

Universidad Pública de Navarra

Nafarroako Unibertsitate Publikoa

ESCUELA TECNICA SUPERIOR

NEKAZARITZAKO INGENIARIEN

DE INGENIEROS AGRONOMOS

GOI MAILAKO ESKOLA TEKNIKOA

**ELABORACIÓN DE UN PROTOCOLO DE RECOGIDA Y
ANÁLISIS DE MUESTRAS COPROLÓGICAS PARA LA
DETECCIÓN DE PARÁSITOS.**

presentado por

PABLO TONI ARAGÓN *(e)k*

aurkeztua

INGENIERO TÉCNICO AGRÍCOLA EN EXPLOTACIONES AGROPECUARIAS

NEKAZARITZAKO INGENIARI TEKNIKOA NEKAZARITZA ETA ABELTZAINZA

USTIAPENAK BEREZITASUNA

Octubre, 2012 / *Urria, 2012*

Resumen

El ganadero es consciente de la importancia que tiene la prevención y correcto tratamiento de las enfermedades producidas por parásitos en el ganado. Conoce el deterioro que produce en su salud y las mermas económicas que pueden suponer en su explotación. Sin embargo se le da muy poca importancia a la detección de los agentes causantes de los procesos utilizándose, de forma generalizada, antiparasitarios indiscriminadamente. Por esto se ha decidido elaborar un protocolo de actuación para la recogida y análisis de muestras coprológicas.

En la primera parte del TFC se describen y clasifican los parásitos más habituales en el ganado y algunas de las enfermedades que producen. Se describen las técnicas laboratoriales más utilizadas para su diagnóstico especialmente en heces. El trabajo se complementa con un diccionario de la terminología más frecuente que se puede encontrar en el campo de la parasitología.

Se ha realizado una serie de recogidas y analíticas de muestras en diferentes explotaciones de carácter extensivo, por ser más vulnerables a las parasitosis que las de carácter intensivo, y de todo tipo de ganado, aviar, equino, bovino, ovino y porcino. Se ha enfocado el trabajo fin de carrera más hacia el ganado porcino, pero las técnicas en este trabajo descritas son perfectamente válidas para cualquier especie.

Se han analizado las muestras con diferentes técnicas de observación. En el trabajo solo se han utilizado las técnicas más sencillas, económicas y de las que se sabía se disponía del material necesario en la Escuela. Se han aislado e identificado formas larvianas y huevos de diferentes grupos de parásitos.

Se ha elaborado un protocolo de recogida, transporte, análisis y comunicación de resultados.

Índice:

Índice de fotos:	5
Índice de Tablas:	7
1. Introducción.....	9
2. Antecedentes.....	10
2.1. La parasitología.....	10
2.2. Parásitos y enfermedades.....	11
2.2.1. Definición de parásito.....	11
2.2.2. Definición de parásito unicelular.....	11
2.2.3. Clasificación de los parásitos unicelulares internos.....	11
2.2.4. Definición de parásito pluricelular interno; vermes.....	15
2.2.5. Clasificación de los parásitos pluricelulares internos.....	16
2.3. Lucha antiparasitaria.....	29
2.3.1. Organismos oficiales: La O.I.E.....	29
2.3.2. Métodos preventivos.....	30
2.4. Recogida de muestras coprológicas y análisis en laboratorio.....	31
2.4.1. Protocolo de recogida de muestras en heces.....	31
2.4.2. Elección de la técnica de laboratorio.....	37
2.5. Identificación de parásitos.....	51
2.5.1. Ejemplo de identificación de parásitos utilizando la tabla 10.....	61
3. Objetivo.....	62

4. Material y metodología.....	63
4.1. Material de granja.....	63
4.2. Material de laboratorio.....	63
4.3. Metodología.....	66
4.3.1. Protocolo de toma de muestras coprológicas en la explotación.....	76
5. Conclusiones.....	83
En cuanto al sector ganadero:.....	83
En cuanto al protocolo elaborado:.....	83
En cuanto a la posibilidad de utilización de técnicas.....	83
En cuanto a la identificación de los parásitos.....	83
6. Propuestas:	84
7. Terminología parasitaria general:	85
7.1. Terminología parasitaria (morfología de los parásitos).....	88
Anexo I: La O.I.E.	90
Anexo II: Métodos preventivos en la lucha antiparasitaria.....	92
Anexo III: Empleo correcto de antihelmínticos en el ganado.....	95
Correcta Administración de antihelmínticos.....	97
Anexo IV: Uso estratégico de antihelmínticos.....	99
Manejo integrado de parásitos.....	100

Bibliografía:	104
Bibliografía de internet.....	106
Artículos y revistas:.....	106

Índice de fotos:

Foto 1: Coccidiosis causadas por los géneros <i>Eimeria</i> e <i>Isospora</i>	13
Foto 2: Ciclo de la vida de <i>Toxoplasma gondii</i>	14
Foto 3: Quistes en esófago formados por coccidios del género <i>Sacocystis</i>	15
Foto 4: Daños hepáticos provocados por <i>Fasciola hepática</i>	17
Foto 5: Los caracoles son típicos hospedadores intermediarios de varios trematodos.....	18
Foto 6: <i>Taenia solium</i>	20
Foto 7: Quiste hidatídico en hígado de cerdo.....	21
Foto 8: Hígado de cerdo ibérico parasitado por <i>Áscaris suum</i>	23
Foto 9: El huevo de <i>trichurius suis</i> tiene una forma muy característica con sus dos tapones polares.....	24
Foto 10: Nematodo del género <i>Trichinella</i>	25
Foto 11: Recorrido de <i>Metastrongylus</i> en el interior del cerdo.....	26
Foto 12: Diferentes formas de sistemas de envío de muestras.....	35
Foto 13: Se necesita material de laboratorio para la realización de las técnicas de análisis.....	37
Foto 14: Hay que preparar la solución saturada de ClNa calentando el agua sin que llegue a hervir, así se evita la pérdida de volumen de la misma.....	41
Foto 15: Disgregar perfectamente las heces en la solución saturada de ClNa.....	41
Foto 16: Hay que colocar un cubreobjetos sobre el menisco convexo dejado en el recipiente para que los huevos floten y se adhieran a él.....	42
Foto 17: Agregar con una pipeta al menos 9 gotas del sobrenadante sobre un porta, para posteriormente observar al microscopio.....	44
Foto 18: Aparato Baerman.....	46
Foto 19: Cámara de McMaster.....	48
Foto 20: A pesar de no ser muy dañinos en pocas cantidades, hay parásitos que en infestaciones de grado alto pueden causar muchos daños al hospedador.....	49
Foto 21: Diferentes huevos de parásitos.....	51
Foto 22: Foto de una capsula ovigera.....	53

Foto 23: Diferencia entre un huevo sin tapones polares y otro que si los tiene.....	53
Foto 24: Huevo con opérculo abierto, cuando esta estructura está cerrada es más difícil su observación al microscopio.....	54
Foto 25: Huevo con espícula.....	55
Foto 26: Diferenciación entre la cubierta fina y la gruesa.....	56
Foto 27: Diferenciación entre la cubierta lisa y la rugosa.....	56
Foto 28: Las estructuras con forma de bola del interior del huevo se llaman blastómeros.....	57
Foto 29: Apreciación del embrióforo.....	58
Foto 30: Apreciación de los filamentos polares.....	58
Foto 31: Huevo identificado como <i>Áscaris</i>	61
Foto 32: Huevo identificado como <i>Strongyloides</i>	61
Foto 33: Algunas técnicas de análisis no requieren el empleo de material especializado, otras en cambio sí.....	64
Foto 34: Algunos ejemplos de los huevos de parásitos observados en las muestras recogidas en la granja de Arruitz.....	71
Foto 35: Explotación aviar de Añezcar.....	73
Foto 36: Huevos de <i>Áscaris</i> encontrados en una de las muestras.....	75
Foto 37: Huevos de <i>Strongyloides</i> encontrados en una de las muestras.....	75
Foto 38: Nematodo (1), trematodo (2) y cestodo (4).....	96
Foto 39: ¡Respete las indicaciones de la etiqueta!.....	98
Foto 40: Se recomienda pesar a algunos animales para comprobar que las estimaciones del peso son correctas.....	98
Foto 41: Estructura química de la fenotiazina, el primer antihelmíntico sintético.....	100

Índice de Tablas:

Tabla 1: Clasificación de los parásitos unicelulares y las enfermedades que causan.....	12
Tabla 2: Clasificación de los vermes.....	16
Tabla 3: Edad del cerdo y signos clínicos.....	27
Tabla 4: Fotografías de diferentes tipos de vermes parasitarios.....	27
Tabla 5: clasificación de los parásitos más comunes y localización de las enfermedades causadas por los mismos.....	28
Tabla 6: Parásitos y hospedadores definitivos.....	29
Tabla 7: Elección de técnicas de análisis.....	38
Tabla 8: Guía para la interpretación del conteo de huevos de vermes.....	48
Tabla 9: Ventajas y desventajas de las diferentes técnicas de observación de parásitos.....	50
Tabla 10: Clave para identificar huevos de helmintos.....	52
Tabla 11: Tamaño relativo de los huevos de helmintos.....	60
Tabla 12a: Material necesario para la elaboración de las diferentes técnicas de observación.....	64
Tabla 12b: Material necesario para la elaboración de las diferentes técnicas de observación.....	65
Tabla 13: Primera recogida de muestras.....	67
Tabla 14: Segunda recogida de muestras.....	68
Tabla 15: Resultados obtenidos en la tercera recogida de muestras.....	69
Tabla 16: Resultados obtenidos en la cuarta recogida de muestras.....	70
Tabla 17: Tercera y cuarta recogida de muestras.....	71
Tabla 18: Quinta recogida de muestras.....	72
Tabla 19: Propietarios y localización de la sexta recogida de muestras.....	73
Tabla 20: Resultados de la sexta recogida de muestras.....	74
Tabla 21: Resultados de la séptima recogida de muestras.....	75
Tabla 22: Lista de enfermedades de la O.I.E.....	91

Tabla 23: Antihelmínticos comunes.....103

1. Introducción.

El objetivo inicial de este trabajo de fin de carrera era comprobar la efectividad de un tratamiento antihelmíntico experimental. Este tratamiento se aplicaría sobre cerdos de diferentes explotaciones extensivas, por ser más vulnerables a las parasitosis que las explotaciones intensivas. Se mediría el grado de infestación anterior y posterior a la aplicación de dicho tratamiento, para comprobar si dicho tratamiento era efectivo o no.

No obstante durante la elaboración del trabajo se comprobó que a pesar de darle una gran importancia a la lucha antiparasitaria, apenas se le daba a la detección de las infestaciones parasitarias. En el sector está muy extendida la práctica de tratar a los animales con antiparasitarios de amplio espectro, sin realizar una detección previa de las parasitosis, por lo que se aplican más dosis de las necesarias, con el gasto que esto conlleva. Por este motivo se decidió reconducir la orientación del proyecto y realizar un protocolo para la detección de parasitosis en heces.

Durante la realización de este trabajo, se ha contactado tanto con ganaderos, como con veterinarios y demás expertos en la materia, coincidiendo todos, como se ha dicho anteriormente en la gran importancia que tienen los parásitos en la ganadería, debido sobre todo a las pérdidas económicas que pueden llegar a causar.

A pesar de esto se podría reducir el número de tratamientos aplicados a cada animal si se siguiera un cierto control para la identificación y cuantificación de parásitos, puesto que en ocasiones estamos tratando animales que no tienen parásitos o que sus grados de infestación no son tan altos como para necesitar ningún tratamiento. Además al aplicar un menor número de tratamientos o tratamientos más específicos, también evitamos la aparición de resistencias.

El protocolo elaborado en el trabajo de fin de carrera facilita el estudio de las parasitosis en todo tipo de ganado. El trabajo está enfocado principalmente al ganado porcino en semiestabulación. Ya que la mayor parte de las muestras obtenidas para la realización del mismo han sido de ganado porcino, y que es en este tipo de ganado donde se han obtenido los resultados positivos.

En este trabajo de fin de carrera también se incluye un diccionario de la terminología más utilizado en parasitología (página 85).

2. Antecedentes.

2.1. La parasitología.

Se define la parasitología como una rama de la biología que estudia el fenómeno del parasitismo. Este estudio comprende, por un lado, el estudio de los organismos vivos parásitos, y la relación de los mismos con sus hospedadores y con el medio ambiente. Generalmente, se ocupa sólo de los parásitos eucariotas como son los **protozoos, helmintos (trematodos, cestodos, nematodos)** y artrópodos; ya que el resto de los organismos parásitos (virus, procariotas y hongos) tradicionalmente se consideran una materia propia de la microbiología. Por otro lado, estudia las parasitosis o enfermedades causadas por los parásitos en el hombre, animales y plantas por los organismos parásitos.

Como ya hemos dicho la parasitología es una rama de la biología, y concretamente de la ecología, aunque debido a sus importantes repercusiones en la salud humana y animal, gran parte de la investigación de esta ciencia, se centra en sus implicaciones en medicina, veterinaria y farmacia, ya que los parásitos causan enfermedades al hombre, animales y plantas de gran interés sanitario o económico. Uno de los objetivos clave de la parasitología es el aprender diagnosticar estas parasitosis (por ejemplo, a través de un análisis coprológico o inmunológico), tratarlas y erradicarlas.

Esta rama de la parasitología sanitaria médica y veterinaria, abarca el estudio de la epidemiología de estas enfermedades parasitarias, lo que se puede calificar como parasitología ambiental, ya que estudia los factores que explican la distribución y frecuencia de los parásitos.

Para un estudio más específico, la parasitología se divide en tres ramas:

- **Parasitología médica o clínica:** Estudia los parásitos del ser humano.
- **Zooparasitología:** Estudia los parásitos de los animales.
- **Fitoparasitología:** Estudia los parásitos de las plantas.

2.2. Parásitos y enfermedades.

2.2.1. Definición de parásito.

Según el CDC (Center for Disease Control) o centro para el control y la prevención de enfermedades, se define parásito como aquel organismo animal o vegetal que obtiene un beneficio de su relación con otro organismo (hospedador) que sale perjudicado.

El parasitismo es una forma de vida muy extendida en el mundo animal y vegetal. Por eso distinguimos entre parásitos pertenecientes al reino animal y al vegetal, es decir entre los zooparásitos y los fitoparásitos. En este trabajo trataremos solamente los zooparásitos.

Como ya hemos dicho el hospedador puede llegar a sufrir algún perjuicio, pero no tiene por qué afectar al desarrollo del mismo, ya que puede compensarlos, en su mayoría, gracias al metabolismo. No obstante hablamos de acción patógena de un parásito cuando este es capaz de producir alteraciones en el hospedador, estas pueden pasar desapercibidas, pero pueden causar pérdidas económicas a causa del descenso de las producciones o pueden causar síntomas más evidentes o incluso la muerte

En este trabajo no se abordan las parasitosis externas, por lo que salvo que se cite, nos referimos a los endoparásitos.

2.2.2. Definición de parásito unicelular.

Recopilando información de varios autores se define un parásito unicelular como aquel organismo compuesto de una única célula, que obtiene un beneficio de otro organismo, sin dar ninguna compensación a cambio al hospedador, y por lo tanto perjudicándole. Suelen pertenecer al grupo protozoo (del griego: proto, primer y zoo, animal).

2.2.3. Clasificación de los parásitos unicelulares internos.

Dentro de los parásitos unicelulares internos podemos encontrar tres grandes grupos, el de los coccidios, el de los coccidios formadores de quistes y el de los protozoos ciliados.

2.2.3.1. Coccidios, clasificación y enfermedades más habituales.

Los **coccidios** son parásitos unicelulares internos que se suelen encontrar en el intestino delgado de los animales y que generalmente causan diarreas sanguinolentas e incluso la muerte en animales jóvenes.

La clasificación la sintetizamos en la **tabla 1**, las enfermedades causadas por coccidios se describen a continuación.

Tabla 1: clasificación de los parásitos unicelulares y enfermedades que causan (Elaboración propia).

Protozoos	Coccidios	Genero <i>Eimeria</i>	Coccidiosis (Eimeriosis)
		Genero <i>Isospora</i>	Coccidiosis (Isoesporosis)
		<i>Cryptosporidium spp</i>	Criptosporidiosis
		<i>Toxoplasma gondii</i>	Toxoplasmosis
	Coccidios formadores de quistes	Género <i>Sarcocystis</i>	Sarcocistiosis
	Protozoos ciliados	<i>Balantidium coli</i>	Balantidiosis

- **Coccidiosis:** Enfermedad causada por diferentes especies de protozoos de los géneros *Eimeria* (eimeriosis) e *Isospora* (isoporosis). Cabría incluir aquí otros géneros de coccidios pero estos producen enfermedades suficientemente peculiares como para que sean estudiados por separado, y el termino se reserva solo para los de los géneros *Eimeria* e *Isospora*. (Eva M^a Frontera y Fco. Javier Serrano).

En porcino el género que nos interesa es el *Isospora*, y la especie causante de la patología en más de un 95% de los casos de coccidiosis en lechones es *Isospora suis*.

Puede provocar la muerte del hospedador, pero también otros problemas que afectan a los futuros índices de transformación y crecimiento, como son camadas poco homogéneas o disminución del peso medio de la camada, y por último aumento de la mortalidad de lechones a causa de infecciones secundarias.

Para prevenir los brotes de esta parasitosis es imprescindible contar con unas buenas medidas de higiene en las explotaciones. No obstante los ooquistes (fases esporuladas de los protozoos) son muy resistentes en el medio ambiente, y por tanto, muy difíciles de inactivar. La isoporosis es una enfermedad mundialmente extendida, en España los estudios muestran un 85% de las granjas infectadas (Enric, 2000).

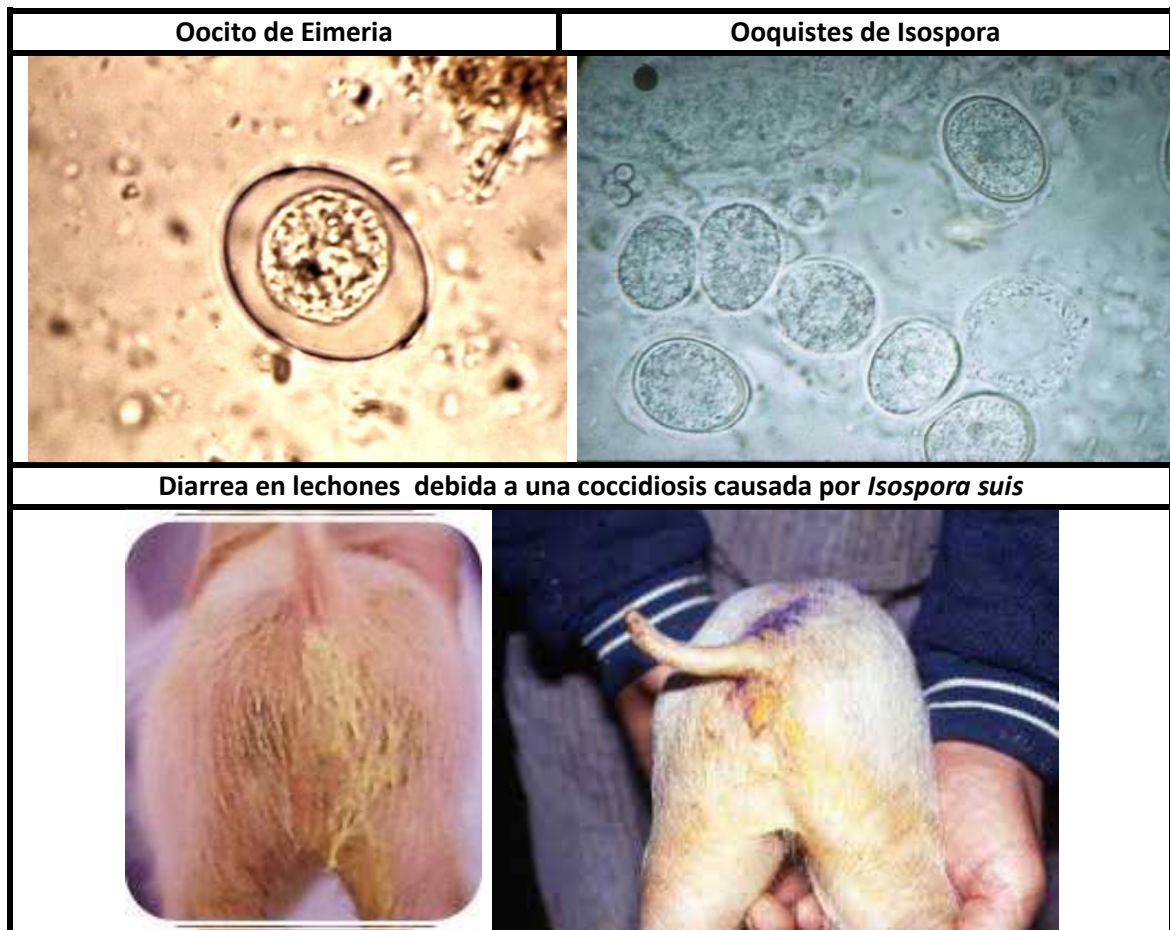


Foto 1: Coccidiosis causada por los géneros Eimeria e Isospora.

- **Criptosporidiosis:** enfermedad parasitaria común en nuestra cabaña ganadera causada por el coccidio llamado *Cryptosporidium spp.*

Es generalmente asintomática; los escasos brotes sintomáticos que se producen, suelen darse en animales en las primeras semanas de edad. Cursa con diarrea especialmente en animales muy jóvenes. La enfermedad puede ser más o menos aguda, acabando o bien con la muerte prematura o bien con la autocuración en pocos días. (Juan Enrique Pérez Martín y José Antonio Gamito Santos)

- **Toxoplasmosis:** es una enfermedad causada por el coccidio *Toxoplasma gondii*. Afecta a una gran cantidad de animales y también al hombre, aunque normalmente solo le ocasiona enfermedades subclínicas. La mayor gravedad se va a producir en las hembras gestantes, ya que puede dar lugar a abortos, malformaciones fetales, etc. El cerdo es un hospedador intermedio dentro del ciclo de este coccidio. (Eva M^a Frontera y Rafael Calero Bernal)

Su ciclo de vida se esquematiza en la **foto 2**.

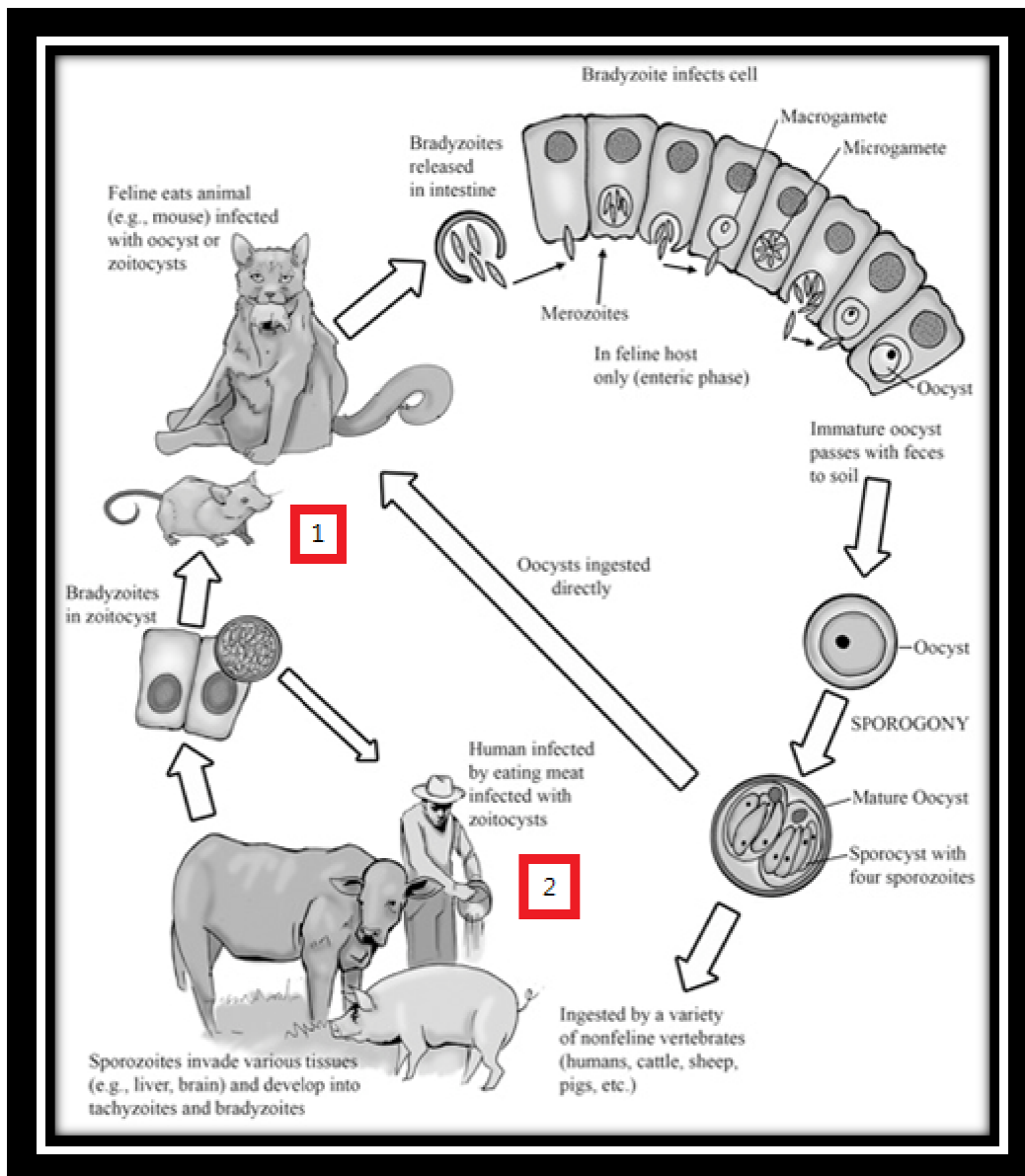


Foto 2: Ciclo de vida de *Toxoplasma gondii* (1. Hospedadores intermedios; 2. Hospedadores finales).

2.2.3.2. Coccidios formadores de quistes.

Estos son iguales a los coccidios anteriores salvo que forman quistes en el tejido muscular del hospedador.

- **Sarcocistiosis:** enfermedad producida por coccidios formadores de quistes pertenecientes al género *Sarcocystis*.

Desde el punto de vista clínico puede considerarse como una enfermedad de carácter leve y en la mayoría de los casos sin sintomatología aparente. Pero con dosis experimentales altas produce en los cerdos, sobre todo en los de cebo, disminución del crecimiento, acompañada de hematomas cutáneos en las orejas, dificultades

locomotoras, fiebre e incluso la muerte. (Eva M^a Frontera, Rafael Calero Bernal y Santiago Hernández Rodríguez)

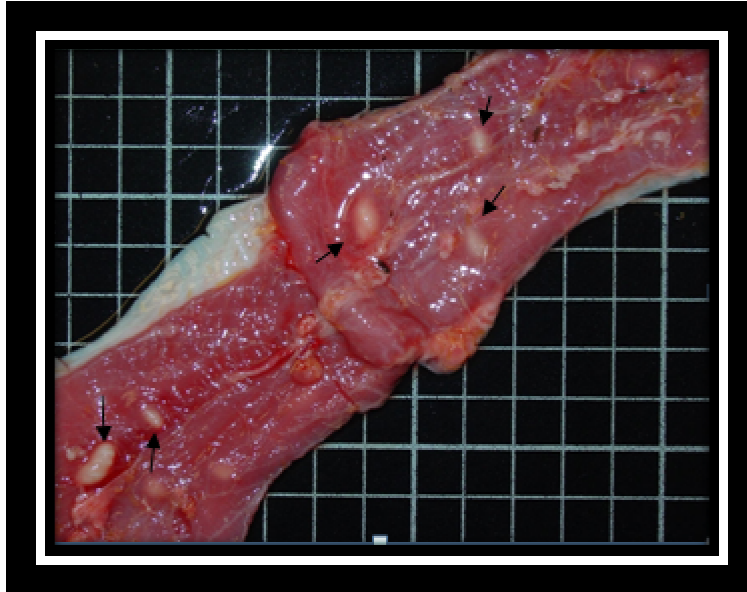


Foto 3: Quistes en esófago formados por coccidios del género *Sarcocystis*.

2.2.3.3. Protozoos ciliados.

Son protozoos que presentan una gran cantidad de filamentos cortos llamados cilios que le sirven al organismo para moverse.

- **Balantidiosis:** enfermedad parasitaria del cerdo producida por el protozoo ciliado llamado *Balantidium coli*.

Aunque también puede afectar al hombre y primates, y raramente a perros, gatos y ratas, capaz de producir una colitis ulcerativa. *B. coli* presenta una distribución universal y es el único ciliado que puede afectar a humanos. En países tropicales puede llegar a tener una frecuencia elevada. (Eva M^a Frontera y Fco. Javier Serrano)

2.2.4. Definición de parásito pluricelular interno; vermes.

Recopilando información de varios autores se define un parásito pluricelular interno como aquel organismo formado por más de una célula que vive en el interior de otro organismo, obteniendo todos o parte de sus nutrientes sin dar ninguna compensación a cambio al hospedador. Dependiendo de la relación con el hospedador estos pueden ser parásitos obligados o parásitos facultativos.

2.2.5. Clasificación de los parásitos pluricelulares internos.

Dentro de los diferentes tipos de parásitos pluricelulares internos podemos encontrar dos grandes grupos, los platelmintos y los nematelmintos:

Tabla 2: Clasificación de los vermes (Elaboración propia).

		Forma	Ciclo vital	Reproducción	Principales hospedadores intermediarios
Nematodos		Verme redondo, de forma cilíndrica con los extremos más finos y afilados, con el cuerpo no segmentado.	Directo, sin hospedador.	Sexual.	No tiene.
Platelmintos	Trematodos	Verme plano, sin segmentación en el cuerpo. Con ventosas para su fijación al huésped.	Indirecto, que incluyen uno o más hospedadores intermedios.	Asexual, miembros hermafroditas.	Caracoles y en algunos casos las hormigas actúan de hospedadores intermediarios secundarios.
	Cestodos	Verme cinta, con el cuerpo segmentado.	Indirecto complejo, con varios hospedadores intermedios.	Asexual, miembros hermafroditas.	Sucede en ocasiones que el ganado no es más que un hospedador intermediario.

2.2.5.1. Platelmintos.

Llamados vulgarmente “gusanos planos” (del griego platys, “plano” y helmintos, “gusanos”), son vermes aplanados dorso-ventralmente y presentan simetría bilateral.

La mayoría son hermafroditas realizando su reproducción de forma asexual. El ciclo vital de los platelmintos suele ser indirecto pudiendo tener uno o varios hospedadores intermedios.

A pesar de existir cuatro grandes clases de platelmintos, en este trabajo fin de carrera, nos vamos a centrar en dos de ellas, los trematodos y los cestodos.

Para más información acerca de los platelmintos consultar:

<http://es.wikipedia.org/wiki/Platyhelminthes>

2.2.5.2. Trematodos.

Vulgarmente llamados “duelas”, son parásitos pequeños de entre uno y varios centímetros de longitud, poseen órganos adhesivos para fijarse al hospedador. Se caracterizan por tener un cuerpo no segmentado, con frecuencia en forma de hoja.

Los trematodos tienen un ciclo vital muy complejo pudiendo tener uno o más hospedadores intermedios. Tienen un tipo de reproducción asexual, siendo sus miembros hermafroditas.

Las enfermedades causadas por trematodos se llaman Trematodosis, y entre las más importantes podemos encontrar:

- **Fasciolosis:** Es una enfermedad de curso tanto agudo como crónico, que afecta principalmente al hígado y a los conductos biliares de los animales provocada por *Fasciola*. A esta parasitosis también se le llama distomatosis o de forma vulgar como papo.

La importancia en porcino es escasa generalmente, ya que su presencia se limita a explotaciones extensivas y en zonas húmedas. En el norte de Navarra, en las nuevas explotaciones extensivas, podría tener cierta relevancia. (Juan Enrique Pérez Martín y José Antonio Gamito Santos)



Foto 4: Daños hepáticos provocados por *Fasciola hepática*.

- **Dicroceliosis:** enfermedad de curso crónico que afecta principalmente los conductos biliares y vesícula biliar de animales domésticos y salvajes, incluido en hombre, provocada por *Dicrocoelium*.

Igual que la anterior escasa importancia en porcino en régimen intensivo, pero con posible incidencia en régimen extensivo. (Juan Enrique Pérez Martín y José Antonio Gamito Santos)

- **Braquilemosis:** es una parasitosis que se encuentra relativamente distribuida por la Península Ibérica. Los parásitos se localizan en el intestino delgado principalmente de cerdos en montanera y jabalí. Son de ciclo indirecto y necesitan como hospedadores intermedios a moluscos pulmonados terrestres. El agente etiológico es *Brachylaemus erinacei* (*B. suis*). (Juan Enrique Pérez Martín y José Antonio Gamito Santos)

Para una mayor información sobre los trematodos consultar:

<http://es.wikipedia.org/wiki/Trematodo>

Ciclos vitales de los trematodos

Los trematodos tienen ciclos vitales indirectos que requieren el paso por uno o más hospedadores intermedios; en los que los estadios inmaduros sufren cambios morfológicos considerables. Al contrario de los nematodos y los cestodos, los trematodos inmaduros pueden reproducirse asexualmente (poliembriónía), es decir, un único huevo puede originar varios adultos.

Los huevos fertilizados salen del hospedador de ordinario a través de las heces del hospedador. Cada huevo produce una larva libre capaz de nadar denominada miracidio, que penetra activamente en su hospedador intermediario, a menudo un pequeño caracol anfibio o acuático.



Foto 5: Los caracoles son típicos hospedadores intermediarios de varios trematodos.

Dentro del caracol, el miracidio se desarrolla al estadio siguiente, el esporocisto que puede a su vez dividirse y producir varios esporocistos. Cada esporocisto se reproduce asexualmente y da origen al siguiente estadio de desarrollo, las redias. Cada redia también puede a su vez dividirse y dar lugar al siguiente estadio de desarrollo, las cercarías, el estadio que abandona el caracol.

En algunas especies, las cercarías de vida libre pueden enquistarse produciendo metacercarias que son resistentes al medio. Tanto las cercarías como las metacercarias pueden infectar al ganado. Una vez ingeridas por el hospedador final se desarrollan a adultos y emigran hacia sus órganos diana.

Hay numerosas variantes de este esquema general. Por ejemplo, las cercarías de *Dicrocoelium dendriticum* son ingeridas por hormigas, que actúan como segundo hospedador secundario, y en ellas se desarrollan a metacercarias. El ganado ingiere las hormigas al pastar, y con ellas al parásito. Otra variante es la del género *Schistosoma*, cuyas cercarías nadan en el agua e infectan al ganado de modo activo y directo penetrando a través de la piel.

2.2.5.3. Cestodos.

Llamados vulgarmente “gusanos cinta” (del latín *cestun*, “cinta” y *eides*, “con aspecto de”), son platelmintos profundamente modificados para adaptarse al parasitismo, siendo todos parásitos de localización intestinal en su forma adulta, salvo contadas excepciones.

Carecen de aparato circulatorio y digestivo, alimentándose absorbiendo los nutrientes a través de la piel. Tienen un ciclo de vida indirecto con dos hospedadores habitualmente. Son generalmente hermafroditas y se autofecundan para reproducirse. Las enfermedades causadas por este tipo de parásitos se conocen como cestodosis y entre las más importantes podemos encontrar:

- **Cisticercosis muscular:** la enfermedad en el cerdo está producida por el cestodo *Taenia solium*.

Enfermedad de gran importancia en África, Asia e Iberoamérica, aunque en los países más desarrollados ha quedado como una enfermedad prácticamente residual.

En el cerdo no suele provocar sintomatología clínica, si bien provoca importantes pérdidas económicas en los países donde es endémica, debido a decomisos de canales infectadas. (M^a Frontera Carrión y Fco Javier Pariente)



Foto 6: *Taenia solium*

- **Cisticercosis hepatoperitoneal:** es una parasitosis producida por las formas larvianas del cestodo *Taenia hydatigena*.

Presenta una distribución mundial y la importancia veterinaria es moderada, si bien en ocasiones puede ser una enfermedad relevante. La enfermedad suele ser asintomática, aunque infestaciones masivas pueden provocar hepatitis traumáticas agudas y peritonitis. En casos extremos puede llegar a producirse la muerte de cerdos jóvenes por hemorragias. Quizás lo más importante de esta parasitosis es la pérdida económica que ocasiona el decomiso de los hígados afectados en el matadero (M^a Frontera Carrión y Fco. Javier Pariente).

- **Hidatidosis:** es una zoonosis causada por cestodos del genero *Echinococcus*.

Constituye un serio problema económico y sanitario en todo el mundo, que va en aumento salvo en algunos países como Irlanda o Islandia, en los que los programas de control han logrado una drástica reducción. En España es una enfermedad endémica en las comunidades de Aragón, Castilla-León, Castilla la Mancha y Extremadura, habiéndose reducido el número de casos en Navarra y la Rioja gracias a los programas de control y prevención establecidos en 1995. (Juan Enrique Pérez Martín, Rafael Calero Bernal y Fco. Javier Serrano Aguilera)

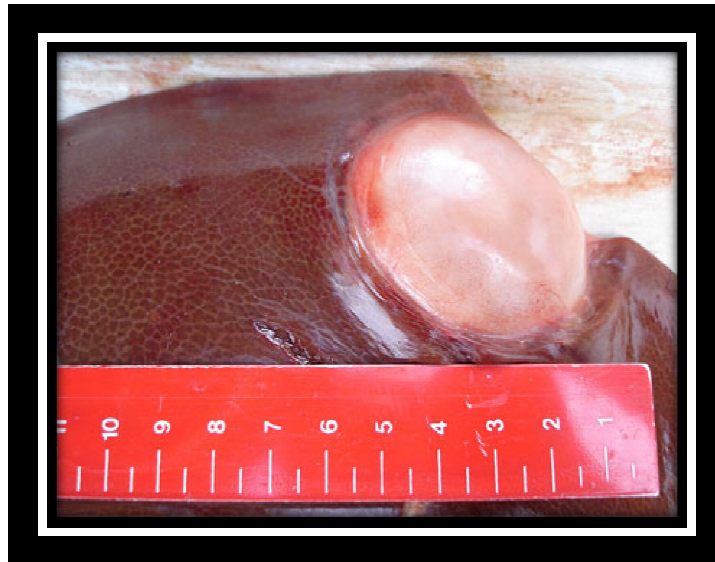


Foto 7: Quiste hidatídico en hígado de cerdo

Para más información sobre los cestodos consultar: <http://es.wikipedia.org/wiki/Cestodos>

Ciclos vitales de los cestodos

Los cestodos tienen ciclos vitales indirectos complejos, que incluyen uno o más hospedadores intermediarios. Dentro del hospedador principal, los cestodos crecen por producción sucesiva de segmentos a partir del escólex. Cada nuevo segmento empuja al anterior hacia la cola. Mientras se van alejando de la cabeza, van madurando y aumentando de tamaño gradualmente. Finalmente, tras la fertilización, y repletos de huevos, se desprenden del estróbilo y se excretan con las heces. En algunas especies los huevos no se liberan en el intestino del hospedador sino sólo cuando los segmentos que contienen huevos se descomponen en el exterior.

Los huevos de los cestodos forman un embrión denominado hexacanto, que es ingerido por un hospedador intermediario donde eclosiona y se desarrolla a cisticerco, un estadio inmaduro con una anatomía típica para cada especie.

Los hospedadores intermediarios (por regla general, animales de compañía y el ganado) portadores de cisticercos pueden ser ingeridos por el hospedador final con el pasto. Una vez ingeridos, los cisticercos se liberan en el intestino del hospedador final, se desarrollan a adultos, alcanzan sus órganos predilectos, se fijan a los tejidos del hospedador final mediante el escólex y comienzan a producir nuevos segmentos.

Para algunos cestodos el ganado es sólo hospedador intermediario que puede infectarse con cisticercos. Es el caso p.ej. de *Taenia saginata*, cuyos hospedadores finales son los seres humanos; y de *Echinococcus granulosus* cuyos hospedadores finales son los perros y

otros carnívoros. A los cisticercos de *T. saginata* en bovinos se les conoce como *Cysticercus bovis* y se establecen en los músculos. Los cisticercos de *E. granulosus* pueden infectar a prácticamente cualquier mamífero, y producen los así llamados quistes hidatídicos en varios órganos que pueden resultar seriamente dañados.

2.2.5.4. Nematodos.

Llamados vulgarmente “gusanos redondos” (del griego **Nematoda** nema, “hilo” y oidos, “con aspecto de”), son vermes de cuerpo alargado, cilíndrico y no segmentado con simetría bilateral, con los extremos más finos y afilados.

Son dioicos, es decir, tienen miembros de sexos diferentes, y por lo tanto su forma de reproducción es sexual, con una fecundación interna. En este caso el ciclo vital es directo sin necesidad de hospedadores intermedios.

Las parasitosis causadas por los nematelmintos se conocen como nematodosis, de las cuales las más importantes son:

- **Estrongiloidosis:** proceso parasitario producido por las distintas especies del género *Strongyloides*, las cuales pueden afectar a un buen número de hospedadores, tanto domésticos como silvestres, en los cuales suele producir inflamaciones pulmonares cutáneas y entéricas.
- **Nematodosis gástricas:** están producidas por un grupo de parásitos que afectan al estómago de los cerdos. Todas ellas tienen en común la similitud de los signos clínicos, hallazgos de necropsia, diagnóstico, tratamiento y control, variando entre los distintos géneros sus características morfológicas, su frecuencia y su intensidad parasitaria. Los géneros parásitos implicados son *Hyostrogylus rubidus*, *Ascarops strongylina* y *Physocephalus sexalatus*.
- **Ascariosis:** es sin duda la helmintosis más frecuente e importante en la cría y recría de cerdos, por su enorme incidencia en prácticamente todo el mundo. Es una parasitosis cosmopolita, debido fundamentalmente a la resistencia de estos parásitos y a su altísima prolificidad.

Los parásitos que producen esta enfermedad son *Ascaris suum*, “el gusano redondo del cerdo” y *Ascaris lumbricoides*, el homónimo del hombre. La prevalencia mundial de *Ascaris suum* está entre un 20% y un 70%. En las explotaciones Españolas se encuentra alrededor del 30%.

La ascariosis porcina interfiere en la salud y la productividad de los cerdos; que supone un menor aprovechamiento de los piensos y la reducción de la ganancia de

peso (Stephenson, 1980). A esto hay que sumar retraso en el crecimiento, pelaje áspero, tos crónica y las pérdidas económicas por lesiones hepáticas que provocan las migraciones larvianas (Roepstroff, 2003). Además las infecciones de *Ascaris suum* pueden potenciar otras enfermedades infecciosas. (M^a Frontera, 2011).

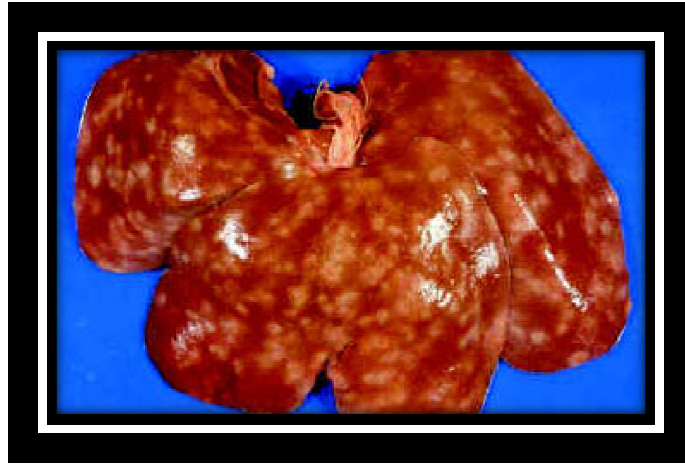


Foto 8: Hígado de cerdo ibérico parasitado por *Ascaris suum*, obsérvese la gran cantidad de manchas de leche características de esta enfermedad.

- **Tricuriosis:** enfermedad parasitaria producida por el género *Trichurius*, especialmente en las regiones de clima cálido y húmedo (regiones subtropicales o tropicales), no obstante su distribución es universal.

Afecta a todos los mamíferos excepto a los equinos. En cerdos la especie responsable de esta enfermedad es *Trichurius suis* también denominado verme látigo del porcino.

Se localiza en el ciego y colon de los cerdos, donde en ocasiones, no provoca manifestaciones clínicas en adultos y rara vez en jóvenes, pero causa enfermedad grave si la parasitación es masiva, pudiendo llegarse a producir la muerte de lechones.

En España podemos afirmar que no es una enfermedad de gran relevancia, ya que se dan prevalencias del 6%. No obstante se ha revelado que su presencia resulta cada vez más importante en animales de campo mientras que es rara en explotaciones intensivas.

En parasitaciones moderadas, los animales presentan diarreas crónicas y una reducción lenta del peso, con anemia moderada. Esta infección puede agravarse en presencia de otros parásitos como *Áscaris suum*. En parasitaciones intensas, los animales pueden sufrir cierta inapetencia por la el alimento, sufren palidez, fiebre y debilidad general, pueden presentar diarrea con mucosidades y/o sangre. Rápidamente se deterioran, no crecen ni se desarrollan y se debilitan hasta morir.

Como medida profiláctica se recomienda una buena higiene tanto en las instalaciones como en utillaje (M^a frontera, 2012).

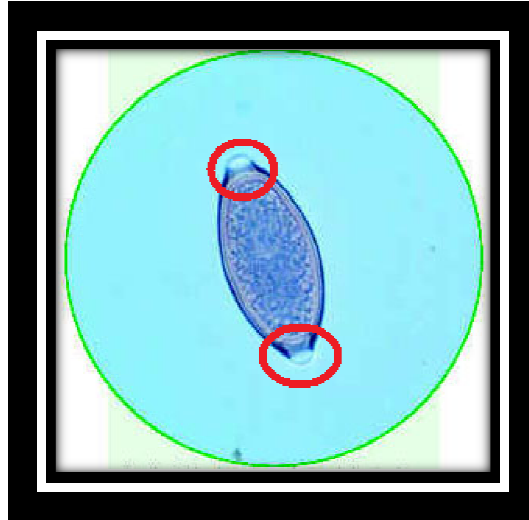


Foto 9: El huevo de *Trichurius suis* tiene una forma muy característica con sus dos tampones polares.

- **Esofagostomosis:** afección parasitaria producida por *Oesophagostomum*, la cual muestra interés prioritario en rumiantes y porcinos. Siendo más vulnerables los cerdos de cría y recria.

La importancia clínica de esta parasitosis es escasa pero su importancia económica puede llegar a ser muy elevada, ya que los cuadros de curso crónico conllevan grandes descensos de la producción causados por diarreas, mala digestión, falta de desarrollo e incluso una disminución de la fecundidad y prolificidad así como de la vitalidad y resistencia de los lechones. Estos parásitos también infligen daños en el intestino lo que hace que posteriormente sean inservibles para la elaboración de embutidos (M^a frontera, 2012).

- **Triquinosis:** enfermedad parasitaria de declaración obligatoria producida por un nematodo del género *Trichinella* que puede llegar a provocar graves trastornos en el hombre.

Los carnívoros y la mayoría de los animales de sangre caliente pueden sufrir infección. Las formas larvianas de este nematodo se localizan en la musculatura de ahí que sea obligatoria su detección en todas las canales porcinas destinadas a consumo.



Foto 10: Nematodo del genero *Trichinella*.

- **Metastrongilosis:** enfermedad parasitaria de las vías respiratorias profundas causada por nematodos pertenecientes al género *Metastrongylus*. Se trata de una parasitosis propia de cerdos explotados en régimen extensivo o semiextensivo. En España es una enfermedad muy común, con una prevalencia del 24% en cerdos de montanera y con más de un 57% en jabalíes.

Los animales infestados con este parásito muestran síntomas respiratorios como disnea, taquipnea y secreciones nasales de naturaleza mucosa, además cuando la enfermedad avanza se pueden observar temblores, trastornos intestinales, disminución del apetito y por lo tanto, pérdida de peso, retraso en el crecimiento y raquitismo. Por este motivo si no se trata la enfermedad y se vuelve crónica, pueden producirse graves pérdidas económicas. Las lesiones aparecidas en la canal pueden hacer que todo el paquete visceral sea considerado no apto para consumo, lo que implica unas pérdidas de 3-5€ (M^a frontera, 2012).

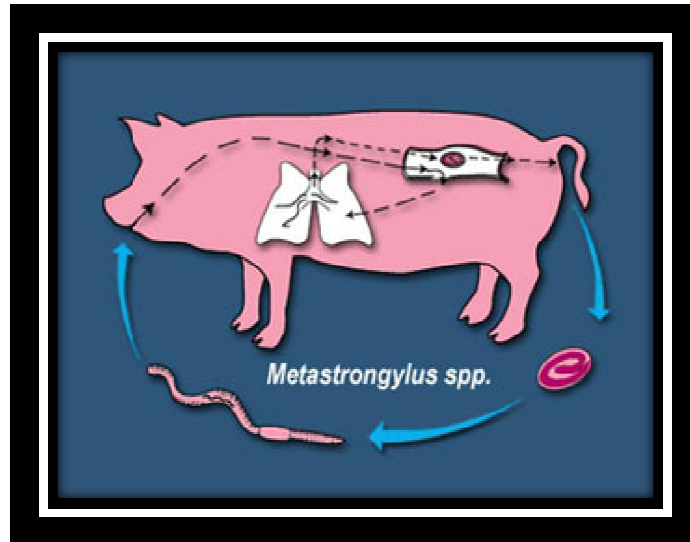


Foto 11: Recorrido de *Metastrongylus* en el interior del cerdo. Su paso por los pulmones causa problemas respiratorios.

Para más información acerca de los nematelmintos consultar:

<http://es.wikipedia.org/wiki/Nematoda>

Ciclos vitales de los nematodos

La mayoría de los nematodos tienen ciclos vitales directos. Dentro del hospedador final, las hembras producen miles de huevos que se excretan a los pastos con los excrementos. En condiciones favorables de temperatura y humedad, en los huevos se desarrollan a larvas del primer estadio (L1) que eclosionan a las pocas horas. En condiciones adversas, el desarrollo dura más o los huevos mueren.

Las larvas eclosionadas viven en la vegetación y se alimentan de bacterias y microorganismos. Como la piel es rígida, el crecimiento a los estadios 2 y 3 (L2 y L3) exige mudas sucesivas. Las larvas L3 son ya infecciosas para el ganado. Nadando en el agua que recubre las hierbas alcanzan su parte superior, donde es más probable que sean ingeridas por un animal que está pastando.

Una vez dentro del hospedador emigran a su sitio u órgano predilecto, en el que continúan su desarrollo a larvas del estadio 4 (L4), y finalmente al estadio adulto y a la madurez sexual.

Bajo ciertas condiciones ambientales (p.ej. sequedad, frío excesivo) las larvas L4 de ciertas especies pueden interrumpir su desarrollo dentro del huésped durante un tiempo que puede durar meses (hipobiosis). Se denominan entonces larvas inhibidas, paradas o hipobióticas. Este fenómeno se da por ejemplo en *Ostertagia* spp., *Cooperia* spp. así como en

otras especies. Los mecanismos que provocan el inicio de la hipobiosis y el subsiguiente reinicio del desarrollo son poco conocidos.

Algunos nematodos (p.ej. *Thelazia* spp., *Onchocerca* spp., etc.) tienen ciclos indirectos que requieren pasar por hospedadores intermediarios específicos, aunque lo más frecuente suelen ser los ciclos vitales directos.

Tabla 3: Edad del cerdo y signos clínicos (Manejo sanitario y tratamiento de las enfermedades del cerdo)

Edad del cerdo y signos clínicos		
Tipo de animal	Vermes comunes	Síntomas
Lactantes	Vermes hilo	Anemia, diarrea sanguinolenta, tos, mortalidad, crecimiento escaso y vómitos.
Cerdas	Vermes nodulares, vermes rojos del estomago.	Mala producción de leche y reproducción variable
Destetados Cebos	Ascaris, vermes nodulares, <i>Trichurius suis</i> .	Tos, diarrea, emaciación, decomiso del hígado, poco aumento diario de peso y crecimiento escaso.

Tabla 4: fotografías de los diferentes tipos de vermes parasitarios (Elaboración propia)




Nematodos	Platelmintos	
	Trematodos	Cestodos
		

Tabla 5: clasificación de los parásitos más comunes y localización de las enfermedades causadas por los mismos
(Elaboración propia)

Animalia	Pseudocelomados	Nematodos	Gastrointestinales	Ascaris suum	Intestino delgado
				Oesophagostomum spp.	Intestino grueso
				Strongyloides spp.	Intestino delgado
				Trichuris spp.	Intestino grueso
				Trichinella spp.	Intestino grueso. Larvas en músculos
				Hyostrogylus rubidus	Estomago
		Pulmonares	Dictyocaulus spp.	Bronquios y bronquiolos también en la tráquea	
			Mammomonogamus spp.	Laringe y cavidades nasales	
			Metastrongylus spp.	Bronquios y bronquiolos también en la tráquea	
			Muellerius capillaris	Bronquios, bronquiolos, alveolos y tejido pulmonar	
			Protostrongylus rufescens	Bronquios y bronquiolos	
			Platelmintos	Trematodos	Dicrocoelium spp.
	Eurytrema pancreaticum	Páncreas			
	Fasciola hepatica	Hígado			
	Fasciola gigantica	Vías biliares			
	Cestodos	Cysticercus cellulosae		Musculo esquelético y cardiaco (cerdos)	
		Cysticercus tenuicollis		Órganos abdominales	
		Echinococcus granulosus (hidatidosis)		Hígado y pulmones	

Tabla 6: parásitos y hospedadores definitivos (elaboración propia)

Hospedadores definitivos de los parásitos con ciclo indirecto		
	Parasito	H. definitivo
Trematodos	<i>Fasciola</i>	Cerdo
	<i>Dicrocoelium</i>	Cerdo
	<i>Brachylaemus erinacei</i>	Cerdo
Cestodos	<i>Taenia solium</i>	Hombre
	<i>Taenia hydatigena</i>	Perro
	<i>Genero Echinococcus</i>	Difiere según la especie pero el cerdo siempre es hospedador intermedio.

2.3. Lucha antiparasitaria.

Distinguimos dos niveles en la lucha antiparasitaria, las estructuras y organismos oficiales, y las buenas prácticas ganaderas sanitarias, especialmente como prevención.

2.3.1. Organismos oficiales: La O.I.E.

Es una organización intergubernamental encargada de mejorar la sanidad animal. La O.I.E. desempeña su cometido bajo la autoridad y el control de una Asamblea mundial de delegados que designan los Gobiernos de todos los Países Miembros. Cuenta con 178 países miembros y mantiene relaciones con otras 45 organizaciones internacionales y regionales. Los objetivos de la O.I.E. son los siguientes:

- **Garantizar la transparencia de la situación zoonosaria en el mundo.**
- **Recopilar, analizar y difundir la información científica veterinaria.**
- **Asesorar y estimular la solidaridad internacional para el control de enfermedades animales.**
- **Garantizar la seguridad sanitaria del comercio mundial mediante la elaboración de reglas sanitarias aplicables a los intercambios internacionales de animales y productos de origen animal.**
- **Mejorar el marco jurídico y de los recursos de los servicios veterinarios.**

Para ampliar más información sobre la O.I.E consultar el **Anexo I: La O.I.E.**

2.3.2. Métodos preventivos.

Entre los métodos preventivos, se encuentran aquellas prácticas de manejo que disminuyen la carga parasitaria en el ganado. No se eliminan los parásitos por completo pero sí hace que los daños producidos sean menores. Aunque es recomendado su uso, estas prácticas no evitan la utilización de fármacos, pero pueden reducir la cantidad de aplicaciones. Entre los métodos preventivos incluimos:

Respecto al bienestar animal.

- **Correcta alimentación y calidad del agua de bebida.**
- **Buena salud del ganado.**
- **Evitar situaciones de estrés.**

Respecto al medio:

1. En régimen interno.

- **Vacios sanitarios.**
- **Desinfección de locales.**
- **Control de la temperatura y la humedad de locales.**

2. En régimen de pastoreo.

- **Pastos limpios.**
- **El pastoreo en áreas de rastrojo.**
- **Mantener los pastos secos.**
- **Reducir el riesgo de contacto del ganado con estadios infectivos.**
- **Introducir comederos con pienso o heno en lugares donde se concentran los animales.**
- **Evitar que el ganado padezca en zonas húmedas o encharcadas.**
- **Separar el ganado joven del adulto.**
- **Mantener unas medidas de cuarentena.**

Para una información más detallada sobre los métodos preventivos y las buenas prácticas ganaderas, consultar en el **Anexo II: Métodos preventivos en la lucha antiparasitaria.**

2.4. Recogida de muestras coprológicas y análisis en laboratorio.

Como lucha antiparasitaria, la práctica habitual en ganadería porcina y demás especies es aplicar una desparasitación sistemática, tengan los animales o no una infestación. Esto puede conllevar la aparición de resistencias, o en el caso, en el que los animales no tuvieran una infestación, a gastos económicos innecesarios. Se ha constatado en la elaboración de este trabajo fin de carrera la poca importancia que se le da a la detección de los parásitos. Existe un desconocimiento generalizado en el sector de las pautas a seguir en su observación e identificación.

Aunque el protocolo de recogida y analítica de muestras se puede realizar de cualquier órgano de un animal vivo o muerto, el trabajo se centra en la recogida y analítica de heces.

2.4.1. Protocolo de recogida de muestras en heces.

Antes de pasar a describir el proceso de recogida de muestras, es importante citar las medidas de bioseguridad que se deben tomar al entrar en una granja.

En primer lugar el uso de calzas es imprescindible tanto para evitar la suciedad como para minimizar posibles focos y extenderlos de una granja a otra en posteriores visitas. También es aconsejable en cuanto a medidas profilácticas el empleo de guantes, mascarillas y demás equipamiento de seguridad para no contraer infestaciones parasitarias. Después de la recolección de cada muestra se deben limpiar los utensilios utilizados en la recolección, para evitar posibles contaminaciones de una muestra a otra.

Las muestras fecales deben ser **recogidas** directamente del recto del animal, también es necesario que la muestra sea lo más fresca posible evitando así la muerte de algunos parásitos por desecación. Si no es posible la recogida de muestras de forma directa del recto del animal, habrá que realizar la recogida de las heces del suelo. En este caso hay que hacerlo de la parte que parezca más fresca y de la zona superior para que no haya contaminación externa.

En segundo lugar es importante que el **envasado** se haga de manera adecuada, en un recipiente hermético para evitar posteriores contaminaciones. Cada envase debe ir etiquetado con el número de muestra y demás información relevante (fecha de recogida, hora, lugar, etc). Es fundamental no perder la relación muestra-resultado de la analítica.

En tercer lugar es necesario hablar de los métodos de **conservación** de las muestras, dado que son muy perecederas y pueden llegar a estropearse por culpa de la desecación y deformación de los huevos. Para evitar que esto suceda es recomendable la refrigeración, sobre todo en el caso de *Fasciola hepática* cuyos huevos son más inestables. También se puede añadir formol en solución de un 10% en agua o en solución salina; aumentar esta cantidad al 20% para asegurarse el contacto de las heces con la solución conservadora. No obstante si se desea detectar la presencia de larvas por el método BAERMAN, no será posible añadir ningún conservante, debido a que el examen se basa en la migración de las larvas (ver más adelante), y por lo tanto deben permanecer vivas.

2.4.1.1. Criterios para la recogida de muestras.

Los criterios para la realización de la recogida de muestras van a depender **de su objetivo**; podemos realizar una recogida de muestras más o menos amplia, o enfocada solo a determinados individuos de la población. Entre los posibles fines en la realización de un análisis parasitario podríamos encontrar:

1. Estudio general descriptivo de las parasitosis en una población:

- ✓ **Tamaño de la población:** si no es muy elevada cabría hacer una recogida de muestras de todos los individuos de la población. En caso de que la población sea excesivamente grande, se debería de hacer un estudio de una parte representativa de la población, definiríamos los individuos y la población a estudiar, y elegiríamos aleatoriamente de entre todos ellos los individuos de los que se van a tomar muestras.
- ✓ **La dispersión geográfica de la población a estudiar:** Es otro factor limitante. Puede alargar el tiempo de la recogida de muestras, alterar y encarecer el proceso de envío al laboratorio. Es el caso de la última recogida de muestras del presente trabajo fin de carrera en caseríos de la zona de Malerreka-Baztan. Si hay que visitar diferentes explotaciones para coger las muestras, no olvidemos que son perecederas y que hay que transportarlas en unas condiciones especiales para que perduren el mayor tiempo posible. Además es probable que no se puedan realizar la recogida en un solo día, por lo que se aconseja diseñar un calendario de recogida, evitando así que se nos acumulen en una sola jornada todas las salidas para la recogida de muestras.

2. Aislamiento de un agente patógeno concreto causante de un proceso patológico definido: En el caso de tener un proceso patológico definido por los signos y los

síntomas clínicos que presentan los individuos a estudio, se pueden abreviar los análisis, ya que bastará con utilizar una o dos técnicas para corroborar el hecho de que efectivamente nos encontramos frente a este proceso patológico, identificando al parásito observado.

- 3. Identificación de un agente patógeno indefinido causante de un proceso patológico poco definido:** este caso sería el contrario al anterior, aquí habría que realizar todas las pruebas necesarias para definir al agente patógeno que está afectando a nuestra población.

2.4.1.2. Documentación adjunta a las muestras.

Las muestras deben de llevarse al laboratorio con una documentación adjunta, que ayude al técnico del laboratorio en su analítica. Esta documentación incluirá:

- **La identificación de las muestras:** permitirá asociar sin ningún género de dudas saber de qué explotación o individuo se trata con ver los resultados obtenidos. Para la identificación nos basta casi siempre con apuntar el número del crotal del animal (u otras formas de identificación) con un rotulador indeleble en el tarro en el que hemos recogido la muestra. No debemos descartar añadir cualquier dato complementario que garantice una mayor seguridad en la identificación.
- **Descripción del problema patológico u objetivo del estudio:** ayudará al técnico de laboratorio a elegir las técnicas de observación de los parásitos, dado que con esta información podría utilizar solo unas determinadas técnicas en vez de necesitar múltiples análisis.
- **Descripción del muestreo:** debe incluirse la forma de muestreo, si ha sido dirigido o no; si es un muestreo representativo de toda la población o solamente de unos animales en concreto.
- **Datos complementarios:** en este apartado tenemos que incluir cualquier dato que aporte información para realizar el análisis. Un claro ejemplo sería el nombre del técnico que ha realizado la recogida de las mismas, un teléfono de contacto, problemas en la recogida, tiempo transcurrido desde la toma de la primera muestra o ultima vez que se utilizó un tratamiento antihelmíntico.

Un modelo de ficha para la recogida de datos utilizada en este trabajo fin de carrera se sugiere en el **punto 2.4.1.4.**

2.4.1.3. Coordinación de la recogida de muestras, envío al laboratorio y recepción de las mismas.

Es imprescindible que exista **coordinación** a la hora de la recepción y envío de las muestras. Las muestras son perecederas y analizarlas requiere un cierto tiempo según las técnicas utilizadas. Por esto hay un límite en el número de muestras que podemos analizar, que dependerá de la cantidad de personas que estén trabajando en los análisis y del equipo o medios del laboratorio. Es conveniente coordinarse con el ganadero o técnico que vaya a hacer la recogida. Programar un calendario de entrada de muestras, evitando así que se acumulen las muestras en el laboratorio y que se deterioren debido a esta demora en los análisis. También se debe conocer el sistema de envío de las muestras. En este caso hay tres posibilidades: Que sea el técnico o el ganadero que haya realizado la recogida de las muestras el que las transporte, que sea el personal del laboratorio el que las recoja en granja y las lleve al centro de análisis, y por último, que se utilice una empresa de mensajería.

En todo caso hay que tener en cuenta que el transporte de las muestras debe hacerse en unas **condiciones determinadas**. Si el análisis no puede realizarse en el momento de la recogida, es recomendable la **refrigeración**. Utilizaremos hielo corriente para su traslado, ya que de esta manera pueden aguantar entre 24 y 48 horas.

Los frascos durante el transporte deben de estar **cerrados herméticamente**, evitándose así tanto contaminaciones de la muestra, como su pérdida. La congelación deteriora la muestra, por lo que la temperatura deberá ser lo más uniforme posible. Para esto es aconsejable mezclar el hielo con serrín, lo que impedirá su congelación. (Edison A. Cardona Z.)



Foto 12: Diferentes formas de sistemas de envío de muestras.

Cuando hablamos de coordinación tampoco se nos puede olvidar el destino de los animales. Si los animales van a ser consumidos, la normativa impide el sacrificio para consumo de los que hayan sido tratados y que no hayan cumplido con los **periodos de espera** establecidos. Por tanto, la analítica se deberá planificar para que, en caso de aplicarse un tratamiento antiparasitario al ganado, se cumplan estos periodos de espera y además evitar así que los animales pudieran volver a reinfestarse.

2.4.1.4. Modelo ficha.

Explotación: _____

Fecha de recogida: _____

Hora de la recogida: _____

Nº de muestras recogidas: _____

Nº de animales en la explotación: _____

Nº de lotes: _____

Estado de la muestra: _____

Fecha de la última
desparasitación: _____

Tiempo transcurrido entre la recogida de la
muestra y su análisis: _____

Productos utilizados en la desparasitación
de la explotación:

Nº de contacto: _____

Nombre del ganadero: _____

¿Para qué se requieren las muestras?

Otra información:

Identificación de la muestra:

Explotación	Lote	Hora	Día	Nº de muestra
				1
				2
				3
				4
				5
				6
				7
				8
				9
				10

2.4.2. Elección de la técnica de laboratorio.

En este apartado se describirán los pasos a seguir para la realización de las diferentes técnicas de laboratorio de las que disponemos para la observación y posterior identificación de parásitos, así como de las características que pueden orientarnos a la hora de elegir una técnica u otra para cada caso concreto, ya que no siempre se utilizaran todas las técnicas en cada muestra.

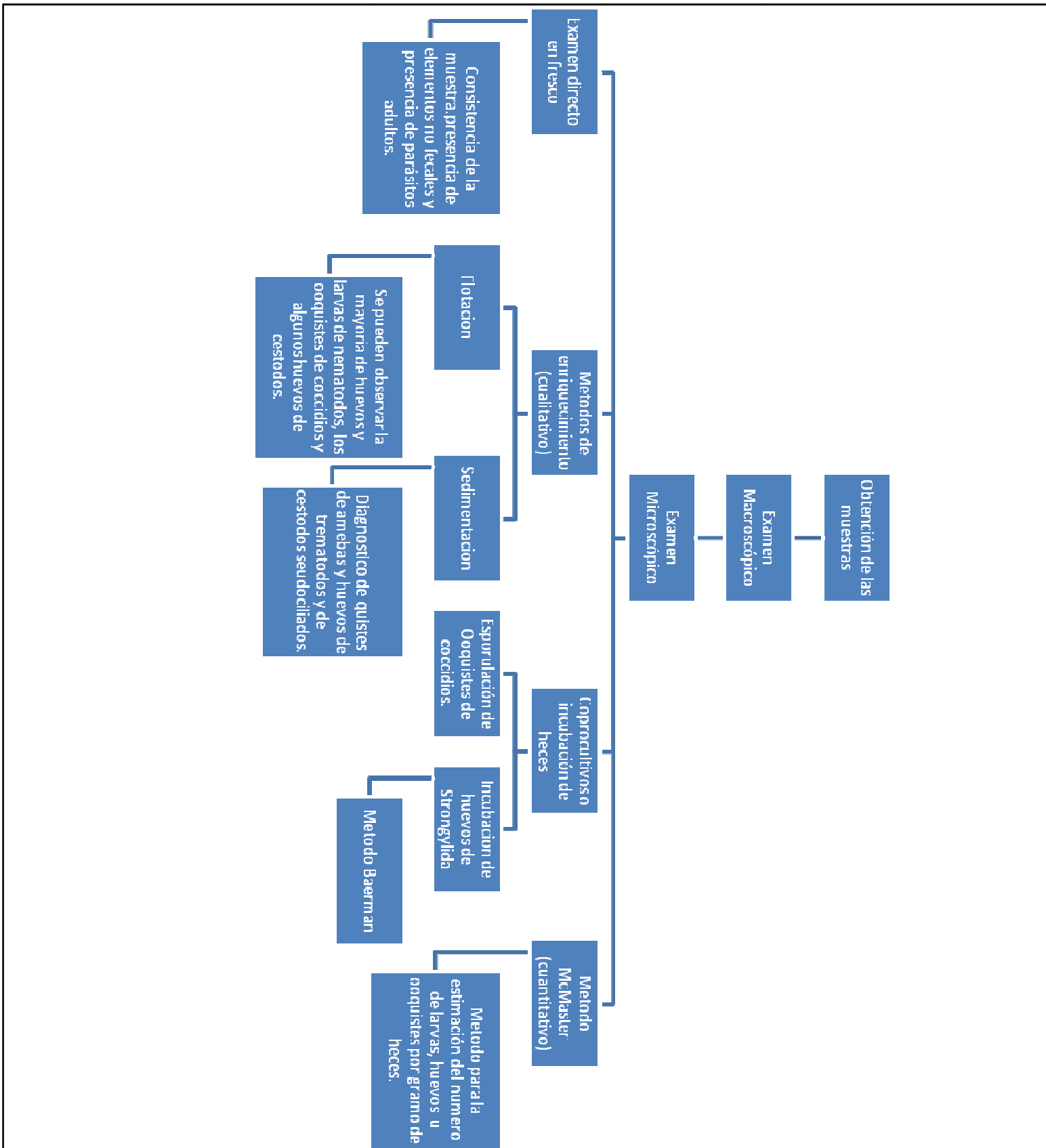


Foto 13: Se necesita diferente material de laboratorio para la realización de las técnicas de análisis.

Una vez recibidas las muestras procederemos a su analítica. Dependiendo del objetivo podemos usar diferentes tipos de técnicas. Si queremos confirmar simplemente la presencia o ausencia de parásitos, se realizará alguna de las técnicas cualitativas, como la de flotación de los huevos en una solución salina saturada. Por el contrario, si lo que queremos ver es si un determinado animal tiene o no una infestación grave, necesitaríamos una técnica cuantitativa como la de McMaster.

Para decidir que técnica es la más apropiada utilizaremos el esquema que se representa en la **tabla 7** y que posteriormente se detalla.

Tabla 7: elección de técnicas de análisis.



Examen macroscópico:

Consiste en la observación a simple vista de las características de las muestras obtenidas con especial atención a la consistencia de la muestra, presencia de elementos no fecales y presencia de parásitos adultos.

La presencia de elementos no fecales como moco o tejido intestinal, puede ser de gran ayuda para orientarnos en la elección de la técnica laboratorial. La presencia de mucus en las muestras es indicio de irritación intestinal, que puede ser causado por la presencia de parásitos. Por otra parte, la presencia de tejido intestinal, puede revelar una deficiencia digestiva, independiente de la presencia o ausencia de parásitos. También es importante apuntar la existencia de sangre en la muestra.

Siempre es recomendable realizar primero este análisis macroscópico, ya que puede sacarnos de dudas con respecto a la ausencia o no de parásitos en un corto espacio de tiempo y sin ningún tipo de coste económico. No obstante, un resultado negativo en este examen no asegurará en muchos casos la ausencia de parásitos, por lo que será imprescindible realizar un análisis más a fondo.

Examen microscópico:

En este apartado se exponen los métodos empleados para la detección de parásitos al microscopio, o de los huevos de parásitos que, aunque los adultos si podrían ser vistos a simple vista, los huevos son de tamaño microscópico. No hay una técnica que nos permita observar todas las formas parasitarias, por lo que deberemos elegirla en función de lo que queramos aislar. No obstante hay técnicas que sirven para la identificación de múltiples parásitos, por lo que generalmente son las más utilizadas. Si nuestro objetivo es detectar la presencia de un parásito concreto, lo más conveniente es utilizar la técnica más específica posible.

2.4.2.1. Examen directo de heces frescas:

Nos permite reconocer si en las heces hay protozoos móviles y otras formas parasitarias. Para la realización de este examen directo hay que seguir los siguientes pasos:

- Sobre una gota de suero fisiológico templado (38-40°C), se coloca una pequeña cantidad de heces, a ser posible tomando la muestra del centro de la masa fecal.
- Se mezclan perfectamente hasta conseguir una capa fina.
- Se coloca un cubreobjetos y se observa al microscopio. La extensión debe tener transparencia.

- Para la investigación de algunos protozoos flagelados como Giardia, Cheilomastix, etc. se coloca una gota de lugol en el porta y se hace una extensión con las heces.

Si de esta forma no se observan parásitos no hay que descartar la posibilidad de una parasitosis, ya que el tamaño de la muestra es tan pequeño que un resultado negativo no es excluyente. Pero en el caso contrario, puede ayudarnos a identificar una parasitosis correctamente.

2.4.2.2. Métodos de enriquecimiento (cualitativos):

Estos métodos solo nos sirven para observar la presencia o ausencia de parásitos en las muestras, sin poder llegar a efectuar un conteo de parásitos; por lo tanto, no nos servirían para determinar el grado de infestación que tiene un animal. Entre estos métodos podemos incluir las técnicas de flotación y sedimentación.

Flotación:

Esta técnica se basa en la concentración de huevos, larvas y quistes por flotación en un líquido de mayor densidad que ellos. Se consigue añadiendo un líquido con una densidad mayor a la de estos elementos que generalmente ronda el 1.05-1.10 Kg/L (el agua tiene una densidad de 1 Kg/L). La densidad de las soluciones que vayamos a utilizar no debe ser excesivamente elevada ya que podría deformar los elementos parasitarios, o hacer que floten otras partículas sólidas presentes en las heces.

Para calcular la densidad de la solución empleada se utiliza la formula de $D=m/v$, donde “m” es la masa (g) de la solución y “v” su volumen (l). Aunque en el caso de la técnica de flotación en una solución salina saturada, sí que es necesario calcular la densidad de la solución. Existen variantes de esta técnica (como la técnica de flotación en solución saturada de Mg) que requieren soluciones comerciales, en cuyo caso vendrá indicada la densidad en el envase.

Flotación en solución saturada de NaCl:

Probablemente sea la que ofrece más ventajas. Es la técnica mas empleada en cualquier laboratorio de parasitología. Con ella se pueden observar la mayoría de huevos y larvas de nematodos, los ooquistes de coccidios y algunos huevos de cestodos. Sin embargo no flotan los huevos de trematodos ni las larvas de nematodos pulmonares, para los que habría que utilizar soluciones de mayor densidad. Su densidad es de 1.18 y se prepara calentando un litro de agua con exceso de sal (331g) durante unos minutos, se deja enfriar, se filtra para

quitar la sal que no se haya disuelto, y se ajusta a la densidad indicada (alrededor del 1,20 Kg/L).

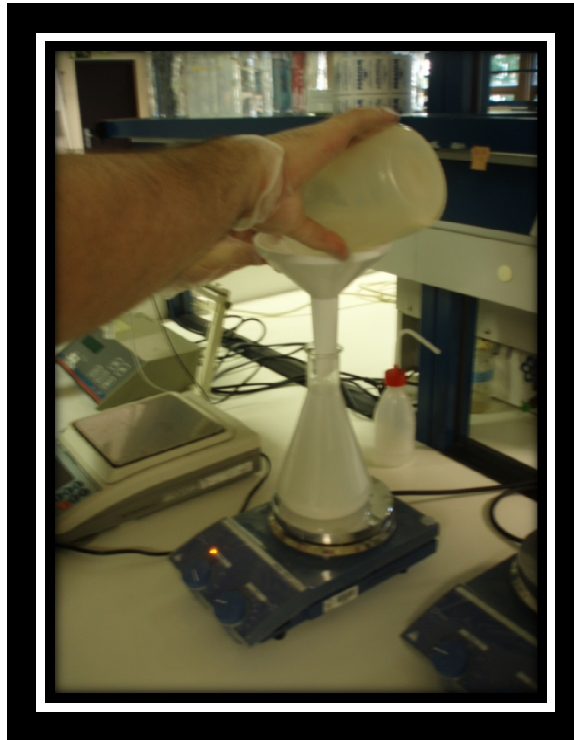


Foto 14: Hay que preparar la solución saturada de ClNa calentando el agua sin que llegue a hervir, así se evita la pérdida de volumen de la misma.

Continúa la técnica:

- Mezclando una pequeña cantidad de heces con solución saturada de ClNa en un tubo de ensayo.
- Disgregando perfectamente las heces.

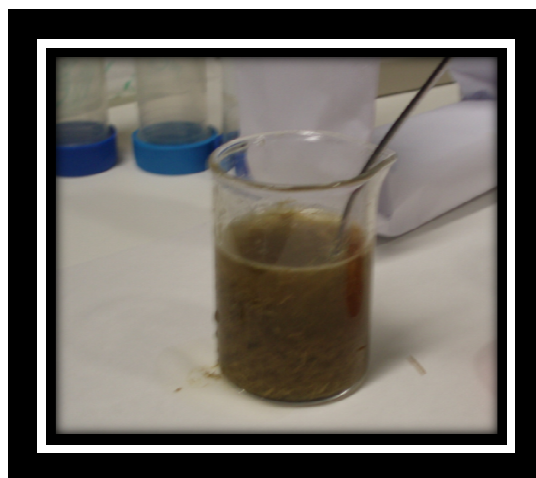


Foto 15: Disgregar perfectamente las heces en la solución saturada de ClNa.

- A continuación se agrega suficiente solución para que se forme un menisco convexo en la superficie del recipiente.
- Sobre éste menisco convexo, se coloca un cubreobjetos con una superficie mínima de 18 x 18 mm., teniendo la precaución de evitar que se formen burbujas de aire en la superficie del líquido de flotación, así como porciones de heces sin disgregar.



Foto 16: Hay que colocar un cubreobjetos sobre el menisco convexo dejado en el recipiente para que los huevos floten y se adhieran a él.

- Se espera 45 minutos y se recoge el cubreobjetos verticalmente. Con un movimiento rápido se coloca con la superficie mojada hacia abajo sobre un porta y se examina completamente al microscopio con el diafragma cerrado.
- Hay que observar la muestra en un periodo de tiempo corto puesto que puede llegar a cristalizarse e inutilizarse.
- Cuando se dispone de una centrifugadora, la suspensión se puede centrifugar a 1500 r.p.m. durante 3 minutos. En los tubos para la centrifugadora se coloca un cubreobjetos de la misma manera que se ha descrito anteriormente. Se recoge el cubreobjetos, se deposita sobre un porta y se observa al microscopio. Para la investigación de algunos protozoos flagelados como *Giardia*, *Cheilomastix*, etc., se colorea la preparación con lugol. Este procedimiento, si bien es más rápido, es menos preciso que el anterior.

Otras soluciones empleadas para Flotación:

Solución al 33% de Sulfato de Zinc (densidad de 1'33), solución al 35% de Sulfato Magnésico (densidad de 1'28), solución de N_2O_3Na (densidad de 1'360), solución de sacarosa (densidad 1'2). Estas soluciones están recomendadas para el diagnóstico de *Metastrongylus* en cerdos.

Sedimentación:

La sedimentación se basa en liberar los posibles elementos de diseminación (huevos, larvas y quistes) existentes en las heces por simple gravedad. Se recomiendan estos métodos de sedimentación para el diagnóstico de quistes de amebas, huevos de trematodos y de cestodos ya que por su elevado peso no se detectan en las pruebas normales de flotación. Esta técnica tiene la ventaja de recuperar todos los huevos de protozoos en condiciones de viabilidad y sin distorsión; no obstante consume demasiado tiempo y concentra muy poco las formas parasitarias con lo que se dificulta su visualización. Hay dos tipos de sedimentaciones que podemos usar, la lenta y la rápida.

Sedimentación lenta:

La técnica que debemos realizar para la sedimentación lenta es la siguiente:

- Se mezclan varios gramos de heces con agua hasta que la disgregación sea completa.
- Se pasa la suspensión a través de un tamiz (doble gasa) en un recipiente de 500 c.c. y se llena seguidamente de agua hasta aproximadamente 2'5 cm. del borde.
- Añadir 2-3 gotas de Azul de Metileno o Verde Malaquita (opcional). Esto teñirá los restos vegetales, pero no los elementos de diseminación parasitarios, facilitando su búsqueda al microscopio óptico.
- Se deja reposar 30-40 minutos.
- Quitar el sobrenadante hasta la marca de 100 c.c. y volver a llenar con agua hasta el mismo nivel.
- Se repite el procedimiento hasta que el sobrenadante permanezca más o menos transparente (lo ideal es repetirlo 3 ó 4 veces).
- Para terminar este procedimiento, se elimina el sobrenadante y se examina el sedimento al microscopio. Para ello, se recogen al menos 9 gotas del sedimento con una pipeta *Pasteur*, las cuales se depositan en un portaobjetos y se les coloca un cubreobjetos, visualizándose al microscopio con el diafragma cerrado. También puede

examinarse todo el sedimento restante a pocos aumentos en una placa de *Petri*, buscando en el estereomicroscopio (o un trichinelloscopio de pantalla) los huevos de *Fasciola* u otros elementos de diseminación de tamaño considerable.

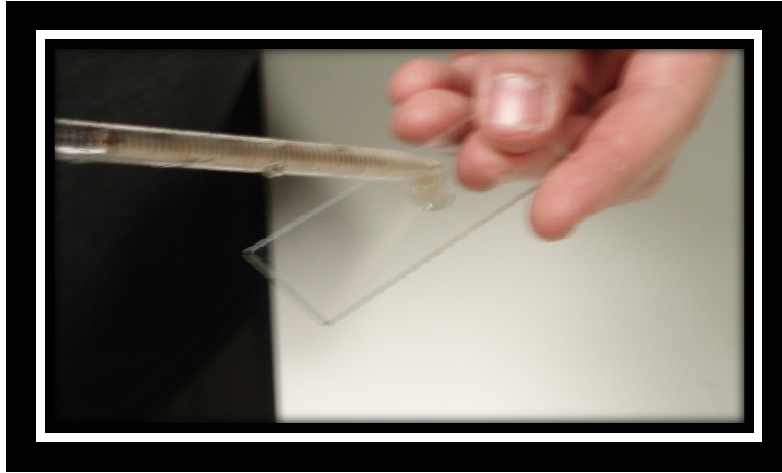


Foto 17: Agregar con una pipeta al menos 9 gotas del sobrenadante sobre un porta, para posteriormente observar al microscopio.

Sedimentación rápida:

Esencialmente es un método idéntico a la sedimentación lenta, en la que se sustituye el recipiente de sedimentación por tubos de centrifuga, y las sedimentaciones se consiguen mediante centrifugaciones cortas de 5 minutos a 1.500 r.p.m.

- Se mezcla una pequeña cantidad de heces con 10 ó 15 c.c. de agua hasta que la disgregación sea completa.
- Se pasa la suspensión a través de un tamiz (doble gasa) en un tubo de ensayo hasta llenarlo. Y se centrifuga a 1.500 r.p.m. durante 15 minutos.
- Se elimina el sobrenadante, dejando únicamente el sedimento con algo de agua.
- Se observa el sedimento al microscopio. Para ello, se recogen al menos 9 gotas de dicho sedimento con una pipeta *Pasteur* de igual forma que en la sedimentación lenta y se visualizan al microscopio con el diafragma cerrado.

Técnica no utilizada en el trabajo de fin de carrera.

Coprocultivos o incubación de heces:

Se trata de mantener las heces en condiciones de temperatura, humedad y oxigenación adecuadas simulando las condiciones necesarias que se producen en el medio ambiente, para así poder conseguir que los elementos parasitarios evolucionen y que alcancen un estadio donde la identificación de los mismos pueda resultar más fácil y exacta.

Técnica no utilizada en el trabajo de fin de carrera.

Esporulación de Ooquistes de Coccidios:

Para realizar una identificación correcta de coccidios es necesario un ooquiste esporulado. Para que dicho proceso se desarrolle (esporulación-esporogonia) se procede de la siguiente manera:

- En una placa de *Petri* se mezclan las heces con los ooquistes con una solución de dicromato potásico al 2%, el cual además de dar humedad al medio, posee acción bactericida y fungicida.
- La placa se introduce en una estufa a temperatura adecuada (20-25°C).
- Se ventilará a diario para proporcionar a los ooquistes el oxígeno necesario.

Técnica no utilizada en el trabajo de fin de carrera.

Incubación de huevos de *Strongylida*:

En un gran número de casos de parasitosis producidas por agentes pertenecientes al Orden Strongylida, la aplicación de las técnicas anteriormente no es suficiente para determinar la familia y el género de los parásitos implicados, por falta de peculiaridades morfológicas. En estos casos depositamos las muestras en un medio que imite las condiciones medio ambientales naturales, hasta que los huevos eclosionen y las larvas alcancen el estadio de larva 3, las cuales sí que tienen unas características morfológicas y morfométricas diferenciadoras entre géneros y especies. La técnica a utilizar es la siguiente:

- La muestra de heces se introduce en una placa de *Petri* y se le adiciona agua templada para proporcionarle humedad suficiente.
- Se lleva a estufa (20-25°C) durante 7-10 días. Si no se dispone de estufa, la embriogénesis también se producirá, pero dependiendo de la temperatura ambiental. A mayor temperatura, menor tiempo y viceversa.
- Cada día se controlará la humedad y se ventilará el coprocultivo durante unos minutos.
- Una vez transcurrido este tiempo las heces se colocan en el aparato de BAERMAN para el aislamiento de las larvas y su posterior identificación (ver a continuación).

Técnica no utilizada en el trabajo de fin de carrera.

Método Baerman para el aislamiento de larvas y nematodos en heces:

- Se monta el aparato de Baerman. El embudo se llena de agua templada y sobre ésta es depositada la muestra (sobre gasas y tamiz) de manera que se produzca un contacto suave entre las heces y agua.
- Las larvas son muy activas y presentan hidrotropismo positivo, migrando de las heces y sedimentándose en el fondo del tubo de goma conectado al embudo.
- A partir de 3-6 horas (tiempo máximo necesario 12-24 horas) se depositan sobre un vidrio de reloj las primeras gotas del sedimento, examinándose al estereomicroscopio.
- Con una pipeta se recogen algunas larvas y se depositan entre porta y cubre, examinándose a microscopía óptica.
- La muestra objeto de análisis se puede mezclar con una o dos gotas de lugol para fijar y colorear las larvas y hacer así más fácil su identificación.

Si no disponemos de aparato Baerman, el aislamiento de las larvas se puede realizar en una copa de sedimentación llena de agua templada sobre la que depositaremos un colador y una gasa. Sobre ésta se deposita la muestra de tal forma que las larvas migren hasta el fondo de la copa. Finalmente con cuidado se retira el sobrenadante y se recogen las larvas del sedimento.

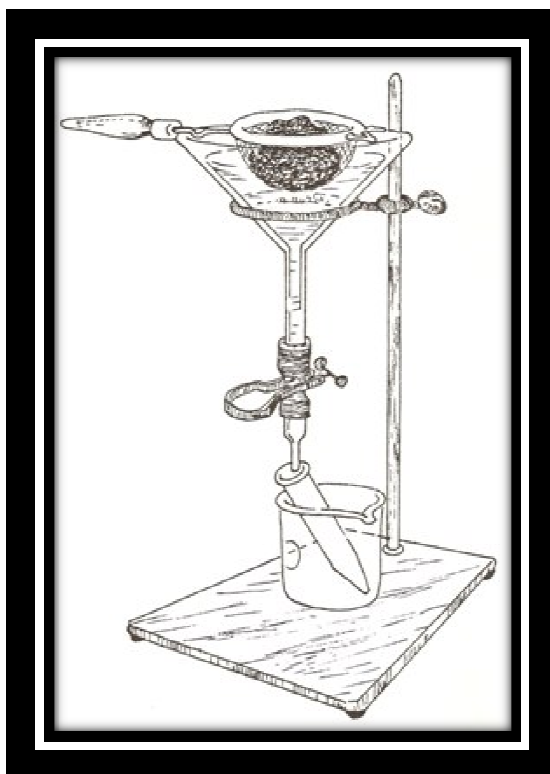


Foto 18: Aparato Baerman (foto obtenida de <http://www.engormix.com>)

Método McMaster (cuantitativo):

Este método sirve para realizar una aproximación estimada de la cantidad de ooquistes, larvas y huevos por gramo de heces. Nos servirá para diagnosticar el grado de infestación que tenga ese animal. Su procedimiento es el siguiente:

- Suspender 2 gramos de heces en 60 ml. de solución saturada de NaCl.
- Filtrar la suspensión por una doble gasa presionando finalmente sobre la malla. De esta forma son eliminadas las partículas más groseras.
- Mezclar la suspensión (homogeneizar) para que exista una buena distribución de los elementos de diseminación en el líquido.
- Inmediatamente llenar con una pipeta los compartimentos de la cámara de *McMaster* evitando que se formen burbujas de aire.
- Dejar pasar unos minutos para que los elementos parasitarios floten y se adhieran al cubreobjetos de la cámara.
- Realizar el conteo siguiendo las calles o columnas marcadas en la cámara. Sumar ambas cantidades y multiplicar por 100. La cifra resultante es el número de elementos de diseminación por gramo de heces.

La cámara de *McMaster* tiene dos compartimentos independientes y abiertos lateralmente que están cubiertos por un cubreobjetos.

Cada compartimento tiene una altura de 0'15 cm. y en el cubreobjetos tiene trazado un cuadrado de 1 cm. de lado, dividido en calles para facilitar el conteo.

El volumen de cada cámara es de 0'15 cc., con lo cual la suma de los elementos parásitos de ambas cámaras es equivalente a 0'3 cc (0'15 cc x 2).

Como la suspensión de heces está en la relación 2 gramos por 60 cc. es equivalente a 1 gramo por 30 cc. Por tales motivos, para calcular la cantidad de elementos de diseminación por gramo de heces, es necesario multiplicar la suma de ambos compartimentos por 100.

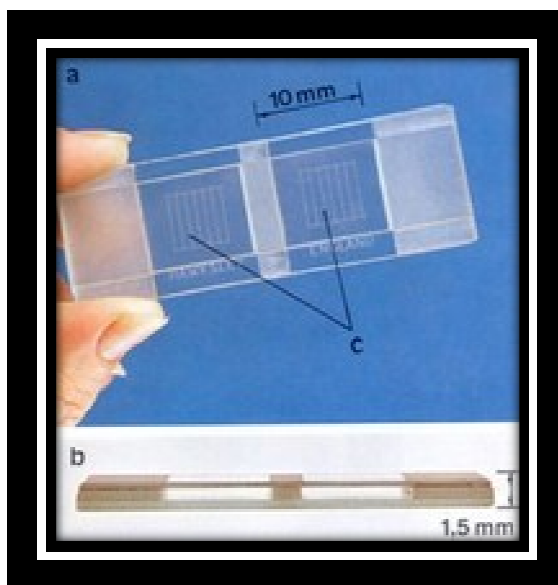


Foto 19: Cámara de McMaster (foto obtenida de <http://www.engormix.com>)

Gracias a esta técnica podemos estimar el grado de parasitosis que tiene un animal. Para esto hay que primero identificar qué tipo de parásitos estamos viendo, esto lo conseguiremos con el manual para identificación de parásitos que hay más adelante, y segundo, una vez realizado el conteo de parásitos, contrastar en la **tabla 8** para obtener el grado de infestación.

Técnica no utilizada en el trabajo de fin de carrera.

Tabla 8: Guía para interpretación del conteo de huevos de vermes.

Guía para interpretar recuentos de huevos de vermes		
Parásitos	Huevos por gramo de heces	
	Niveles bajos que no son significativos (No es necesario ningún tratamiento)	Niveles altos que pueden ser significativos. (Si se encuentran en más del 50% de los grupos de la muestra a considerar.)
Áscaris	<100	>300
Coccidios	2-5.000	>10.000
Vermes del riñón	0	Cualquier cantidad.
Vermes del pulmón	0	Cualquier cantidad.
Vermes nodulares	<300	>1.000
Vermes del estomago	<100	>1.000
Vermes hilo	<100	>300

La **tabla 5** (pág. 28) nos indica donde actúan algunos de los parásitos más comunes. Es útil contrastar el lugar de actuación del parásito para luego extrapolarlo en la **tabla 8** (pág. 48).



Foto 20: A pesar de no ser muy dañinos en pocas cantidades, hay parásitos que en infestaciones de grado alto pueden causar muchos daños al hospedador.

Tabla 9: ventajas y desventajas de las diferentes técnicas de observación de parásitos. (Elaboración propia)

Técnicas		Ventajas	Desventajas	
Examen Macroscópico:		Fácil y rápido de realizar. Sin necesidad de aparatos de laboratorio	El resultado negativo para parasitosis no es excluyente.	
Examen microscópico:	Examen directo de heces frescas	Fácil y rápido de realizar. Permite reconocer protozoos móviles así como evidenciar otras formas parasitarias.	El resultado negativo para parasitosis no es excluyente.	
	Métodos de enriquecimiento	Flotación	Fácil de realizar y de bajo coste económico. Permite la observación de huevos y larvas de nematodos, ooquistes de coccidios y algunos huevos de cestodos.	Hay que cambiar el tipo de solución para ver otros huevos de más peso. No permite hacer una aproximación al nº de huevos por gramo de heces.
		Sedimentación	Útil para muestras que dan negativo en flotación dado que los huevos tienen un peso muy elevado y no flotan (pruebas complementarias).	Lenta en su realización. La sedimentación rápida es rápida pero necesita de más material de laboratorio. Baja concentración de las formas parasitarias, lo que dificulta su visualización.
	Coprocultivos o incubación de heces	Esporulación de Ooquistes de Coccidios:	Facilita la identificación de coccidios.	Solo sirve para coccidios.
		Incubación de huevos de Strongylida	Posibilita la determinación de la familia y/o género de los parásitos del Orden <i>Strongylida</i> los cuales de normal son muy difíciles de determinar.	Realización muy lenta, pudiendo a llegar a los 10 días de duración. Necesario material de laboratorio específico (aparato BAERMAN).
	Método McMaster (cuantitativo)		Permite hacer una aproximación del número de parásitos por gramo de heces.	Requiere más material de laboratorio.

2.5. Identificación de parásitos.





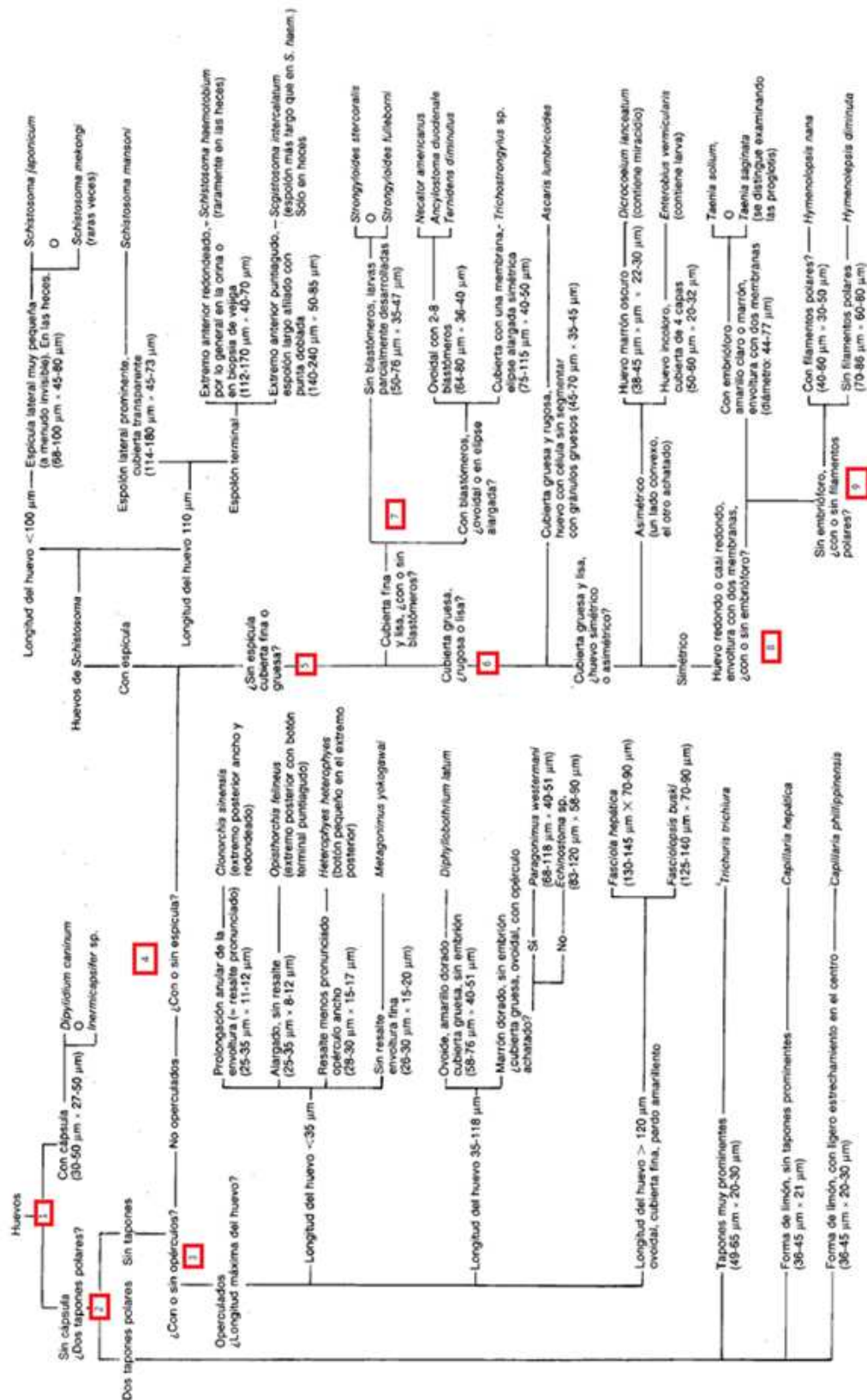
Diferentes tipos de huevos	
Strongilos	Trichuris spp
	
Ooquistes de <i>Eimeria</i> spp	Fasciola hepática
	

Foto 21: diferentes huevos de parásitos (elaboración propia)

El conteo del número de huevos no es suficiente para valorar el proceso patológico. En el microscopio de 40 aumentos, hay que identificar el parásito observado, ya que unas especies son más perjudiciales para el ganado que otras. No es lo mismo tener pocos huevos de una especie muy poco perjudicial que de una que lo es mucho. Por esto hay que identificar los huevos y hacer un recuento de los mismos. Para la identificación se ha diseñado un sencillo procedimiento basado en la **tabla 10** (ver pág. siguiente) y en una serie de fotos obtenida por el autor o sacadas de la bibliografía.

Tabla 10: Identificación de huevos de helmintos



Los puntos numerados en este apartado están referidos a la **Tabla 10**, siempre y cuando no se indique otra cosa.

1. ¿Con capsula ovígera o sin ella?



La imagen es una **capsula** en cuyo interior podemos observar varios huevos. Es decir, aquí no vemos un huevo sino una capsula con varios de ellos.

Foto 22: foto de una capsula ovígera.

La capsula ovígera de los *Dipylidium caninum* es una cubierta protectora de unas 100-150 μm que contiene de 3 a 30 huevos, los cuales miden entre 20 -35 μm .

El primer paso del esquema, es determinar si existe capsula ovígera o no. Como solo existen dos especies de parásitos que poseen este tipo de estructura, la mayor parte de las veces no la vamos a encontrar. Como se observa en la foto, esta estructura es una cubierta en cuyo interior se pueden distinguir otras estructuras muy bien definidas que son los auténticos huevos.

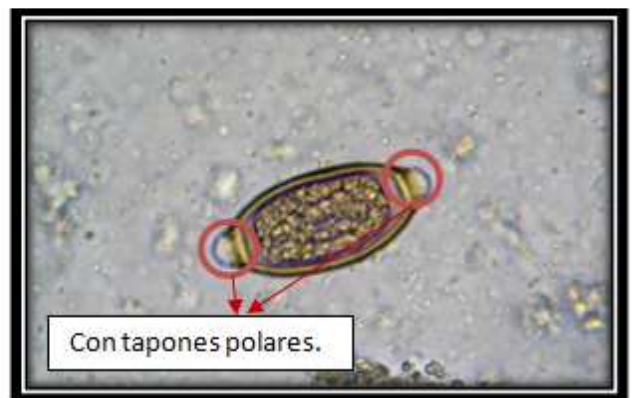
Si posee este tipo de estructuras inferimos que se trata de una de dos *Dipylidium caninum* o de *Intermicapsifer sp.*

Si no posee este tipo de estructuras pasamos al **punto 2**.

2. ¿Con tapones polares o no?



Sin tapones polares.



Con tapones polares.

Foto 23: diferencia entre un huevo sin tapones polares y otro que si los tiene.

Los tapones polares son dos estructuras redondeadas en los extremos del huevo, tal y como se ve en la imagen. Es una estructura muy típica de los *trichuris*, pero puede haber otros tipos de parásitos con ella.

Si el huevo examinado posee este tipo de estructura tenemos tres posibles parásitos:

- Si tiene los tapones muy prominentes se trata, de *Trichuris trichiura*.
- Si el huevo tiene forma de limón y los tapones poco prominentes, se trata de *Capillaria hepática*.
- Si presenta una forma de limón con un ligero estrechamiento en el centro, se trata de *Capillaria philippinensis*.

Si por el contrario, el huevo a identificar no posee este tipo de estructura pasaríamos al **punto 3**.

3. ¿Con o sin opérculos?



Opérculo: Cubierta o tapa de los huevos de algunos platelmintos. En la foto el opérculo está abierto pero es posible verlo también cuando está cerrado.

Foto 24: huevo con el opérculo abierto, cuando esta estructura está cerrada es más difícil su observación al microscopio.

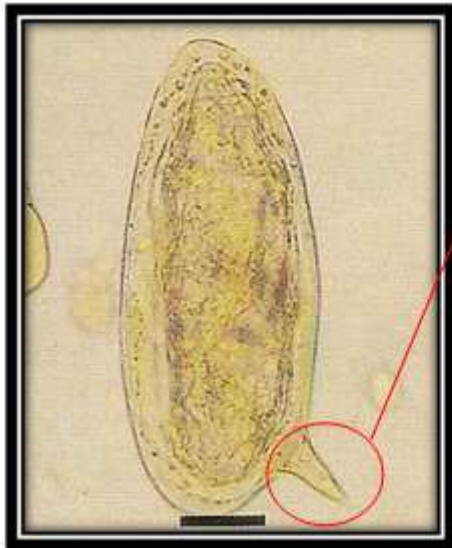
El opérculo es una estructura parecida a una tapa que se encuentra en uno de los extremos del huevo. Puede estar abierto, lo que hace que sea fácilmente distinguible o cerrado, lo que dará problemas para su identificación.

Si el huevo observado posee opérculo, habrá que fijarse en la longitud del huevo, lo que se consigue con un programa de imagen como el **Image Pro Plus 5.1** (utilizado en el trabajo de fin de carrera). Con la longitud del huevo y algunas características morfológicas

como la forma del opérculo o del huevo podremos obtener que tipo de parasito es el observado.

Si el huevo es no operculado, pasaremos al **punto 4**.

4. ¿Con o sin espícula?



Espículas: prominencia lateral. Es útil a la hora de la identificación de diferentes tipos de parásitos según la prominencia o tamaño de la misma. Cuando la espícula es muy grande (como en el caso de la imagen) se le llama espolón.

Foto 25: huevo con espícula.

La espícula es generalmente una estructura fácil de identificar, aunque puede haber casos en los que esta prominencia no sea muy grande y pueda causar problemas para su observación.

Si el huevo posee espícula, quiere decir que nos encontramos ante parásitos del genero *Schistosoma* pero para ver a qué tipo pertenecen necesitaremos fijarnos tanto en la longitud del huevo como de la espícula.

Si no posee espícula pasaremos al **punto 5**.

5. ¿Cubierta fina o gruesa?

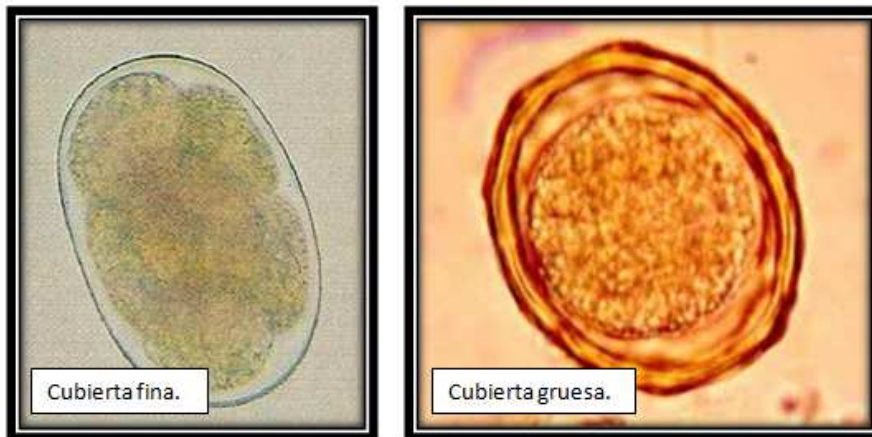


Foto 26: diferenciación entre la cubierta fina y la gruesa.

Es muy sencillo diferenciar el tipo de cubierta. Si se trata de una cubierta fina el perímetro del huevo se verá rodeado por una línea fina. Por el contrario si es una cubierta gruesa, se verá una línea gruesa rodeando al huevo, esta línea a veces puede parecer que esta borrosa.

Si tiene cubierta gruesa pasaremos al **punto 6**.

Si tiene cubierta fina pasaremos al **punto 7**.

6. ¿Cubierta rugosa o lisa?

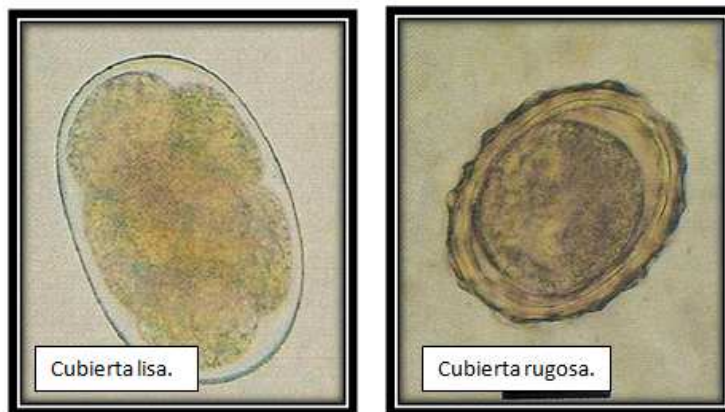


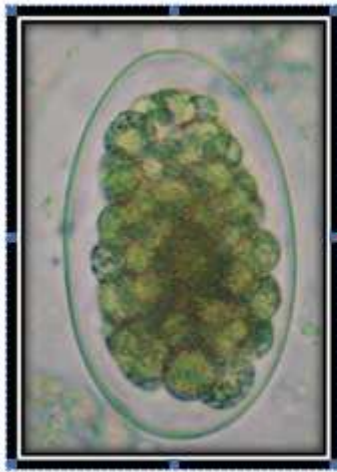
Foto 27: diferenciación entre la cubierta lisa y la rugosa.

La cubierta fina es siempre lisa, pero la gruesa puede ser rugosa o lisa. Es relativamente fácil identificar este tipo de cubiertas.

Si se trata de un huevo con cubierta gruesa y rugosa, estamos ante un *Ascaris lumbricoides*.

Si se trata de una cubierta gruesa y lisa, habra que decidir si el huevo es simétrico o asimétrico. Si es simétrico pasaremos al **punto 8**.

7. ¿Con o sin blastómeros?



Blastómeros: son células no diferenciadas formadas por la segmentación del óvulo fertilizado o cigoto. En la imagen se pueden apreciar claramente, ya que es como si el interior del huevo estuviese relleno de pequeñas bolitas que son los blastómeros. El número y cantidad de los blastómeros puede variar según el tipo de parásito o su grado de madurez.

Foto 28: las estructuras con forma de bola del interior del huevo se llaman blastómeros.

Los blastómeros, como podemos ver en la foto son una serie de bultos o globos que aparecen en el interior del huevo. En realidad son células no diferenciadas formadas por la segmentación del ovulo fertilizado. Es muy fácil confundir estos blastómeros con los huevos del interior de una capsula ovigera, aunque deberíamos de ser capaces de diferenciarlos ya que en la capsula ovigera, los huevos del interior poseen una membrana reconocible que los separa de los otros huevos.

Si el huevo no presenta blastómeros, se tratara de un *Strongyloides stercoralis* o de un *Strongyloides fuelleborni*.

Por el contrario si vemos blastómeros en el interior del huevo debemos fijarnos en el número de blastómeros y en la forma del huevo para realizar la identificación completa del parásito que estamos identificando.

8. ¿Con o sin embrióforo?

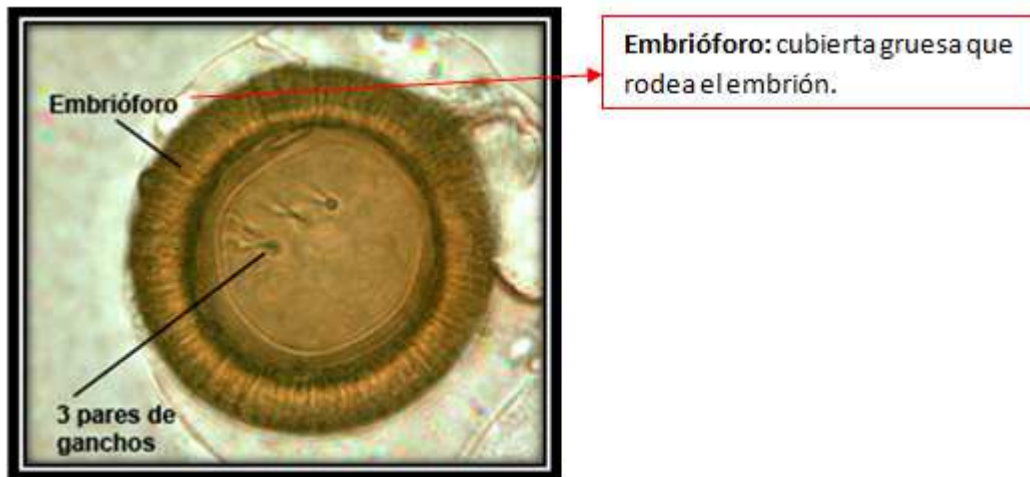


Foto29: apreciación del embrióforo.

Envoltura formada por pequeños bloques protéicos unidos entre sí por un material cementante. Se encarga de proteger la oncosfera y es una de las envolturas (junto con el vitelo o capsula) que posibilita su supervivencia en el medio. Es fácilmente reconocible por que da a los huevos ese aspecto estriado.

Si aparece en embrióforo el parásito puede ser identificado como *Taenia solium* o como *Taenia saginata*.

Si por el contrario no aparece esta estructura pasaremos al **punto 9**.

9. ¿Con o sin filamentos polares?

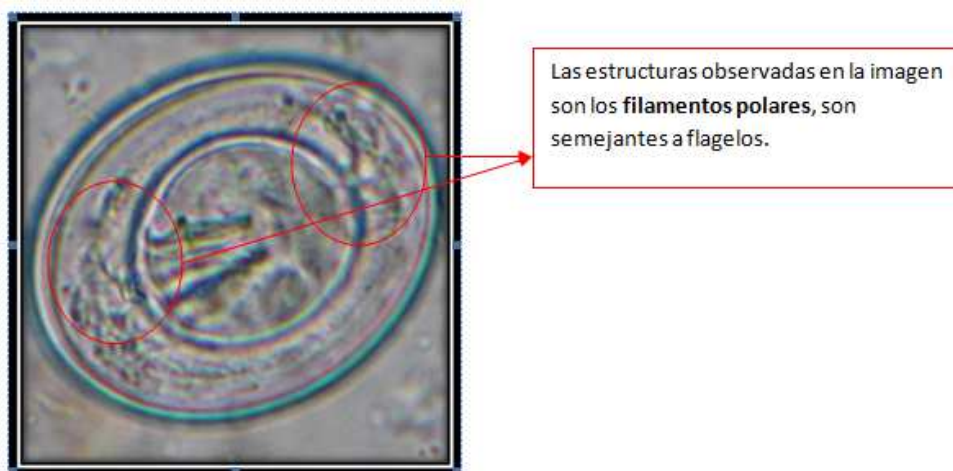


Foto 30: apreciación de los filamentos polares.

Estructuras parecidas a flagelos situadas entre el espacio de la cubierta del embrión y la cubierta total del huevo. Como podemos observar en la foto no se distinguen muy bien a la hora de la identificación, pero se puede llegar a identificar según la longitud del huevo.

Si presenta estos filamentos polares se trata de *Hymenolepis nana*.

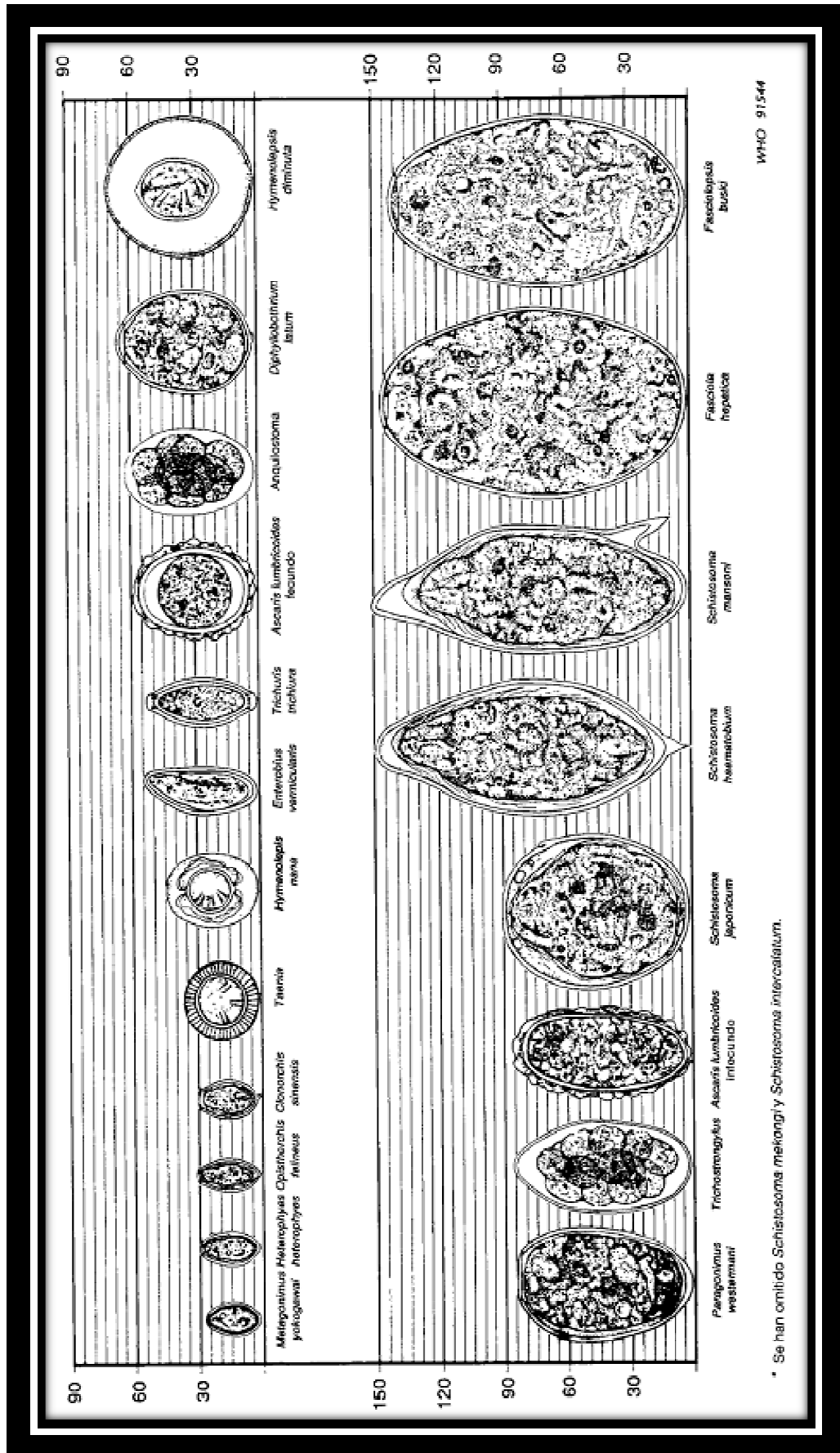
Si no los presenta se trata de *Hymenolepis diminuta*.

Por último no solo es necesario conocer todas estas estructuras características, sino que también es importante conocer la longitud del huevo, ya que facilita y en algunos casos es trascendental para su identificación.

Para medir la longitud de los huevos es necesario el uso de un programa de análisis de imagen como el **Image Pro Plus 5.1**.

En la **tabla 11** (ver pág. siguiente) podemos ver una clasificación de los tipos de parásitos según la longitud del huevo.

Tabla 11: Tamaño relativo de los huevos de helmintos.



2.5.1. Ejemplo de identificación de parásitos utilizando la tabla 10.

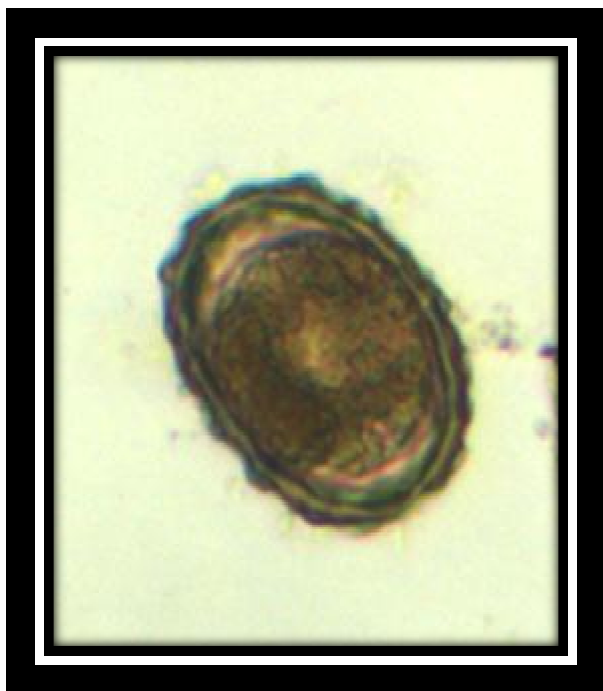


Foto 31: Huevo identificado como áscaris.

En el **punto 1** se observa que el parásito de la foto no tiene capsula ovigera, por lo que pasamos al **punto 2**. En este punto tampoco se distinguen tapones polares por lo que se pasa al **punto 3**. No se aprecia que el huevo sea operculado, por lo que hay que pasar al **punto 4**. Como no tiene espícula se pasa al **punto 5**. La cubierta es gruesa, lo que nos lleva al **punto 6**. Y como se puede apreciar, la cubierta es gruesa y rugosa, por lo que terminamos identificando al parásito de la imagen como un *Áscaris lumbricoides*.

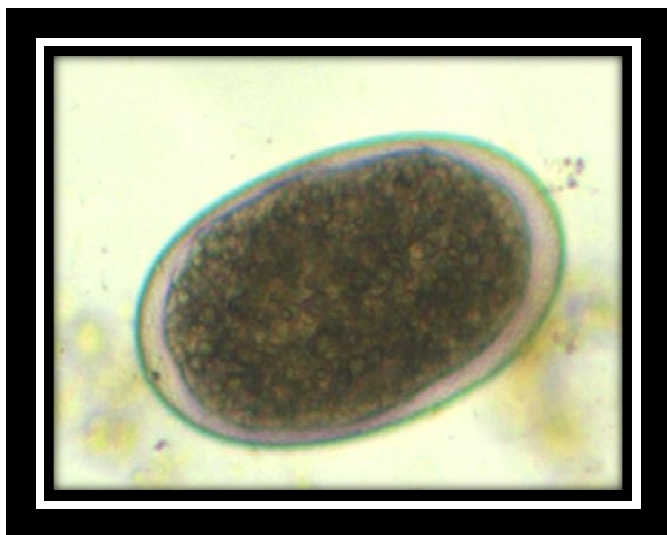


Foto 32: Huevo identificado como Strongyloides.

En la siguiente foto, en el **punto 1**, no se observa capsula ovigera, por lo que pasamos al **punto 2**. Tampoco se observan tapones polares así que pasaremos al **punto 3**. No hay opérculo, por lo que pasaremos al **punto 4**. Carece de espícula lo que nos lleva al **punto 5**. La cubierta es fina lo que nos lleva al **punto 7**. Como no se aprecian blastómeros, diremos que el parásito de la fotografía pertenece al género *Strongyloides*.

3. Objetivo.

El objetivo de este proyecto es realizar un protocolo de recogida de muestras coprológicas y analítica laboratorial que permita observar la existencia de parásitos en una población y analizar qué tipo de parásitos son los que están presentes.

4. Material y metodología.

El trabajo se ha centrado especialmente en la detección de huevos y larvas de parásitos en heces. El material necesario para la realización del proyecto podemos clasificarlo en dos grandes apartados: el material de granja y el material de laboratorio.

4.1. Material de granja.

Este apartado incluye las **granjas y los animales** que vamos a examinar. También hay que incluir el **equipamiento del personal** como, calzas para evitar portar agentes infecciosos de una granja a otra, y guantes de látex, para evitar el contacto con las muestras recogidas.

Para la **identificación** de los animales se usaron tenazas y crotales. A veces se ha sustituido por un rotulador indeleble para hacer una marca distintiva en el animal.

En el caso del porcino se utilizó un lazo para impedir que el animal se moviera y pudiera causarnos algún daño o que nos dificultase la toma de muestras. Con otros animales hay que usar cualquier otro método disponible para **inmovilizar al animal**.

Hay que tener en cuenta para el transporte de las muestras, que estas deben estar **refrigeradas**. Se necesitó en algún caso un pequeño refrigerador portátil o una caja de poliespan con hielo y algo de serrín para conseguir que el enfriamiento fuera uniforme. Es imprescindible el empleo de **recipientes herméticos** para la recolección de las muestras.

Por último se utilizó material de papelería para algunas anotaciones realizadas en la granja después de la recogida de las muestras, como el estado de los animales, si han recibido tratamientos antiparasitarios y demás información que pueda sernos de utilidad a la hora de realizar el análisis y en la obtención de conclusiones.

4.2. Material de laboratorio.

En el material de laboratorio incluimos todo lo necesario para la realización de la analítica. El material dependerá de las técnicas que vayamos a realizar, y lo hemos incluido en la **tabla 12**.

Puntualizamos que este es el material necesario para la aplicación de las técnicas de laboratorio explicadas en los puntos anteriores. Para la realización del trabajo se utilizó además el microscopio con cámara integrada para la toma de imágenes de los parásitos y el programa de ordenador **Image Pro Plus 5.1** para el procesamiento de las mismas.



Foto 33: Algunas técnicas de análisis no requieren el empleo de material especializado, otras en cambio sí.

Cuando las muestras no se podían analizar en el momento, fue necesaria la utilización de un refrigerador para mantener las muestras en el mejor estado posible.

Cuando se aplique una misma técnica a diferentes muestras, el material debe ser desinfectado, ya que en caso de no estarlo, puede haber contaminaciones de una muestra a otra, y por lo tanto, alterar los resultados.

Tabla 12a: Material necesario para la elaboración de las diferentes técnicas de observación (elaboración propia).

Técnicas		Materiales necesarios
Examen Macroscópico:		Guantes de látex. Tubos de recogida de muestras.
Examen microscópico:	Examen directo de heces frescas	Guantes de látex. Microscopio (40x). Suero fisiológico templado (38-40°C). Tubos de recogida de muestras. Cucharilla.

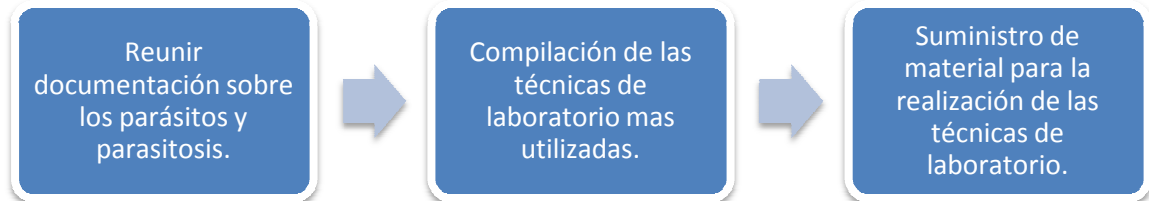
Tabla 12b: Material necesario para la elaboración de las diferentes técnicas de observación (elaboración propia).

Examen microscópico:	Métodos de enriquecimiento	Flotación	<p>Tubos de recogida de muestras. Guantes de látex. Papel de filtro. 2 Recipientes de cristal (1l de capacidad). Cucharilla. Colador. Sal en caso de usar la técnica de la solución salina. Calentador. Tubos de ensayo. Peso. Microscopio (40x). Portas y cubres. Fasel u otra solución en caso de no utilizar la técnica de la solución salina.</p>
		Sedimentación	<p>Tubos de recogida de muestras. Recipiente de cristal (0,5l de capacidad). Guantes de látex. Papel de filtro. Tamiz (doble gasa). Pipeta Pasteur. Estereomicroscopio o un trichinelloscopio de pantalla. Microscopio (40x). Guantes de látex. Centrifugadora en caso de realizar la sedimentación rápida. Tubos de ensayo.</p>
	Coprocultivos o incubación de heces	Esporulación de Ooquistes de Coccidios:	<p>Placas de petri. Dicromato potásico. Estufa. Guantes de látex.</p>
		Incubación de huevos de Strongylida	<p>Placas de petri. Estufa. Calentador. Aparato de <i>Baerman</i>. Estereomicroscopio. Guantes de látex.</p>
	Método McMaster (cuantitativo)		<p>2 Recipientes de cristal (1l de capacidad). Sal. Calentador. Papel de filtro. Peso. Tamiz (doble gasa). Pipeta. Cámaras de McMaster. Microscopio (40x). Guantes de látex.</p>

4.3. Metodología.

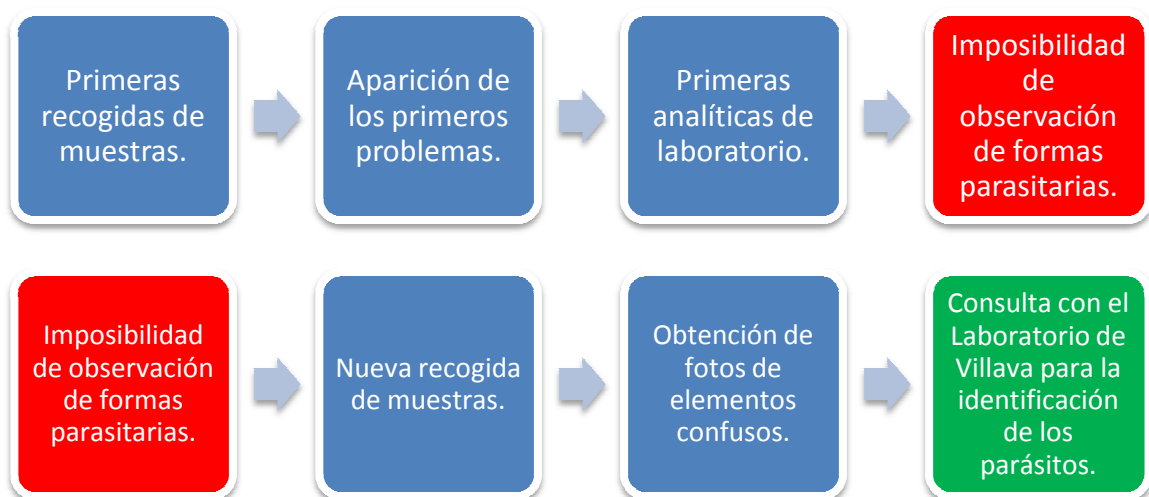
Para la realización del proyecto se han seguido diferentes fases:

Fase 1: Recopilación de información.



1. Se reunió documentación sobre los parásitos y las enfermedades parasitarias causadas por los mismos, utilizando libros de la Escuela e internet.
2. Se compiló información sobre las técnicas de laboratorio y de recogida habitualmente utilizadas. Para esto se consultó con clínicas veterinarias, así como con la Escuela de enfermería de la UPNA. La técnica más habitual y sencilla utilizada es la de flotación de huevos en una solución saturada de magnesio (Fasol).
3. Se contactó con el laboratorio que nos suministró el material necesario para la realización de la técnica de flotación, del que la información facilitada fue muy escasa.
4. Se contactó con la Facultad de veterinaria de Zaragoza para reunir más información pero no se obtuvo respuesta.

Fase 2: Realización de las primeras recogidas de muestras y analíticas.



Para familiarizarse con la recogida de muestras coprológicas y el análisis:

1. Se realizaron las primeras recogidas de muestras coprológicas. Para ello se visitaron las siguientes explotaciones: la hípica de Labiano, una explotación de ovino de carne situada

en Izcue (Céndea de Olza) y una explotación extensiva de cerdos en Goldaratz. En la recogida de muestras se constataron varios errores y problemas.

- Dudas sobre que heces recoger como muestra.
- Falta de medidas sanitarias e higiénicas (no se portaron calzas, ni refrigeración para conservar las muestras).
- Se solicitó poca información complementaria al propietario y este tampoco fue informado del procedimiento.

Se realizaron las primeras analíticas en laboratorio, utilizando la técnica de flotación de huevos en solución saturada de sulfato de magnesio o “Fasol”.

En las primeras muestras recogidas resulto imposible la diferenciación entre impurezas (materia orgánica e inorgánica) y los huevos y larvas de los parásitos.

Tabla 13: primera recogida de muestras.

Explotación	Tipo de ganado	Nº de muestras recogidas	Tipo de técnicas empleadas
Hípica Labiano	Ganado caballar.	5	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
No se pudo determinar la presencia o ausencia de parásitos.			
Granja de Goldaratz	Ganado porcino semiextensivo.	10	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
No se pudo determinar la presencia o ausencia de parásitos.			
Granja de Izcue	Ganado ovino semiextensivo.	5	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio.
No se pudo determinar la presencia o ausencia de parásitos.			

2. Se planteó realizar una nueva recogida de muestras en las explotaciones anteriormente citadas, además de una recogida en granjas de porcino en colaboración con el INTIA.

Para la identificación de parásitos en esta segunda tanda de muestras se utilizó un microscopio con cámara integrada y el programa **Image Pro Plus 5.1**. La familiarización de

dicho equipamiento no supuso grandes problemas, obteniéndose una gran cantidad de fotos de los elementos observados más confusos para un estudio más pausado.

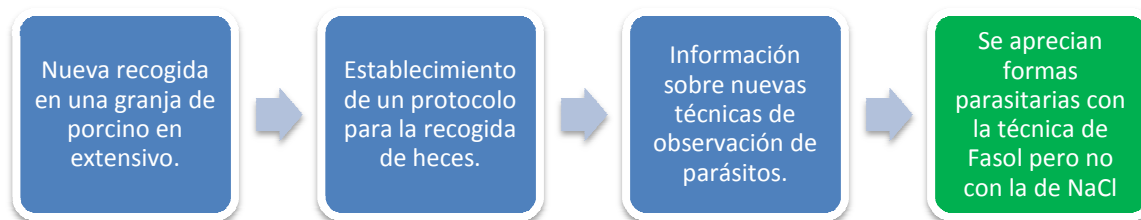
Se contactó con el Laboratorio pecuario de Villava que, aunque no utilizan técnicas para la identificación de parásitos, con el material fotográfico del que disponían se pudo, por comparación con las fotografías obtenidas del muestreo, distinguir las formas parasitarias del resto de impurezas.

Esta segunda recogida de muestras y análisis confirmó que la técnica utilizada se realizaba de forma correcta y que el material disponible en la Escuela nos permitía la realización del proceso.

Tabla 14: segunda recogida de muestras.

Explotación	Tipo de ganado	Nº de muestras recogidas	Tipo de técnicas empleadas
Visita a diferentes granjas con el INTIA	Ganado porcino semiextensivo.	10	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio.
Se procedió a la toma de fotografías para la posterior identificación de posibles parasitosis en el laboratorio de Villava.			
Granja de Goldaratz	Ganado porcino semiextensivo.	5	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio.
Se procedió a la toma de fotografías para la posterior identificación de posibles parasitosis en el laboratorio de Villava.			
Granja de Izcue	Ganado ovino semiextensivo.	5	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio.
Se procedió a la toma de fotografías para la posterior identificación de posibles parasitosis en el laboratorio de Villava.			

Fase 3: Perfeccionamiento del proceso.



1. Se eligió para una nueva recogida una explotación de Aldatz, en Larraun, dedicada al porcino en extensivo que pastan en terrenos del propietario. Los animales a los que se les efectuó el análisis los eligió el ganadero, sin ninguna sintomatología que indicara parasitosis, aunque algunos sí que presentaban una mala conformación. El ganado estaba sin desparasitar. De acuerdo con el propietario, se trataron con un antiparasitario los animales que peor estado de carnes presentaban.
2. Se estableció un protocolo para la recogida de muestras coprológicas. Se utilizó además un refrigerador para la conservación de las muestras durante su transporte.

Los resultados obtenidos fueron:

Tabla 15: resultados obtenidos en la tercera recogida de muestras.

Nº de muestra	Presencia de parásitos	Técnica utilizada
1	-	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
2	✓	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
3	-	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
4	✓	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
5	-	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
6	✓	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
7	✓	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
8	-	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
9	-	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
10	✓	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio
11	✓	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio

3. Se contactó con la directora del Departamento de parasitología de la Facultad de Veterinaria de la Universidad de Extremadura Eva M^a Frontera, que nos aconsejó la utilización de otras técnicas de observación que permitían por ejemplo, cuantificar la presencia de parásitos u otras de bajo coste económico; específicamente la técnica de flotación en una solución saturada de NaCl (sal de mesa) que era una de las técnicas más sencillas y más utilizadas en la Universidad.
4. Se comprobó la existencia del material necesario en la Escuela para la realización de esta nueva técnica. 15 días después se realizó una segunda recogida de heces a los mismos animales para evaluar la efectividad del tratamiento. Se siguió el protocolo de recogida establecido la primera vez.

Se decidió utilizar para esta segunda recogida la técnica de flotación de huevos en solución saturada de NaCl, dado su fácil aplicación y debido a que era muy similar a la ya utilizada.

Los resultados obtenidos en el análisis de las muestras recogidas en la segunda toma fueron los siguientes:

Tabla 16: resultados obtenidos en la cuarta recogida de muestras.

Nº de muestra	Técnica utilizada	
	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio	Flotación en solución saturada de NaCl
1	-	-
2	✓	-
3	-	-
4	✓	-
5	-	-
6	-	-
7	-	-
8	-	-
9	-	-
10	✓	-
11	✓	-

Las conclusiones en esta fase son:

- En cuanto a la recogida de las heces, se realizó de una forma más ordenada. La observación de las formas parasitarias fue muy clara en los pocos casos en los que aparecieron. Recordamos que las técnicas utilizadas no permiten cuantificar el grado de infestación.
- En cuanto a las pautas seguidas para la desparasitación, se ha comprobado que en el momento en que se han realizado no era necesario.
- La técnica de flotación de huevos en una solución saturada de NaCl no dio ningún tipo de resultado satisfactorio, por lo que se creyó necesario una mayor familiarización con dicha técnica.

Tabla 17: tercera y cuarta recogida de muestras.

Explotación	Tipo de ganado	Nº de muestras recogidas	Tipo de técnicas empleadas
Granja de Arruitz	Ganado porcino semiextensivo.	12	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio.
Realización de una recogida de muestras aplicando el protocolo establecido para ello. Análisis de las muestras y observación de diferentes tipos de parásitos. Problemas a la hora de diagnosticar si la infestación es aguda o no. Aplicación de un producto antihelmíntico.			
Granja de Arruitz	Ganado porcino semiextensivo.	12	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio y flotación en solución saturada de NaCl.
Recogida de muestras para comprobar la efectividad del producto antihelmíntico anteriormente utilizado. Resultados inconcluyentes dado que seguía habiendo parásitos y dado el desconocimiento en la medición del grado de infestación. Aplicación del protocolo de recogida de muestras y estudio de factores que mejorasen este protocolo.			

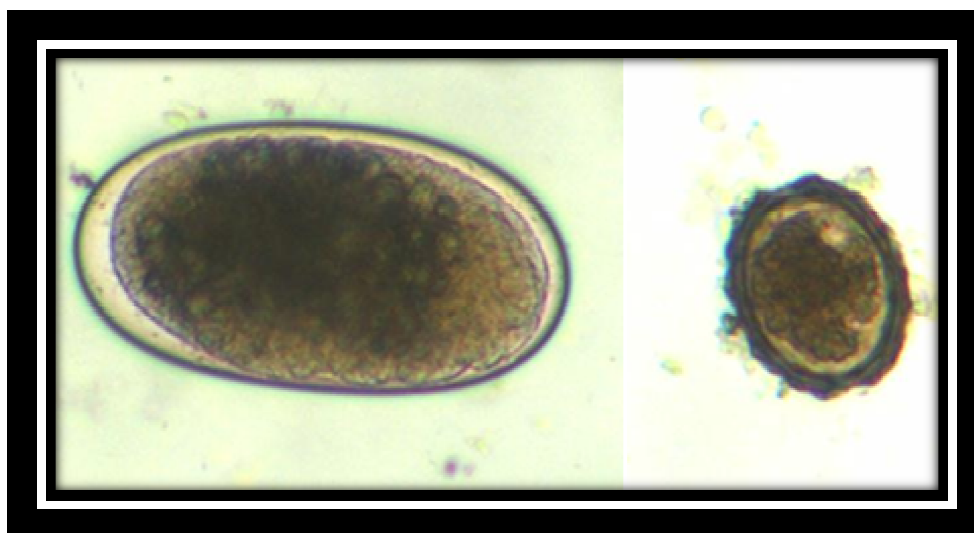
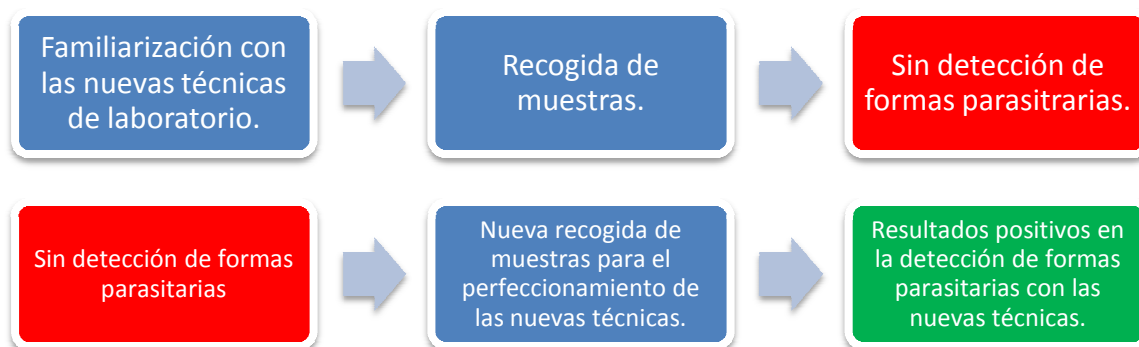


Foto 34: Algunos ejemplos de los huevos de parásitos observados en las muestras recogidas en la granja de Arruitz.

Fase 4: Confirmación de los resultados obtenidos y perfeccionamiento de las técnicas laboratoriales.



1. Para la familiarización con las nuevas técnicas propuestas desde la Universidad de Extremadura, se programó una recogida de muestras en diferentes explotaciones de Añezcar. La inclusión de nuevas técnicas incrementó la cantidad de material de laboratorio, como por ejemplo el uso de la centrifugadora, o material hasta ahora no utilizado en la técnica de flotación con solución saturada de sulfato de magnesio.

La utilización de todas las técnicas laboratoriales complica el procedimiento, tanto por el material requerido como por el tiempo empleado para su realización. Se optó por las que fuesen fáciles y baratas de realizar en el laboratorio de la Escuela, así como por las que se disponía de material sin tener que encargarlo a proveedores.

2. Las elegidas fueron las de flotación en una solución saturada de NaCl y la de sedimentación lenta. Dos técnicas que son complementarias, y que nos permiten la observación de la mayoría de los parásitos que puedan infestar un animal.

Tabla 18: quinta recogida de muestras.

Explotación	Tipo de ganado	Nº de muestras recogidas	Tipo de técnicas empleadas
Granja de pollos	Ganado aviar.	2	Flotación en solución saturada de NaCl y Sedimentación lenta.
Recogida de muestras mediante el protocolo establecido. Utilización de diferentes técnicas de análisis. Resultados negativos para parásitos.			
Granja de cerdos	Ganado porcino semiextensivo.	2	Flotación en solución saturada de sulfato de magnesio y flotación en solución saturada de NaCl. Sedimentación lenta.
Recogida de muestras mediante el protocolo establecido. Utilización de diferentes técnicas de análisis. Resultados negativos para parásitos.			
Hípica de Añezcar	Ganado caballar.	2	Flotación en solución saturada de NaCl y sedimentación lenta.
Recogida de muestras mediante el protocolo establecido. Utilización de diferentes técnicas de análisis. Resultados negativos para parásitos.			



Foto 35: explotación aviar de Añezcar.

3. Los resultados fueron negativos a la presencia de parásitos. No se consideran concluyentes ya que este resultado pudo deberse a que el ganado estaba libre de parásitos o a que se realizaran mal las nuevas técnicas de análisis.
4. Se volvió a contactar con INTIA para realizar otra recogida de muestras, y repetir así las nuevas técnicas. Esta vez la recogida la realizo personal del INTIA.
5. Se observaron formas parasitarias con las tres técnicas utilizadas, por lo que la analítica se realizaba correctamente y permitía la detección de formas parasitarias. Se les aplicó a los animales a los que se les había detectado formas parasitarias un tratamiento antiparasitario y se programó una segunda recogida tras una semana de espera.

Tabla 19: Propietarios y localización de la sexta recogida de muestras.

Nº de muestra	Propietario de la explotación	Localización de la explotación
1	Clotilde Urroz	Ituren
2	Maika Ariztegui	Ituren
3	Maika Ariztegui	Ituren
4	M ^a Paz Irungaray	Berroeta
5	M ^a Paz Irungaray	Berroeta
6	Vicente Goñi	Ornoz
7	Arnualdo Goyeneche	Elizondo
8	Francisco Urrutia	Elizondo
9	Asier Ormat	Elizondo
10	Ana Urusegui	Urroz
11	Asunción Orbegozo	Doña María

Tabla 20: Resultados de la sexta recogida de muestras.

Nº de muestra	Técnicas utilizadas		
	Flotación en Fasol	Flotación en solución saturada de NaCl	Sedimentación lenta
1	✓	✓	✓
2	✓	✓	✓
3	✓	✓	✓
4	-	✓	✓
5	-	-	✓
6	✓	✓	-
7	-	✓	✓
8	✓	-	-
9	-	-	✓
10	✓	✓	✓
11	✓	-	✓

- Tras una semana de espera, se volvió a alguna de las granjas mencionadas en el punto 4 y se hizo una recogida de muestras para comprobar si después de la aplicación del tratamiento antiparasitario se notaba una disminución en la cantidad de las formas parasitarias encontradas. En los cerdos pertenecientes a Clotilde Urroz (muestra 1), se encontraron huevos, que tras utilizar la **tabla 10** para su identificación, se puede afirmar que pertenecen a *áscaris* y a *Strongyloides*.
- Para continuar perfeccionando la técnica se obtuvieron, gracias a la coordinación con INTIA, las muestras fecales de unos lechones en la zona de Malerreka. Estos presentaban algún síntoma (como diarreas) que podía indicar una posible parasitosis. No obstante los resultados obtenidos no mostraron ninguna forma parasitaria.

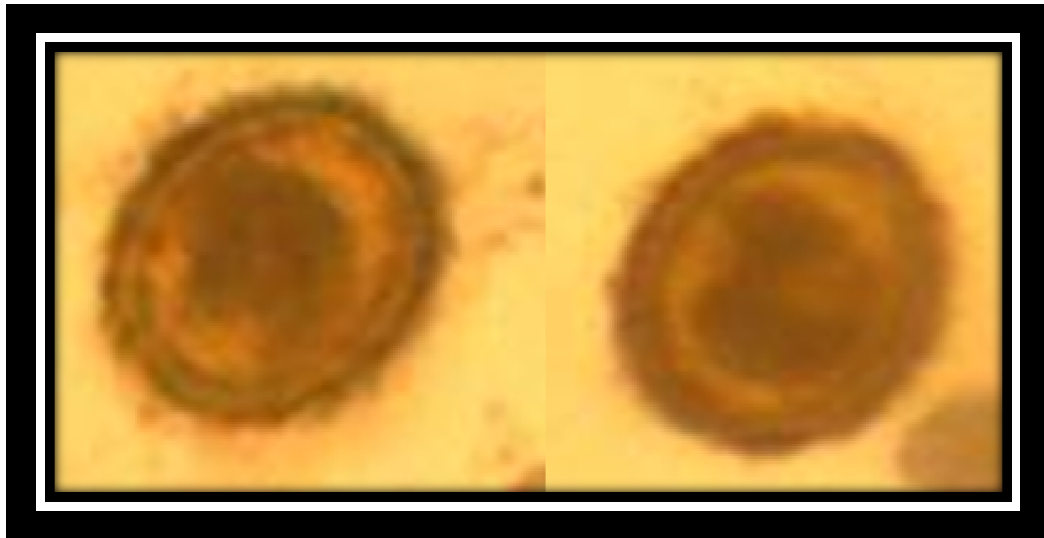


Foto 36: huevos de *áscaris* encontrados en una de las muestras.

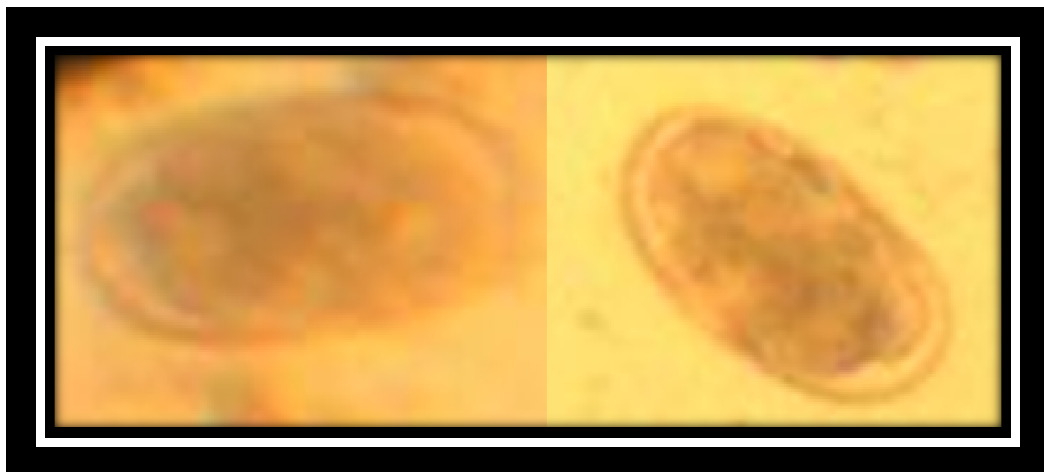


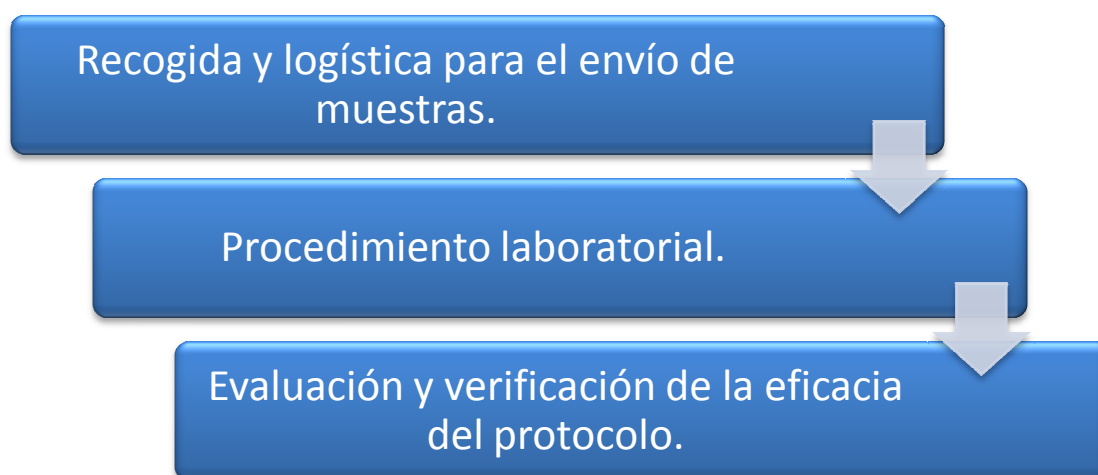
Foto 37: huevos de *Strongyloides* encontrados en una de las muestras.

Tabla 21: Resultados de la séptima recogida de muestras.

Propietario de la explotación	Técnicas utilizadas		
	Flotación en Fasel	Flotación en solución saturada de NaCl	Sedimentación lenta
Fco Urrutia	-	-	-
Clotilde Urroz	✓	✓	✓
Asunción Orbegozo	-	-	-

4.3.1. Protocolo de toma de muestras coprológicas en la explotación.

El proceso de recogida de muestras y análisis realizado ha permitido elaborar el siguiente **protocolo de actuación**:



4.3.1.1. En cuanto a la recogida y la logística para el envío de muestras:

El protocolo está diseñado, en esta primera parte, para que lo puedan dirigir tanto el técnico de campo como el técnico de laboratorio. No obstante se considera que será este último el que habitualmente marque las pautas para la aplicación práctica del protocolo.

En el protocolo se presupone que intervienen tres partes: ganadero, técnico de campo (veterinario) y laboratorio. En los casos en los que no intervenga un técnico de campo, el ganadero asumirá las fases del protocolo correspondientes a este.



El primer intercambio de información deberían quedar claros los siguientes puntos:

- **Por parte del veterinario:** se fijará la urgencia del diagnóstico, población afectada por el proceso patológico o estudio epidemiológico que se desea realizar, la sintomatología o la sospecha del agente causante.
- **Por parte del laboratorio:** se solicitará la siguiente información:
 - ✓ Material del que dispone para la recogida y personal (si puede adquirirlos o hay que enviárselos).
 - ✓ Medios de que dispone para el envío de muestras.

Se informará del coste aproximado de la analítica y tiempo requerido para la entrega de los resultados desde la recogida de muestras.

Para la toma de muestras de heces en las explotaciones, es necesario el seguimiento de las siguientes pautas de actuación:

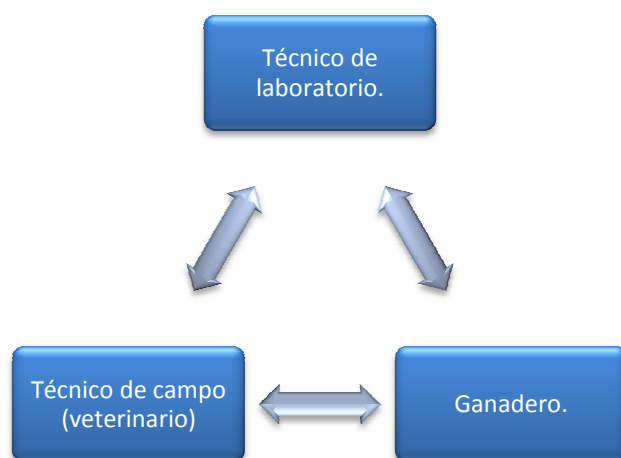
Preparación de la visita.

Si es posible, al menos 24 horas antes de la visita a realizar, se contactará con el responsable de la explotación.

Se le recordará por parte del laboratorio:

- Motivo de la visita: por qué se va a realizar la toma de muestras
- Normas de bioseguridad que se quieren seguir en la toma de muestras.
- Necesidades de personal de ayuda si fuese necesario.
- Necesidades de material: buzos, botas, etc.
- Animales a recoger muestras: número, tipo (reproductoras, lechones, etc.).
- Horarios de visita y tiempo aproximado de duración de la misma.
- Persona responsable de la realización del proceso.

Una vez realizado el contacto se realizará la visita.



Actuaciones previas a la recogida.

Algunos de estos puntos se habrán concretado con el ganadero en el apartado anterior de **Actuaciones previas**.

- Una vez en la explotación y siempre desde el exterior de la misma o en las zonas habilitadas para las visitas, se avisará de la llegada a la misma. Nunca se entrará en la explotación sin el previo consentimiento del responsable de la misma.
- El vehículo de la empresa nunca debe entrar en la explotación.

- Se solicitara la normativa de bioseguridad existente en la explotación. Ante su presentación se acatará de manera estricta.
- Se solicitará material, buzos y botas de la propia explotación.
- En el caso de no existencia de este material se tomarán el material propio. En los buzos la primera opción serán buzos desechables y como última opción se tomará el buzo de tela (buzos limpios y no utilizados en otras explotaciones).
- En cuanto a las botas, si no existiese este material, se utilizarán la propia, pero antes de entrar en la explotación se limpiarán y desinfectarán. Si se toma esta opción se utilizarán también calzas de plástico como medida de bioseguridad adicional.
- Los cambios de ropa se realizarán en los vestuarios o en las zonas habilitadas para la misma.
- Se solicitará el material necesario, lazos, cajas para los desechos etc. Caso de no existir en la explotación, se aportará material nuevo y se dejará en la explotación. El material utilizable debe ser preferentemente desechable.
- Se organizará la extracción decidiendo el lugar y animales elegidos.

Actuaciones en la toma de muestra.

Una vez elegidos los animales se procederá a su localización y tras ella, se seguirán las siguientes pautas de actuación:

- Se procederá a rellenar la hoja de extracción con los datos iniciales de la misma (**Ficha pág. 36**).
- Inmovilización del animal mediante lazo nasal en caso de animales adultos (cerdas, reposición, cebo) u otro tipo de inmovilizaciones en caso de lechones.
- Posteriormente se procederá a la extracción de heces del recto o recogida de suelo lo más frescas posibles.
- Realizar un examen macroscópico de las muestras, para ver si a simple vista se observan formas parasitarias o de otros tipos que puedan indicar la presencia o ausencia de parásitos. Anotar lo observado en el formulario.
- En todos los casos los botes serán de única utilización, desechándose los inutilizados.
- Tras la recogida se procederá a la identificación del animal, un crotal puede servir, que variará según el tipo de granja. Se procederá a la identificación del frasco en donde se ha depositado la muestra, con la misma identificación realizada al animal. Una forma de identificar el tubo de la muestra en recogidas importantes es numerando en la tapa

superior del mismo un número de serie. Nos puede servir una marca indeleble de rotulador.

- Anotación en la hoja de campo la identificación del animal. Las anotaciones se realizarán siguiendo el número de orden de la recogida. misma **(Ficha pág. 36)**.
- Se continuará de la misma forma hasta la terminación del muestreo en dicha explotación.
- Los tubos se mantendrán a temperatura adecuada. En caso de altas temperaturas, mayores de 25°C serán transportadas en cámaras de refrigeración o cajas con aislante acompañadas de bloques que faciliten temperaturas de conservación.
- Antes de abandonar la explotación se limpiará y desinfectarán el material propio que haya podido ser utilizado, así como se tomarán las mayores medidas de higiene posibles.
- Se realizarán todas estas pautas en todas las explotaciones que se visiten.
- El transporte y entrega de las muestras al laboratorio se realizará en un tiempo no superior a 12 horas.

Entrega de muestras en laboratorio.

Los partes de recogida acompañarán a las muestras que se depositarán en una zona habilitada para ello. Para el control de temperatura son interesantes los termómetros de máxima y mínima.

En el caso de no ser el personal del laboratorio el que haga la recogida, se debe concretar en un principio la forma de entrega de las mismas. Si la entrega la va a realizar el veterinario, habrá que informarle sobre el procedimiento para el transporte de las mismas, (envasadas y refrigeradas). En el caso de que la entrega se vaya a hacer mediante una empresa de mensajería, se debe contactar con la empresa para saber:

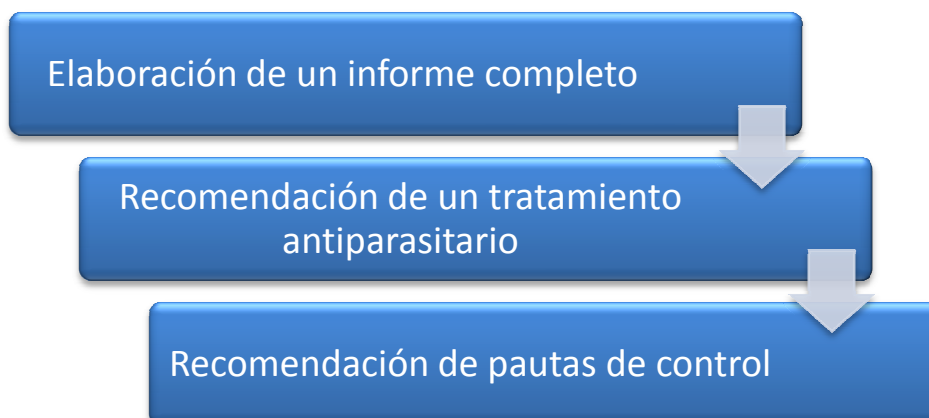
- Coste de recogida: coste especial por tipo de muestra, riesgo sanitario etc.
- Horario de recogida: sujeto a un recorrido programado o no.
- Medios de los que disponer: refrigeración, recipientes herméticos, etc.
- Condiciones del envío: urgente, 12 horas, 24 horas, etc.

4.3.1.2. En cuanto al procedimiento laboratorial:



1. Una vez las muestras llegan al laboratorio:
 - Conservar las muestras en caso de que no se vaya a realizar el análisis en el momento, en un lugar refrigerado.
 - Preparar el material de laboratorio para que durante la realización de los análisis se encuentre siempre accesible y las soluciones que se vayan a utilizar tenerlas preparadas antes de la recepción de las muestras.
2. Se recomienda empezar por las técnicas que necesitan un tiempo de reposo largo, como la sedimentación lenta, y durante estos periodos de reposo preparar las técnicas que son más rápidas.
3. Observar con el microscopio óptico en aumentos (x40), en caso de tener acceso a un microscopio con cámara integrada se recomienda su uso por la comodidad que supone. Muy útil sobre todo con la técnica de flotación de huevos en solución salina saturada, puesto que estas muestras tienden a cristalizar muy rápido.
4. Para la identificación de las formas parasitarias se recomienda utilizar el manual desarrollado en este trabajo (páginas 51 a 60).

4.3.1.3. En cuanto al procedimiento de información de resultados:



1. Elaborar un informe rápido y completo que permita al técnico o ganadero la toma de decisiones. Aportar datos de la analítica concisos; animales positivos y negativos, si es posible grado de infestación, técnicas utilizadas en el diagnóstico, etc.
2. Recomendar un tratamiento antiparasitario en caso de ser necesario. Especificar principio activo y nombre comercial de los medicamentos que lo contienen. Dosis recomendada, periodo de supresión, vía de administración y coste aproximado.
3. Recomendar pautas de control a seguir, como formas de manejo preventivo.

4.3.1.4. Procedimientos de evaluación y verificación de la eficacia del protocolo.

Para determinar la eficacia del protocolo se harán evaluaciones al final de cada período anual, en relación con los siguientes aspectos:

- Detección de necesidades de formación del personal implicado en todo el proceso.
- Valoración de todo lo referente al funcionamiento de los laboratorios y resultados.
- Valoración de la necesidad de cambios en el manual de procedimiento.

5. Conclusiones.

La realización del proyecto ha permitido obtener las siguientes conclusiones:

En cuanto al sector ganadero:

- Se ha observado que la desparasitación de los animales se realiza de forma sistemática, sin un estudio previo del tipo y grado de la infestación del ganado.
- Los conocimientos en parasitosis y de las técnicas de análisis en el sector son escasas, y sin embargo se considera importante, desde un punto de vista económico y sanitario, trabajar de una forma más profesional.

En cuanto al protocolo elaborado:

- Se ha diseñado una herramienta útil, puesto que permite comprobar la presencia o ausencia de parásitos en las heces, así como su identificación, lo que es útil para establecer un sistema de lucha antiparasitario concreto y eficaz.

En cuanto a la posibilidad de utilización de técnicas

- El trabajo ha permitido familiarizarse y protocolizar la dinámica de recogida, transporte y preparación de las muestras.
- Las técnicas más habituales, sencillas y de menor coste económico (sedimentación y flotación) se han realizado durante el trabajo.

En cuanto a la identificación de los parásitos.

- Se han conseguido utilizar técnicas cualitativas que nos indican la presencia en el ganado de parásitos.
- No se ha conseguido utilizar ninguna técnica cuantitativa, con lo que no hemos podido observar el grado de infestación del ganado.
- Se han conseguido identificar varias formas parasitarias encontradas en las muestras gracias al manual realizado para el trabajo.

6. Propuestas:

- La recogida de una mayor cantidad de muestras para completar el estudio, dado que ha sido muy difícil encontrar muestras que contuvieran parásitos, debido a la aplicación sistemática de productos antihelmínticos en los animales.
- Realizar otras técnicas de diagnóstico de parasitosis, como el análisis en sangre o el de vísceras.
- La utilización de técnicas cuantitativas para calcular el grado de infestación, ya que tiene diferentes aplicaciones en granja. Es aconsejable la familiarización con estos tipos de técnicas para su posterior utilización.
- Dada la importancia que se le está dando en Europa, al control integrado de las plagas y parasitosis, creemos que es una interesante iniciativa el realizar un control de las parasitosis en las granjas antes de aplicar un tratamiento.
- Se debe acompañar de un estudio económico, ya que podría llegar a ser una práctica rentable para los ganaderos.

7. Terminología parasitaria general:

Autofecundación: es un tipo de fecundación en el que ambos gametos proceden del mismo organismo.

CDC (Center for Disease Control and prevention): centro para el control y la prevención de enfermedades.

Ciclo vital directo: cuando las formas preparasitarias se encuentran libres en el ambiente, produciéndose su desarrollo dentro del huevo o al salir de él.

Ciclo vital indirecto: cuando las larvas infectivas se desarrollan hasta la etapa infectiva en el interior de un huésped intermediario.

Cisticerco: forma juvenil del género *Taenia*.

Colitis ulcerativa: es una enfermedad que causa úlceras en la membrana que recubre el recto y el colon.

Cosmopolita: organismo extendido por todo tipo de climas y regiones del mundo y que su presencia es prácticamente mundial.

Dioicos: un individuo es dioico cuando tiene un solo tipo de órgano reproductor, masculino o femenino.

Enfermedades asintomáticas: enfermedad que no presenta signos o síntomas.

Enfermedad endémica: las enfermedades endémicas son aquellas enfermedades infecciosas que afectan de forma permanente o en determinados períodos a una región.

Enfermedades subclínicas: enfermedad sin manifestaciones o síntomas clínicos.

Fecundación interna: un determinado tipo de fecundación, en la que los gametos masculinos pasan al cuerpo de la hembra inyectados por órganos copuladores, en el curso de un acoplamiento o bien son tomados por la hembra en forma de un espermátforo (masa de espermatozoides que puede tener nutrientes) liberado previamente por el macho.

Formas larvarias o larvas: Las larvas son las fases juveniles de los animales con desarrollo indirecto (con metamorfosis) y que tienen una anatomía, fisiología y ecología diferente del adulto.

Hermafrodita: es un tipo de animal que contiene ambos sexos, tanto masculino como femenino en un único individuo, también se puede hablar de monoico en este caso.

Hidrotropismo positivo: Movimiento de las larvas hacia zonas húmedas.

Hospedador: un hospedador es el organismo que contiene al parásito y del cual este se nutre sin ofrecer ningún tipo de compensación, esta relación puede causar en el hospedador diferentes enfermedades, afectando al bienestar del mismo.

Hospedadores intermedios: es aquel que solo cobija una fase del ciclo vital del parásito, que inicia su desarrollo en una especie distinta y lo finaliza en otra también distinta.

Infestación: la invasión de un organismo vivo por agentes parásitos externos o internos. La diferencia fundamental con el término infección es que este último, se aplica exclusivamente a microorganismos que tienen como objetivo su reproducción en el organismo infectado, causando en muchas ocasiones la muerte del mismo, mientras que el objetivo de los parásitos es su supervivencia a costa del huésped que parasitan.

Lugol: es una disolución de yodo molecular I_2 y yoduro potásico KI en agua destilada. Este producto se emplea frecuentemente como desinfectante y antiséptico, para la desinfección de agua en emergencias y como un reactivo para la prueba del yodo en análisis médicos y de laboratorio.

Miracidio: Huevo de los trematodos con embrión más o menos desarrollado que abandona el organismo hospedador.

Moluscos pulmonados terrestres: que incluye los caracoles y babosas, que han desarrollado pulmones, lo que les permite vivir en tierra firme; son el único grupo de moluscos que han colonizado el medio terrestre, y de ahí el nombre que reciben. Al conquistar la tierra perdieron las branquias ganando los pulmones que les permiten la respiración aérea.

Ooquiste esporulado: fase de espora de un parásito, que es excretada al exterior del hospedador y que tiene una gran resistencia al medio.

Parásito obligado: es un agente patógeno que solamente puede efectuar su desarrollo sobre un huésped vivo, aquel que necesariamente en alguna etapa o permanentemente ejerce su acción parasitaria.

Parásito facultativo: es un organismo que puede infectar a otro organismo pero que también puede llegar a crecer sobre materia orgánica en descomposición, alimentándose de ella.

Pastoreo nómada o trashumante: es un tipo de ganadería en el que se va moviendo al ganado llevándolo de zonas de pastoreo que ya no son productivas o que están agotadas a zonas que más productivas.

Principio activo: según la Organización Nacional de la Salud los principios activos son los ingredientes de los medicamentos que tienen actividad terapéutica.

Productividad: Hablamos de productividad refiriéndonos al índice de transformación (ganancia de peso animal por cada Kg de pienso) del animal, lo cual influirá sustancialmente en la cantidad de pienso que necesita para alcanzar un peso determinado y por lo tanto en el coste de cebo para dicho animal.

Proglotides: Segmento sexual de una tenia adulta, que contiene órganos reproductores tanto masculinos como femeninos.

Protozoo ciliado: organismo microscópico, unicelular eucariota, heterótrofo. En este caso posee una serie de filamentos alrededor de la célula, llamados cilios y que le sirven para desplazarse.

Signos clínicos: son las manifestaciones objetivas, clínicamente fiables, y observadas en la exploración médica.

Síntomas clínicos: son las referencias subjetivas que da un enfermo por la percepción o cambio que reconoce como anómalo, o causado por un estado patológico o enfermedad.

Simetría bilateral: también conocida como simetría planar, se define por la existencia de un único plano que divide el cuerpo de un organismo en dos mitades especulares idénticas, llamadas mitad izquierda y mitad derecha.

Umbral de daño económico: es el momento en el que los daños causados por la parasitosis o plaga son mayores que el coste del tratamiento para evitarlos, este umbral nos indica cuando hay que tratar la parasitosis.

Verme: es un organismo con forma de gusano, generalmente se utiliza este término con aquellos que viven como parásitos.

7.1. Terminología parasitaria (morfología de los parásitos)

Atrio genital: En platelmintos bolsa común donde terminan las aberturas genitales masculinas y femeninas.

Canal de Laurer: Conducto que parte del ootipo.

Cercaria: Evolución de la Redia.

Cirro: Brazo; dilatación de aspecto peniano, de la parte final del aparato reproductor de trematodos.

Cuerpo de Mehlis: Conjunto de glándulas unicelulares que rodean al ootipo en trematodos.

Embrióforo: Capa principal del huevo, que proporciona protección física. Es una capa gruesa e impermeable.

Escólex: Parte anterior, provista de ventosas y a veces de ganchos, de los gusanos cestodos.

Estróbilo: o cuerpo, formado por eslabones de proglotides, desde el cuello hasta la extremidad distal.

Esporocisto: Evolución del miracidio en el hospedador.

Esporocisto de II orden: Evolución del esporocisto en Dicrocoelidae.

Hexacanto: también llamada **oncosfera**. Un estadio larvario de los cestodos. 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 **cocrcidio**.

Masa parenquimatosa: Tejido de relleno. Contiene los órganos en los platelmintos, formada por mallas reticulares o alveolares.

Metacercaria: cercarías.

Miracidio o larva I: Huevo de los trematodos con embrión más o menos desarrollado que abandona el organismo hospedador.

Parápodos: Formaciones en las redias que permiten el movimiento.

Pigmento ocular: Sistema nervioso primitivo del miracidio.

Protonefridios: Parte del aparato secretor.

Redia: Evolución del esporocisto.

Ootipo: Dilatación uterina donde se produce la fecundación de los óvulos y donde se rodean de vitelo y membrana formándose los huevos compuestos en platelmintos.

Opérculo polar: Formación en el huevo de trematodos.

Ventosas: Depresiones en forma de copa que sirven para la fijación al hospedador.

Anexo I: La O.I.E.

Es una organización intergubernamental encargada de mejorar la sanidad animal. Fue creada en 1924 debido a la necesidad de combatir las enfermedades a nivel mundial, llamada Oficina Internacional de Epizootias, para más adelante tomar el nombre de Organización Mundial de la Sanidad Animal. La O.I.E. desempeña su cometido bajo la autoridad y el control de una Asamblea mundial de delegados que designan los Gobiernos de todos los Países Miembros. Cuenta con 178 países miembros y mantiene relaciones con otras 45 organizaciones internacionales y regionales. Los objetivos de la O.I.E. son los siguientes:

- **Garantizar la transparencia de la situación zoonositaria en el mundo:** Cada país miembro se compromete a declarar las enfermedades que detecta en su territorio y a informar al resto de los países miembros, para que estos puedan protegerse.
- **Recopilar, analizar y difundir la información científica veterinaria:** La OIE recopila y analiza toda la información científica nueva relativa a la lucha contra las enfermedades de los animales y la transmite seguidamente a los Países Miembros para que perfeccionen sus métodos de control y de erradicación de las mismas.
- **Asesorar y estimular la solidaridad internacional para el control de enfermedades animales:** asesora técnicamente a los Países Miembros que lo desean para apoyar operaciones de control y de erradicación de las enfermedades de los animales, incluidas las que son transmisibles a los seres humanos.
- **Garantizar la seguridad sanitaria del comercio mundial mediante la elaboración de reglas sanitarias aplicables a los intercambios internacionales de animales y productos de origen animal.**
- **Mejorar el marco jurídico y de los recursos de los servicios veterinarios:** Las actividades normativas de la OIE en este ámbito están enfocadas hacia la prevención de los peligros existentes antes del sacrificio de los animales o de la primera transformación de sus productos (carnes, leche, huevos, etc.), susceptibles de generar ulteriormente riesgos para los consumidores.

Existe una lista elaborada por la O.I.E. que indica cuales son las enfermedades que un país miembro debe notificar en el caso de que se den dentro de su territorio. Además de la lista en la página web de la O.I.E. podemos encontrar manuales sobre cómo actuar en el caso de enfrentarnos a una de esas enfermedades y de que productos veterinarios son los más adecuados para cada caso en concreto. Las enfermedades pertenecientes a esta lista están reunidas en la **tabla 22**.

Tabla 22: Lista de enfermedades de la O.I.E. (<http://www.oie.int>) Las enfermedades marcadas en **rojo** son aquellas causadas por parásitos.

Lista de enfermedades de la O.I.E.		
Tipo de enfermedades	Nº de enfermedades	Enfermedades comunes a varias especies
Enfermedades de los bovinos	14	Brucelosis (<i>Brucella abortus</i>), Brucelosis (<i>Brucella melitensis</i>), Brucelosis (<i>Brucella suis</i>), Carunco bacteridiano, Cowdriosis, Encefalitis japonesa, Encefalomiелitis equina (del Este), Enfermedad de Aujeszky, Enfermedad hemorrágica epizoótica, Equinocosis/hidatidosis , Estomatitis vesicular, Fiebre aftosa, Fiebre del Nilo Occidental, Fiebre del Valle del Rift, Fiebre hemorrágica de Crimea-Congo, Fiebre Q, Lengua azul, Miasis por <i>Chrysomya bezziana</i> , Miasis por <i>Cochliomyia hominivorax</i> , Paratuberculosis, Peste bovina, Rabia, Surra (<i>Trypanosoma evansi</i>), Triquinelosis y Tularemia.
Enfermedades de los ovinos y caprinos	11	
Enfermedades de las aves	12	
Enfermedades de los équidos	10	
Enfermedades de las abejas	6	
Enfermedades de los peces	8	
Enfermedades de los moluscos	7	
Enfermedades de crustáceos	8	
Anfibios	2	
Enfermedades de los lagomorfos	2	
Otras enfermedades	2	
Enfermedades de los suidos	Cisticercosis porcina , Encefalomiелitis por virus Nipah, Enfermedad vesicular porcina, Gastroenteritis transmisible, Peste porcina africana, Peste porcina clásica y Síndrome disgenésico y respiratorio porcino.	

Anexo II: Métodos preventivos en la lucha antiparasitaria.

Entre los métodos preventivos, se encuentran aquellas prácticas de manejo que disminuyen la carga parasitaria en el ganado, no se eliminan los parásitos por completo pero sí hace que los daños producidos sean menores. Aunque es recomendado su uso, estas prácticas no evitan la utilización de fármacos, pero pueden reducir la cantidad de aplicaciones. Entre los métodos preventivos incluimos:

Respecto al bienestar animal.

- **Correcta alimentación y agua de bebida:**

La alimentación así como la bebida es importante para la salud animal. Esto hace que sean menos susceptibles a las parasitosis. Por esto una alimentación equilibrada que cubra sus necesidades, ayudará a proteger al ganado de infestaciones de parásitos. Para el buen funcionamiento del sistema inmunitario del ganado es crucial que el alimento sea rico en proteínas.

- **Buena salud del ganado:**

El ganado sano es menos vulnerable a las infestaciones con vermes y está en mejores condiciones de desarrollar su propia inmunidad a los endoparásitos. No obstante, la inmunidad adquirida por animales adultos puede debilitarse por otros factores, como por ejemplo tras el uso de algunos medicamentos (esteroides que pueden tener un efecto inmunosupresor), o durante la gestación y la lactación tras el parto.

Animales debilitados por infestaciones virales o bacterianas, o por cargas excesivas de ectoparásitos (garrapatas, ácaros, piojos, etc.) pueden sufrir mayores daños por vermes parásitos. Puede ocurrir el caso contrario, que infestaciones de endoparásitos, hagan susceptible al animal a contraer otro tipo de enfermedades. No hay que olvidar que el ganado es capaz de desarrollar inmunidad sólo a unas pocas especies de vermes, y que esta inmunidad necesita meses o incluso años de exposición para ser adquirida.

- **Evitar situaciones de estrés:**

El estrés puede causar en el ganado, pérdidas de peso y disminución del crecimiento, pero además también hace que el animal sea más proclive a contraer todo tipo de enfermedades, incluidas las parasitarias. Por eso es aconsejable evitar poner al ganado en

situaciones estresantes, como son los transportes del ganado o el mal manejo del mismo. En el caso de que no se puedan evitar, es recomendable que sean lo más cortas posible y que se mantenga al ganado vigilado, para evitar que contraigan alguna enfermedad.

Respecto al medio:

En régimen interno.

- **Vacios sanitarios:** es importante en una explotación la realización de esta práctica puesto que interrumpe los ciclos de reinfestación. Se debe realizar antes de la introducción de nuevas poblaciones en una zona, un ejemplo sería la introducción de nuevos lotes. Los animales introducidos en una explotación, deben ser puestos en cuarentena por un periodo de tiempo, evitando la entrada de nuevos agentes patógenos en la explotación.
- **Desinfección de locales:** durante este vacío sanitario, se debe practicar la desinfección del local, para evitar que queden posibles vectores de enfermedades que puedan llegar a producir una reinfestación.
- **Control de la temperatura y la humedad:** existen determinadas especies, que solo pueden desarrollarse en unas condiciones de humedad y temperatura determinadas. Por esto con un control de las mismas se puede evitar que estos agentes patógenos se desarrollen. Dentro del control de la temperatura y la humedad habría que incluir la ventilación, pues también influye en estos dos factores.

En régimen de pastoreo.

- **Pastos limpios:** dado que los huevos de los helmintos pueden sobrevivir sin huésped durante un tiempo, una vez que los pastos se han infestado, permanecerán capaces de infestar el ganado que los pastorea durante meses e incluso más de un año, según la especie de que se trate, y de las condiciones climáticas.

Esto es especialmente cierto si hay fauna rumiante salvaje con acceso a dichos pastos, pues son hospedadores aptos para muchas especies de helmintos.

No obstante, aunque la erradicación resulte muy costosa y complicada, varios métodos de manejo permiten reducir la contaminación de los pastos y a mantenerla baja:

- Mantener algunas áreas sin ganado durante varios meses; las larvas infectivas de algunas especies no sobrevivirán, simplemente porque su supervivencia fuera del

hospedador está limitada ya que les afectan factores como la luz solar, la desecación, etc.

- **El pastoreo en áreas de rastrojo** consiste en utilizar las áreas agrícolas inmediatamente tras la cosecha aprovechando los restos vegetales para el pastoreo. También es una práctica típica del pastoreo trashumante. Esas tierras están libres de parásitos, debido en a que no ha habido animales para permitir mantener el ciclo de los parásitos, y a que el laboreo de la tierra impide en gran parte que los estadios infectivos de la mayoría de los gusanos parásitos sobrevivan en el suelo. Esta práctica tiene además la ventaja que el estiércol animal resulta muy beneficioso para la mayoría de los suelos agrícolas.
- **Mantener los pastos secos** puede reducir la infestación de los mismos por los vermes. Superficies de agua permanentes o que se forman una y otra vez (lagunas, estanques, charcas, zancas, fosos, acequias, zonas inundadas, exceso de irrigación, alrededores de fuentes o bebederos, etc.) permiten el desarrollo de grandes poblaciones de algunas especies de helmintos. Esto es especialmente válido para muchos trematodos (p.ej. *Fasciola*) cuyos hospedadores intermediarios son caracoles anfibios o acuáticos. Por lo tanto, todo lo que elimine o reduzca tales entornos húmedos disminuirá su contaminación con helmintos.
- **Reducir el riesgo de contacto del ganado con estadios infectivos:** Hay numerosas prácticas de manejo que contribuyen a reducir la exposición del ganado a entornos contaminados. **Evitar la sobrecarga de los pastos.** Allí donde se concentran los animales es más probable que la hierba esté más contaminada pues ofrece mejores condiciones para el desarrollo y la transmisión de estadios infectivos: abundantes excrementos cargados más o menos de huevos o de larvas que re-infestan continuamente el pasto; suelo y pastos humedecidos por la orina, etc. Por ello debe evitarse la sobrecarga de los pastos. Esto es también importante porque cuantas más larvas haya en los pastos, mas larvas ingiere el animal y por lo tanto más daño es el que sufre el animal. Al contrario, la infestación con unos pocos vermes ocasionará probablemente poco o ningún daño al ganado y, en general, permite el desarrollo de inmunidad a ciertas especies.
- **Poner comederos con pienso o heno en lugares donde se concentran los animales** reduce significativamente la probabilidad de que coman el pasto altamente contaminado con larvas infectivas en esas áreas.

- **Evitar que el ganado paste en zonas húmedas** empleando cercas o vallas. Esto reduce el riesgo de ingerir estadios infectivos o al menos disminuye la cantidad ingerida. La hierba húmeda es más proclive a estar contaminada con larvas pues éstas tienden a nadar en el agua que cubre las hojas. Por la misma razón, restringir el pastoreo al amanecer y al anochecer, cuando la hierba suele estar más húmeda por el rocío, puede también reducir la ingestión de larvas.
- **Separar el ganado joven del adulto** en cuanto sea posible porque el ganado joven es más sensible a las infestaciones que el adulto. El ganado adulto tiene mayor probabilidad de estar contaminado y representa una fuente de infestación, a pesar de que tal vez no sufran daño por haber desarrollado una cierta inmunidad a los vermes. Lo mismo se aplica a evitar que el ganado joven comparta los pastos con rumiantes salvajes que es más probable que estén ya infectados.
- Por último **mantener unas medidas de cuarentena** frente a los animales que van a ser introducidos de fuera de la explotación para comprobar la presencia o no de parásitos u otras enfermedades, ya que puede ser un foco de infestación o incluso puede llegar a traer nuevas especies o especies que ya estaban erradicadas a la zona.

Anexo III: Empleo correcto de antihelmínticos en el ganado.

- **La etiqueta del producto:** Los productos antihelmínticos para uso en el ganado bovino, ovino, caprino y porcino, son capaces de mantener las infestaciones de vermes bajo control a niveles inferiores al del umbral de daño económico. Pero para lograrlo hay que asegurar que se usen correctamente. Esto exige leer atentamente la etiqueta del producto antes de la administración. Según el Real decreto 1246/2008 hay una serie de características que una etiqueta debe cumplir, estas características vienen explicadas en el **anexo I**. Algunas etiquetas también incluyen información sobre el poder residual, pero varía según el parásito o el tipo de ganado. El fabricante no puede incluir toda la información disponible sobre un producto en la pequeña etiqueta que lo acompaña. A menudo se encuentran más informaciones en prospectos o folletos comerciales. En Internet, hay cada vez más informaciones adicionales sobre las características de un producto, no sólo las editadas por el fabricante, sino también por instituciones independientes, usuarios concretos, etc. Vale la pena consultarlas, pues pueden contener informaciones prácticas adicionales.

- **Especies de parásitos que controla el producto:** Ningún antihelmíntico es eficaz contra todas las especies de vermes que pueden infectar el ganado. Todos tienen un rango de actividad más o menos limitado. Esto significa que, a las dosis recomendadas, no controlan todas las posibles especies y los estadios que pueden infestar al ganado. Por lo tanto, es fundamental diagnosticar correctamente qué especies (al menos qué tipo de parásitos) causan el problema y luego seleccionar un producto que esté indicado para el control de dichas especies.

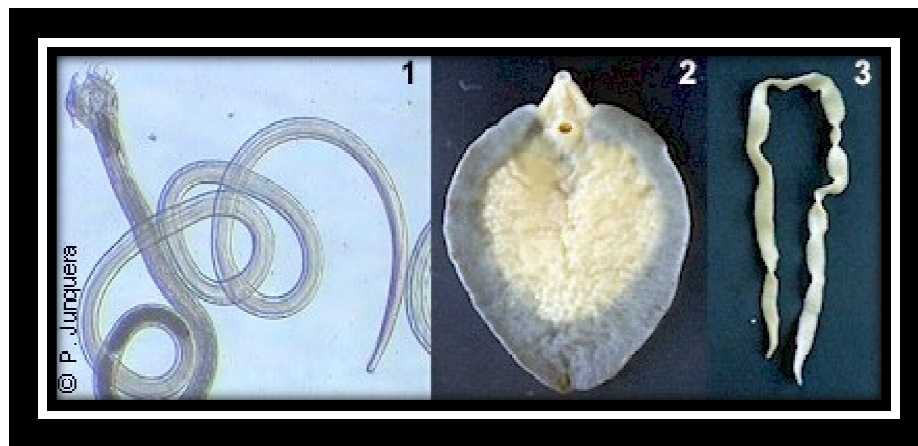


Foto 38: Nematodo (1), trematodo (2) y cestodo (3)

En general, si la etiqueta de un producto no menciona una indicación (un parásito concreto, un estadio de desarrollo, etc.) hay que presumir que no lo controla, o al menos no siempre, o no a la dosis recomendada en la etiqueta, o no en todos los tipos de ganado, etc. No sabiendo que dosis de producto aplicar contra un parásito no incluido en la etiqueta, lo razonable es no usarlo.

- **Nivel de eficacia del producto:** Al seleccionar un antihelmíntico es importante ser consciente de que, aunque la etiqueta indique que controla a un parásito y el producto haya sido autorizado para ello, su nivel de control puede ser menor o mayor que el de otros productos autorizados para controlar los mismos parásitos. Por ejemplo, la normativa de la U.E. para la autorización de antihelmínticos exige que el producto reduzca la infección de los animales tratados al menos en un 80% y preferiblemente en un 90%. Otros países aplican normativas similares. Es obvio que un producto que alcanza el 95% de control de un parásito es mejor que otro que sólo alcanza el 80% de control, a pesar de que ambos productos indican en la etiqueta que controlan dicho parásito. En caso de infecciones graves, un producto que ofrece el 95% de control puede lograr reducir la infección por debajo del umbral económico, mientras que otro

que ofrece sólo un 80% de control tal vez no lo logre, o necesite más tiempo, o varios tratamientos sucesivos para lograrlo. Un producto con el 80% de control dejará que sobrevivan más parásitos en el hospedador.

- **Poder residual del producto:** El poder residual de un antihelmíntico es una característica esencial. A este respecto, es muy importante saber que la mayoría de los antihelmínticos clásicos (p.ej. la mayoría de los de aplicación oral como benzimidazoles, levamisol, piperazina, morantel, etc.) no tienen ningún poder residual, o sólo unos pocos días. Esto significa que actúan durante unos días tras la administración, después se excretan o metabolizan rápidamente. Un periodo residual largo es evidentemente una característica profiláctica y terapéutica muy deseable. Si una sola aplicación es capaz de matar vermes adultos y larvas durante semanas, protegerá al ganado contra la reinfestación durante esos mismos periodos, con los consiguientes beneficios para su salud y productividad, así como el ahorro económico debido al descenso del número de aplicaciones. Ahora bien, suelen tener un periodo de espera para el sacrificio más largo que los productos con escaso poder residual. Esta posible desventaja debe ser ponderada contra la mayor eficacia y otras posibles ventajas del largo efecto residual (p.ej. menos movimientos y recogidas del ganado para efectuar los tratamientos).

Correcta Administración de antihelmínticos.

- **Respetar las indicaciones del fabricante:** El uso correcto de antihelmínticos exige que sean administrados correctamente al ganado, y para ello han de respetarse siempre las indicaciones del fabricante. Muchos fallos de productos se deben a una administración incorrecta. Asegurar que cada animal es tratado con la dosis correcta exige que varias operaciones sucesivas se efectúen acertadamente. Basta que sólo una de las fases se haga mal, para que todo un lote acabe siendo tratado de modo incorrecto. Si la dosis fue insuficiente, el producto fallará y no protegerá al ganado. Si la dosis fue excesiva, el ganado se puede intoxicar, pueden darse residuos excesivos ilegales tras el periodo de espera previsto para la dosis correcta, y además se habrá gastado más producto del necesario.



Foto 39: ¡Respete las indicaciones de la etiqueta!

- **Preparar correctamente el producto antes de administrarlo:** Si el producto requiere algún tratamiento previo (diluirlo, agitarlo, mezclarlo, etc.) es absolutamente necesario hacerlo correctamente. En muchos de los antihelmínticos clásicos de aplicación oral, la sustancia activa no está disuelta. Por lo que precipita en el fondo del recipiente con más o menos rapidez. Si no se agita lo suficiente, la mayor parte de la sustancia activa quedará en el fondo del recipiente. Esto hará que la mayoría de los animales reciban una dosis incorrecta, unos de más, y otros de menos. Si se tratan muchos animales de una vez a partir de un sólo envase, conviene agitar el envase durante el tiempo de utilización y no sólo al inicio de su uso.
- **Pesar correctamente los animales:** La dosis correcta de la mayoría de los productos depende del peso del animal. De ordinario, para el tratamiento se suelen agrupar los animales por categorías. Para cada categoría se suele estimar el peso “a ojo”. Muchos ganaderos tienen gran experiencia y suelen estimar los pesos bastante bien. No obstante, se recomienda pesar algunos animales de cada categoría para comprobar que la estimación es correcta.



Foto 40: Se recomienda pesar a algunos animales para comprobar que las estimaciones del peso son correctas.

Anexo IV: Uso estratégico de antihelmínticos.

El uso correcto de los antihelmínticos en el ganado porcino exige también su empleo estratégico. Administrar una vez un producto antihelmíntico a un animal infectado curará probablemente su infección y, si el producto tiene poder residual, le protegerá durante algún tiempo contra una nueva infestación. Pero no tendrá absolutamente ningún efecto sobre la población de vermes en una propiedad, ni en los vermes que ya han infestado a otros animales, ni en los estadios inmaduros que contaminan los pastos. Tratar un lote repetidamente en el momento adecuado puede disminuir sustancialmente la población de parásitos en una parcela particular, lo que reducirá seguidamente la gravedad de las re-infestaciones o la frecuencia de tratamientos necesarios.

El control estratégico consiste precisamente en tratar un grupo particular de animales en momentos precisos de la temporada con vistas a producir el máximo impacto sobre la población global de vermes en la propiedad (p.ej. interrumpir o disminuir su desarrollo, evitar su establecimiento, reducir su transmisión, etc.) o a proteger el ganado más valioso cuando resulta más vulnerable.

- **Tratar preventivamente al ganado joven en su primera temporada de pastoreo**, pues en ese momento son muy vulnerables a las infestaciones con helmintos ya que aún no han desarrollado su propia inmunidad.
- **Usar animales tratados como “aspiradores de gusanos”**, es decir, ocupar una parcela con un grupo de animales adultos previamente tratados con un producto de largo poder residual con vistas a «limpiar» la parcela de vermes. Esos animales ingerirán larvas infectivas que sucumbirán dentro del hospedador y no volverán a reinfestar la parcela. Si esto se hace durante un periodo de tiempo suficiente, la población de parásitos en la parcela se verá reducida y entonces podrá introducirse en el mismo ganado joven susceptible sin necesidad de protegerlo con un antihelmíntico.
- **Proteger un ganado susceptible** (es decir, sin inmunidad adquirida) al trasladarlo de un entorno no infestado a otro infestado. Esto puede provocar brotes repentinos pocas semanas tras la exposición del ganado a los parásitos en el nuevo entorno. Estos brotes repentinos pueden ser dramáticos y causar numerosas muertes. En este caso es muy recomendable el uso de antihelmínticos preventivos –especialmente para el ganado joven– antes de introducir los animales en los pastos infestados.
- **Reducir el uso de antihelmínticos** es algo deseable por varias razones: para reducir costos (coste del producto y mano de obra), para evitar estresar innecesariamente al

ganado con los tratamientos, y también porque el uso excesivo de productos puede acelerar la aparición de resistencias de los vermes a los antihelmínticos.

Manejo integrado de parásitos.

Los mejores resultados se obtienen cuando el uso estratégico de antihelmínticos y las prácticas de manejo que previenen o reducen la infección del ganado se coordinan entre sí para que se refuercen mutuamente. Es lo que habitualmente se denomina manejo integrado de parásitos (MIP, en inglés IPM), en este caso de helmintos. El control estratégico y los programas MIP deben diseñarse a la medida de las características de cada propiedad: especie de ganado (porcino, bovino, mixto, etc.), tipo (lechero, cría, doble propósito, ceba, etc.), extensión, disponibilidad de pastos, condiciones ecológicas y climáticas, especies de gusanos predominantes, etc.

Antihelmínticos veterinarios (endoparasiticidas).

El primer antiparasitario antihelmíntico moderno para bovinos, ovinos y equinos, la fenotiazina, fue descubierto en 1938 por el *US Bureau of Animal Industry*. En los años sucesivos los investigadores han ido descubriendo nuevas sustancias activas con propiedades antihelmínticas mejoradas para el ganado: mayor eficacia, espectro de actividad más amplio, menor toxicidad, residuos menores, etc.

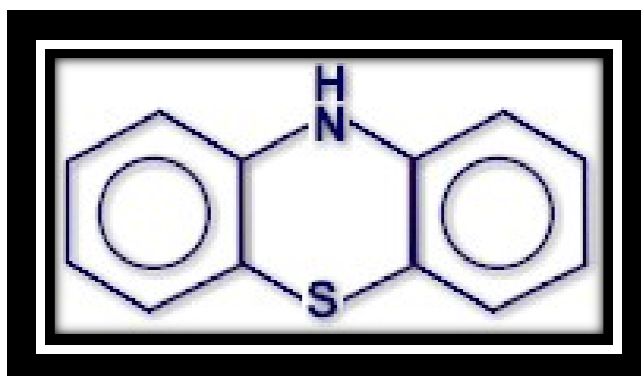


Foto 41: Estructura química de la fenotiazina, el primer antihelmíntico sintético.

Este proceso innovador también ha sido fomentado por el aumento de las exigencias de seguridad y de registro por parte de las autoridades sanitarias, pero también por la aparición de resistencia de algunos helmintos a los compuestos antihelmínticos. Con el tiempo han surgido nuevos compuestos, pero también se han abandonado otros.

Desde el punto de vista práctico, los antihelmínticos se clasifican según el tipo de helmintos contra el que son principalmente activos, y según la clase química a la que

pertenecen. La mayoría de los antihelmínticos son eficaces contra una o más de las tres grandes clases de helmintos parásitos del ganado: los nematodos, los trematodos y los cestodos. Se suele hablar por lo tanto de nematicidas, fasciolicidas o trematodidas, y cestodidas. Pero hay compuestos que son eficaces contra varias clases de helmintos, p.ej. algunos benzimidazoles que son al mismo tiempo nematicidas, fasciolicidas y cestodidas.

Nematicidas.

Hoy en día, los benzimidazoles, las lactonasmacrocíclicas y los imidazotiazoles (levamisol) representan probablemente más del 90% de los antihelmínticos empleados en bovinos, ovinos y porcinos, y son al mismo tiempo los que presentan mayores problemas de resistencia de los helmintos. Por otro lado, el monepantel es el más joven de todos los antihelmínticos, introducido por primera vez a inicios de 2009 para uso en ovinos.

Los principales compuestos o clases químicas nematicidas actualmente disponibles para uso en el ganado son los siguientes:

- Benzimidazoles (albendazol, fenbendazol, etc.).
- Encectocidas (ivermectina, lactonas macrocíclicas).
- Imidazotiazoles (levamisol).
- Monepantel.
- Organofosforados.
- Piperazina.
- Tetrahidropirimidinas (pirantel, morantel).
- Cobre.

Fasciolicidas o trematodidas.

Junto al albendazol, que muestra eficacia fasciolicida además de nematicida, hay también disponibles para bovinos, ovinos y porcinos una serie de fasciolicidas más o menos específicos. Los más importantes son:

- Bitionol sulfóxido.
- Bromofenofos.
- Clorsulón.
- Diamfenetida.
- Salicilanilidas.
- Niclofolán.

- Nitroxinil.
- Organoclorados.
- Triclabendazol.

Muchos de estos medicamentos son altamente eficaces contra las Fasciolas adultas. Pero su eficacia contra los estadios inmaduros, que son también muy dañinos para el ganado, varía considerablemente. Por lo general, la dosis eficaz contra los estadios inmaduros es mayor que la necesaria para controlar los adultos. El problema de algunos compuestos es que a esas dosis elevadas pueden provocar efectos secundarios adversos en el ganado, lo hace que su empleo sea poco aconsejable.

Muchos fasciolicidas tienen poca o ninguna eficacia contra los nematodos o los cestodos, por lo que es frecuente que se emplean en mezclas con algunos de los nematocidas más comunes (benzimidazoles, levamisol, endectocidas, etc.).

Cestodocidas.

Gracias a su excelente eficacia contra los nematodos, los benzimidazoles, albendazoles, fenbendazoles y oxfendazoles son los cestodocidas más ampliamente empleados hoy en día. Otros probenzimidazoles como el febantel y la netobimina son también eficaces contra los cestodos.

Unos pocos compuestos son cestodocidas específicos pero carecen de eficacia contra los nematodos. No obstante, ya que los cestodos son en general menos dañinos que los nematodos o los trematodos, el uso de estos compuestos en la ganadería es más bien escaso. Los más importantes son los siguientes:

- Bitionol
- Niclosamida
- Praziquantel

Tabla 23: antihelmínticos comunes (Elaboración propia)

Antihelmínticos comunes		
	En el pienso	Inyección
Doramectina		✓
Febantel	✓	
Febendazol	✓	
Flubendazol	✓	
Ivermectina	✓	✓
Levamisol		✓
Oxfendazol	✓	
Oxibendazol	✓	
Piperazina	✓	
Tiabendazol	✓	
Tiofanato	✓	

Bibliografía:

- BORCHERT, A. (1964). Parasitología Veterinaria. Editorial Acribia.
- MUIRHEAD MICHAEL, R., Alexander Thomas J. L. (2001). Manejo Sanitario y Tratamiento de las enfermedades del cerdo (referencias para la granja). Editorial Inter-Médica.
- FRONTERA CARRIÓN, E.M., PÉREZ MARTÍN, J.E., ALCAIDE ALONSO, M., REINA ESOJO, D. (2009). Patología Parasitaria en imágenes. Editorial Servet.
- CARTER G.R., WISE D.J., Flores E.F. (2005). Virología Veterinaria. (Disponible en: www.ivis.org).
- ARGIMÓN PALLÁS, J.M., JIMÉNEZ VILLA, J. (1991). Métodos de Investigación Aplicados a la Atención Primaria de la Salud. Editorial Doyma.
- SÁNCHEZ ACEDO, C. (2002). Hidatidosis. Facultad de Veterinaria, Universidad de Zaragoza.
- Identificación de Especies Parásitas. (Disponible en: http://whqlibdoc.who.int/publications/9243544101_%28part2%29.pdf).
- EDISON, A., CARDONA, Z. (2005). Parasitología Practica Veterinaria. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad de Antioquia.
- Parásitos de Interés Médico. Disponible en: <http://212.128.130.23/eduCommons/ciencias-biosanitarias/introduccion-a-la-protozoologia-clinica-ii-filos-apicomplexa-y-microsporidia/contenidos/Unidad%201%20Parasitologia.pdf>

- GARCÍA MÁS, I., MUÑOZ ARAÚJO, B., AGUIRRE INCHAURBE, A., POLO ROLDÁN, I., GARCÍA MORENO, A., REFOYO ROMÁN, P. (2008). Manual de Laboratorio de Parasitología. Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Complutense de Madrid.
- Manual de Utilización Image Pro Plus 5.1. UPNA.
- FRONTERA CARRIÓN, E.M. (2012). Técnicas de Diagnóstico Parasitológico. Departamento de Parasitología, Universidad de Extremadura.
- ANTONIO SÁNCHEZ, J., (2011). Nuevas perspectivas para el control del parasitismo intestinal de caballos en silvopastoreo. Facultad de Veterinaria de Lugo, universidad de Santiago de Compostela.

Bibliografía de internet

- <<http://www.wikipedia.org/>>www.wikipedia.org
- <<http://www.intiasa.es/>>www.intiasa.es
- <<http://www.3tres3.com/>> www.3tre3.com
- <<http://www.cuencarural.com/>>www.cuencarural.com
- <<http://parasitipedia.net>> www.parasitipedia.net
- <<http://www.oie.int/>> www.oie.int
- <<http://www.baycox.es>> www.baycox.es

Artículos y revistas:

- MARCO, E., (1997). Control de las parasitosis en la producción porcina. Mundo Ganadero, 88: 46-52.
- LÁZARO ECHARREN, I., (2004). Coccidiosis porcina, prevalencia en explotaciones de Navarra. Navarra agraria, Septiembre- Octubre 51-56.
- JEFFERS, T.K., (2012). Comparación de la eficacia de un programa anticoccidiótico. Selecciones Avícolas, Abril 13-16.
- FRONTERA CARRIÓN, E.M., BRAVO BARRIGA, D., BLANCO CIUDAD, J., HERRADOR MATEO, P., CALERO BERNAL, R., SERRANO AGUILERA, F.J., PÉREZ MARTÍN, J.E., REINA ESOJO, D., (2012). Las parasitosis porcinas y sus repercusiones económicas. Suis, N°87 Mayo: 18-24.