizar. - No requiere observación microscópica inmediata.	- La observación microscópica puede dificultarse por concentración de elementos no parasitarios.
CUANTITATIVA	McMaster	- Permite contabilizar de manera aproximada los parásitos.	- No tardar más del tiempo recomendado debido a que el fluido de flotación puede deformar o destruir huevos delicados. - No hacer varias muestras a la vez

Las técnicas tanto de sedimentación y flotación han sido las utilizadas en el presente trabajo para llevar a cabo los análisis y se han realizado de acuerdo a lo encontrado en bibliografía donde describían los materiales y pasos necesarios.

Los materiales necesarios para poder realizarlas, incluyendo la recogida de muestras se exponen a continuación (Tabla nº 8, Imagen nº 17).

Tabla nº 8. Materiales necesarios para las técnicas

	Flotación	Sedimentación
Tubos de recogida de muestras	Si	Si
Guantes de latex	Si	Si
Vaso de cristal de 0.5 litros de capacidad	Si	Si
Vaso de cristal de 1litros de capacidad	No	Si
Cucharilla - espátula	Si	Si
Varilla	Si	Si
Colador	Si	Si
Papel de filtro	Si	No
Sal	Si	No
Calentador	Si	No
Tubos de ensayo	Si	No
Peso	Si	Si
Microscopio 40x	Si	Si
Portaobjetos y cubreobjetos	Si	Si
Pipeta pasteur	No	Si
Gasas	No	Si
Palillo	Si	No
Image Pro Plus 5.1	Si	Si

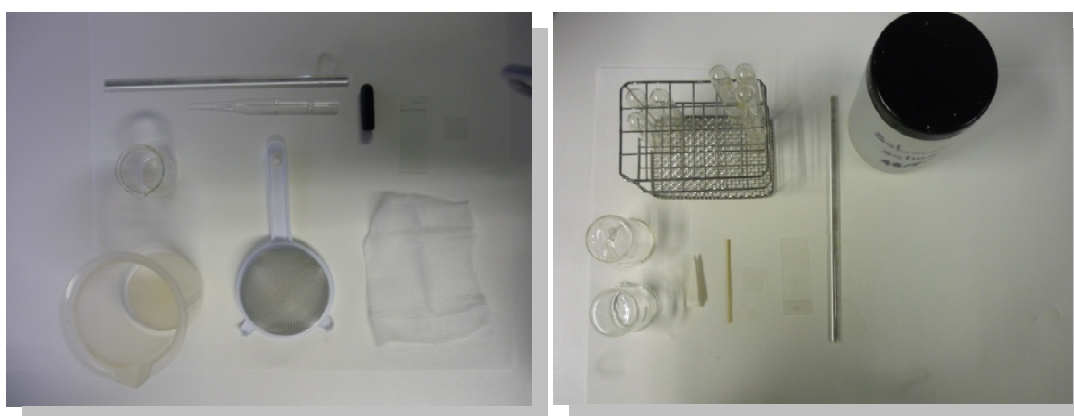


Imagen nº 17. Material necesario para las técnicas de sedimentación y flotación, respectivamente

Además, se ha utilizado la tecnología de análisis de imagen, *Image Pro Plus 5.1*, para las imágenes obtenidas en el microscopio.

2.3 Triquina

La técnica laboratorial oficial para la detección de triquina viene regulada por el *REGLAMENTO (CE) nº 2075/2005 DE LA COMISIÓN del 5 de diciembre de 2005, por el que se establecen normas específicas para los controles oficiales de la presencia de triquinas en la carne*, y cuenta los diferentes métodos, pasos, tiempos, cantidades y materiales a utilizar, entre otros.

Durante el periodo de junio del 2013 a marzo del 2014, se analizaron en el matadero "La Protectora" un total de de 5400 muestras de carne equina para la detección de este parásito. A continuación se procede a la descripción del método de *detección de referencia*, (obtenido del citado reglamento), utilizado en este caso para detectar en la carne la infección por *Trichinella*.

Es necesario disponer del siguiente material (Tabla nº 9):

Tabla nº 9. Material necesario para procesar las muestras de triquina

Tijera
Bandeja dividida en cuadrados para depositar la porción de carne
Agitador magnético
Picador de carne
Embudo cónico de vidrio de 2 l de capacidad, con llave de seguridad
Tamiz de malla de 180 micras y 11 cm de diámetro exterior
Vaso de precipitado de vidrio de 3 l de capacidad
Probeta de vidrio graduada con capacidad de 50- 100 ml, con llave de seguridad
Placa para el cómputo de larvas, formada por placas acrílicas de 3 mm de espesor
Triquinoscopio
Ácido clorhídrico de 25 %
Pepsina con concentración 1:10000 NF
Agua del grifo
Balanza de precisión
Cubetas para recoger el jugo digestivo restante
Termómetro

Dependiendo del animal al que se le fuese a realizar el análisis, será necesario recoger una determinada cantidad de carne de una zona específica (Tabla nº 10).

Tabla nº 10. Elección de muestra de músculo de acuerdo a las especies analizadas

<i>Animal</i>	<i>Zona de recogida</i>	<i>Cantidad de muestra</i>
Cerdo	Diafragma, masetero, lengua	1- 2g
Caballo	Diafragma, masetero, lengua	5g
Jabalí	Diafragma, masetero, lengua, intercostal	2 g

Una vez especificado el material y las cantidades concretas de carne necesarias, se procede a la descripción del proceso, el cual puede dividirse en 4 fases: digestión, decantador 1, decantador 2 y placa (Imagen nº 18).

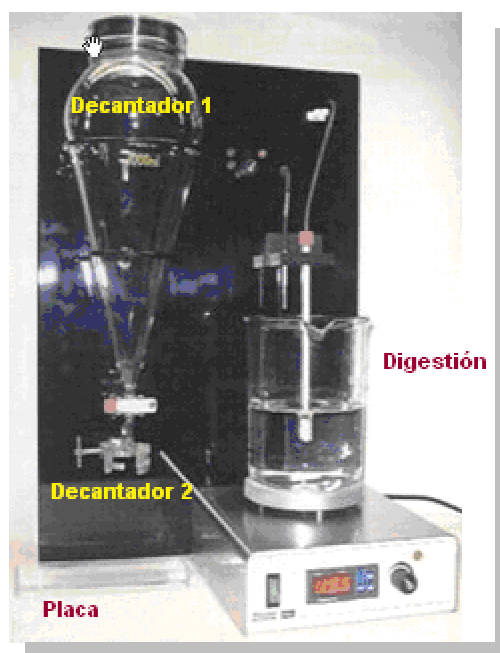


Imagen nº 18. Material necesario para realizar el diagnóstico

Un grupo completo para muestrear tiene que tener 100 g de carne, pudiéndole añadir como máximo 10 g más. Una vez formado el grupo de muestra completo (100g) se triturará, depositándola posteriormente en un vaso de precipitado de 3L que contenga 2 litros de agua, 16 mL de ácido clorhídrico y 10 g de pepsina, así como el agitador magnético.

Se cubrirá el vaso con una tapa y se regulará el agitador magnético, el cual formará un remolino profundo, de manera que durante su funcionamiento se consiga una temperatura constante de 44 a 46 °C. A esta fase se le denomina digestión y en ella estará durante 30 minutos, aunque pueden ser necesarios periodos más largos, que no superen los 60 minutos.

La digestión es considerada satisfactoria si en el tamiz no permanece más del 5 % del peso de la muestra inicial.

A continuación tiene lugar la fase conocida como decantador 1, en la que el líquido de digestión se pasa a través del tamiz al embudo de 2 litros de capacidad, donde permanecerá durante 30 minutos.

Pasado este tiempo se procede a realizar la fase denominada decantador 2, en la que una muestra de 40 mL del líquido de digestión se deposita en una probeta graduada durante 10 minutos. El líquido sobrante se dejará en una cubeta hasta que se haya completado la lectura de los resultados.

Tras reposar los 10 minutos establecidos por ley se llega a la fase de placa, en la que se depositan en la placa 10 mL de los 40 mL iniciales, mediante la apertura de la llave de la probeta. Se enjuaga la probeta con un poco de agua del grifo y se añade a la muestra de la placa.

Una vez depositado el líquido de digestión en la placa, ya estará listo para ser observado en el triquinoscopio en un periodo de 30 minutos.

En el supuesto de que la muestra total oscile entre los 15 g y 50 g, se podrá hacer una muestra total de 50 gramos, teniendo en cuenta de que tanto la cantidad de agua, como la de pepsina y ácido clorhídrico deberán reducirse a la mitad.

2.4 Estudio estadístico

Una de las preguntas planteadas con mayor frecuencia al iniciar una investigación es el número necesario de muestras a analizar de la población total para que sea representativo el estudio, y para ello es necesario tener presente los siguientes factores:

- Determinar el *nivel de confianza* ($1-\alpha$) con el que se va a trabajar, ya que es el porcentaje de seguridad que existe para generalizar los resultados obtenidos y así poder conocer su respectivo coeficiente (Z). El primero expresa en términos de probabilidad que el intervalo de confianza incluirá el parámetro poblacional y el

coeficiente de confianza es el valor en la abscisa de la curva normal asociado al nivel anterior. Por lo que el intervalo de confianza está delimitado por un valor inferior y otro superior dentro de cual se estima que está incluido con cierta probabilidad el parámetro poblacional.

- Evaluar la *probabilidad a favor de que ocurra* la situación esperada (p).
- Evaluar la *probabilidad de que no ocurra* la situación esperada (q=1-p).
- Determinar el *error* (e) para el nivel de precisión que vayamos a permitir en los resultados, es decir, la precisión de la diferencia que puede haber entre el resultado que obtenemos preguntando a una muestra de la población y el que obtendríamos si preguntáramos al total de ella.
- Elegir la fórmula para el cálculo del muestreo teniendo en cuenta si la población es finita o infinita. En este caso se da la primera.

En este trabajo para obtener el valor de la muestra necesaria se aplicó la fórmula de muestreo probabilístico de poblaciones finitas.

$$n = \frac{N \times Z_{\alpha/2}^2 \times p \times q}{e^2 \times (N-1) + Z_{\alpha/2}^2 \times p \times q}$$

Donde:

n = tamaño de la muestra (es lo que pretendemos determinar)

N = tamaño de la población

Z_{α/2}= coeficiente del nivel de confianza o seguridad

p= proporción esperada

q= 1-p

e= precisión (desviación) deseada para el estudio o error

Valores:

1. En cuanto al nivel de confianza existe la práctica convencional de asumir como valor apropiado el 95% de confianza, para evitar así costes altos del estudio además de que si fuese un valor del 100% sería necesario coger muestras del total de la población, que en muchos casos es imposible. En este caso parece razonable aplicar

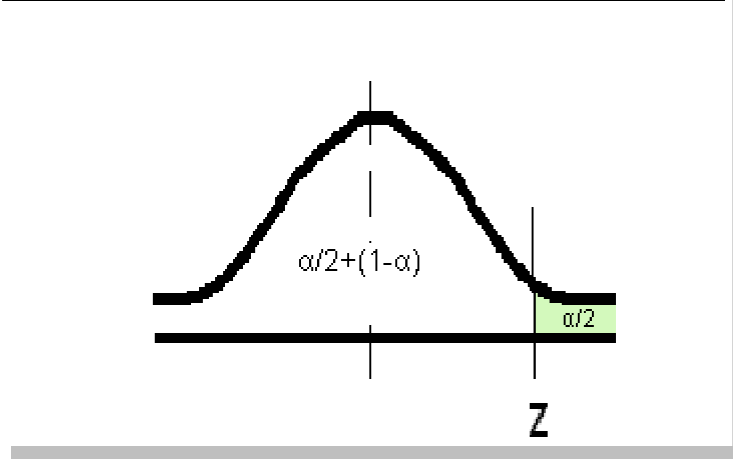
el 95%, ya que se cree que es un valor que determina un intervalo adecuado donde obtener resultados representativos.

Una vez conocido el nivel de confianza, se procede al cálculo del coeficiente del nivel de confianza ($Z_{\alpha/2}$), que para ello:

$$1-\alpha=0,95 \rightarrow \alpha = 1-0,95=0,05 \rightarrow \alpha/2=0,05/2=0,025 \rightarrow \alpha/2+(1-\alpha)=0,025+0,95=0,975$$

Con el valor calculado (0,975) se mira en la tabla del Anexo 2 (Valores para la función normal $N(0,1)$) y se deduce el valor de Z (coeficiente del nivel de confianza), por lo que **Z=1,96**.

Distribución normal de una variable aleatoria $N(0,1)$



2. El error deseado para el estudio, comúnmente se trabaja con valores entre el 2 y 6%, debido a que la validez de la información se reduce demasiado para valores superiores al 6%. En este caso se ha elegido como probabilidad de equivocarse en la estimación un 5 % (**$e=0,05$**), ya que cabe destacar que el nivel de confianza en la estimación presenta como complementario el error en ella, con lo que si dentro del 95% es muy probable que esta la solución, se considera que puede haber un 5% de error.

3. En cuanto a los valores de p y q, si su valor se desconoce, lo recomendable es utilizar un 50 % de probabilidades de que ocurra o no para maximizar así el tamaño de muestra, por lo que **$p=0,5$ y $q=1-p=0,5$** .

Tras los cálculos efectuados, los resultados determinan que en las explotaciones del valle de Arakil serían necesarias analizar 26 muestras para un total de 28 animales (Tabla nº 11).

Tabla nº 11. Cálculos

Animales valle de Arakil	
N	28
Z (95%)	1,96
p	0,5
q=1-p	0.5
e (5%)	0,05
n	26

3 Objetivos

1. Identificación de estróngilos en 3 explotaciones de equinos en pastoreo del valle de Arakil, mediante las técnicas de flotación y sedimentación.

2. Comprobar si el procedimiento es efectivo y factible desde el punto de vista práctico para posteriormente aplicarlo en las explotaciones antes de tratar a los animales y días después para determinar su efecto.

4 Metodología

4.1 Análisis previos o de puesta a punto

Como se ha comentado anteriormente, las primeras muestras analizadas tenían como objetivo conocer y dominar el manejo de las técnicas e intentar visualizar los primeros cuerpos parasitarios. Para ello no sólo se utilizaron heces procedentes de equino, sino también de vacuno, porque se disponía de fácil acceso a las mismas. Una vez dominada la recogida y técnicas laboratoriales, se procedió al análisis exclusivo de heces procedentes de equinos.

Los primeros análisis de heces de animales en pastoreo (n=31), elegidos al azar, y las muestras extraídas de animales procedentes del matadero (n=26), corroboraban que los estróngilos eran los parásitos que más se veían y que resultaban más fácilmente identificables (Tabla nº 12, Tabla nº 13).

Las características generales de los huevos de este parásito, denominados "huevo tipo estróngilo", que han servido para su identificación son:

- Cubierta fina de superficie lisa.
- Ovalados, unos más que otros.
- En su interior contienen una mórula (masa de células que se da como consecuencias de la segmentación de la célula inicial, la cual sufre numerosas divisiones en forma de blastómeros), que casi llena el interior del huevo.



Tabla nº 12. Primeros análisis de muestras de animales en pastoreo

	Día	Animal	Raza	Recogida	Análisis
Primeros análisis	23 Mayo 2013	Caballo	Burguete	22 Mayo 9:00h.	23 Mayo 10:30h
		Vaca	Pirenaica	22 Mayo 9:00h	23 Mayo 10:30h
	24 May o 2013	Vaca	Pirenaica	24 Mayo 8:00h	24 Mayo 10:00h
	27 May o 2013	Vaca	Pirenaica	27 Mayo 9:15h	27 Mayo 11:10h

	Día	Animal	Raza	Recogida	Análisis
	31 Mayo 2013	Vaca	Pirenaica	31 Mayo 8:30h	31 Mayo 10:00h
	6 Junio 2013	Vaca	Pirenaica	6 Junio 9:00h	6 Junio 10:45h
		Vaca	Mestiza	6 Junio 9:00h	6 Junio 10:30h
	7 Junio 2013	Vaca	Pirenaica	7 Junio 9:00h	7 Junio 11:00h
		Vaca	Pirenaica	7 Junio 9:00h	7 Junio 11:00h
	10 junio 2013	Vaca	Pirenaica	10 Junio 9:00h	10 Junio 11:00h
		Vaca	Mestiza	10 Junio 9:00h	10 Junio 11:00h
	17 Junio 2013	Vaca	Pirenaica	17 Junio 13:20h	17 Junio 16:30h
	25 junio 2013	Vaca	Pirenaica	25 Junio 7:45h	25 Junio 11:45h
		Vaca	Pirenaica	25 Junio 7:45h	25 Junio 11:45h
		Vaca	Pirenaica	25 Junio 8:30h	25 Junio 11:45h
	26 Junio 2013	Yegua	Burguete	26 Junio 11:30h	26 Junio 15:45h
		Yegua	Burguete	26 Junio 11:30h	26 Junio 15:45h
		Potro	Burguete	26 Junio 11:30h	26 Junio 15:45h
	3 Julio 2013	Ternero	Frisona	3 Julio 12:45h	3 Julio 14:00h
		Ternero	Frisona	3 Julio 12:45h	3 Julio 14:00h
		Novilla	Frisona	3 Julio 12:45h	3 Julio 14:00h

	Día	Animal	Raza	Recogida	Análisis
		Novilla	Frisona	3 Julio 12:45h	3 Julio 14:00h
	18 Julio 2013	Yegua	Burguete	18 Julio 8:00h	18 Julio 9:30h
		Potro	Burguete	18 Julio 8:00h	18 Julio 9:30h
	3 Septiembre 2013	Yegua	Burguete	3 Sept 10:30h	3 Sept 11:45h
		Potro	Burguete	3 Sept 10:30h	3 Sept 11:45h
		Potro	Burguete	3 Sept 10:30h	3 Sept 11:45h
		Potro	Burguete	3 Sept 10:30 h	3 Sept 11:45h
	13 Febrero 2014	-	-	13 Febrero 12:00h	13 Febrero 16:00h
		-	-	13 Febrero 12:00h	13 Febrero 16:00h
		-	-	13 Febrero 12:00h	13 Febrero 16:00h

Tabla nº 13. Muestras procedentes del matadero que han aportado conocimiento para la identificación de estróngilos

	Día	Animal	Raza	Origen	Recogida	Análisis	Resultados
Muestras procedentes del matadero	24 Octubre 2013	Joven - Macho (132)	Burguete	Navarra	24 Octubre 11:30 h	24 Octubre 16:00h	-
		Joven - Macho (148)	Conjunto Mestizo	Navarra	24 Octubre 11:50 h	24 Octubre 16:00h	-
	7 Noviembre 2013	Joven - Hembra (119)	Comtois	Francia	7 Noviembre 11:30 h	7 Noviembre 16:00h	-

Día	Animal	Raza	Origen	Recogida	Análisis	Resultados
20 Noviembre 2013	Joven - Macho (98)	Comtois	Francia	7 Noviembre 11:50 h	7 Noviembre 16:00h	-
	Joven - Macho	Burguete	Navarra	20 Noviembre 13:30 h	20 Noviembre 16:00h	+
12 Diciembre 2013	Joven - Macho (108)	Conjunto mestizo	Navarra	12 Diciembre 11:30 h	12 Diciembre 16:00h	-
	Joven - macho (138)	Conjunto mestizo	Bizkaia	12 Diciembre 11:50 h	12 Diciembre 16:00h	+
9 Enero 2014	Joven - Macho (112)	-	León	9 Enero 11:30 h	9 Enero 16:00h	-
	Joven - Macho (139)	Auxois	Francia	9 Enero 11:30 h	9 Enero 16:00h	-
	Joven - Hembra (144)	-	Ruesga	9 Enero 11:30 h	9 Enero 16:00h	-
16 Enero 2014	Joven - Macho (142)	Conjunto mestizo	Navarra	16 Enero 11:30 h	16 Enero 16:00h	-
	Joven - Hembra (146)	Conjunto mestizo	Navarra	16 Enero 11:30 h	16 Enero 16:00h	-
	Adulto - Hembra (172)	CPC	Francia	16 Enero 11:30 h	16 Enero 16:00h	+
23 Enero 2014	Joven - Macho (115)	-	Álava	23 Enero 11:30 h	23 Enero 16:00h	-
	Adulto - Hembra (146)	-	Álava	23 Enero 11:30 h	23 Enero 16:00h	-
	Adulto - Hembra (154)	Conjunto mestizo	Bizkaia	23 Enero 11:30 h	23 Enero 16:00h	+

Día	Animal	Raza	Origen	Recogida	Análisis	Resultados
	Adulto - Macho (157)	-	León	23 Enero 11:30 h	23 Enero 16:00h	+
30 Enero 2014	Adulto-Macho (19)	-	Álava	30 Enero 11:30 h	30 Enero 16:00h	+
	Adulto - Hembra (34)	-	Álava	30 Enero 11:30 h	30 Enero 16:00h	+
12 Febrero 2014	Adulto - Macho	-	Aragón	12 Febrero 11:30 h	12 Febrero 16:00h	+
13 Febrero 2014	Adulto - Hembra (16)	Comtois	Francia	13 Febrero 11:30 h	13 Febrero 16:00h	-
	Adulto - Hembra (21)	-	Cantabria	13 Febrero 11:30 h	13 Febrero 16:00h	+
	Joven - Macho (110)	-	León	13 Febrero 11:30 h	13 Febrero 16:00h	-
6 Marzo 2014	Adulto - Hembra (23)	Burguete	Navarra	6 Marzo 11:30 h	6 Marzo 16:00h	-
	Adulto - Macho (28)	-	León	6 Marzo 11:30 h	6 Marzo 16:00h	+
	Joven - Hembra (32)	-	Galicia	6 Marzo 11:30 h	6 Marzo 16:00h	+

* El signo + significa que en esa muestra había presencia de huevos de estróngilos y el signo - indica la ausencia de éstos. (Hasta los cuatro años de vida, son considerados animales jóvenes.)

4.2 Análisis de muestras en las explotaciones estudiadas

El estudio definitivo se enfocó a 3 explotaciones familiares del valle de Arakil de las que se querían obtener los resultados. Se aplicó la fórmula estadística al número de animales presentes y se obtuvo el número de muestras necesarias para analizar (Imagen nº19).



Imagen nº 19. Algunos de los animales de los que se tomaron muestras

El número de cabezas que componen la población total disponible a estudiar es de 28, todas ellas de raza Burguete, y aplicando la fórmula descrita anteriormente en el Bloque 2, se obtiene como resultado que el número de muestras necesarias para el estudio es de 26 (Tabla nº 14, Tabla nº 15).

Tabla nº 14. Resumen de las explotaciones estudiadas

Finca	Nº de muestras recogidas / Finca	Ganadero	Edad	Desparasitación	Tratamiento o antiparasitario	Otros
1 1-Abril - 2014	6	Ganadero 1	Potros de 1 año	Septiembre 2013	Eqvalan	Se desparasitan 2 veces al año, una en otoño cuando se produce el destete de los potros y otra en primavera después de los partos. Estos animales han permanecido entre el monte y las parcelas.
2 3- Abril - 2014	3	Ganadero 1	Hembras adultas	Septiembre 2013	Eqvalan	
3 3-Abril - 2014	3	Ganadero 2	Hembras adultas	Septiembre 2013	Eqvalan	
4 4- Abril - 2014	6	Ganadero 3	Hembras adultas	Octubre 2013	Eqvalan	
5 8- Abril - 2014	6	Ganadero 2	Hembras adultas	Septiembre 2013	Eqvalan	
6 9- Abril - 2014	2	Ganadero 1	Hembras adultas	Septiembre 2013	Eqvalan	

Tabla nº 15. Muestras del valle de Arakil analizadas

	Día	Animal	Origen	Desparasitación	Recogida	Análisis	Resultados
Muestras analizadas del valle de Arakil	1 Abril 2014	Joven - Hembra	Ganadero 1	Septiembre 2013	1 Abril 9:30 h	1 Abril 15:00 h	+
		Joven - Macho	Ganadero 1	Septiembre 2013	1 Abril 9:30 h	1 Abril 15:00 h	+
		Joven - Macho	Ganadero 1	Septiembre 2013	1 Abril 9:30 h	1 Abril 15:00 h	+
		Joven - Macho	Ganadero 1	Septiembre 2013	1 Abril 9:30 h	1 Abril 15:00 h	+
		Joven - Hembra	Ganadero 1	Septiembre 2013	1 Abril 9:30 h	1 Abril 15:00 h	+

Día	Animal	Origen	Desparasitación	Recogida	Análisis	Resultados
	Joven - Macho	Ganadero 1	Septiembre 2013	1 Abril 9:30 h	1 Abril 15:00 h	+
3 Abril 2014	Adulto - Hembra	Ganadero 1	Septiembre 2013	3 Abril 9:00 h	1 Abril 14:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 1	Septiembre 2013	3 Abril 9:00 h	1 Abril 14:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 1	Septiembre 2013	3 Abril 9:00 h	1 Abril 14:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 2	Septiembre 2013	3 Abril 10:30 h	1 Abril 14:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 2	Septiembre 2013	3 Abril 10:30 h	1 Abril 14:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 2	Septiembre 2013	3 Abril 10:30 h	1 Abril 14:30 h	-
	Adulto - Hembra	Ganadero 3	Octubre 2013	4 Abril 10:30 h	4 Abril 14:30 h	+
4 Abril 2014	Adulto - Hembra	Ganadero 3	Octubre 2013	4 Abril 10:30 h	4 Abril 14:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 3	Octubre 2013	4 Abril 10:30 h	4 Abril 14:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 3	Octubre 2013	4 Abril 10:30 h	4 Abril 14:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 3	Octubre 2013	4 Abril 10:30 h	4 Abril 14:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 3	Octubre 2013	4 Abril 10:30 h	4 Abril 14:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 3	Octubre 2013	4 Abril 10:30 h	4 Abril 14:30 h	+
8 Abril 2014	Adulto - Hembra	Ganadero 2	Septiembre 2013	8 Abril 10:30 h	8 Abril 12:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 2	Septiembre 2013	8 Abril 10:30 h	8 Abril 12:30 h	-
	Adulto - Hembra	Ganadero 2	Septiembre 2013	8 Abril 10:30 h	8 Abril 12:30 h	+
	Adulto - Hembra	Ganadero 2	Septiembre 2013	8 Abril 10:30 h	8 Abril 12:30 h	+

	Día	Animal	Origen	Desparasitación	Recogida	Análisis	Resultados
		Adulto - Hembra	Ganadero 2	Septiembre 2013	8 Abril 10:30 h	8 Abril 12:30 h	+
		Adulto - Hembra	Ganadero 2	Septiembre 2013	8 Abril 10:30 h	8 Abril 12:30 h	+
	9 Abril 2014	Adulto - Hembra	Ganadero 1	Septiembre 2013	9 Abril 10:30 h	9 Abril 12:30 h	+
		Adulto - Hembra	Ganadero 1	Septiembre 2013	9 Abril 10:30 h	9 Abril 12:30 h	+

* El signo + significa que en esa muestra había presencia de huevos de estróngilos y el signo - indica la ausencia de éstos. (Hasta los cuatro años de vida, son considerados animales jóvenes.)

4.3 Recogida de muestras en matadero y campo

En el matadero, las heces se obtenían directamente del ano de los equinos, ya que era más fácil, debido a que se realizaba una recogida postmortem. Posteriormente se introducían en el frasco y se metían en el frigorífico a unos 3-5 °C aproximadamente. Durante el desplazamiento dichos frascos se depositaban en una bolsa mantenedora de temperatura hasta la hora de desarrollar el análisis. Además se recopilaba la información necesaria y disponible sobre el animal y manejo de éste.

Cuando se obtenían las heces en una explotación particular, en la que los animales se encontraban pastando en el campo, la muestra se conseguía de manera que una vez defecase el animal, se recogían inmediatamente del suelo, de aquellas zonas que no estuviesen en contacto directo con el suelo o cualquier otra estructura ajena, y se depositaba en el bote hasta llenarlo (Imagen nº 20).



Imagen nº 20. Muestras

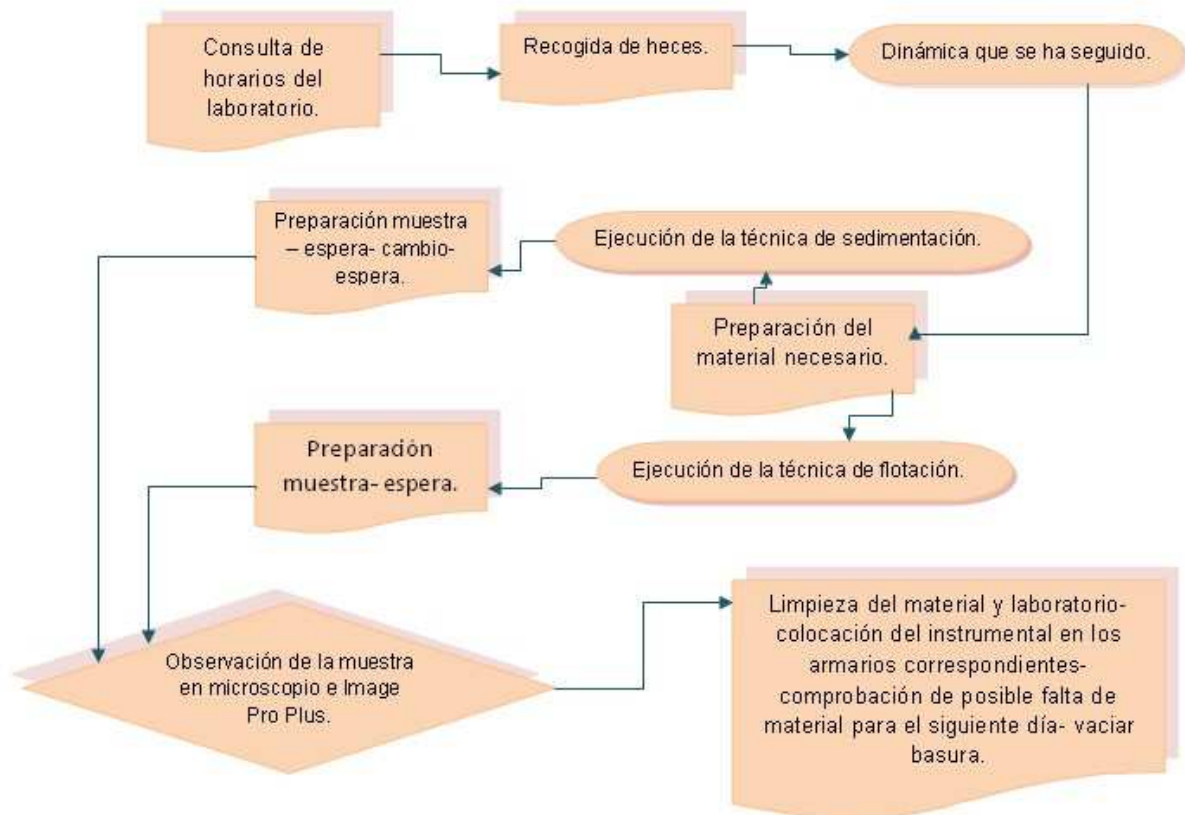
En este trabajo se ha empleado la refrigeración durante el transporte de la muestra, ya que una vez recogida se intentaba llevar al laboratorio en el menor tiempo posible para proceder a su análisis. La refrigeración en este caso consistía en meter las muestras en el frigorífico a una temperatura aproximada de 3-5 °C una vez recogidas, y durante el transporte se depositaban éstas, en unas bolsas mantenedoras de temperatura.

Además de la información básica del animal se intentaba saber la fecha de la última desparasitación y tratamiento antiparasitario empleado.

4.4 Análisis laboratoriales y muestras analizadas

Las técnicas tanto de sedimentación como de flotación han sido las utilizadas para llevar a cabo los análisis y se han realizado de acuerdo a lo encontrado en diversa información donde describían los materiales y pasos necesarios.

Tras adquirir la base teórica de las técnicas, se realizó un esquema de trabajo en el laboratorio, teniendo en cuenta tiempos, materiales, limpieza, recogida, entre otros aspectos (Esquema nº 3).



Esquema nº 3. Dinámica de trabajo

Para la técnica de **flotación** (Imagen nº 21), en primer lugar se debe calcular de la densidad de la solución empleada, utilizando la formula $D=m/V$, donde la “m” es la masa en gramos de la solución y “V” su volumen en litros.

Con 331g (0.331 Kg) de Cloruro de sodio (NaCl, sal de mesa) en 1000 cc (1L) de agua, calentada a 50°C hasta disolver completamente la sal, se consigue una densidad de la solución salina de 1,18 kg/L. Una vez disuelta toda la sal en el agua se deja enfriar y se filtra para quitar los restos de sal que no se han disuelto.

Completada esta fase se continúa realizando los siguientes pasos:

1. Colocar de 5 g de heces en un mortero o taza.
2. Agregar de 50 cc (50 mL) de solución salina saturada (pasándola por un papel filtro).
3. Disolver con una cucharilla o varilla de vidrio.
4. Filtrar con un colador de mallas finas.
5. Llenar uno o dos tubos de ensayo por encima del borde, para que forme un menisco convexo.
6. Eliminar las burbujas o sustancias que flotan, con la ayuda de un palillo.
7. Colocar un cubreobjetos encima del tubo durante 15 a 30 minutos, pasando este tiempo los huevos se colapsan o se rompen debido a la acción osmótica.
8. Retirar el cubreobjetos y colocarlo en un portaobjetos
9. Mirar al microscopio

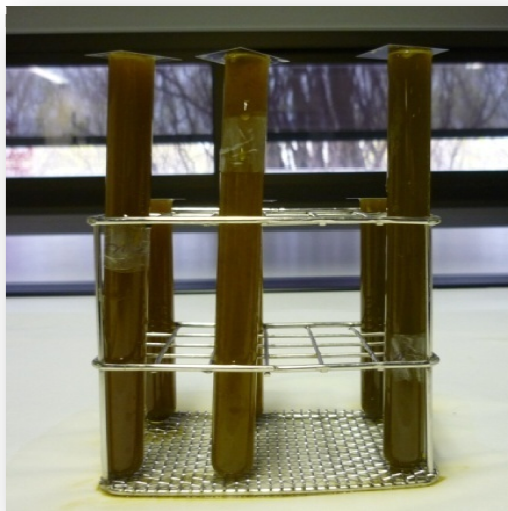


Imagen nº 21. Proceso de flotación

Para la técnica de **sedimentación** (Imagen nº 22), se siguieron los siguientes pasos en el orden expuesto a continuación:

1. Homogeneizar, 5 gramos de heces en 50 mL de agua del grifo.
2. Verter la materia fecal en un recipiente de 500mL, dejando que precipite ésta a través de un tamiz (doble gasa).
3. Llenar el recipiente hasta aproximadamente 2,5 cm del borde superior.
4. Dejar reposar 30-40 minutos.
5. Quitar el sobrenadante hasta la marca de 100 mL y volverlo a llenar hasta el mismo nivel.
6. Repetir la operación 1 ó 2 veces más, hasta que el sobrenadante quede relativamente limpio.
7. Eliminar el sobrenadante.
8. Recoger una pequeña porción del sedimento con la ayuda de una pipeta pasteur y depositarlo en el portaobjetos, cubrirlo con un cubreobjetos.
9. Observar al microscopio



Imagen nº 22. Proceso se sedimentación

4.4.1 Dudas surgidas en los primeros análisis

En la fase inicial de aprendizaje y manejo de los diferentes procesos necesarios para realizar los estudios, afloraron numerosas dudas, que se reflejan en la siguiente tabla, y que se fueron solucionando en la medida en la surgían, buscando información o bibliografía (Tabla nº 16).

Tabla nº 16. Dudas surgidas durante el desarrollo de los análisis

Técnica	Duda	Solución
Sedimentación	Cantidad de heces y agua a utilizar	10 gramos de heces en 10 veces su volumen de agua (Se ha utilizado 5 gramos de heces en 50 mL de agua).
	Tiempo de sedimentación en las sucesivas repeticiones	La misma que en la primera, 40 minutos.
	Agua del grifo o destilada	Agua del grifo.
Flotación	Cantidad de heces y solución salina	2 ó 5 gramos de heces homogeneizada con 30 ó 50 mL de solución salina (Se ha utilizado 5 gramos de heces en 50 mL de solución salina).
	Agua del grifo o destilada	Agua del grifo.
	Se puede utilizar la solución realizada días anteriores	Sí, conservándola en el frigorífico.
Software Image Pro Plus 5.1	Calibración para la toma de medidas	Se procedió a consultar como realizarlo, y se apuntaron los pasos.

4.5 Image Pro Plus 5.1

Image Pro Plus 5.1 es un programa que permite trabajar con imágenes digitalizadas a partir de una cámara de vídeo conectada a un microscopio.

Para el uso de éste se siguió el manual de instrucciones e información más detallada sobre cómo utilizarlo por parte de una persona con experiencia en su manejo.

El objetivo del empleo de este programa en este trabajo fue el de poder conservar imágenes de aquellas estructuras que en un primer momento pudiesen parecer parásitos, para posteriormente poder analizarlas más detenidamente. En el *Anexo 3* se detalla sus instrucciones de uso.

5 Resultados y discusión

1. Todos los análisis que se realizaron a los equinos del matadero durante el periodo de junio de 2013 a marzo de 2014 para la detección de triquina, finalizaron con resultado negativo.

2. Los resultados de las muestras de heces analizadas de los equinos del matadero con respecto a la presencia de huevos de estróngilos, se observan en la Tabla nº 17.

Tabla nº 17. Resultados del matadero

	Sexo				Origen							
	Hembras		Machos		Navarra		País Vasco		Otras comunidades		Francia	
	Si	No	Si	No	Si	No	Si	No	Si	No	Si	No
Jóvenes <4 años	1	3	2	9	1	5	1	1	1	3	0	3
Adultos	4	3	4	0	0	1	3	1	4	0	1	1
Total	Si→11 No→15											
Jóvenes	Si→3 No→12											
Adultos	Si→8 No→3											

- Del total de las 26 muestras estudiadas se observaron huevos de estróngilos en 11 de ellas.

- De los 15 equinos jóvenes (menores de 4 años) analizados, 12 no mostraron presencia de este parásito. De los 11 adultos, en 8 se identificaron huevos de estróngilos.

- De las 11 hembras estudiadas, en 5 de ellas se vieron huevos de estróngilos. De los 15 machos, en 6 también se observaron éstos.

- Según su origen, centrándose en los resultados obtenidos en los animales procedentes de la Comunidad Foral, de los 7 estudiados, 6 dieron resultado negativo en la presencia de este parásito.

3. En cuanto a las muestras analizadas en las 3 explotaciones del valle de Arakil, de una población total de 28 animales, se analizaron 26 por ser un número representativo, obteniéndose los siguientes resultados (Tabla nº 18):

Tabla nº 18. Resultados de las explotaciones

	Sexo				Origen					
	Hembras		Machos		Ganadero 1		Ganadero 2		Ganadero 3	
	Si	No	Si	No	Si	No	Si	No	Si	No
Jóvenes <4 años	2	0	4	0	6	0	0	0	0	0
Adultos	18	2	0	0	5	0	7	2	6	0
Total	Si→24 No→2									
Jóvenes	Si→6 No→0									
Adultos	Si→18 No→2									

- Del total de las 26 muestras estudiadas se observaron huevos de estróngilos en 24 de ellas.

- De los 6 equinos jóvenes (menores de 4 años) analizados, todos mostraron presencia de este parásito. De los 20 adultos, sólo en 2 no se observaron éstos.

- De las 20 hembras estudiadas, en todas menos en 2 se vieron huevos de estróngilos. De los 4 machos, en los 4 se observaron éstos.

- Según su origen, únicamente en 2 procedentes del *Ganadero 2* no se observaron huevos de estróngilos.

4. A continuación se exponen las posibles causas de las diferencias entre los resultados de los análisis realizados en el matadero con los de las explotaciones de la del valle de Arakil (Gráfico nº 1) , y se darán algunas recomendaciones.

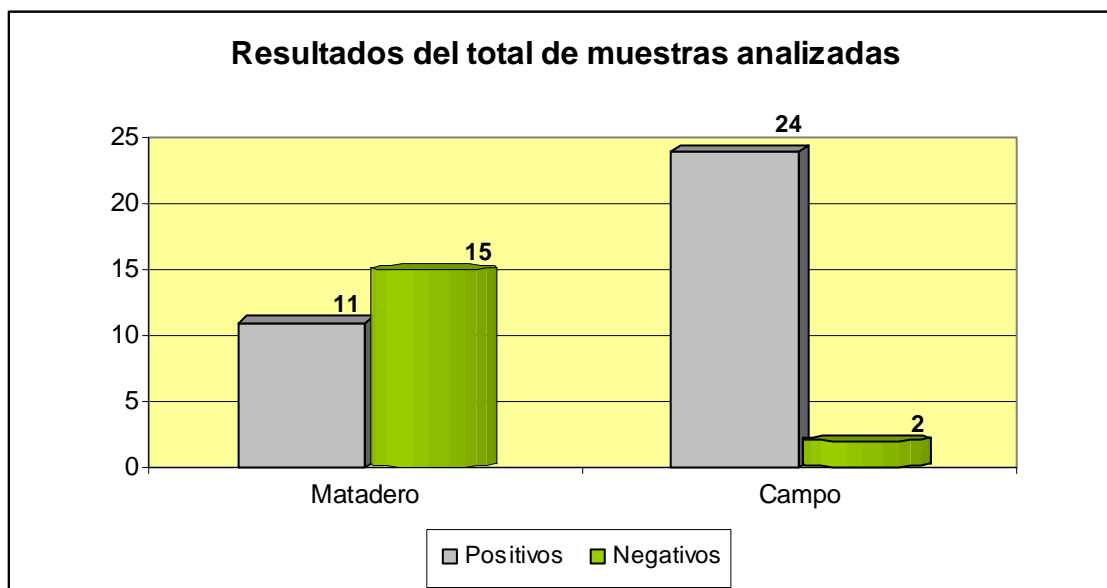


Gráfico nº 1. Resumen de resultados

El hecho de que en las explotaciones estudiadas se haya visto mayor presencia de estróngilos con respecto a las del matadero, puede ser debido a que los animales que se llevaban allí para su sacrificio procedían de cebaderos, donde la posibilidad de infección es menor que en los animales que se encuentran pastando durante todo el año en montes o campos. Además, es posible que éstos hubiesen sido desparasitados a la entrada del cebadero y a los animales de las explotaciones que se encontraban pastando, se les recogió la muestra pocas semanas antes de volver a ser desparasitados.

Este parásito afecta a todas las edades de los equinos, siendo más sensibles los animales jóvenes. En cuanto a la raza, no se ha tomado como característica de medición de resultados debido a que en el caso de las muestras extraídas del matadero, en la información que aportaban no siempre estaba indicada, y además en el caso de las explotaciones todos los animales eran de la misma raza, Burguete.

Un animal nunca está totalmente libre de parásitos, pero es necesario crear un equilibrio entre el animal y el parásito para no alterar la producción y salud del animal. A pesar de que la presencia de estróngilos es común durante todo el año, en primavera y en los meses de calor, por lo general es cuando las larvas infectantes de la mayoría de los estróngilos se encuentran en máximas cantidades en el pasto, y aproximadamente en otoño dentro del cuerpo del animal las larvas se encuentra en su

pico más alto, por ello se realizan tratamientos antiparasitarios en estas fechas. El empleo de la técnica de cuantificación de huevos (McMaster), la cual no se ha podido utilizar debido a la falta de material, hubiese permitido una cuantificación del grado de parasitosis.

Los animales procedentes de las explotaciones, a simple vista, no tenían mal aspecto. El único posible síntoma diferente a la ligera descomposición de algunos ejemplares, se pudo observar en un potro que presentaba inflamación en las articulaciones inferiores de sus extremidades, la cual también podía ser ocasionada por otra causa distinta a la estudiada en este trabajo.

Por todo ello, es relevante destacar la presencia de estróngilos en las explotaciones estudiadas, para lo cual se aconseja implantar procesos de gestión sanitaria complementaria a la desparasitación rutinaria, como son:

- Realizar una rotación de parcelas cada 15 días con aquellas que hayan estado de 1 a 3 meses sin animales, ya que se consideran descontaminadas.
- Dividir a los animales en lotes por edades.
- Evitar grandes concentraciones de animales, no sobrepasando el caballo por hectárea.
- Retirada semanal de los excrementos de los pastos cuando las parcelas son de tamaño limitado, ya que permite la reducción considerable de la contaminación de larvas.

Para llevar a cabo un tratamiento antiparasitario efectivo a un grupo de animales podría ser recomendable realizarlo de la siguiente manera:

- El lote de animales debe ser desparasitado el mismo día, para evitar así que unos sirvan de reservorio para otros.
- Los animales que lleguen nuevos a la explotación deberán pasar un periodo de cuarentena de al menos una semana y ser tratados desde el principio.
- Utilizar la dosis adecuada, ya que la sub-dosificación favorece a la aparición de resistencias.
- Rotar los productos antihelmínticos semestralmente o anualmente, cuyos criterios de elección por parte del ganadero se basan en la facilidad de administración, el coste y el espectro de acción. Los grupos más utilizados son

benzimidazoles, macrólidos antiparasitarios (ivermectina o moxidectina) y pirantel. Todos ellos autorizados para equinos.

5. Fotografías tomadas mediante el empleo del software Image Pro Plus 5.1.

Las siguientes imágenes (Imagen nº 23, Imagen nº 24) han sido tomadas con ayuda del software Image Pro Plus 5.1, las cuales permiten mostrar lo que se observaba al poner la muestra en el microscopio y mirar por el objetivo.

Las figuras marcadas con un círculo rojo, en la primera imagen (Imagen nº 23), indican a los estróngilos vistos en una de las muestras. En la segunda imagen (Imagen nº 24), se marcan otras posibles formas parasitarias observadas y que no han sido identificadas.

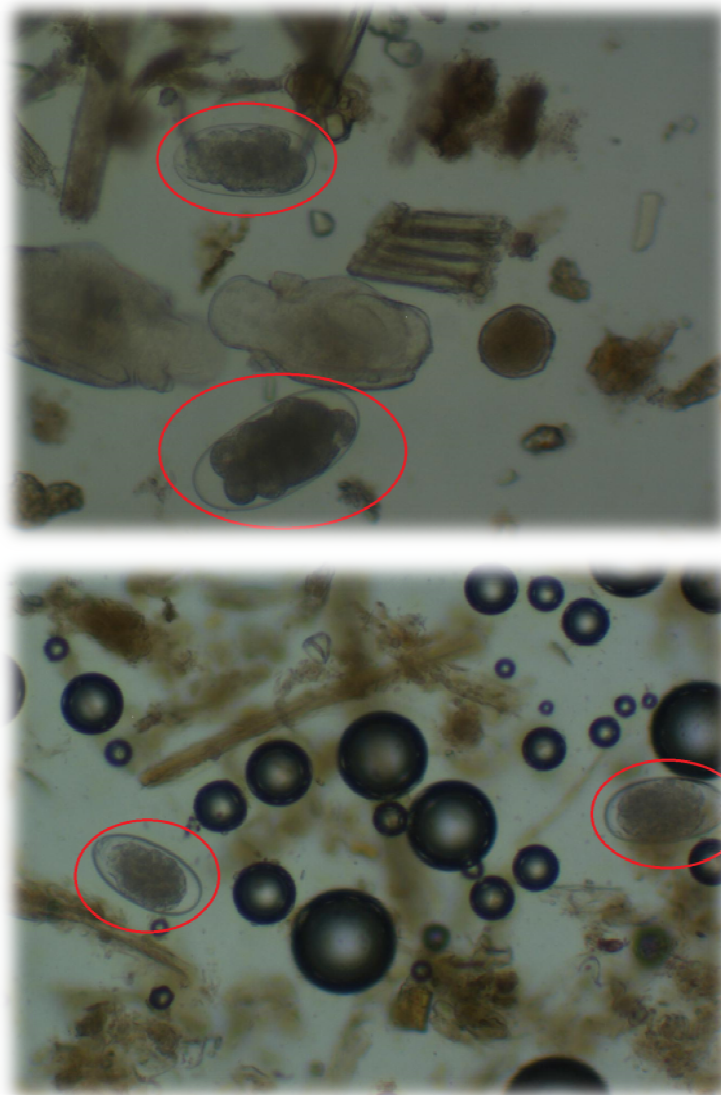


Imagen nº 23. Fotografías tomadas de muestras analizadas en las que observan estróngilos



Imagen nº 24. Otras posibles formas parasitarias sin identificar

6 Conclusiones

1. El protocolo de recogida y análisis laboratoriales puesto en marcha ha permitido la observación de estróngilos en su fase de huevo. Otras formas parasitarias se han observado pero no han sido identificadas.

2. Según los análisis efectuados, se observa que los estróngilos son parásitos muy frecuentes en las heces de equinos.

3. Se aprecian diferencias sobre la presencia de estróngilos, en los resultados de las muestras del matadero y las de campo, independientemente del sexo y edad de los animales. Estas diferencias posiblemente puedan estar relacionadas con el diferente manejo de los animales.

4. El proceso de recogida de muestras, análisis, obtención de resultados y comunicación de éstos al propietario o veterinario, es lo suficientemente rápido como para implantarlo como rutina previa a una desparasitación de los animales, y evitar que se haga ésta de forma sistemática, como se hace en la mayoría de las explotaciones. También días posteriores a su aplicación, para comprobar la efectividad del tratamiento.

7 Bibliografía

<http://www.cfsph.iastate.edu/DiseaseInfo/factsheets.php?lang=es>

<http://web.oie.int/>

www.Saberdeciencias.com

www.webveterinaria.com

www.magrama.gob.es

<http://camarasmcmaster.com>

<http://www.rvc.ac.uk>

<http://www.parasitipedia.net>

<http://www.intiasa.es>

www.laboratoriosprovet.com

albéitar.portaveterinario.com

www.wikipedia.com

euskalhorse.net

<http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/glosario.html>

http://escuela.med.puc.cl/paginas/udas/Parasitologia/Parasitol_04.html

http://cni.inta.gov.ar/helminto/pdf%20Triquinosis/digestenzi_12.htm

<http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/trichinelosis.html>

www.saludanimal.es

http://www.portalesmedicos.com/diccionario_medico/index.php/Hidatidico

Alonso Prada, G y Stefany Romero, C. (2009). "Determinación de géneros de endoparásitos que afectan a los equinos de las sabanas del Casanare". *Revista Médica Veterinaria*. Nº 18.

Beugnet, F; Fayet, G; Guillot, J; Grange, E; Desjardins, I; Dang, H. (2005). *“Compendio de Parasitología Clínica de los Équidos”*. Francia: KALIANXIS.

Carstensen, H; Larsen, L; Ritz, R; Nielsen, M. (2013). *“Daily Variability of Strongyle Fecal Egg Counts in Horses”*. *Journal of Equine Veterinary Science*. Nº33.

Castaño Zubieta, Raquel. (2005). *“Parásitos de los equinos”*. Área de Parasitología, Instituto de Patobiología, CICVyA-INTA, Argentina.

Cruz Reyes, Alejandro; Camargo Camargo, Blanca. (2001). *“Glosario de términos en parasitología y ciencias afines”*. México: Plaza y Valdés, S.A.

Edison, A y Cardona, Z. (2005). *“Parasitología Practica Veterinaria”*. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad de Antioquía.

Edison, A; Cardona, Z y Quijano, C. (2005). *“Parasitología Práctica Veterinaria, recolección y conservación de muestras”*. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad de Antioquía.

Francisco Vazques, I. (2010). *“Epidemiología y control de los principales parasitismos del caballo en Galicia”*. Facultad de veterinaria, Universidad de Santiago de Compostela, Lugo.

Frontera Carrión, E y Serrano Aguilera, F. (2009). *“Parasitología parasitaria porcina”*. Ed. Servet.

Hendrix, CM. (1999). *“Diagnóstico parasicológico veterinario”*. (2º ed.). Madrid: Harcourt Brace.

Javierre, J; Perez de Muniain, A; Villanueva, M y Eguinoa, P. (2008). *“Prevalencia en las explotaciones de equino de carne en Navarra”*. ITG Ganadero.

Kuzmina, T. A; Lyons, E. T; Tolliver, S. C; Dzeverin, I. I; Kharchenko, V. A. (2012). *“Fecundity of various species of strongylids (Nematoda: Strongylidae)—parasites of domestic horses”*. *Parasitol Res*.

Kuzmina, T.A; Kharchenko, V.A; Starovir, A.I.; Dvojnjos, G.M. (2005). *“Analysis of the strongylid Nematodes (Nematoda: Strongylidae) community after deworming of brood horses in Ukraine”*. *Veterinary Parasitology*. Nº 131.

Lizcano Herrera, J. (1951). "Estrongilosis intestinales equinas". *Revista Ibérica de Parasitología*. Nº3.

Meana, Aranzazu y Rojas, Francisco A. (2010). "87 Q & A sobre parasitología equina". Zaragoza: Servet.

Medina Franco, U. (2001). "Parasitosis en los Equinos". *Mundo Ganadero*. Nº58

Morales Vallejo, Pedro. (2012). "Tamaño necesario de la muestra: ¿cuántos sujetos necesitamos?". Facultad de humanidades, Universidad Pontificia Comillas, Madrid.

Morales, A; Bello, H y Villoria, D. (2012). "Prevalencia de parásitos gastrointestinales en equinos Pura Sangre de Carrera durante el período de cuarentena 2012 en el hipódromo "La Rinconada" Caracas, Venezuela". *Revista Ibero-Latinoamericana. Parasitología*. Nº71.

Moreno Barbanti, N y Robles Sanchez, N. (2009). "Determinación de la micro, meso y macrofauna ambiental y de la evolución de las larvas de parásitos gastrointestinales en la materia fecal en equinos, del municipio de Sibate". Facultad de Veterinaria, Universidad de la Salle, Bogotá.

Nielsen, M.K; Baptiste, K.E; Tolliver, S.C; Collins, S.S; Lyons, E.T. (2010). "Analysis of multiyear studies in horses in Kentucky to ascertain whether counts of eggs and larvae per gram of feces are reliable indicators of numbers of strongyles and ascarids present". *Veterinary Parasitology*. Nº 174.

Ochoa Mejía, E. (2013). "Identificación de *Strongylus spp.* en équidos de las parroquias rurales del Cantón Cuenca". Facultad de ciencias agropecuarias, Universidad de Cuenca, Cuenca.

Pardo, E y Buitrago, M. (2005). "Parasitología veterinaria". Facultad de ciencia animal, Universidad Nacional Agraria, Managua.

Pérez de Muniain Ortigosa, A; Villanueva Vergara, M y Napal Lecumberri, S. (2007). "Nuestros caballos. La Jaca Navarra y el Burguete". Pamplona: EVIDENCIA MÉDICA S.L.

Prats, G. (2005). "Microbiología práctica". Madrid: Médica Panamericana.

Quiroz Romero, Hector. (1984). "Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos". México: LIMUSA S.A.

Rivera Cedeño, R E. (1986). *“Incidencia de Strongylus spp y lesiones post mortem en equinos sacrificados en el rastro municipal de Boca del Río, Veracruz”*. Facultad de veterinaria, Universidad Veracruzana, Veracruz.

Rodríguez Vivas, R I y Cob Galera, L A. (2005). *“Técnicas de diagnóstico en parasitología veterinaria”*. Ediciones de la Universidad Autónoma de Yucatán.

Ruiz Gonzalez, A L. (2007). *“Diagnóstico inicial de parásitos gastrointestinales a través de los métodos de Flotación, Hakarua Ueno y Graham modificado, en asnos de la aldea de Maraxco del municipio de Chiquimula”*. Facultad de veterinaria, Universidad de San Carlos de Guatemala.

Serrano Aguilera, FJ. (2010). *“Manual Práctico de Parasitología Veterinaria”*. Cáceres: Universidad de Extremadura, Servicio de Publicaciones, ed.

Servicio de sanidad animal del Gobierno de Extremadura. (2011). *“Instrucciones para las recogida de muestras y envío a laboratorios de sanidad animal”*. Extremadura.

Taylor, M A; Coop, R L y Wall, R L. (2007). *“Veterinary parasitology”*. (3º ed). Australia: Blackwell.

Valperga, S. (2007). *“Parasitología”*. Facultad de bioquímica, química y farmacia, Universidad Nacional de Tucumán.

Vivanco, M. (2005). *“Muestreo estadístico. Diseño y aplicaciones”*. Chile: Universitaria.

Wilford Olsen, O. (1977). *“Parasitología animal.”*Ed. AEDOS.

8 Anexos



Anexo 1. Enfermedades gastrointestinales en equinos

Protozoos:

Coccidiosis

En los Equinos encontramos coccidios pertenecientes a los géneros *Eimeria* y *Cryptosporidium*, los cuales ocasionan infecciones digestivas e intestinales.

Esta enfermedad es cosmopolita, causando diarreas en animales jóvenes y siendo los adultos portadores asintomáticos, asegurándose así la contaminación permanente en el medio.

- **Nombre del parásito:** *Eimeria leuckarti*, *E. solipedum* y *Cryptosporidium parvum* (Coccidios)

- **Características morfológicas:**

Los ooquistes, son los cuerpos que salen al medio ambiente. Algunas de las estructuras que componen estos cuerpos son las siguientes: pared con 3 membranas, donde la externa es fina e incolora, la intermedia puede ser amarillenta y quitinosa, y la interna es muy fina y elástica; micropilo, que consiste en un estrechamiento por donde eclosiona el ooquiste; opérculo, el cual cubre generalmente a la estructura anterior; esporocistos, resultantes de la división del núcleo o maduración del cigoto, pudiéndose encontrar 2 o más. Cabe destacar que las tres especies descritas a continuación al madurar tienen 2 esporocistos con 4 esporozoitos (estructuras resultantes de una nueva división celular)(Frontera y Serrano, 2009).

El ooquiste de *E. leuckarti*, es voluminoso, ovoide, con una pared gruesa y marrón. El micropilo está bien delimitado en el extremo más estrecho del parásito. Este puede medir entre 80 por 55 micras.

E. solipedum forma unos ooquistes subsféricos, con pared fina y de 15-28 micras de diámetro.

Cryptosporidium parvum, cuyos ooquistes son muy pequeños de 4-5 micras de diámetro, redondeados (Beugnet, et al. 2005).

Giardiosis

Giardiosis es una enfermedad protozoaria cosmopolita, que afecta al intestino delgado y a animales de todas las edades, aunque los jóvenes expulsan en las heces quistes con más frecuencia. Alguno de los síntomas es el reblandecimiento de las heces.

- **Nombre del parásito:** *Giardia intestinales* o *Giardia Equi*

- **Características morfológicas:**

Este protozoo flagelado se puede presentar en dos formas, trofozoito y quiste. El primero es la forma activa, cuyas dimensiones rondan las 12-15 micras de longitud por 6-8 micras de anchura, con simetría bilateral, zona dorsal convexa y ventral cóncava. Poseen 4 pares de flagelos. El inconveniente es que se ven raramente, y cuando se ven es en el examen directo de heces frescas.

Los quistes son estructuras de resistencia y contaminación, con forma ovalada, pared transparente, que encierra de 2 a 4 núcleos dispuestos en alguno de los polos, además de residuos de flagelos dando la impresión de tener una “s” en el centro. Éstos corresponden a 2 trofozoitos formados incompletamente. Su tamaño oscila entre las 7-10 micras de longitud y 8-12 micras de anchura (Beugnet, et al. 2005).

Trematodos:

Fasciolosis

La produce un parásito cosmopolita, *Fasciola hepática*, frecuentado en Europa, América del sur y del norte, entre otros. Localizado ocasionalmente en el hígado y conductos biliares de los caballos, cualquiera sea su edad, con dificultad para apreciar su presencia debido a su complicado diagnóstico, ya que hay estudios poco precisos, así como por una sintomatología poco evocadora (bajo rendimiento, diarrea, constipación, pelaje estropeado, entre otros).

- **Nombre del parásito:** *Fasciola hepática*

- **Características morfológicas:**

Las duelas maduras, con cuerpo aplanado, foliáceo o forma similar a la de una hoja, alcanzan los 30 mm de longitud por 13 mm de ancho. Adquiere una cloración blanquecina. Sobre el extremo anterior ancho, encontramos el denominado cono cefálico estrecho. La ventosa oral es más pequeña que la ventral, situada a nivel de los anchos hombros. Los ciegos intestinales se extienden hasta el extremo posterior del cuerpo. Un ovario ramificado se localiza en el lado derecho y a corta distancia de la ventosa ventral y los testículos, los cuales están muy ramificados, ocupan la mayor parte del cuerpo (Wilford, 1977).

Los huevos son ovoides, operculados, de color marrón amarillento con un contenido granuloso, y su cubierta está formada por proliferol y proteínas (esclerotina). Sus tamaños oscilan aproximadamente 140 micras de largo y 80 micras

de ancho. Cuando son eliminados por las heces todavía son inmaduros (sin embrionar) (Beugnet, et al. 2005).

Dicrocoeliosis

El parásito, *Dicrocoelium lanceolatum*, se encuentra en los conductos biliares de gran variedad de animales, entre ellos los equinos y su distribución es a nivel mundial, siendo frecuente su presencia en Europa, América y Asia.

Algunos signos que pueden llevar a diagnosticar dicha parasitosis pueden ser alteraciones en el desarrollo, disminución del rendimiento, pérdida de reflejos o diarreas entre otras.

- **Nombre del parásito:** *Dicrocoelium lanceolatum*

- **Características morfológicas:**

El adulto, tiene forma alargada lanceolada y mide de 6 a 10 mm de longitud y de 1,5 a 2,5 mm de ancho. Su cuerpo es alargado, con la máxima anchura cerca de la mitad. La ventosa oral es ligeramente menor que la ventral y ambas se localizan en el tercio anterior al cuerpo. Su cutícula es lisa. No posee espinas a diferencia de *Fasciola*. Tiene un ciego delgado, sinuoso y termina en el inicio del último cuarto del cuerpo. Los testículos se localizan próximos a la ventosa central y los ovarios, son pequeños y están justo detrás de los testículos.

Los huevos, con una gruesa capa de color marrón, son operculados, ligeramente asimétricos y ovoides. Miden 36 – 45 micras de longitud y 22 – 30 de anchura (Quiroz, 2005).

Cestodos:

Cestodiosis

Tres son las principales especies de cestodos susceptibles a la parasitación de los caballos, *Anoplocephala perfoliata*, *magna* y *paranoplocephala mamillana*. De estos parásitos cosmopolitas, la primera es la más común, y se localiza en la unión del intestino grueso y delgado, mientras que la segunda mucho menos frecuente, se puede encontrar en el intestino delgado y rara vez en el estómago, y *P. mamillana*, es extremadamente rara, puede observarse en el intestino delgado y ocasionalmente en el estómago.

Los signos clínicos, únicamente apreciables si la infección es masiva, pueden ser diarreas, adelgazamiento, cólicos, entre otros (Javierre, et al. Artículo de ITG).

- **Nombre del parásito:** *Anoplocephala perfoliata*, *magna* y *paranoplocephala mamillana*

- **Características morfológicas:**

A.perfoliata en su estado adulto puede llegar a medir 8 cm de largo y 1,2 cm de ancho, presentado escólex redondeado con una lengüeta detrás de cada una de las 4 ventosas, su cuello es corto y tienen proglótidos, los cuales son muy cortos, semejantes a láminas.

Los huevos son irregularmente esféricos o triangulares (con uno o más de sus lados aplanados) y su pared es gruesa, con un diámetro que oscila entre las 50 y 80 micras (Barrera, 2011).

A.magna mide 80 cm de largo por 2 cm de ancho aproximadamente, con un escolax relativamente grande, con cuatro ventosas. Tiene cuello corto y los proglótidos son muy cortos, dando un aspecto de láminas sobre puestas.

Los huevos son similares al anterior con unas medidas de 50 a 60 micras de diametro (Quiroz, 2005).

P.mamillana en estado adulto mide 6-5 mm por 4-6 mm, con ventosas dispuestas en posición ventral y dorsal.

Los huevos de éste son ovoides y su pared es delgada. Su tamaño ronda los 51 x 37 micras.

Se puede decir que los huevos de todos ellos poseen una cubierta de tres capas, llamándose la más interna aparato piriforme (con forma de pera) y dentro de éste se puede observar el embrión hexacanto (Charles, 1999).

Nematodos:

Ascaridiosis

Se trata de una infección parasitaria muy extendida, encontrándose con frecuencia en Europa, América del norte y del sur, y se observa en el intestino delgado, principalmente de los équidos jóvenes. Los síntomas pueden ser retraso del crecimiento, problemas digestivos o alteraciones respiratorias (Beugnet, et al. 2005).

- **Nombre del parásito:** *Parascaris equorum*

- **Características morfológicas:**

Es el verme más voluminoso, midiendo el macho 15-27 cm de longitud y 3-6 mm de anchura, mientras que la hembra 18-50 cm por 8 mm de ancho. Su tonalidad es blanco - rosado y poseen tres labios de forma cuadrangular.

Los huevos tiene forma ovalada y esférica, oscuros, con cáscara gruesa y rugosa, su tonalidad es oscura. Sus tamaños oscilan entre los 90-100 micras de diámetro. En el centro del huevo se pueden observar 1 ó 2 células (Quiroz, 2005).

Habronemosis

Habromena muscae, *H. microstoma* y *Draschia megastoma*, son parásitos presentes en el estómago de los equinos, cuya transmisión está asegurada por las moscas. Éstos son cosmopolitas, localizándose en todos los continentes.

- **Nombre del parásito:** *Habromena muscae*, *H. microstoma* y *Draschia megastoma*

- **Características morfológicas:**

Los machos miden alrededor de los 8 a 22 mm de longitud y las hembras de los 13 a los 35 mm.

Los huevos son alargados con paredes delgadas, están embrionados cuando son evacuados por las heces y miden 40-50 micras de longitud y 9-11 micras de anchura normalmente, pero pueden ser más pequeños (Wilford, 1977).

Oxiurosis

Es una afección parasitaria frecuente, que afecta esencialmente a los animales adultos que son mantenidos en cuadras. Dicho parásito se encuentra ubicado en el en intestino grueso y recto de los equinos.

- **Nombre del parásito:** *Oxiuros Equi*

- **Características morfológicas:**

Gusanos de color blanco, donde los machos miden de 9 a 12 mm de longitud, con una extremidad caudal obtusa con una espícula aguda y estrecha. Las hembras pueden tener una longitud de 40- 150 mm y una extremidad caudal que se estrecha para formar una longitud variable.

Los huevos tienen unas dimensiones que oscilan entre las 85-95 micras de longitud por 40-45 micras de ancho. Son ligeramente asimétricos, con uno de sus lados un poco aplanado, poseen un opérculo en uno de los polos y tiene una coloración ocre. Estos pueden estar larvados (Beugnet, et al. 2005).

Estrongiloidosis

Trata de una parasitosis intestinal, específica de equinos, que ataca esencialmente a los potros jóvenes, donde únicamente las hembras partenogénicas son las parásitas. Lo podemos encontrar disperso por todo el mundo. En los animales recién nacidos pueden provocar signos clínicos con resultados muy graves.

- **Nombre del parásito:** *Strongyloides westeri*

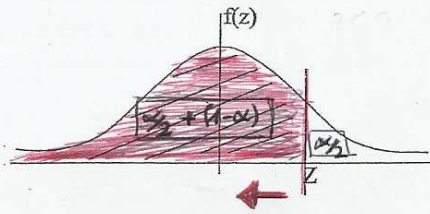
- **Características morfológicas:**

Los adultos, son pequeños, transparentes y filiformes que miden 0,7 - 9 mm de longitud y 0,05 mm de diámetro, tienen un largo esófago cilíndrico característico.

Los huevos dependiendo como hayan sido engendrados tendrán un tamaño u otro. Los huevos de hembras partenogénicas son ovales, con cápsula delgada y su tamaño ronda los 55 por 30 micras. Mientras que los huevos formados a través del apareamiento del macho y la hembra miden 70 por 45 micras (Beugnet, et al. 2005).

Anexo 2. Valores para la función normal $N(0,1)$

VALORES PARA LA FUNCIÓN DE DISTRIBUCIÓN NORMAL(0,1)



Función de distribución para la variable aleatoria Normal(0,1) Ejemplo: $F(0,44)=0,6700$

F(x)	0	0,01	0,02	0,03	0,04	0,05	0,06	0,07	0,08	0,09
0	0,5000	0,5040	0,5080	0,5120	0,5160	0,5199	0,5239	0,5279	0,5319	0,5359
0,1	0,5398	0,5438	0,5478	0,5517	0,5557	0,5596	0,5636	0,5675	0,5714	0,5753
0,2	0,5793	0,5832	0,5871	0,5910	0,5948	0,5987	0,6026	0,6064	0,6103	0,6141
0,3	0,6179	0,6217	0,6255	0,6293	0,6331	0,6368	0,6406	0,6443	0,6480	0,6517
0,4	0,6554	0,6591	0,6628	0,6664	0,6700	0,6736	0,6772	0,6808	0,6844	0,6879
0,5	0,6915	0,6950	0,6985	0,7019	0,7054	0,7088	0,7123	0,7157	0,7190	0,7224
0,6	0,7257	0,7291	0,7324	0,7357	0,7389	0,7422	0,7454	0,7486	0,7517	0,7549
0,7	0,7580	0,7611	0,7642	0,7673	0,7704	0,7734	0,7764	0,7794	0,7823	0,7852
0,8	0,7881	0,7910	0,7939	0,7967	0,7995	0,8023	0,8051	0,8078	0,8106	0,8133
0,9	0,8159	0,8186	0,8212	0,8238	0,8264	0,8289	0,8315	0,8340	0,8365	0,8389
1	0,8413	0,8438	0,8461	0,8485	0,8508	0,8531	0,8554	0,8577	0,8599	0,8621
1,1	0,8643	0,8665	0,8686	0,8708	0,8729	0,8749	0,8770	0,8790	0,8810	0,8830
1,2	0,8849	0,8869	0,8888	0,8907	0,8925	0,8944	0,8962	0,8980	0,8997	0,9015
1,3	0,9032	0,9049	0,9066	0,9082	0,9099	0,9115	0,9131	0,9147	0,9162	0,9177
1,4	0,9192	0,9207	0,9222	0,9236	0,9251	0,9265	0,9279	0,9292	0,9306	0,9319
1,5	0,9332	0,9345	0,9357	0,9370	0,9382	0,9394	0,9406	0,9418	0,9429	0,9441
1,6	0,9452	0,9463	0,9474	0,9484	0,9495	0,9505	0,9515	0,9525	0,9535	0,9545
1,7	0,9554	0,9564	0,9573	0,9582	0,9591	0,9599	0,9608	0,9616	0,9625	0,9633
1,8	0,9641	0,9649	0,9656	0,9664	0,9671	0,9678	0,9686	0,9693	0,9699	0,9706
1,9	0,9713	0,9719	0,9726	0,9732	0,9738	0,9744	0,9750	0,9756	0,9761	0,9767
2	0,9772	0,9778	0,9783	0,9788	0,9793	0,9798	0,9803	0,9808	0,9812	0,9817
2,1	0,9821	0,9826	0,9830	0,9834	0,9838	0,9842	0,9846	0,9850	0,9854	0,9857
2,2	0,9861	0,9864	0,9868	0,9871	0,9875	0,9878	0,9881	0,9884	0,9887	0,9890
2,3	0,9893	0,9896	0,9898	0,9901	0,9904	0,9906	0,9909	0,9911	0,9913	0,9916
2,4	0,9918	0,9920	0,9922	0,9925	0,9927	0,9929	0,9931	0,9932	0,9934	0,9936
2,5	0,9938	0,9940	0,9941	0,9943	0,9945	0,9946	0,9948	0,9949	0,9951	0,9952
2,6	0,9953	0,9955	0,9956	0,9957	0,9959	0,9960	0,9961	0,9962	0,9963	0,9964
2,7	0,9965	0,9966	0,9967	0,9968	0,9969	0,9970	0,9971	0,9972	0,9973	0,9974
2,8	0,9974	0,9975	0,9976	0,9977	0,9977	0,9978	0,9979	0,9979	0,9980	0,9981
2,9	0,9981	0,9982	0,9982	0,9983	0,9984	0,9984	0,9985	0,9985	0,9986	0,9986
3	0,9987	0,9987	0,9987	0,9988	0,9988	0,9989	0,9989	0,9989	0,9990	0,9990
3,1	0,9990	0,9991	0,9991	0,9991	0,9992	0,9992	0,9992	0,9992	0,9993	0,9993
3,2	0,9993	0,9993	0,9994	0,9994	0,9994	0,9994	0,9994	0,9995	0,9995	0,9995
3,3	0,9995	0,9995	0,9995	0,9996	0,9996	0,9996	0,9996	0,9996	0,9996	0,9997
3,4	0,9997	0,9997	0,9997	0,9997	0,9997	0,9997	0,9997	0,9997	0,9997	0,9998
3,5	0,9998	0,9998	0,9998	0,9998	0,9998	0,9998	0,9998	0,9998	0,9998	0,9998
3,6	0,9998	0,9998	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999
3,7	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999
3,8	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999	0,9999
3,9	1,0000	1,0000	1,0000	1,0000	1,0000	1,0000	1,0000	1,0000	1,0000	1,0000

Anexo 3. Instrucciones de uso Image Pro Plus 5.1

Para la toma de imágenes es preciso seguir los pasos descritos a continuación, para ello lo primero que se tiene que hacer es encender el equipo en el siguiente orden:

- ordenador
- microscopio
- cámara, la cual está acoplada al convertidor y éste al ocular del microscopio.

Posteriormente se debe:

1. Colocar la lente de 40 aumentos (4X).

2. Pinchar el icono del programa.



3. Seleccionar el modo completo: *Complete*.

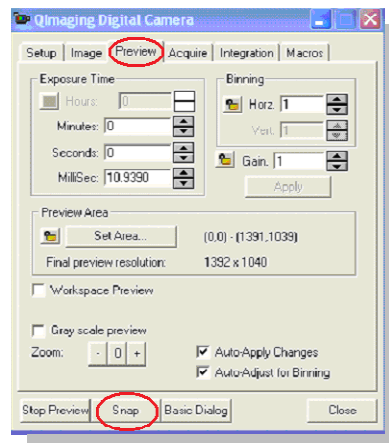
4. Cerrar el recuadro titulado *Macro Player*.

5. Para llegar al cuadro de diálogo *QImaging Digital Camera*, pinchar en el icono o seguir la ruta: *Acquire* → *Video/Digital capture*.



6. Pinchar en *Preview* para visualizar la imagen observada en el microscopio.

7. Una vez se encuentre la imagen deseada, se reajuste el enfoque y se congela la imagen con *Snap*.

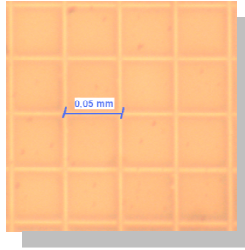


8. Para guardar la imagen, pinchar en el icono



Una vez capturadas las imágenes se puede proceder a la toma medidas, para lo cual en primer lugar hay que realizar la calibración:

1. En las mismas condiciones que en la toma de imágenes, tomar una foto de la cámara de conteo con cuadrícula de superficie conocida: 25×10^{-4} mm.



Cada lado del cuadrado mide 0,05 mm

2. Seguir la ruta: *Measure* → *Calibration* → *Spatial*, se abrirá el cuadro *Spatial Calibration*.

3. Seleccionar la ventana *Name*, elegir la opción *Spatial Cal 0* y cambiarla por el nombre deseado (en este caso "17 jn").

4. En la ventana *Unit*, seleccionar la unidad de medida, micras (μm).

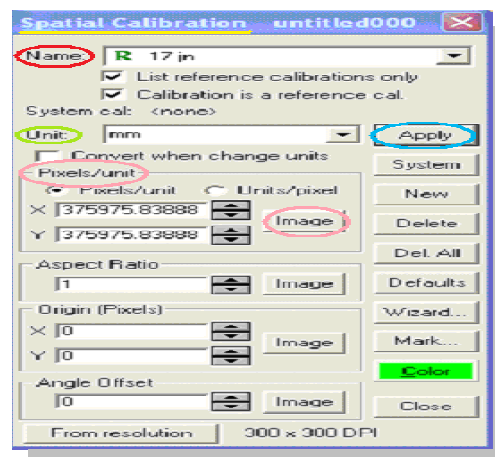
$$1 \mu\text{m} = 0,001 \text{ mm} \rightarrow 1 \text{ mm} = 1000 \mu\text{m}$$

Por lo que, si tomamos como referencia de medida el lado del cuadrado que es 0,05 mm, será lo mismo que si tomamos 50 μm .

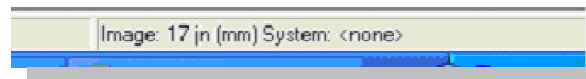
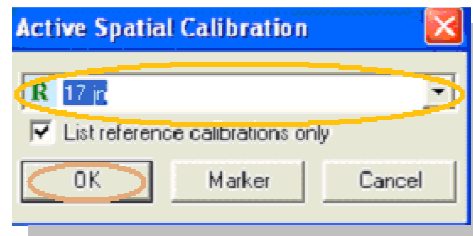
5. En la ventana *Pixels/Unit*, elegir la orden *Image*. Se abrirá el cuadro *Scaling* y aparecerá una línea verde en la parte superior izquierda de la imagen. Pinchar en sus extremos para ajustar la línea con la medida de referencia, se puede hacer el Zoom necesario para minimizar el error.

6. Una vez ajustada la línea, escribir las unidades de la medida de referencia en el cuadro *Scaling* y aceptar pulsando *OK*.

7. Inmediatamente aparecerá el cuadro *Spatial Calibration*, donde para guardar la aplicación, hay que pulsar sobre *Apply* y cerrar el cuadro de diálogo.



Siempre que se vaya a hacer una medición, hay que calibrar cada imagen con la escala guardada anteriormente (en el punto Calibración), para lo cual se sigue la ruta: *Measure* → *Calibration* → *Select Spatial*. En el cuadro *Active Spatial Calibration*, se elige la opción “17 jn” (nombre con el que se ha guardado la calibración). Tras activar esta calibración, aparecerá en la barra de herramientas inferior el mensaje: *Image: “17 jn”*.



Para medir la imagen deseada seguir la ruta: *Measure* → *Measurement distance*.



Para guardar las imágenes con las medidas tomadas, seguir la ruta: *Measure* → *Snap measurements*.

Anexo 4. Glosario

Acetábulos: ventosa muscular ventral de los trematodos y de algunos cestodos, con la que se fijan al huésped.

Anemia: concentración baja de hemoglobina (proteína de los glóbulos rojos que transporta el oxígeno) en la sangre.

Anorexia: describe la inapetencia o falta de apetito que puede ocurrir en circunstancias muy diversas, tales como estados febriles, enfermedades generales y digestivas o simplemente en situaciones transitorias de la vida cotidiana.

Arteria mesentérica: cada uno de los vasos que llevan la sangre desde el corazón al mesenterio.

Asintomático: sin síntomas de la enfermedad.

Autofecundación: fusión de las células sexuales o gametos masculino y femenino procedentes de un mismo individuo.

Autótrofo: la presentan aquellas células capaces de fabricar la materia orgánica a partir de nutrientes inorgánicos, como el CO₂ y el H₂O, procedentes del medio.

Blastómero: células resultantes de una serie de divisiones celulares consecutivas a partir de la célula huevo.

Botrios: surco longitudinal presente en el escólex de algunos cestodos, que les sirve como elemento de fijación al huésped.

Cenuro: larva constituida por una voluminosa vesícula que encierra varias cabezas o escólex.

Cercarías: cuarto estadio larvario que surge de la evolución de la redia.

Ciclo vital directo: ciclo de vida en que el parásito es transmitido directamente de un hospedero a otro sin necesidad de hospederos intermediarios o vectores.

Ciclo vital indirecto: ciclo de vida en la que el parásito requiere de uno o más hospederos intermediarios o vectores y hospedero definitivo.

Cistircerco: larva constituida por una vesícula con paredes delgadas que encierran un solo escólex (en vertebrados).

Cistircercoide: tipo de larva que recuerda a la estructura de un cistircerco, pero la vesícula es un poco distinta y prolongada por una parte cilíndrica compacta y maciza. (En invertebrados)

Cólicos: es un síndrome doloroso caracterizado por dolor abdominal que varía de intensidad en el tiempo, desde muy intenso, opresivo (retorcijón) hasta casi desaparecer, para volver a aumentar de intensidad. Suele acompañarse de náuseas, vómitos y diarrea. Los dolores producen irritabilidad, tensión y estrés.

Coprológico: estudio cualitativo y cuantitativo de muestras de heces para el diagnóstico de parásitos presentes en ellas.

Coprocultivo: consiste en el cultivo de materia fecal que permite identificar a diferentes organismos causantes de enfermedades gastrointestinales.

Coracidio: larva ciliada de los denominados falsos vermes planos (Cestodos), que una vez liberada de los huevos, es ingerida por un crustáceo microscópico.

Detritos: residuos procedentes de la descomposición de fuentes orgánicas (vegetales y animales), es materia muerta.

Dioicos: existen dos tipos de individuos con sexos separados, masculinos y femeninos.

Divison binaria asexual: reproducción asexual en la que cada célula o microorganismo se separa en dos.

Ectoparásito: parásitos que viven en la superficie del hospedador.

Edemas: hinchazón causada por la acumulación de líquido en los tejidos del cuerpo. Suele ocurrir en los pies, los tobillos y las piernas, pero puede afectar todo el cuerpo.

Endoparásito: parásitos que viven en el interior de su huesped.

Endotelio: es un epitelio simple aplanado que forman la pared de los capilares y tapizan los vasos sanguíneos, pulmones y otras superficies. Protegen pero a la vez permiten el intercambio de sustancias.

Escolex: órgano de fijación o "cabeza" de un cestodo. Se adhiere a la pared intestinal mediante ventosas o ganchos.

Esporocistos: evolución del miracilio.

Estróbilos: conjunto total de proglótidas que constituyen el cuerpo de un cestodo.

Eucariota: tiene el ADN incluido el núcleo y separado del resto mediante una doble membrana. Se dan en animales y plantas.

Facultativos: es cuando puede desarrollarse también sin parasitar a un hospedador.

Fagocitosis: algunas células rodean con su membrana citoplasmática partículas sólidas y las introducen en el interior de la célula.

Fatiga: es una falta de energía y de motivación.

Fecundación cruzada: cada gameto procede de un individuo distinto.

Fitoparásito: cualquier organismo que parasita a un vegetal.

Helmintos: animales invertebrados conocidos con el nombre de "gusanos". Se dice, en particular, de cinco grupos de gusanos parásitos: trematodos, cestodos, nematodos y acantocéfalos.

Hematófago: es el hábito de alimentación de aquellos que se nutren con sangre.

Hemorragias: es la salida de la sangre desde el sistema cardiovascular, provocada por la ruptura de vasos sanguíneos como venas, arterias y capilares. Es una situación que provoca una pérdida de sangre, y puede ser interna o externa.

Hermafrodita: aquellos seres vivos que tienen un aparato mixto capaz de producir gametos masculinos y femeninos.

Heterótrofo: la presentan las células que necesitan incorporar del medio materia orgánica ya elaborada por otros organismos.

Hexacanto: utilizados para denominar a un estadio larvario de los cestodos. Esta larva ciliada esférica se encuentra contenida en la envoltura embrionaria externa del huevo, y está provista de tres pares de ganchos. El conjunto de la oncosfera y el embrióforo se denomina coracidio.

Hidatide: similar al cenuro.

Hipertrofia: es el nombre con que se designa un aumento del tamaño de un tejido cuando se debe al aumento correlativo en el tamaño de las células que lo forman; de esta manera, el órgano hipertrofiado tiene células mayores, y no nuevas.

Hipobiosis: término empleado en parasitología para definir la estrategia utilizada por diferentes nematodos ante condiciones ambientales adversas para estadios de vida libre. Consiste en la detención del desarrollo de una fase parasitaria temprana (formas inmaduras) en el hospedero definitivo. Una vez que las condiciones son favorables, el nematodo continúa con su desarrollo hasta la forma adulta y prosigue con el ciclo de vida.

Hipoproteinemia: disminución anormal de proteína sérica en la sangre.

Infecciones crónicas: infecciones de larga duración y por lo general de progresión lenta.

Larva: forma inmadura en el ciclo evolutivo de helmintos y artrópodos.

Larvíparas: las hembras incuban los huevos en el interior del útero y dan a luz a larvas vivas.

Mesenterio: se usa para designar a repliegues planos del peritoneo, constituidos por dos hojas unidas de membrana serosa, entre las cuales corren vasos sanguíneos, linfáticos y nervios. Se extienden desde la pared abdominal posterior hasta diferentes vísceras. Proporcionándoles sostén y llevándoles irrigación sanguínea, drenaje linfático e inervación nerviosa.

Metacercaria: estadio intermedio entre la cercaria y el adulto. Ésta se puede enquistar.

Metacestodo: estadio larvario juvenil de los cestodos.

Miracidio: primer estadio larvario, sale de la cápsula después de haber sido comido por un hospedador intermediario.

Mórula: masa de células que se origina a partir de la segmentación de la célula original, dentro del desarrollo embrionario de los nematodos.

Mucosa: son tejidos orgánicos suaves y húmedos que revisten el interior de los órganos digestivos, los respiratorios y los urológicos. En general, presenta funciones de protección, secreción y absorción.

Muda: vaina o tegumento que envuelve a artrópodos y a algunos gusanos (nematodos) y que en las etapas juveniles, de crecimiento, se desprende dando lugar a una nueva envoltura que puede desprenderse a su vez o ser definitiva.

Nódulos: es una pequeña agrupación de células.

Obligados: cuando el parásito sólo se puede desarrollar en contacto con el hospedador.

Opérculo: cubierta o tapa de los huevos de algunos platelmintos e insectos.

Ovíparas: los huevos, fecundados o sin fecundar, son expulsados al medio externo.

Ovovivíparas: los huevos se desarrollan en el interior del aparato reproductor de la hembra, donde reciben albergue y protección, en el interior de la cubierta del huevo se da un primer estadio larvario.

Parasitiasis: hace referencia al estado asintomático detectado en uno o varios hospedadores, que no muestran daños o lesiones aparentes

Parasitosis: se da cuando el huésped muestra síntomas o lesiones debido a la acción de los parásitos sobre él.

Partenogenéticas: forma de reproducción en la que se desarrolla un organismo a partir de un huevo no fertilizado.

Periodo prepatente: etapa de la infección parasitaria comprendida desde el momento de la infección hasta la aparición de la sintomatología o la presencia del parásito.

Peritoneo: membrana que envuelve la mayor parte de los órganos del abdomen. Está estructurada en dos capas: la capa exterior, llamada peritoneo parietal, está adherida a la pared abdominal y la capa interior, peritoneo visceral, envuelve los órganos situados dentro de la cavidad abdominal. El espacio entre ambas es la cavidad peritoneal.

Peritonitis: es una inflamación del peritoneo, la membrana serosa que recubre parte de la cavidad abdominal y las vísceras.

Pleroceroide: se da al evolucionar el procercoide. Éste tiene órganos de fijación en el escólex.

Pluricelulares: están constituidos por un conjunto de células.

Procariota: el ADN no está separado del citoplasma por una membrana, sino disperso en él. Pueden ser las bacterias.

Procercoide: es la evolución del coracidio y es una larva alargada recubierta por una cutícula espesa, en la cola se sitúan los ganchos y en el extremo anterior se abren unas glándulas frontales.

Proglotis: segmento del estróbilo de los cestodos, la cual contiene los órganos reproductores masculinos y femeninos.

Prolíficos: gran facilidad para engendrar o reproducirse abundante y rápidamente.

Quiste: forma inmóvil de resistencia y de multiplicación, envuelta por una doble membrana formada por los protozoos.

Redias: tercer estadio larvario evolucionado del esporocisto y causa mayor daño en sus hospedadores que el anterior debido a se alimenta de las células de éste.

Reproducción asexual: los descendientes son copias genéticamente idénticas a su único progenitor.

Reproducción sexual: los descendientes presentan una combinación nueva de caracteres que los hace genéticamente únicos, para ello se necesita la participación de de dos progenitores.

Róstelo: organela en forma de gancho que poseen los verdaderos vermes planos, que les permite anclarse al intestino del hospedador.

Serosa: es una membrana epitelial compuesta por una fina capa de células epiteliales y otra fina capa de tejido conectivo. Las serosas tapizan las cavidades corporales y recubren los órganos que se encuentran en ellas, además de secretar un fluido acuoso que reduce la fricción y actúa de lubricante en el roce entre los distintos elementos de esa cavidad. El tejido conectivo proporciona nutrientes al epitelio a través de vasos sanguíneos y sirve como capa de anclaje de la serosa a otros órganos y estructuras corporales.

Submucosa: situada entre la mucosa y la capa muscular, formada por tejido conjuntivo denso desordenado con presencia de vasos sanguíneos, vasos linfáticos, fibras nerviosas y prolongación de glándulas de la mucosa.

Técnicas cualitativas: basado en las cualidades o características.

Técnicas cuantitativas: basado en la cantidad.

Tetratiridio: de tamaño grande y cuerpo macizo (sin vesícula), se considera un cisticercoide modificado.

Trofozoito: forma activa, que se alimenta, entre los protozoos.

Trombos: tapón de sangre en el sistema circulatorio.

Úlceras: es toda lesión abierta de la piel o membrana mucosa con pérdida de sustancia.

Unicelulares: se caracterizan porque todas sus actividades vitales son desarrolladas por una única célula.

Zooparásito: cualquier organismo que parasita a un animal.