



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO
INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

**MAESTRÍA EN CIENCIAS ZOOTÉCNICAS Y
SALUD ANIMAL**

TESIS

**“IDENTIFICACIÓN Y PREVALENCIA DE
ENDOPARÁSITOS EN SISTEMAS DE
PRODUCCIÓN CUNÍCOLA, EN LA ZONA
SURESTE DEL ESTADO DE HIDALGO”.**

**Para obtener el grado de
Maestro en Ciencias Zootécnicas y Salud Animal**

PRESENTA

MVZ Erik de Jesús Quintero Sánchez

Director (a)

Dra. Andrea Paloma Zepeda Velázquez

Codirector (a)

Dr. Fabián Ricardo Gómez De Anda

Comité tutorial

Dr. Vicente Vega Sánchez

Dra. Tania Olivia Rojas Campos

Dr. Víctor Johan Osvaldo Acosta Pérez

Ciudad Universitaria, Tulancingo de Bravo, Hidalgo a 23 de mayo de 2025

Asunto: Autorización de impresión

Mtra. Ojuky del Rocío Islas Maldonado
Directora de Administración Escolar de la UAEH

El Comité Tutorial de la TESIS del programa educativo de posgrado titulado "IDENTIFICACIÓN Y PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS EN SISTEMAS DE PRODUCCIÓN CUNÍCOLA, EN LA ZONA SURESTE DEL ESTADO DE HIDALGO", realizado por la (el) sustentante, **Quintero Sánchez Erik de Jesús** con número de cuenta **490059** perteneciente al programa de **Maestría en Ciencias Zootécnicas y Salud Animal**, una vez que ha revisado, analizado y evaluado el documento recepcional de acuerdo a lo estipulado en el artículo 110 del reglamento de estudios de posgrado, tiene bien a extender la presente:

AUTORIZACIÓN DE IMPRESIÓN

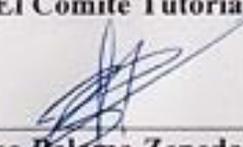
Por lo que la sustentante deberá cumplir los requisitos del Reglamento de Estudios de Posgrado y con lo establecido en el proceso de grado vigente.

Atentamente

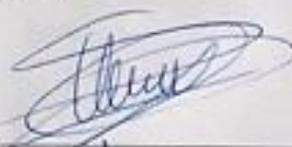
"Amor, Orden y Progreso"

Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero, Hidalgo, a 8 de mayo de 2025

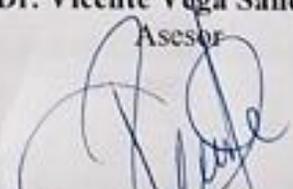
El Comité Tutorial


 Dra. Andrea Paloma Zepeda Velázquez
 Director


 Dr. Fabián Ricardo Gómez De Anda
 Codirector


 Dr. Vicente Vega Sánchez
 Asesor


 Dra. Tania Olivia Rojas Campos
 Asesor


 Dr. Victor Johan Oswaldo Acosta Pérez
 Asesor

Avenida Universidad #133, Col. San Miguel Huatengo,
 Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero, Hidalgo,
 México. C.P. 43775.
 Teléfono: 7717172001 Ext. 42104
 meczysa@uagh.edu.mx

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, quiero dar gracias a Dios, quien ha guiado mis pasos y me ha dado la fortaleza necesaria para superarme, bendiciéndome continuamente y poniendo los medios en este camino, gracias por la vida, por mis padres, hermanos, esposa, hijos, familiares, amigos y compañeros, solamente puedo decir gracias por todo.

También, quiero expresar mi más profundo agradecimiento a mi directora de tesis, Dra. Andrea Paloma Zepeda Velázquez, por su invaluable defensa, apoyo y guía durante este proceso. Su experiencia, paciencia y dedicación han sido fundamentales para el desarrollo de este trabajo. Gracias por creer en mí y por apoyarme a alcanzar esta meta académica, entre luz y tormenta. Su orientación ha sido irremplazable para mí, y estoy profundamente agradecido por todas sus enseñanzas.

Agradezco también sinceramente a mi codirector de tesis, Dr. Fabian Ricardo Gómez De Anda, por confiarme su valiosa amistad, por motivarme continuamente al paso de estos años, por su colaboración y grandes aportes de relevancia en este trabajo. Gracias por su apoyo y ejemplo constante, por estar siempre dispuesto a ofrecerme consejos valiosos que me ayudan a crecer y superarme académica y personalmente.

Agradezco también a los miembros de mi comité de tesis, Dr. Vicente Vega Sánchez, Dra. Tania Olivia Rojas Campos, Dr. Víctor Johan Acosta Pérez, también por sus comentarios constructivos, observaciones y aportaciones a lo largo de este proyecto. Sus sugerencias han enriquecido significativamente el contenido de esta tesis.

A mis padres Federico Quintero Maldonado y Adelina Sánchez Huerta, por haberme brindado la vida, inculcándome la fe en Dios, y valores, gracias por su apoyo.

A mi esposa Areli Trejo Pérez, que está constantemente a mi lado, brindándome apoyo incondicional, luchando hombro con hombro y motivándome en todo momento. Gracias por tu amor, comprensión y por creer en mí, en todo momento.

Quiero agradecer a mis hermanos, Israel Jorge Quintero Sánchez y Adelina Quintero Sánchez, por su apoyo constante. Quienes han jugado un papel importante en mi vida, brindándome ánimo en momentos difíciles y celebrando mis logros con entusiasmo. Por estar presentes.

También quisiera expresar mi sincero agradecimiento a mis suegros Luis y Margarita, a la familia Trejo Pérez, quienes con su constante apoyo y ánimo han sido un pilar fundamental durante el desarrollo de este trabajo. Sus palabras de aliento me brindaron la motivación necesaria para superar los momentos difíciles y continuar con entusiasmo hasta la culminación del proyecto.

A mis amigos, compañeros, estudiantes, quienes compartieron conmigo este camino, aportando sus ideas, tiempo y compañía, haciendo este proceso más llevadero y significativo. Agradezco especialmente a mi amigo Biólogo Oscar Castelán, aprecio las discusiones en donde intercambiamos opiniones y me enseñó a ver las cosas desde diferentes ángulos, aunque pareciera arrogante pero siempre viniendo acompañada de sinceridad y genuino deseo de profundizar en el conocimiento, Dra Iracema, por su amistad y compañía, amabilidad

y empatía, gracias. Al Dr Johan Victor, Dr Fabian Ricardo, gracias por sus consejos, su constante ánimo y apoyo moral, siendo fundamental para este logro.

Finalmente, extendo mi gratitud a todas las personas, productores y organizaciones que de alguna manera contribuyeron al desarrollo de esta investigación, ya sea proporcionando datos, recursos o asesoría técnica. Sin su ayuda, este proyecto no hubiera sido posible.

A todos aquellos miembros de mi comunidad y a todas las personas que, de alguna manera, han influido en mi vida y me han motivado a seguir adelante, mi más sincero agradecimiento.

DEDICATORIA

Dedico esta tesis a mis padres, Federico Quintero Maldonado y Adelina Sánchez Huerta, por el ejemplo de sacrificio, perseverancia y trabajo constante, por confiar en mí y tolerarme incluso en los momentos más difíciles.

A Areli Trejo Pérez, por ser mi apoyo durante el desarrollo de este proyecto, por su paciencia y por creer en mí incluso cuando yo dudaba.

A mis hijos Jesús Emmanuel Quintero Trejo, siempre mostrando interés por lo que hago y buscando maneras de compartir esos momentos juntos, recuerda que siempre estaré aquí para apoyarte en cada paso del camino y Fátima Monserrat Quintero Trejo, que es frágil siendo increíblemente fuerte, siempre estaré ahí para cobijarte cuando haga frío y celebrar cada uno de tus logros.

A mis amigos y colegas Fabian Ricardo, José Luis Martínez, Víctor Manuel Martínez, Raúl Marroquín, Armando Peláez, Vicente Vega, Jesús Vega, Juan Antonio Barrera, José Dávila, Guadalupe Ramírez, Rogelio Ávila, German Peralta, Rocío López, Agustín Castelán, no puedo nombrarlos a todos individualmente, pero agradezco a todos aquellos a quienes me han brindado su apoyo y amistad incondicional durante estos años.

A mis alumnos y alumnas, en esta etapa tan especial que tengan en cuenta que el conocimiento es una puerta abierta hacia sus sueños, y que con perseverancia y pasión pueden alcanzar todo lo que se propongan.

Y, finalmente, dedico este trabajo a todos aquellos que persiguen el conocimiento y el crecimiento personal, con la esperanza de que mi esfuerzo contribuya de alguna manera al avance en nuestra área de estudio.

RESUMEN

En México los sistemas de producción cunícola están enfocados principalmente en la producción de carne blanca. El Estado de Hidalgo ocupa el segundo lugar en producción a nivel nacional, debido a que el conejo (*Oryctolagus cuniculus*) es una especie con alta prolificidad, buena fertilidad, calidad de la carne (funcional, que además de su valor nutricional, ofrece beneficios adicionales para la salud), fácil adaptación a diferentes medios, gestación y lactancia de manera simultánea, corto ciclo reproductivo, ovulación inducida, baja inversión en costos y poco tiempo invertido. En la cunicultura existen sistemas de producción: familiares, semitecnificados y tecnificados, siendo la bioseguridad un punto importante que influye en la producción. Las principales enfermedades parasitarias gastrointestinales que han sido identificadas y reportadas en granjas cunícolas son: coccidiosis, sarcocistosis, fasciolosis, dicroceliosis, teniasis, oxiuriodiosis y la verminosis. No existe información de prevalencias parasitarias en los sistemas de producción cunícola en el sureste de Hidalgo. Por lo que el objetivo de este estudio fue identificar los géneros parasitarios y su prevalencia en diferentes granjas de conejo en la región sureste del Estado de Hidalgo, México. Se colectaron un total de 600 muestras de heces que fueron analizadas y procesadas, mediante la técnica de flotación, sedimentación y Mc Master. Al realizar el estudio coproparasitológico de flotación; se pudo reconocer la presencia de *Eimeria* spp. en 51% (306/600), *Strongyloides* spp. en 13.5% (81/600) y *Fasciola* spp. en 0,83% (5/600); mientras que con la prueba de sedimentación; se pudo reconocer la presencia de *Strongyloides* spp. en 67.17% (403/600), *Eimeria* spp. en 25.67% (154/600), y *Fasciola* spp. 0.66% (4/600). Siendo los géneros identificados *Eimeria* spp., *Strongyloides* spp. y *Fasciola* spp.. Éste último es crucial para la vigilancia epidemiológica, ya que sugiere que hay un ciclo de transmisión activo que podría afectar no solo a los conejos, sino también a los humanos. De esta manera se pudo brindar información que proporcione un panorama de la prevalencia de endoparásitos en la zona sureste del Estado de Hidalgo, para tomar las medidas necesarias para evitar trascendentales pérdidas económicas en los productores y riesgos de salud pública.

ABSTRACT

In Mexico, rabbit production systems are mainly focused on the production of white meat and the state of Hidalgo ranks second in production at the national level, because the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) is a species with high prolificacy, good fertility, among others. In rabbit farming there are production systems: family, semi-technical and technical, with biosecurity being an important point that influences production. The main gastrointestinal parasitic diseases that have been identified and reported in rabbit farms are: coccidiosis, sarcocystosis, fasciolosis, dicroceliosis, taeniasis, oxyurioidosis and verminosis. There is no information on parasitic prevalence in production systems in the southeast of Hidalgo. Therefore, the objective of this study is to identify the parasitic genera and their prevalence in different rabbit farms in the southeast region of the State of Hidalgo, Mexico. A total of 600 stool samples were collected and analyzed and processed. When performing the coproparasitological flotation study; the presence of *Eimeria* spp. was recognized in 306 samples (51.0%), *Strongyloides* spp. in 81 samples (13.5%) and *Fasciola* spp. in 5 samples (0.83%); while with the sedimentation test; the presence of *Strongyloides* spp. was recognized in 403 samples (67.17%), *Eimeria* spp. in 154 samples (25.67%), and *Fasciola* spp. in 4 samples (0.66%). The genera identified so far are *Eimeria* spp, *Strongyloides* spp. and *Fasciola* spp.. The latter is crucial for epidemiological surveillance, as it suggests that there is an active transmission cycle that could affect not only rabbits, but also humans. In this way, information was provided that provides an overview of the prevalence of endoparasites in the southeastern area of the State of Hidalgo, in order to take the necessary measures to avoid significant economic losses for producers and public health risks.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	1
DEDICATORIA	2
RESUMEN	3
ABSTRACT	4
ÍNDICE	5
ÍNDICE DE FIGURAS	7
ÍNDICE DE TABLAS	8
INTRODUCCIÓN	9
ANTECEDENTES	11
El conejo en México	11
La cunicultura en México y su clasificación.....	12
Razas empleadas para la producción de conejo en México.	15
La producción de conejo.....	18
Bioseguridad en la granja cunícola.....	19
MARCO TEÓRICO	21
Parasitosis en la producción cunícola.....	21
Principales protozoarios que afectan a los conejos.....	23
Coccidiosis (<i>Eimeria</i> spp.).....	23
Toxoplasmosis (<i>Toxoplasma gondii</i>).	26
Encefalitozoonosis (<i>Encephalitozoon</i> spp.).	28
Sarcocistosis (<i>Sarcocystis cuniculi</i>).	30
Principales trematodos que afectan a los conejos.	32
Fascioliasis (<i>Fasciola hepatica</i>).....	32
Dicroceliosis (<i>Dicrocoelium</i> spp.).	34
Principales cestodos que afectan a los conejos.....	35
Teniasis (<i>Taenia</i> spp.).....	35
Principales nematodos que afectan a los conejos.....	37
Pasalurosis (<i>Passalurus</i> spp.).	37
Obeliscoidosis (<i>Obeliscoides cuniculi</i>).	39
JUSTIFICACIÓN	40

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	41
HIPÓTESIS NULA	41
HIPÓTESIS ALTERNATIVA	41
OBJETIVOS.....	41
Objetivo general	41
Objetivos específicos.....	41
MATERIALES Y MÉTODOS	42
Área de Estudio y localización de las granjas.	42
Muestras biológicas.	43
Manejo de las muestras.	44
Detección de parásitos.....	45
Técnica de flotación.	45
Técnica de sedimentación.....	45
Análisis estadístico.....	46
Razas.....	50
RESULTADOS.....	50
DISCUSIÓN.....	62
CONCLUSIONES.....	66
LITERATURA CITADA / REFERENCIAS.....	68

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Principales razas utilizadas en la cunicultura actualmente en México Quintero Sa´nchez et al., 2024	17
Figura 2 Principales pa´ses productores de carne de conejo a nivel mundial de acuerdo con la FAOSTAT para el a´no 2023	19
Figura 3 Ciclo de vida de <i>Eimeria stidae</i> Xie et al., 2021	19
Figura 4 Ciclo de vida de <i>Toxoplasma gondii</i> Lilue et al., 2013.....	257
Figura 5 Ciclo de vida de <i>Encephalitozoon cuniculi</i> Jordan et al., 2016.....	27
Figura 6 Ciclo de vida de <i>Sarcocystis</i> spp. Prakas & Butkauskas, 2012.....	30
Figura 7 Ciclo de vida de <i>Fasciola</i> hepática Modificada de Fang et al. 2022	31
Figura 8 Ciclo de vida de <i>Dicrocoelium dendriticum</i> Lucius, 2022.....	334
Figura 9 Ciclo de vida de <i>Taenia pisiformis</i> Modificada de Bowman et al. 2013.	34
Figura 10 Ciclo de vida de <i>Passalurus ambiguus</i> Quintero S.E., 2023.....	368
Figura 11 Ciclo de vida de <i>Obeliscoides cuniculi</i> Quintero S.E., 2023.....	38
Figura 12 Municipios de la zona sureste del Estado de Hidalgo	40
Figura 13 Distribución porcentual de géneros parasitarios identificados mediante la técnica de flotación	42
Figura 14 Distribución porcentual de géneros parasitarios identificados mediante la técnica de sedimentación	52
Figura 15 Imágenes de <i>Eimeria</i> identificadas por sus características morfométricas mediante ImageJ, con medidas referenciales. a) <i>Eimeria stidae</i> , b) <i>Eimeria magna</i> , c) <i>Eimeria coecicola</i> , d) <i>Eimeria media</i> y e) <i>Eimeria intestinalis</i>	54
Figura 16 Imágenes de otros géneros identificadas por sus características morfométricas mediante ImageJ, con medidas referenciales. A. Larva de <i>Strongyloides</i> , B. Huevo con <i>Strongyloides</i> y C. Huevo de <i>Fasciola</i>	¡Error! Marcador no definido.

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Características y la distribución de los diferentes tipos de cunicultores.	12
Tabla 2 Características de los sistemas de producción cunícola en México de acuerdo a actividades y grado de tecnificación, modificado de Olivares et al. (2009).	14
Tabla 3 Endoparásitos y ectoparásitos que pueden ocasionar problemas relacionados con la baja ganancia de peso y producción en los conejos.	22
Tabla 4 Granjas cunícolas de las cuales se obtuvieron las muestras de heces.	50
Tabla 5 Porcentajes de prevalencia parasitaria obtenidas a partir de la técnica de flotación.	51
Tabla 6 Intervalo de Confianza (IC) del 95% de las prevalencias parasitarias obtenidas mediante la técnica de flotación.	52
Tabla 7 Casos positivos y negativos mediante la técnica de flotación con un Intervalo de confianza de 95%.	53
Tabla 8 Interacción parasitaria mediante la técnica de flotación con cálculo del IC del 95%.	53
Tabla 9 Porcentajes de prevalencia parasitaria en las granjas cunícolas mediante la técnica de sedimentación.	53
Tabla 10 Porcentajes de prevalencia parasitaria por genero mediante la técnica de sedimentación con un intervalo de confianza del 95%.	54
Tabla 11 Prevalencia de infecciones por endoparásitos, con un intervalo de confianza del 95% para la proporción de casos positivos y negativos mediante la técnica de sedimentación.	55
Tabla 12 Distribución de géneros parasitarios mediante la técnica de sedimentación con un intervalo de confianza del 95%.	55
Tabla 13 Distribución de niveles de carga mediante la técnica de Mc Master por flotación.	56
Tabla 14 Distribución de niveles de carga mediante la técnica de Mc Master por sedimentación.	56
Tabla 15 Distribución de los niveles de carga de Strongyloides spp. mediante la técnica de flotación.	56
Tabla 16 Distribución de los niveles de carga de Strongyloides spp. mediante la técnica de sedimentación por Mc Master.	57
Tabla 17 Distribución de los niveles de carga de Fasciola spp., mediante la técnica de flotación por Mc Master.	57
Tabla 18 Distribución de los niveles de carga de Fasciola spp., mediante la técnica de sedimentación por Mc Master.	57
Tabla 19 Comparación de prevalencias de géneros parasitarios entre granjas mediante la técnica de flotación.	58
Tabla 20 Comparación de prevalencias de géneros parasitarios entre granjas mediante la técnica de sedimentación.	59
Tabla 21 Comparación por χ^2 , de las prevalencias por géneros parasitarios identificados mediante la técnica de flotación.	59
Tabla 22 Comparación de prevalencias de géneros parasitarios mediante la técnica de sedimentación.	60
Tabla 23 Especies de Eimeria de acuerdo con medidas en micrómetros y sus porcentajes.	60

INTRODUCCIÓN

A lo largo de la historia del hombre, los animales han desempeñado un papel fundamental para el desarrollo de las poblaciones. Durante el periodo geológico del Pleistoceno y Holoceno, se ha considerado la aparición del conejo europeo (*Oryctolagus cuniculus*). Y durante el Epipaleolítico, el Mesolítico y el Neolítico en la Península Ibérica y el suroeste de Francia, los conejos fueron ampliamente empleados. Por otra parte, en México, en la ciudad prehispánica de Teotihuacan (1-550d.C.) durante el periodo clásico (200-600d.C.), en la cuenca de México, existe la idea de reproducción y domesticación, debido a evidencias arqueológicas identificadas en lugares geográficos como Xolalpan (350-550d.C.) de Oztoyahualco (Manzanilla, 2014). Actualmente, las granjas cunícolas se pueden clasificar en pequeñas, medianas y grandes, donde la cunicultura es una actividad de la ganadería que comprende la cría, desarrollo, engorde y reproducción de conejos (*O. cuniculus*), principalmente para la producción de carne blanca para el consumo, pero también para la producción de piel y pelo (Szendro et al., 2012, Vélez et al., 2021). La carne de conejo se considera un alimento funcional, ya que se ha demostrado que es benéfica para la salud humana, debido a su aporte de diversos nutrientes, lo que la hace un alimento que favorece a una buena nutrición, digestión y asimilación, ayudando a la prevención de enfermedades crónico-degenerativas como es la diabetes, hipertensión arterial y obesidad, enfermedades que son actualmente, un problema grave en el sector de salud pública (Dalle & Szendro, 2011; Malavé et al., 2013; SADER, 2016). Algunas ventajas de la crianza del conejo son su alta productividad, ciclo de reproducción corto, intervalo entre partos, rendimiento de la canal (61-64.5%). De acuerdo con la base de datos estadísticos corporativos de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAOSTAT, 2023), los principales países productores de carne de conejo son: China con una producción de 262 235 toneladas (t), República Popular Democrática de Corea con 150,475 t, Egipto con 72 000 t, Francia 22 137 t, la Federación Rusa con 18 380 t, ocupando México el 10° lugar de producción, con el registro de 4 520 t a nivel nacional (FAO, 2025). En México, la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER), ha impulsado a la cunicultura como una alternativa a la escasez de alimentos y para erradicar la pobreza en las zonas rurales (SADER, 2016). Siendo los principales estados con mayor número de unidades de producción el Estado de México con 3 885 unidades que cuentan con 293 332 animales y el Estado de Hidalgo con 1 064 unidades y 274 811 conejos (SADER, 2020). Sin embargo, para que esta actividad sea sostenible, es crucial implementar medidas de bioseguridad efectivas. Desafortunadamente, no todos los productores siguen estas prácticas, lo que puede facilitar la entrada y propagación de enfermedades infecciosas en las

granjas, regiones o incluso a nivel nacional, donde aún no se han reportado brotes. La falta de conocimiento sobre estas medidas de bioseguridad entre los productores es un desafío significativo que debe ser abordado para garantizar la salud de los animales y la seguridad alimentaria (SENASICA,2019).

Existen diferentes agentes patógenos que pueden ocasionar la presentación de diferentes tipos de enfermedades en los conejos, las bacterias, virus, hongos y parásitos que pueden afectar a los conejos al momento de desarrollarse una enfermedad de tipo infecciosa (Rosell & Anadón, 2020). En el caso específico de los parásitos, son agentes que se encuentran presentes en los diferentes tipos de sistemas de producción cunícola, que se pueden clasificar en endoparásitos, ectoparásitos y hemoparásitos, los principales protozoarios que afectan a los conejos son: *Eimeria* spp., *Toxoplasma gondii*, *Encephalitozoon cuniculi*, y *Sarcocystis aucheniae*, los principales trematodos son: *Fasciola hepatica* y *Dicrocoelium* spp., los principales cestodos son: *Taenia pisiformis* y *Taenia serialis* y los principales nematodos son: *Passalurus ambiguus* y *Obeliscoides cuniculi*. Es de importancia mencionar que, en los sistemas de producción cunícolas, se llegan a presentar enfermedades causadas por endoparásitos, las cuales generan: emaciación, pérdida de peso, baja fertilidad, morbilidad y la muerte; ocasionando esto trascendentales pérdidas económicas a los productores. Además, es importante subrayar que algunos parásitos pueden ser zoonóticos poniendo en riesgo la salud pública como *Toxoplasma. gondii*, *Encephalitozoon cuniculi*, *Sarcocystis aucheniae*, *Fasciola hepatica* y *Dicrocoelium* spp.. Por lo que es necesario identificar los diferentes géneros parasitarios y conocer su prevalencia en las granjas cunícolas de la zona sureste del Estado Hidalgo y poder establecer recomendaciones para su control.

ANTECEDENTES

El conejo en México

La domesticación de los primeros animales se presentó durante el periodo geológico del Pleistoceno y Holoceno, en donde se ha registrado la aparición del conejo europeo (*Oryctolagus cuniculus*). Existen evidencias arqueológicas que señalan que, durante el Epipaleolítico, Mesolítico y Neolítico en la Península Ibérica y el suroeste de Francia, los conejos fueron ampliamente explotados (Geiger, Sánchez-Villagra, & Sherratt, 2022; Irving-Pease et al., 2018). La distribución del conejo en diversas regiones de Europa radicó por su importancia, como alimento de alto estatus durante la edad media (Geiger et al., 2022).

Con base a la domesticación y con el transcurso de los años, el conejo fue adquiriendo ciertas modificaciones genéticas que han permitido que actualmente, se pueda realizar una diferenciación morfológica de aquellos conejos que son considerados como silvestres y de los que actualmente son empleados para la reproducción, engorda y en ocasiones empleados como animales de compañía o mascotas (Irving-Pease et al., 2018).

Específicamente en México, en la ciudad prehispánica de Teotihuacan (1-550d.C.) durante el periodo clásico (200-600d.C.), en la cuenca de México, se ha hipotetizado que la presencia del conejo, su reproducción y domesticación, fueron una de las actividades que se llevaban a cabo, debido a la evidencia arqueológica y antropológica identificada en lugares geográficos como Xolalpan (350-550d.C.) de Oztoyahualco, en donde los lepóridos eran conocidos como “cola de algodón” y se cree que se utilizaban principalmente como fuente de alimento, así como para la producción de diversos productos derivados dentro de la zona urbana (Manzanilla, 2014).

La presencia de corrales de piedra volcánica y el sitio identificado para la matanza de conejos en la época de Teotihuacán (200 a.C.-700 d.C.), han sido consideradas como pruebas de la distribución, administración y crianza de lepóridos. En la antigua metrópolis de Teotihuacán, México en áreas específicas relacionadas con el manejo y sacrificio de conejos, se encontró la presencia de restos óseos, tegumento y miembros pélvicos, así como hojas de obsidiana y piedras como la dolomita que posiblemente fueron empleados para el desollamiento de los animales, estos son elementos relacionados que aportan a la presencia del conejo en la época prehispánica (Somerville et al., 2016).

La cunicultura en México y su clasificación

Actualmente, la cunicultura es una actividad de la ganadería que comprende la cría, desarrollo, engorde y reproducción de conejos (*Oryctolagus cuniculus*), de tipo europeo doméstico o del viejo mundo, principalmente para la producción de carne blanca para el consumo, así como la producción de pieles y pelo (SADER, 2016). Las granjas cunícolas se clasifican de forma general en pequeñas, medianas y grandes, teniendo como objetivo común mejorar la producción y engorde de las crías (Szendro et al., 2012). La clasificación de las granjas es dependiente de factores como: el tamaño del inventario de la unidad de producción (registros técnicos, económicos, lotificación de conejos, desecho de vientres no productivos, manejo de excretas y procesamiento de la carne), el porcentaje de mano de obra familiar utilizado en la granja, el uso de instalaciones (tapete sanitario, bodega, báscula, bomba de agua, refrigerador y vehículo), equipo y componentes tecnológicos (Vélez et al., 2021).

Asimismo, la cunicultura en México, ha sido clasificada con base a los productores, basándose en el aspecto social, (**Tabla 1**) (Vélez et al., 2021).

Tabla 1 Características y la distribución de los diferentes tipos de cunicultores.

Tipo de Cunicultor	Promedio de Vientres	% Mano de Obra Familiar	% Uso de Instalaciones, Equipos y Componentes Tecnológicos	% de Granjas (de 155)
Pequeños Cunicultores Familiares	24	91,5%	60%	37%
Medianos Cunicultores Familiares	52	87%	67%	50%
Cunicultores Empresariales	55	60% (40% contratados)	88%	13%

En México, las actividades productivas generalmente se dividen en tres sistemas de producción según el grado de tecnología, inversión, capital utilizado, mano de obra, los diferentes niveles de integración y el enfoque en diferentes mercados. Asimismo, factores como apareamiento de conejas, época de apareamiento, momento de destete, instalaciones, cría, manejo sanitario, condiciones medioambientales, estación, ubicación geográfica, identificación, uso de registros, destino de producción, producción de crías y mortalidad en la engorda, determinan los sistemas de producción, que se pueden dividir en sistemas de traspatio o extensivos, sistemas semitecnificados o semiintensivos y sistemas tecnificados o intensivos (Galán-Caballero et al., 2021; Jiménez-Jiménez et al., 2019; Swarnkar, Khan & Bhatt., 2024).

Los conejos son una especie conocida por su alta capacidad de reproducción, en donde la madurez sexual puede variar con la edad, entre los ciento veinticinco a ciento cincuenta días (Onuoha, 2020), además de ser una especie de facial manejo, en donde las hembras presentan una ovulación inducida y pueden mantener la gestación y la lactancia de forma simultánea, en 31 y 35 días respectivamente (Rebollar et al., 2023). Una hembra puede presentar de ocho a diez partos por año, con un tamaño promedio de la camada de ocho crías, reportándose un porcentaje de sobrevivencia en la lactancia de 89.7% a 94.8%; produciendo hasta veinte veces su peso vivo en kilogramos en canal en un año (Macías-Fonseca et al., 2021; Osechas & Becerra, 2006).

Otras ventajas de la crianza del conejo son: su alta productividad, ciclo de reproducción corto, intervalo entre partos, rendimiento de la canal que va del 61 al 64.5% y producción, (hasta cuarenta crías al año) además de requerir para su producción poco espacio y de una mínima inversión inicial, lo que lo sitúa como el mamífero doméstico con mayor potencial productivo siendo una alternativa importante de fuente de proteína (Olivares et al., 2009; Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural [SADER]., 2016).

En la actualidad, la producción de carne de conejo en el país está caracterizada por ser de “traspatio” (80%) es decir, su producción es mayor para autoconsumo con un nivel de tecnificación bajo con ventas en mercados microregionales o bien, al autoabastecimiento de negocios de comida o para fiestas. Los productores de sistemas semitecnificados (15%) pueden contar o no con un nivel de tecnificación y un número de hembras reproductoras mayor a cincuenta. También existen productores con sistemas de tipo tecnificado (5%), donde el número de hembras reproductoras supera las cien o incluso doscientos y cuentan con control sanitario y reproductivo (Bautista Hernández, Escobar Salazar, & Gómez Soto, 2021). En los sistemas de producción tecnificados que son de tipo industrial a los 4 días posparto se realiza la inseminación artificial o monta natural y el destete de los gazapos a los 25 días de edad, en los sistemas de producción semiintensificados la inseminación artificial o monta natural se lleva a cabo a los 11 días posparto y el destete se realiza en los

gazapos a los 35 días de edad y en los sistemas de producción familiares la monta natural se da de los 18-28 días posparto y el destete de los gazapos se realiza a las 7 u 8 semanas (Rebollar et al., 2009). (**Tabla 2**).

Tabla 2 Características de los sistemas de producción cunícola en México de acuerdo a actividades y grado de tecnificación, modificado de Olivares et al. (2009).

Actividad	Tipo de granja		
	Tecnificada	Semitecnificada	Familiar
Cubrición	Monta natural/ Inseminación artificial	Monta natural	Monta natural
Monta Destete	1-3 días posparto 30 días posparto	12-14 días posparto 35 días posparto	Posdestete 49-56 días Mixta: alimento balanceado, desperdicios de cocina, subproductos agrícolas.
Alimentación	Especializada acorde a cada etapa	Comercial de un tipo	
Manejo sanitario	Desparasitaciones internas y externas	Desparasitaciones internas y externas	No se desparasita
Identificación	Tatuaje y tarjeta de registro	Tatuaje y tarjeta de registro	Sin identificación
Registros	Con registros	Con registros	Sin registros
Destino de la producción	Venta del animal vivo y en canal	Venta del animal vivo y en canal	Principalmente autoconsumo
Producción	55 conejos por año	45 conejos por año	30 conejos por año
Mortalidad en engorda	Menor al 5%	Mayor a 5 y menor de 10%	Mayor al 10%
Tipo de animales	Razas especializadas	Razas diversas	Generalmente cruces de razas
Jaulas	Módulos especializados	Módulos especializados y jaulas tradicionales	Corrales y jaulas improvisadas con diversos materiales

Razas empleadas para la producción de conejo en México.

Con relación a la reproducción y genética se considera el uso de razas puras, algunas de ellas son:

- Nueva Zelanda

Es una raza originaria de Estados Unidos, que tiene un peso que oscila entre los 4-4.5 kg, presenta un cuerpo cilíndrico, con un buen desarrollo en el lomo y la espalda, su cabeza es ancha con los ojos rojos y orejas con puntas redondeadas, el pelo es de tamaño mediano, comúnmente de color blanco, pero existen las variedades negra y roja, las hembras presentan buena fertilidad y producción de leche, es considerada una raza de doble propósito, para carne y piel de excelente calidad (Instituto Nacional de Desarrollo Social, 2019, Lebas et al.,1996, Martínez Castillo, 2019, Trujillo et al.,2023).

- Raza California

Raza originaria de Estados Unidos; originaria de la mezcla de razas como la Chinchilla, ruso y Neozelandés blanco. Es considerada una raza de doble propósito, su peso promedio es de 4.3 kg, es un animal manso, rústico, fuerte y precoz. Presenta un cuerpo cilíndrico con cuello muy corto, ojos son de color rojo pálido, y de orejas erguidas. De pelaje blanco con color en la nariz, orejas, pies, manos y cola (Instituto Nacional de Desarrollo Social, 2019, Lebas et al.,1996, Martínez Castillo, 2019, Trujillo et al.,2023).

- Raza Rex

Esta raza es de origen francés y es considerada de doble propósito, sin embargo, su uso principal es para la producción de piel. Su pelo es corto (no mayor de 13 mm) y suave. Esta raza presenta diversos colores, en el caso del mariposa rex presenta una particularidad, ya que es de color blanco y posee una mancha en forma de mariposa con las alas abiertas en la nariz, además de otras manchas alrededor de los ojos y en el cuerpo del mismo color, que pueden ser azules, grises, negras, de color chocolate entre otras. Asimismo, tienen una raya en el dorso que inicia detrás de las orejas hasta la punta de la cola y presenta un peso promedio de 3.2 kg (Instituto Nacional de Desarrollo Social, 2019, Lebas et al.,1996, Martínez Castillo, 2019, Trujillo et al.,2023).

- Raza Chinchilla

Originaria de Francia, que fue obtenida a partir de cruces del conejo ruso, azul de Beveren y campesino francés. Se caracteriza por poseer un cuerpo corto y fino, de pelo blanco, gris azulado y negro en las puntas, que presenta una semejanza con el roedor chinchilla (*Chinchilla lanigera*). Ésta está especializada en producción de piel, presenta alta fertilidad y adaptación a diferentes climas (Instituto Nacional de Desarrollo Social, 2019, Lebas et al.,1996, Martínez Castillo, 2019, Trujillo et al.,2023).

- Raza Belier

Es una raza originaria de Inglaterra, que puede presentar variedades francesas, holandesa y suiza; se caracteriza por no ser una raza muy precoz y tener una baja fertilidad. Presenta orejas muy grandes, que pueden alcanzar una longitud máxima de 30 centímetros (cm). Los colores primarios de la capa pueden ser: blanco, gris, negro y mariposa, su fin zootécnico principal es como mascota, en especial las razas enanas (Instituto Nacional de Desarrollo Social, 2019, Lebas et al.,1996, Martínez Castillo, 2019, Trujillo et al.,2023).

Específicamente para el caso de México, estas razas (**Figura 1**), también pueden ser empleadas para realizarse diversos cruces con base a datos relacionados con el registro de sementales, evaluación de sementales, selección de vientres y sementales, método reproductivo, monta libre, controlada, diagnóstico de gestación (Instituto Nacional de Desarrollo Social, 2019, Lebas et al.,1996, Martínez Castillo, 2019, Trujillo et al.,2023).



Nueva Zelanda
Oryctolagus cuniculi



Rex
Oryctolagus cuniculi



**California o Ruso
Grande**
Oryctolagus cuniculi



Chinchilla
Oryctolagus cuniculi



Holandés
Oryctolagus cuniculi



Belier
Oryctolagus cuniculi



Gigante de Flandes
Oryctolagus cuniculi

Figura 1. Principales razas utilizadas en la cunicultura actualmente en México (Quintero Sánchez et al., 2024).

La producción de conejo.

La carne de conejo se considera un alimento funcional, ya que se ha demostrado que es benéfica para la salud humana, este tipo de carne aporta nutrientes vitales como el zinc, hierro, selenio, calcio, fósforo, magnesio, cobalto, potasio, vitamina B, vitamina E, ácidos grasos omega 3, lo que favorece a que sea nutritiva y magra, lo que facilita su digestión y que sea bien asimilada (Dalle & Szendro, 2011; Li et al., 2018, Nistor et al., 2013). Otras de las razones, por las cuales se considera la carne de conejo un alimento funcional, es por su alto nivel de proteína (21.5 ± 1.4 g/100 g de carne), siendo esencial para el mantenimiento de la salud general, así como el bajo contenido de grasa (3.4 g/100 g de carne), sodio (50-90 mg/100 gr de carne), ácido úrico (0/100 gr de carne) y bajo contenido de sodio (37 mg/100 gr de carne), que se ha demostrado con base en reportes científicos ayudan a la prevención de enfermedades crónico degenerativas como es la diabetes, hipertensión arterial y obesidad, enfermedades que son actualmente, un problema grave en el sector de salud pública (Dalle & Szendro, 2011; Malavé et al., 2013; SADER, 2016).

De acuerdo con la FAO (2025), los principales países productores de carne de conejo son: China que ha reportado una producción de 262 235 toneladas (t), República Popular Democrática de Corea que produjo un total de 150 475 t, Egipto con 72 000 t, Francia 22 137, la Federación Rusa con una producción de 18 380 t, Benin 13 093, Ucrania produjo 8 400 t Argelia con 8 236 t, mientras que Sierra Leona produjo 8 017 y finalmente (**Figura 2**), México ocupando el 10° lugar de producción, registro 4 520 t a nivel nacional (FAO, 2025).

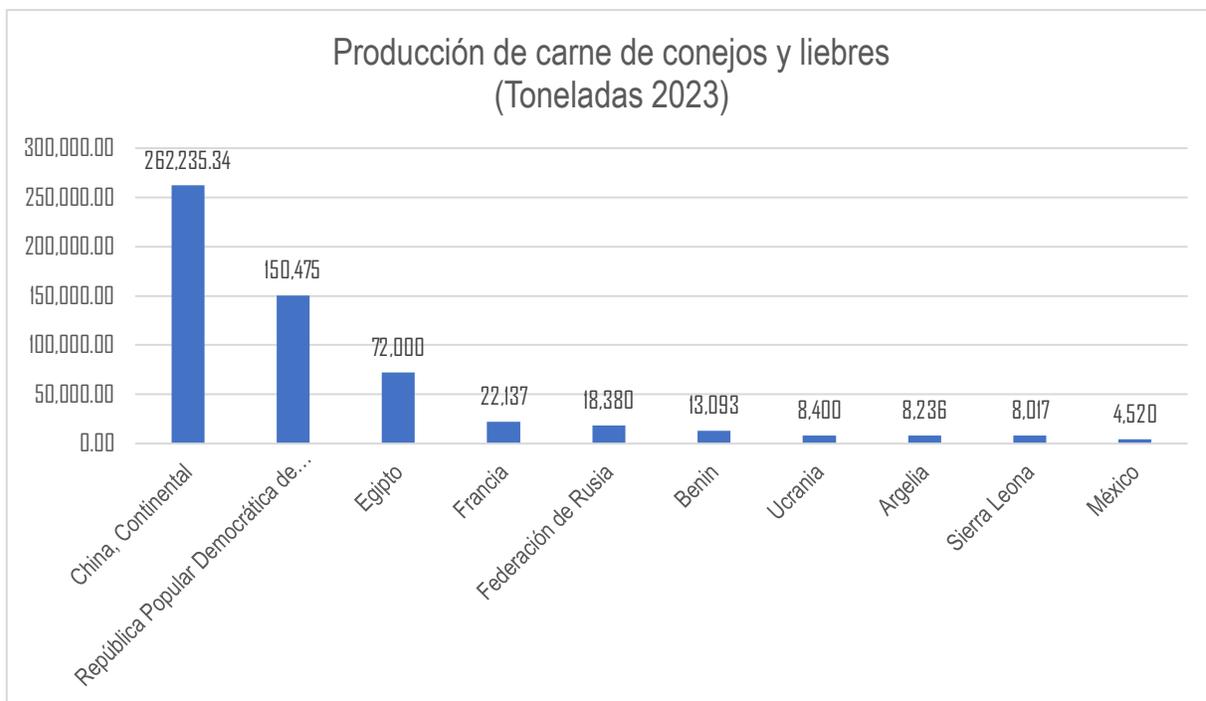


Figura 2 Principales países productores de carne de conejo a nivel mundial de acuerdo con la FAOSTAT para el año 2023.

En México, la SADER (2016), impulsó la cunicultura para erradicar la pobreza como alternativa ante la escasez de alimentos y las insuficientes oportunidades de empleo en las zonas rurales, con 11 560 unidades productivas (UP), que contaron con 1 108 350 conejos. Los principales estados con mayor número de unidades de producción son el Estado de México con 3 885 unidades que cuentan con 293 332 animales y el Estado de Hidalgo con 1 064 unidades y 274 811 conejos (SENASICA, 2020).

Bioseguridad en la granja cunícola.

La bioseguridad hace referencia a aquellas prácticas llevadas a cabo para prevenir la entrada o eventual salida y propagación de enfermedades por agentes infecciosos a una granja, región o país, en el que aún no se ha originado la infección, cuyo objetivo principal es proteger la salud de los animales (Huber et al., 2022).

Las ventajas de la bioseguridad son: la prevención de la entrada y propagación de enfermedades infecciosas en las explotaciones ganaderas, reducción del riesgo de transmisión de enfermedades zoonóticas, reducción de los costos asociados con el tratamiento de enfermedades y mortalidad de animales, mejora la calidad de los productos animales, mejora de la eficiencia productiva y mejora de la imagen y

reputación de las unidades de producción (Huneau-Salaün et al., 2021; Manuja et al., 2014; Huneau-Salaün et al., 2015).

Algunas medidas de bioseguridad que se emplean en la cunicultura mexicana, incluyen el uso de: **a)** bardas perimetrales que brindan protección contra fauna silvestre, fauna doméstica y personas ajenas a la unidad de producción, pueden ser de diferentes materiales como rejas, alambrado, cercas de alambre, etc.; **b)** bitácora de registro de visitas, control de acceso de personal y vehículos a la producción; **c)** instalaciones de vestidores para cambio de ropa e higiene de los operarios (incluido jabón, papel higiénico, toallas para manos y desinfectantes autorizados para la higiene personal); **d)** utilización de indumentaria adecuada; **e)** tapete sanitario para la desinfección del calzado, colocado a la entrada de la unidad cunícola; **f)** químicos y soluciones que permitan la desinfección de manos, limpieza de equipos e instalaciones, incluyendo maquinaria, utensilios, implementos, medios de transporte internos y externos, depósitos de agua e instalaciones en general; **g)** elementos químicos que permitan el control de vectores como moscas y roedores; **h)** instalaciones para establecer medidas de cuarentena y aislamiento de animales enfermos o sospechosos de estarlo, uso de desinfectantes seguros y eficaces, implementación de programas de limpieza y desinfección, utilización de jaulas adecuadas evitando la propagación de enfermedades; **i)** empleo de vacunas y medicamentos preventivos; **j)** prácticas de eliminación de estiércol y de mortalidad en la granja; **k)** almacenamiento de alimento y agua; y **l)** la capacitación de personal en medidas de bioseguridad (Huneau-Salaün et al., 2021; Indrawan et al., 2020; Kylie et al., 2017; Manuja et al., 2014; Huneau-Salaün et al., 2015; SENASICA, 2019).

Las desventajas de la bioseguridad incluyen: costos adicionales asociados con la implementación de bioseguridad, compra de desinfectantes y equipos de limpieza y capacitación del personal, sin embargo, estas se ven opacadas por las ventajas obtenidas de su implementación (Huneau-Salaün et al., 2021).

Un estudio sobre bioseguridad en granjas de conejos en Ontario, Canadá, realizado por Kylie y colaboradores en 2017, reveló diferencias significativas entre las prácticas de bioseguridad en granjas pequeñas y grandes. En las granjas pequeñas, se observó una menor frecuencia en el lavado de manos al salir de las instalaciones y en la limpieza y desinfección de comederos y bebederos, en comparación con las granjas más grandes. Además, se encontró que en las producciones pequeñas se utiliza más heno en la alimentación de los conejos. Un aspecto preocupante fue que muchos productores desconocían algunas medidas básicas de bioseguridad. También se destacó que todos los productores visitaban otras producciones, incluidos sitios donde criaban otros animales, en el mismo día que entraban a sus granjas de conejos, lo que podría aumentar el riesgo de transmisión de enfermedades. Este estudio subraya la importancia de mejorar la conciencia sobre la bioseguridad en las granjas de conejos,

especialmente en las producciones más pequeñas, para reducir el riesgo de enfermedades y mejorar la salud general de los animales. Las visitas que se llegan a tener entre productores son pocas en el 71% de las granjas, aunque suelen ser de otras granjas incluso de conejos, sin un procedimiento específico para la entrada. La cuarentena de animales nuevos introducidos en las granjas fue en un 55% del total de las granjas. El 50% de los productores eliminan los cadáveres mediante el compostaje y limpian las jaulas de manera irregular y el 71% de las granjas dependía de la presión negativa para la ventilación de la granja.

MARCO TEÓRICO

Parasitosis en la producción cunícola.

Existen diferentes agentes patógenos que pueden ocasionar la presentación de distintos tipos de enfermedades en los conejos, las bacterias, virus, hongos y parásitos, que pueden afectar a los conejos al momento de desarrollarse una enfermedad de tipo infecciosa (Martínez et al., 2010). En el caso específico de los parásitos, estos son agentes que se encuentran presentes de manera frecuente en los diferentes sistemas de producción cunícola, su presencia se puede asociar a diferentes factores intrínsecos de la producción del conejo como es la cecotrofia, hacinamiento, así como las instalaciones y bioseguridad que se mantenga durante la estadía del conejo en los corrales (Elshahawy & Elgoniemy, 2018). La presentación de enfermedades parasitarias, se hacen evidentes de forma general cuando ocurren cambios de comportamiento, signología clínica, morbilidad y mortalidad en los animales que se encuentran afectados, repercutiendo de manera económica a los productores (Arias-Hernández et al., 2019; Hallal-Calleros et al., 2016; Pérez, 2010).

Se define como parásito a un organismo o microorganismo que vive en calidad de hospedador a expensas del hospedero en el que se establece, mientras que el término parasitosis se define como la enfermedad que causa el parásito. La clasificación de los parásitos puede ser enfocada a diferentes circunstancias propias de los parásitos, una de ellas es la clasificación con base a la clase, identificándose tres tipos: protozoos, helmintos y ectoparásitos. Otra clasificación más generalizada de las parasitosis se basa en su localización anatómica como los endoparásitos (parásitos que se encuentran dentro del hospedero) y los ectoparásitos (parásitos que se adaptan a vivir sobre la superficie del hospedero) (Prus & Duda, 2021)(**Tabla 3**).

La importancia de los endoparásitos, radica principalmente en su localización en el tracto gastrointestinal, por la alteración en el metabolismo y absorción de nutrientes y

lesiones al endotelio que afectan la salud y el bienestar de los animales (Elshahawy & Elgoniemy, 2018). La presentación de algunos de estos endoparásitos, no solo son patógenos para los conejos, ya que su capacidad patogénica y virulencia de los géneros identificados, pueden ser potencialmente zoonóticos (Dawod et al., 2022; Hajipour & Zavarshani, 2020; Watsop et al., 2022).

Tabla 3 Endoparásitos y ectoparásitos que pueden ocasionar problemas relacionados con la baja ganancia de peso y producción en los conejos.

Género y Especie	Nombre de la Enfermedad	Tipo de Parásito	Autor
<i>Calliphora vomitoria</i>	Miasis por mosca azul	Mosca azul (Ectoparásito)	Turner et al., 2018.
<i>Dermacentor</i> spp.	Tularemia	Garrapata dura (Ectoparásito)	Hajipour et al., 2020.
<i>Eimeria</i> spp.	Coccidiosis	Protozoo (Endoparásito)	Bhat et al., 1996.
<i>Encephalitozoon cuniculi</i>	Encefalitozoonosis	Microsporidio (Endoparásito)	Bolaños-Aguilar et al., 2019.
<i>Haemaphysalis</i> spp.	Tularemia	Garrapata dura (Ectoparásito)	Hajipour et al., 2020.
<i>Passalurus ambiguus</i>	Passalurosis	Nematodo (Endoparásito)	Yevstafieva et al., 2022.
<i>Psoroptes cuniculi</i>	Sarna de las orejas	Ácaro sarcoptoideo (Ectoparásito)	Sheinberg et al., 2017.

Género y Especie	Nombre de la Enfermedad	Tipo de Parásito	Autor
<i>Sarcoptes ciniculi</i>	Sarna en conejos	Ácaro sarcoptoideo (Ectoparásito)	Arlian & Morgan, 2017.
<i>Spilopsyllus cuniculi</i>	Dermatitis por pulga	Pulga de conejo (Ectoparásito)	Frank et al., 2013.
<i>Taenia pisiformis</i>	Teniasis	Cestodo (Endoparásito)	Gonzales et al., 2016.
<i>Toxoplasma gondii</i>	Toxoplasmosis	Protozoo (Endoparásito)	Attias et al., 2020.

Principales protozoarios que afectan a los conejos.

Los protozoos son células eucariotas simples, que tienen características del reino animal, su nombre proviene del griego proto: primero y zoo: animal, esto indica que son los seres más antiguos de las primeras células animales. Su capacidad de enquistarse les permite resistir a condiciones adversas. Los protozoarios generan infecciones crónicas, debido a que han desarrollado formas de evadir los mecanismos de respuesta inmune innata de los hospederos. Además, los protozoarios intracelulares resisten a la acción lítica de las enzimas lisosomales y de los metabolitos tóxicos; además interfieren en las rutas de señalización que generan la activación celular, que es el proceso mediante el cual una célula responde a señales externas (Álvarez, 2017; Pérez, 2010).

Coccidiosis (*Eimeria* spp.).

Una de las enfermedades digestivas parasitarias más frecuentes en todo tipo de conejos a nivel mundial, es la enfermedad conocida como coccidiosis, que pertenece a la familia Eimeriidae y genera morbilidad y mortalidad, ocasionada por pérdida de peso, baja de consumo de alimento, disminución en el rendimiento de la canal, bajo

índice de conversión alimenticia y predisposición a otras enfermedades ocasionadas por agentes patógenos oportunistas, gracias a la inmunosupresión originada por la enfermedad (Blake et al., 2020; Pérez, 2010).

Las coccidias miden en promedio entre 14.45 y 36.8 μm , dependiendo de la especie de coccidia y pueden presentar colores en la pared de los oocistos como: color amarillento, verde amarillento, púrpura, café verdoso, verdoso, rosa claro y marrón amarillento, estos colores pueden variar debido a una combinación de factores, incluyendo la especie, el estado de maduración, los métodos de coloración y la influencia del huésped y su entorno. Algunas coccidias presentan micropilo (estrechamiento anterior, por donde eclosiona el ooquiste), por ejemplo: *Eimeria piriformis*, *Eimeria coecicola*, *Eimeria flavescens*, *Eimeria intestinalis*, *Eimeria media* y *Eimeria magna* (El-Shahawi et al., 2012).

La coccidiosis afecta de manera importante la producción y se ha reportado a nivel mundial, afectando a diferentes tipos de conejos y generando graves pérdidas económicas. Conejos de 1 a 3 meses de edad son más susceptibles a la enfermedad, debido al estrés post destete, presentando la enfermedad de forma aguda; conejos adultos pueden ser portadores asintomáticos y desarrollar de forma crónica una tolerancia de la enfermedad que se presenta de forma subclínica, los animales afectados presentan disminución de: consumo de pienso, crecimiento, índice de conversión y peso (Dawod et al., 2022; Pérez, 2010; Watsop et al., 2022).

La coccidiosis hepática en los conejos es causada por *Eimeria stiedae*, que se presenta comúnmente en unidades de producción familiar, en contraste se encuentra con poca frecuencia en granjas de gran escala. *Eimeria stiedae* causa daño en el hígado y afecta la digestibilidad de las grasas; los conejos que son afectados por la coccidiosis hepática muestran una conducta apática, anorexia, meteorismo, polidipsia, pérdida de condición corporal, ascitis y pelo hirsuto, repercutiendo en el desarrollo del conejo (Pérez, 2010).

En el ciclo de vida de *Eimeria stiedae* (**Figura 3**), los oquistes salen en las heces y esporulan en el medio externo con la temperatura (25°C), oxígeno y humedad (73.5%) necesarios, influyendo si son favorables en el tiempo de esporulación, posteriormente es contaminado el alimento, agua u otro objeto, los conejos ingieren los ooquistes y en el duodeno (pH 8-8.2) liberan los esporozoitos, por el cambio de pH, que penetran en el epitelio intestinal o enterocitos y viajan a través del sistema sanguíneo por vena porta al hígado, donde se transformarán en trofozoítos y se establecerán a nivel del epitelio de los conductos biliares. Mediante una enzima llamada L-fucosa, los trofozoítos penetran a las células epiteliales del hígado, en donde comienzan la reproducción asexual y los parásitos se transforman en esquizontes, que romperán la

célula, los valores de alanin aminotransferasa aumentan, favoreciendo la reacción inflamatoria con generación de radicales libres y peroxidación lipídica. Los merozoitos liberados son llamados esquizontes de primera generación y van a invadir nuevamente las células para formar la segunda generación, pudiendo suceder un tercer ciclo de eventos. Los esquizontes posteriormente pasan a una etapa de reproducción sexual, formándose microgametos (machos) y macrogametos (hembras), que generarán nuevos ooquistes que serán excretados al exterior por medio de las heces (Pérez, 2010, Karden, 2015).

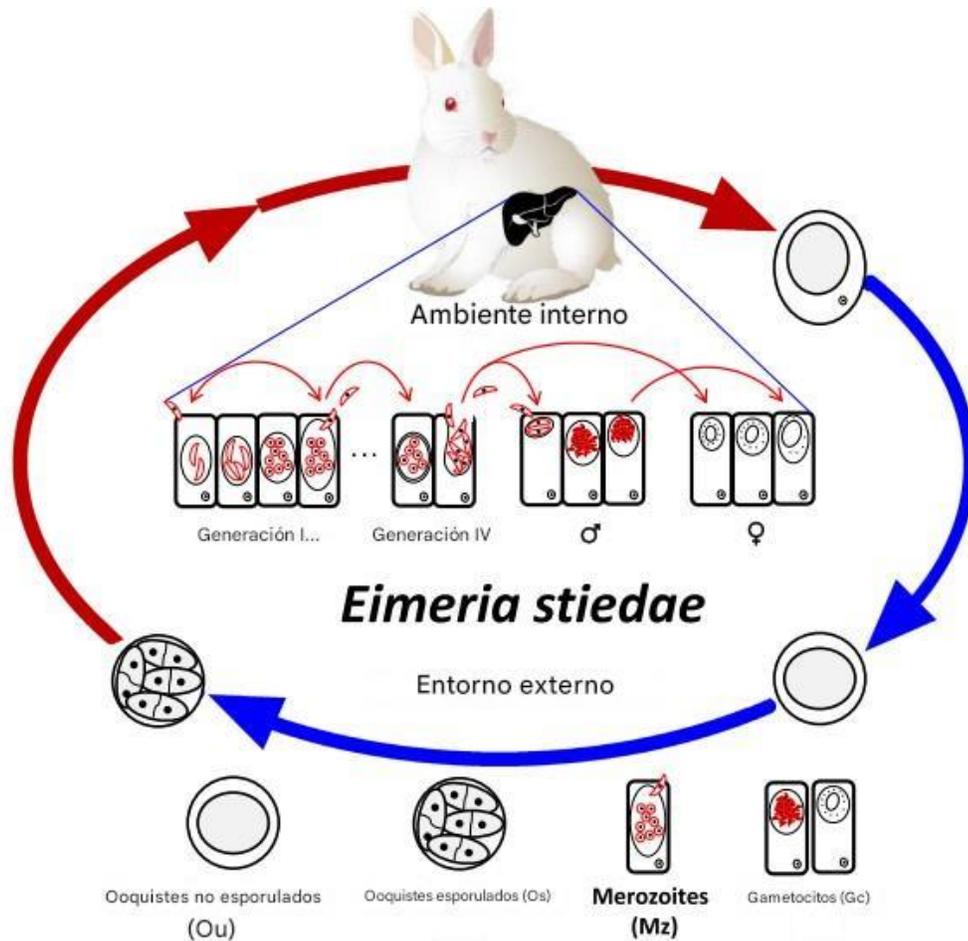


Figura 3 Ciclo de vida de *Eimeria stiedae* (modificado a partir de Xie et al., 2021).

En el caso de las coccidias que generan un daño a nivel intestinal a diferencia de *Eimeria stiedae* que tiene predisposición hepática, los esporozoitos se introducen a las células entéricas y aquí se desarrolla el ciclo completo del parásito (El-Shahawi et al., 2012).

La coccidiosis es una enfermedad causada por *Eimeria* spp., en conejos, influenciada tanto por el complejo ciclo de vida del parásito como por factores ambientales y del hospedador (Xie et al., 2021). Los estudios de prevalencia proporcionan datos cruciales para comprender la dinámica de la infección y diseñar estrategias de control eficaces. Hay varios informes sobre prevalencias de *Eimeria* spp. en conejos en diferentes partes del mundo, siendo las prevalencias más bajas las reportadas hasta ahora del 21.8% por Motamedi y colaboradores en Irán y 20% reportada por Li y colaboradores (2018) en China, y las prevalencias más altas reportadas por Shola y colaboradores (2019) del 78.5% en Nigeria, Elhendy, et al. (2018) del 84% en Egipto, seguido de Okumu et al. (2014) con el 85% en Kenia y en Costa de Marfil con el 100% (Dakouri et al., 2020). Estas diferencias entre las prevalencias reportadas pueden deberse al tipo de sistemas de producción, medidas de bioseguridad, alimentación, como cantidad de animales en la producción.

Toxoplasmosis (*Toxoplasma gondii*).

Toxoplasma gondii, es un parásito protozoario intracelular obligado zoonótico universal común, que pertenece a la familia Sarcocystidae, cosmopolita y prevalente tanto en animales mamíferos, aves y humanos. Tiene forma alargada y un típico complejo apical donde se encuentran estructuras y orgánulos como el conoide, micronemas y opción rh, con un diámetro de 400 micrometros (μm) y una longitud de 250 μm (Attias et al., 2020). Presenta una alta morbilidad y tiene la capacidad de infectar a casi todos los mamíferos, incluyendo los conejos que son hospederos intermediarios, los cuales comúnmente no manifiesta ningún signo clínico (De Lima et al., 2016; Irvine et al., 2016; Turlewicz-Podbielska et al., 2023; Wang et al., 2018).

La transmisión de *Toxoplasma gondii*, ocurre a través del agua y alimento contaminado con ooquistes, procedentes de las heces de gato que es el hospedero definitivo y que comúnmente se presenta en aquellas producciones donde los gatos deambulan continuamente o se suministra heno contaminado con sus heces; *Toxoplasma gondii* también se puede transmitir a través de la placenta de las hembras preñadas a los conejos (Turlewicz-Podbielska et al., 2023; Wang et al., 2018).

Toxoplasma gondii, infecta a aves, mamíferos terrestres o acuáticos, que serán hospederos intermediarios, en donde se presentarán estados asexuales. La etapa sexual se verá sólo en miembros de la familia Felidae, donde se encuentra el gato doméstico, que son los hospederos definitivos (Robert-Gangneux & Dardé, 2012).

El ciclo de vida de *Toxoplasma gondii*, ocurre cuando la presa que captura y consume el gato doméstico, contienen quistes tisulares, en el estómago y el intestino la pared del quiste se digiere y se liberan los bradizoítos, que invaden las células epiteliales del

intestino. En los enterocitos los bradizoítos se dividen por esquizogonia dando lugar a los merozoítos que se diferencian en microgamontes (parte masculina), que son precursores de microgametos y macrogametos (parte femenina), al juntarse estos elementos ocurre la fecundación y da lugar a un ooquiste no esporulado que es inmóvil y relativamente grandes (10–12 μm) el cual se elimina con las heces del gato, en donde ocurre la esporulación y genera dos esporocistos con cuatro esporozoítos cada uno, que son los elementos infectantes para los hospederos intermedios, repitiéndose nuevamente el ciclo (Attias et al., 2020) (**Figura 4**).

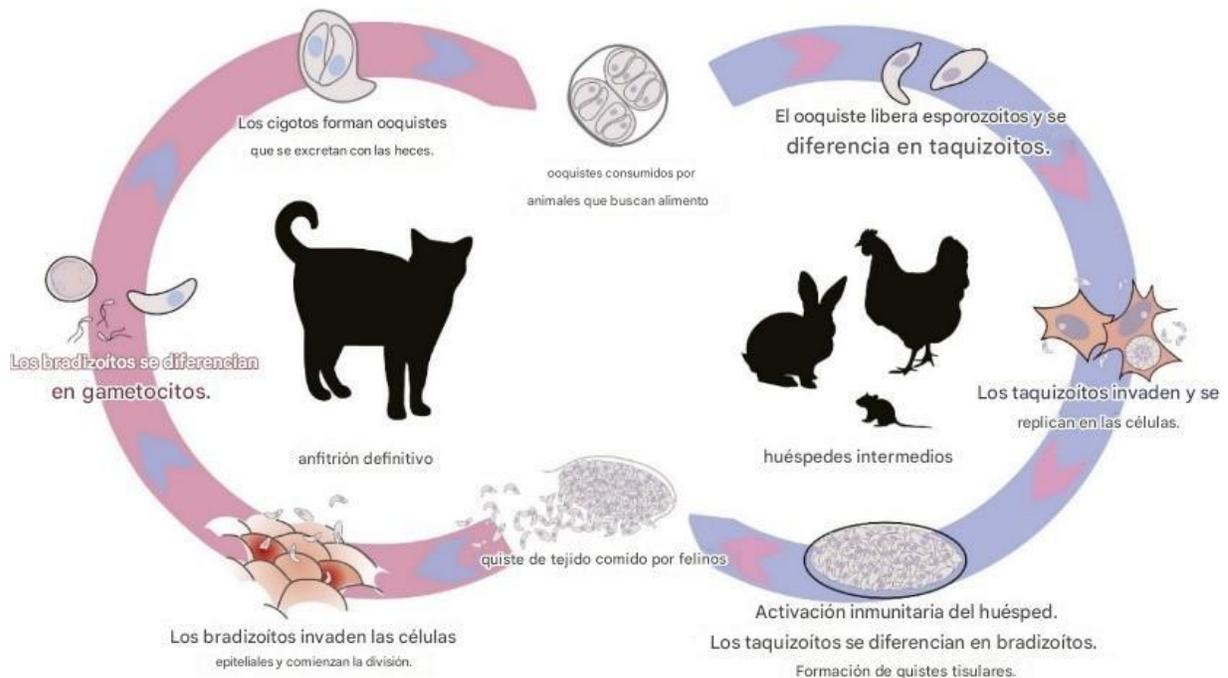


Figura 4 Ciclo de vida de *Toxoplasma gondii* (Modificado de Lilue et al., 2013).

En el conejo, la forma aguda de la enfermedad se manifiesta con anorexia, fiebre, letargo, diarrea, ataxia o parálisis posterior hasta convulsiones generalizadas y la muerte una semana después de que aparecen los signos. En la forma crónica, la enfermedad persiste por más tiempo y puede presentarse emaciación que termina en parálisis posterior y muerte, sin presentar lesiones macroscópicas (De Lima et al., 2016; Mäkitaipale et al., 2022; Wozniak-Biel & Podolak, 2020). En Egipto han sido reportadas altas prevalencias de *Toxoplasma gondii* en conejos que van del 26.7% al 37.5% respectivamente, mientras que en México la prevalencia reportada ha sido del 16.3% de acuerdo con Almeria y colaboradores (2021).

La zoonosis por *Toxoplasma gondii* ocurre al consumir carne cruda o poco cocida con presencia de quistes tisulares o por consumo de verduras, frutas, aguas contaminadas

con ooquistes, transfusión sanguínea, o congénitamente y suele darse una respuesta inmunocompetente de manera asintomática; pero la infección es un riesgo si se da durante la gestación ocasionando en el feto el desarrollo de anomalías e incluso la muerte (Attias et al., 2020; Mäkitaipale et al., 2022; Turlewicz-Podbielska et al., 2023; Wang et al., 2018; Wozniak-Biel & Podolak, 2020).

Encefalitozoonosis (*Encephalitozoon* spp.).

Es un parásito unicelular obligado y formador de esporas, que pertenece al Phylum Microsporidia, a la familia de los esporozoarios Encephalitozoonidae, *Encephalitozoon cuniculi*, tiene forma de media luna (Magalhães et al., 2022; Sokolova et al., 2019). La encefalitozoonosis es una enfermedad con una distribución mundial que puede afectar a los conejos y a otros mamíferos como los roedores, herbívoros, carnívoros, primates, aves y humanos (Rodríguez-Tovar et al., 2016).

Los conejos infectados eliminan esporas maduras de forma ovalada o piriforme con un tamaño de 1-4 µm de longitud, por vía transplacentaria, orina y heces que constan de una capa externa llamada exospora y una capa interna más gruesa llamada endospora, seguida de una membrana plasmática que rodea el contenido de la espora. Los componentes de la espora mediante los cuales se identifican los microsporidios son el filamento o túbulo polar, el disco de anclaje, el polaroplasto laminar y el polaroplasto tubular. En el centro de la espora se encuentra el núcleo o diplocarion, rodeado por un filamento polar enrollado, localizado en un citoplasma densamente poblado de ribosomas. Además de estos componentes, también hay una vacuola posterior, que generalmente contiene un material floculento (Han et al., 2020). El contagio se origina por la ingestión de agua y alimento contaminado con las esporas infecciosas, así como por vía transplacentaria y durante la lactancia. La espora madura consta de una capa externa llamada exospora y una capa interna más gruesa llamada endospora, seguida de una membrana plasmática que rodea el contenido de la espora. Los componentes de la espora mediante los cuales se identifican los microsporidios son el filamento o túbulo polar, el disco de anclaje, el polaroplasto laminar y el polaroplasto tubular. En el centro de la espora se encuentra el núcleo o diplocarion, rodeado por un filamento polar enrollado, localizado en un citoplasma densamente poblado de ribosomas. Además de estos componentes, también hay una vacuola posterior, que generalmente contiene un material floculento (Doboşi et al., 2022, Latney et al., 2014).

Las esporas pueden sobrevivir en el medio ambiente en condiciones favorables incluso durante 3 meses, el ciclo de vida ocurre cuando los conejos consumen las esporas, que infectan mediante el esporoplasma a los enterocitos, ya dentro de las células hay proliferación y multiplicación a través de la merogonia (fisión binaria o múltiple), después los merones experimentan la esporogonia creando esporones que se

diferenciarán a esporoblastos y finalmente a esporas maduras, cuando las esporas aumentan en número y llenan por completo el citoplasma de la célula hospedera, la membrana celular se rompe y se liberan las esporas que posiblemente a través de las placas de Peyer o de los nódulos linfáticos interepiteliales, se diseminan al torrente sanguíneo o al sistema linfático, alcanzando el cerebro, los riñones, el hígado y otros órganos (Rodríguez-Tovar et al., 2016) (**Figura 5**). En conejos cuando la infección se encuentra intrauterina las esporas de *Encephalitozoon cuniculi* se diseminan y desarrollan cataratas, uveítis e hipopión. La infección generalmente cursa de manera asintomática, pero puede ocasionar insuficiencia renal crónica con nefritis intersticial crónica granulomatosa y fibrosis, desencadenando poliuria, polidipsia, deshidratación, inapetencia y pérdida de peso. El parásito también se puede alojar en músculo y cuando afecta al sistema nervioso central ocasiona la formación de granulomas y fibrosis, cuadros nerviosos, incoordinación motora, paraplejia, balanceo longitudinal, opistótonos, temblores, convulsiones, nistagmos, torticollis, ascitis y parálisis (Doboși et al., 2022; Künzel et al., 2008; Mäkitaipale et al., 2022; Rodríguez et al., 2011; Rodríguez-Tovar et al., 2016; Santaniello et al., 2021; Wang et al., 2018; Weiss et al., 1994).

Existen diversos reportes de prevalencias serológicas de *Encephalitozoon cuniculi* de Hein del 96% en Alemania en 2014, de Dobosi del 39.2% en Rumania en 2024, de Okewole 16.5% en Nigeria en 2008, de Ashmawy y colaboradores del 15%, 66.7% y 7.6% en Egipto, de Wang y colaboradores del 19.4% en China, de Maestrini y colaboradores del 71.9% en Italia en 2017, de 36.2% Neumayerová y colaboradores en República Checa y Eslovaquia en 2014.

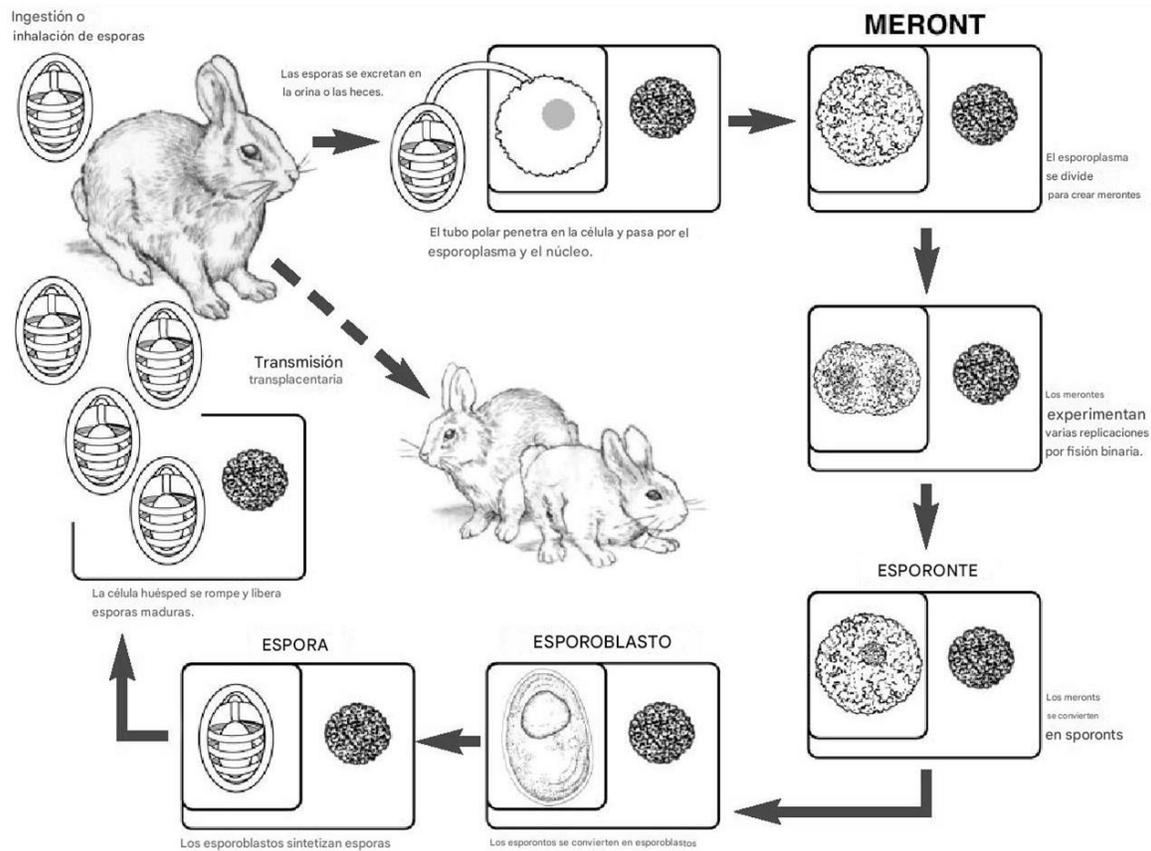


Figura 5 Ciclo de vida de *E. cuniculi* (Modificado de Jordan et al., 2016).

Sarcocistosis (*Sarcocystis cuniculi*).

Sarcocystis spp., es un parásito protozoario intracelular apicomplejo ubicuo, que al género *Sarcocystis*, de la familia *Sarcocystidae*, de distribución cosmopolita, que infecta hasta 130 especies de animales domésticos y silvestres (Crum & Prestwood, 1977). Se ha identificado dos especies de *Sarcocystis* spp. en los conejos *Sarcocystis cuniculi* en conejos domésticos (*Oryctolagus* spp.) y *Sarcocystis leporum* en conejos silvestres de rabo blanco (*Sylvilagus* spp.). Su ciclo de vida requiere de dos hospederos, un intermediario herbívoro y un hospedero definitivo carnívoro que es el gato (Fayer & Kradel, 1977). La reproducción sexual (gametogonía y fertilización) se presenta en el epitelio intestinal del hospedero definitivo, los ooquistes esporulados se eliminan en las heces y posteriormente van a ser ingeridos por el hospedero intermediario en alimentos contaminados donde el esporozoito invade la mucosa intestinal y se da la reproducción asexual en el epitelio intestinal, generando esquizontes que contienen merozoitos (**Figura 6**). Los merozoitos ingresan a la sangre y se propagan en el tejido muscular, en las miofibrillas formando sarcoquistes tres meses después de la ingestión, los sarcoquistes pueden medir de 3 a 10 milímetros (mm) de largo y de 1 a 7 mm de ancho, se dividirán y madurarán en bradizoitos en el

músculo, se pueden encontrar en el esófago, diafragma, muslo, lomo y el músculo de la pared torácica; el ciclo se completa cuando el hospedero definitivo come la carne que contiene los sarcocistes (Crum & Prestwood, 1977; Dubey et al., 2015; Irvine et al., 2016).

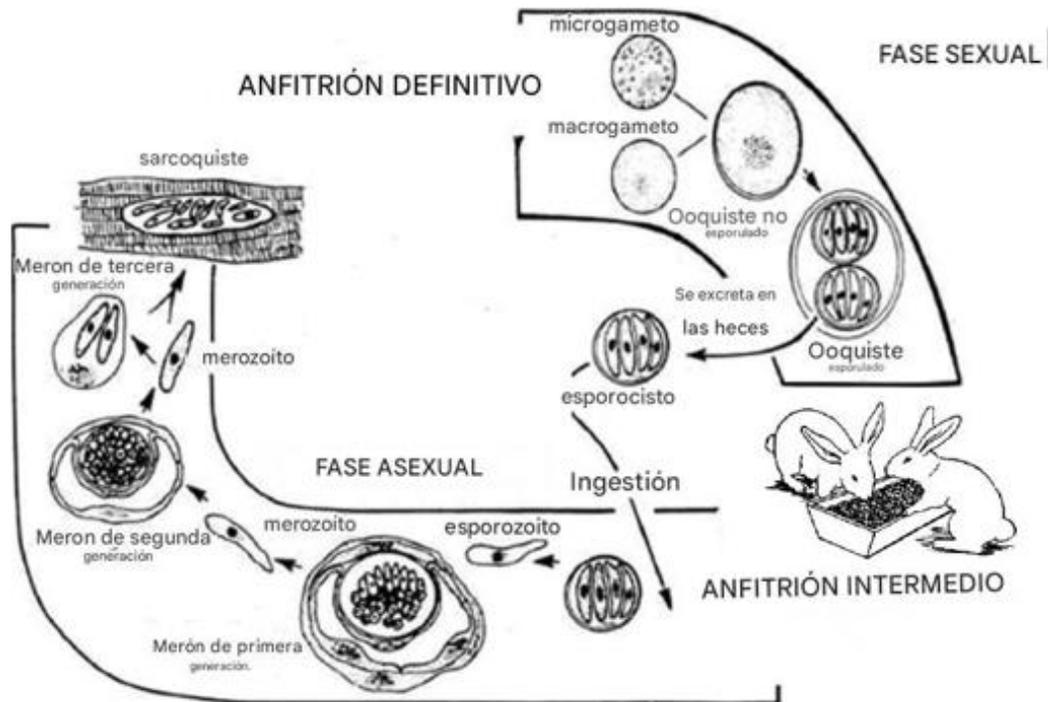


Figura 6 Ciclo de vida de *Sarcocystis* spp. (Modificado de Prakas & Butkauskas, 2012)

En el caso de que se presente una Sarcocistiosis aguda se puede causar una encefalitis, inflamación de la médula espinal, diátesis hemorrágica, muerte fetal, parto prematuro y abortos en animales gestantes. En casos crónicos ocasionan cambios en el comportamiento, conduce a una disminución de peso y cantidad de pelo (Stojecki et al., 2012). Hay reportes de prevalencia del 11% de *Sarcocystis* spp. en el sureste de Estados Unidos por Andrews (1980).

Principales trematodos que afectan a los conejos.

Fascioliasis (*Fasciola hepatica*).

Es un parásito helminto trematodo importante en los animales domésticos que pertenece a la familia Fasciolidae, que ocasiona la enfermedad conocida como fascioliasis de tipo zoonótica, que es transmitida por los alimentos contaminados (Lalor et al., 2021; Iturbe & Pareja, 2011). *Fasciola hepatica* mide de ~4 cm de largo y ~1.5 cm de ancho, son hermafroditas y, por tanto, capaces de auto fecundarse; sin embargo, la fertilización cruzada entre dos trematodos adultos es la forma más común. Los trematodos pueden vivir durante décadas dentro del hospedero y producir hasta 25 000 huevos por día por trematodo (Lalor et al., 2021). Los huevos de *Fasciola* spp. consisten en un óvulo fertilizado con células vitelinas rodeadas por una cubierta proteica, están operculados y miden entre 130 y 150 µm de largo y entre 63 y 90 µm de ancho con un color amarillo característico (Hussein et al., 2010).

La fase adulta tiene un cuerpo ancho y aplanado dorso ventralmente de forma foliácea, color café, rosa o gris cuando se lo expone al formol; se encuentra recubierto por espinas alrededor de su cuerpo, conformado de dos ventosas continuas, una ventral y otra oral y en su extremo craneal una estructura cónica (boca), por debajo del poro ventral encontramos al poro genital, posee una bolsa de órganos reproductores en su interior, en los que se encuentran dos testículos y un ovario (López-Villacís et al., 2017).

El parásito se localiza en los conductos biliares; los adultos son planos, de color parduzco y presentan forma de hoja, miden de 1 a 2.5 cm. En el ciclo de vida, los adultos liberan los huevos que son operculados y ovalados de color marrón amarillento que se dirigen al intestino mediante el conducto biliar y son eliminados en las heces. Posteriormente los huevos se convierten en miracidios en el agua y penetran en el caracol (*Lymnaeidae* spp.) que es hospedero intermedio que brinda el refugio necesario para la proliferación de las larvas, en dicho caracol se desarrollan los esporocistos, redias y cercarias, después emergen las cercarias con cola sin bifurcar que escapan nadando hacia la hierba y pierden la cola para transformarse en metacercarias en el exterior siendo esta la etapa infectiva, después de la ingestión por el hospedero mamífero, las metacercarias salen de los quistes mediante los jugos gástricos y el estadio juvenil penetra por la pared intestinal y entra a la cavidad peritoneal, posteriormente los trematodos penetran al parénquima hepático los conductos biliares, donde se desarrollan hasta convertirse en adultos, los trematodos son hermafroditas y después de diez a doce semanas de la infección comienzan a

poner huevos, completándose el ciclo de vida (**Figura 7**) (Aksoy *et al.*, 2005; Casanueva *et al.*, 2001; Fang *et al.*, 2022; Nazarbeigy *et al.*, 2021; Stuen & Ersdal., 2022).

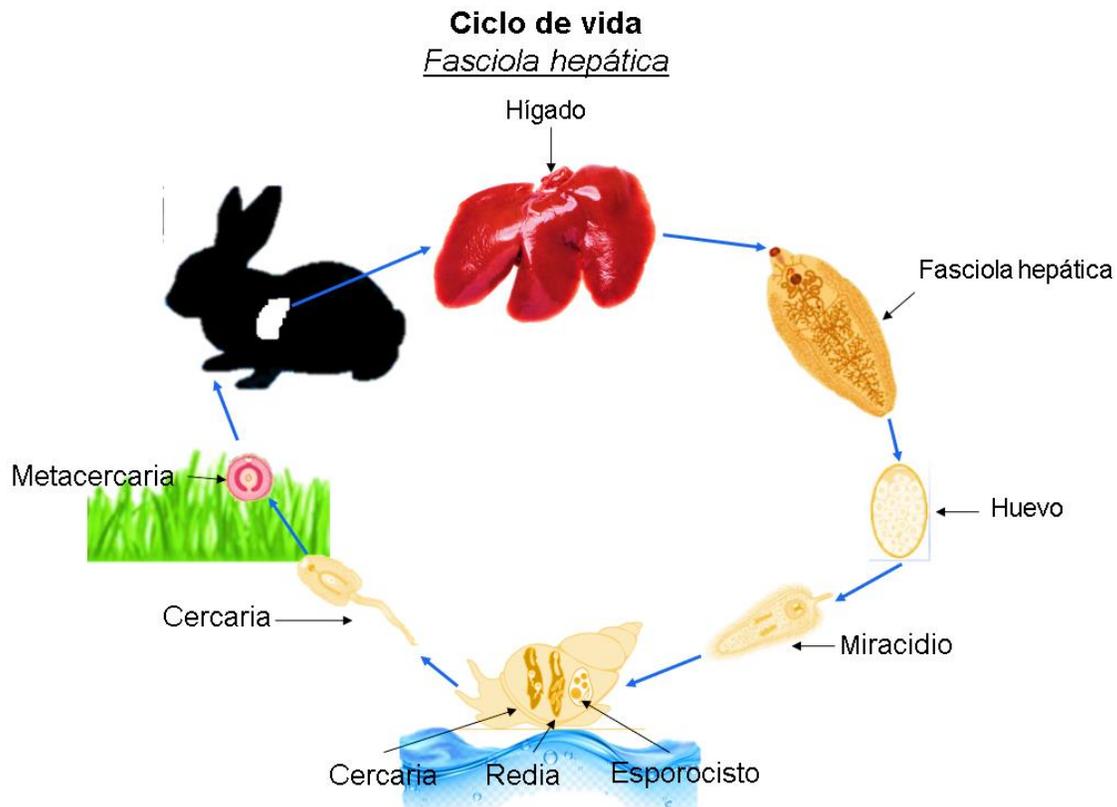


Figura 7 Ciclo de vida de *Fasciola hepática* Modificada de Fang *et al.* (2022).

En estudios sobre la prevalencia de *Fasciola hepática* en conejos, se han reportado variaciones significativas en diferentes regiones. Por ejemplo, en el este de Escocia, Boag (1985) encontró una prevalencia del 0.1% en conejos, mientras que, en Chile, Apt *et al.* (1993) reportaron una prevalencia del 6.1% en conejos silvestres. En Perú, Meneses (1955) realizó un estudio parasitológico en granjas locales, donde la prevalencia de *Fasciola* spp. fue del 5.4% en una muestra de 500 conejos. Estos hallazgos destacan la importancia de considerar factores geográficos y ambientales en la distribución de esta parasitosis en conejos.

Dicroceliosis (*Dicrocoelium* spp.).

Es un parásito helminto que pertenece a la familia Dicrocoeliidae que puede parasitar a conejos, liebres, vacas, ovejas u otros animales herbívoros, así como el humano, este parásito comúnmente llamado “platija de lanceta”, es de distribución cosmopolita y origina trastornos hepáticos crónicos (Otranto & Traversa., 2002).

Dicrocoelium dendriticum, es otro parásito que presenta un cuerpo con forma de lanceta, de 8 a 14 mm de largo, 2 a 3 mm de ancho, ligeramente transparente abigarrado, de varios colores, con un útero negro y yema blanca visible a simple vista caracterizado por un cuerpo en forma de lanceta. Los huevos tienen un tamaño de 35 a 45 μm x 22 a 30 μm , de color marrón, con una tapa ovalada (Otranto & Traversa., 2002).

En el ciclo de vida, el parásito adulto se localiza en los conductos biliares del hígado del hospedero definitivo (**Figura 8**), los huevos son eliminados por las heces y al ser ingeridos por el primer hospedero intermediario que es el caracol terrestre (*Helix aspersa*), los esporocistos se desarrollan dentro del caracol hasta cercarias y salen del caracol por medio de las secreciones mucosas, el moco va a ser ingerido por hormigas que son el segundo hospedero intermediario al madurar la cercaria produce un efecto paralizador en la hormiga situación que favorecerá que la hormiga sea ingerida por el hospedero definitivo. En el hospedero definitivo ocasiona dilatación y engrosamiento de los canalículos y conductos biliares, lo que favorecerá colangitis crónica y cirrosis hepática (Nazarbeigy et al., 2021; Tarry, 1969; Van et al., 2017).

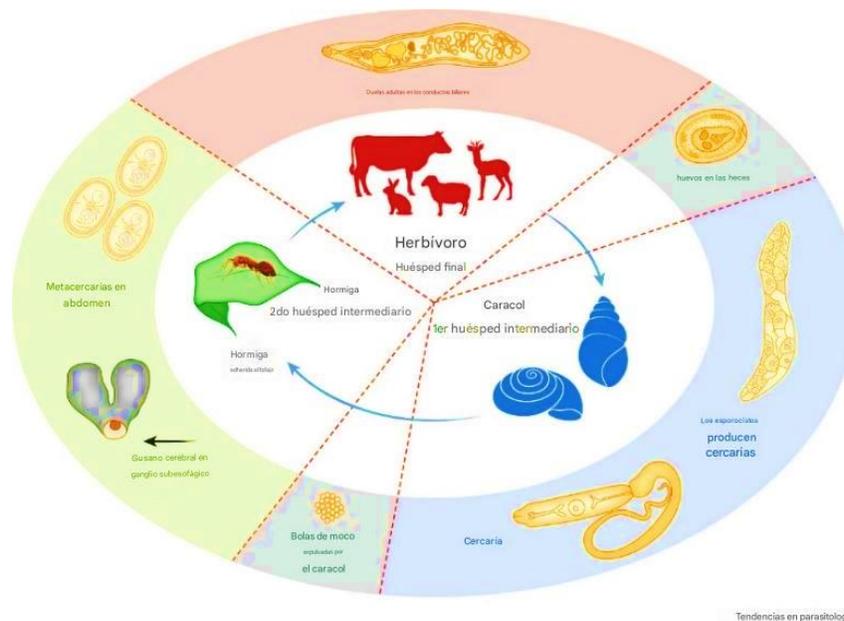


Figura 8 Ciclo de vida de *Dicrocoelium dendriticum* (Modificado de Lucius, 2022). Se identifica en color rojo el estadio que infecta al conejo.

Principales cestodos que afectan a los conejos.

Teniasis (*Taenia* spp.).

Es un parásito heteroxeno perteneciente al phylum Plathelminthes y se encuentra dentro de la familia Taeniidae, que está ampliamente distribuido en todo el mundo. Los adultos se encuentran en el intestino delgado de los cánidos y raramente de los félicos, mientras que el estadio larvario (llamado cisticerco) se encuentra en la serosa de la cavidad corporal y las vísceras de lagomorfos y roedores, causando una infección llamada cisticercosis. Generalmente, la cisticercosis no da lugar a signos clínicamente relevantes en lagomorfos, aunque se observó una pérdida de prolificidad en conejo (Stancampiano et al., 2019; Wang et al., 2020).

Taenia pisiformis es un parásito de distribución mundial, que pertenece a la familia Taeniidae y posee un ciclo de vida indirecto que infecta al conejo y a otros hospederos (Nabil, 2020), (**Figura 9**), *Taenia pisiformis* presenta medidas aproximadamente de 50 cm de longitud, aunque puede alcanzar los 2 metros, el escólex tiene una doble fila de 34 a 48 ganchos y los proglótidos miden de 8-10 × 4-5 mm. El ciclo de vida del parásito se da a partir de la ingestión de los proglótidos, que se encuentran en el alimento o agua contaminada por heces de zorros, perros y gatos que porten el parásito como hospederos definitivos. Los proglótidos viajan a través del tracto gastrointestinal del conejo siendo el hospedero intermediario, en donde eclosionan y las larvas migran a hígado, mesenterio, pulmones, peritoneo, cavidad torácica y región pélvica, en donde forman quistes de forma globular y ovalada que tienen un tamaño de 5 a 7 × 5 a 12 mm, a veces por el número de quistes presentes hay restricción del movimiento en estos órganos. El ciclo se completa cuando el hospedero definitivo ingiere al conejo infectado, en donde se ha desarrollado la etapa adulta del parásito (Arias-Hernández et al., 2019; Hallal-Calleros et al., 2016; Samorek-Pieróg et al., 2021).

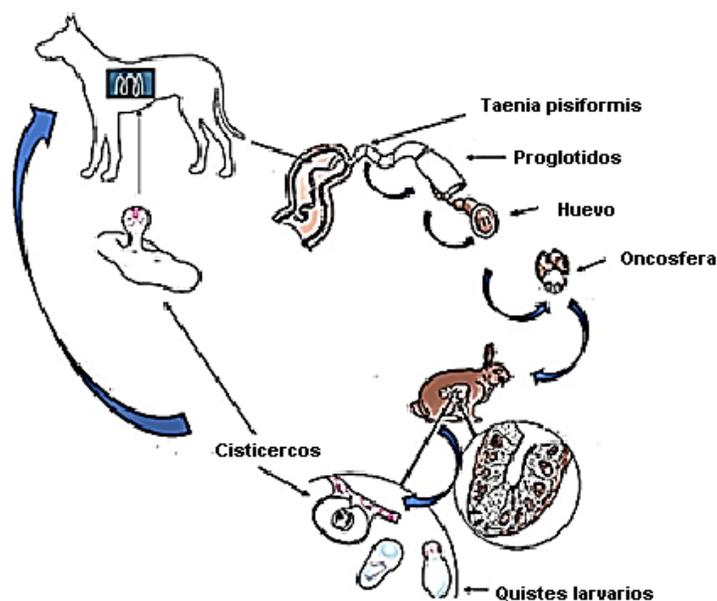


Figura 9 Ciclo de vida de *Taenia pisiformis*. (Modificada de Bowman et al., 2013).

Previamente antes de observar signos en los conejos infectados, estos disminuyen el tiempo de acicalamiento y aumentan el tiempo de reposo, si es alta la infestación disminuyen el consumo de alimento y por lo tanto tienen pérdida de peso. Algunos signos que se pueden observar en los conejos infectados son presencia de diarrea, distensión, dolor abdominal, sangre, presencia de moco en las heces, que son indicativos de la enfermedad, aunque el diagnóstico sólo se puede confirmar a través del hallazgo físico del parásito (Betancourt-Alonso et al., 2011).

Se ha observado que la cisticercosis causada por *Taenia pisiformis* en los conejos, puede generar una alteración de los parámetros conductuales y productivos, reduciendo la actividad locomotora, exploratoria (42%), y reproductiva, donde los conejos se acicalan menos y acuden con menor frecuencia al comedero y al bebedero. Dicha cisticercosis puede generar en el hígado granulomas y lesiones y reducir la prolificidad hasta en un 40% siendo un parásito asociado al sexo; donde se ha observado mayor susceptibilidad en la hembra (80%) en comparación con los machos (40%). En conejos infectados se ha observado una ganancia menor de 120 gr (50%) en comparación con un grupo control durante las semanas de engorda 6, 7 y 8. También Arias Hernández et al., 2020, ha observado que en conejas infectadas con huevos de *Taenia pisiformis* experimentalmente, hay una mayor concentración de progesterona durante la gestación y esto disminuye el número de crías nacidas vivas a la mitad en comparación con el grupo de conejas no infectadas, así como al destete. En el 100% de los conejos infectados con *Taenia pisiformis* se ha observado presencia

de 4 hasta 22 metacestodos. Todo lo anterior indica que *Taenia pisiformis* altera las características metabólicas en los conejos como cambios hematológicos, perfil lipídico, niveles de cortisol, parámetros hepáticos, peso y distribución de grasa, repercutiendo en la producción y el bienestar (Domínguez-Roldan et al., 2018; Hallal-Calleros et al., 2016).

Taenia serialis es un parásito que pertenece a la familia *Taeniidae*, con un ciclo de vida que se da a partir de la ingestión de los proglótidos, que se encuentran en el alimento o agua contaminada por heces de perros, gatos, zorros, lobos, coyotes, que portan el parásito como hospedero definitivo en el intestino. Los proglótidos viajan a través del tracto gastrointestinal del conejo siendo el hospedero intermediario, en donde eclosionan y las larvas migran a tejido muscular, cuello, dorso, pecho, peritoneo, medula espinal, cerebro, ojos, y corazón, en donde forman los cisticercos o cenuros en su interior los cuales contienen un solo escólex, en la mayoría de los casos en el tejido muscular - subcutáneo se desarrollan los cenuros como vesículas transparentes de dimensiones variables (2 a 15 cm de diámetro). El ciclo se completa cuando el hospedero definitivo ingiere al conejo infectado, en donde se ha desarrollado la etapa adulta del parásito (González-Herrera et al., 2011; Hallal-Calleros et al., 2016; Samorek-Pieróg et al., 2021). Se ha reportado una prevalencia del 8% de *Taenia pisiformis* por Keith en 1985.

Principales nematodos que afectan a los conejos

Pasalurosis (*Passalurus* spp.).

La verminosis es una enfermedad parasitaria causada por helmintos que es frecuente en los conejos, es causada por un pequeño nemátodo oxiúrido que pertenece a la familia Oxiuridea (*Passalurus ambiguus*), además es catalogado como un parásito cosmopolita. Los machos miden de 4-5 mm y las hembras de 9-11 mm. Éste parásito se localiza en el ciego y colón, siendo el nemátodo más importante por su prevalencia mayor al 50% de acuerdo con Yevstafieva et al., 2022, y afecciones. La enfermedad se trasmite a partir de la ingestión de huevos en el alimento contaminado o a través de la cecotofía (autoinfección) (**Figura 10**). Los conejos arrojan huevos embrionados en las heces infecciosas cada huevo con una larva que se desarrolla hasta la etapa larva tres. Los huevos tienen forma ovoide de color marrón claro y doble pared delgada asimétrica, lisa y plana en un lado. Dichos huevos tienen un tamaño de 95–103 × 43 µm y un conector polar en un extremo. De los parásitos helmintos, es la especie que más probabilidades tiene de adaptarse a las granjas de producción intensiva, debido

a que las larvas no abandonan el huevo hasta que este es ingerido por el hospedero. Los conejos se infectan al ingerir los huevos, comúnmente al acicalarse, comer sus heces o a través del alimento y el agua contaminada. Los oxiuros adultos parasitan el ciego y el colon. Las hembras colocan los huevos en el perineo del conejo, donde en ocasiones se pegan los huevos. El periodo de incubación suele ser de 18 días. Por las características morfológicas de los huevos de *Passalurus ambiguus*, se han distinguido cuatro etapas de desarrollo. Una vez ingeridos los huevos eclosionan en ciego y se encriptan en la mucosa y en la pared intestinal hasta llegar a larvas III en el interior, cuando pasan a larva IV salen de la luz intestinal donde se desarrollará la fase adulta. La temperatura óptima que permite el desarrollo de larvas invasoras en los huevos de *Passalurus ambiguus* es de 35 a 36 °C. Por otra parte, la irritación que las larvas generan en la mucosa intestinal vuelve vulnerable al conejo a otras infecciones concomitantes por otros parásitos (*Eimeria* spp., *Cryptosporidium* spp.) o bacterias (*Escherichia coli*) (Rinaldi et al., 2007; Sioutas et al., 2021; Yevstafieva et al., 2022).

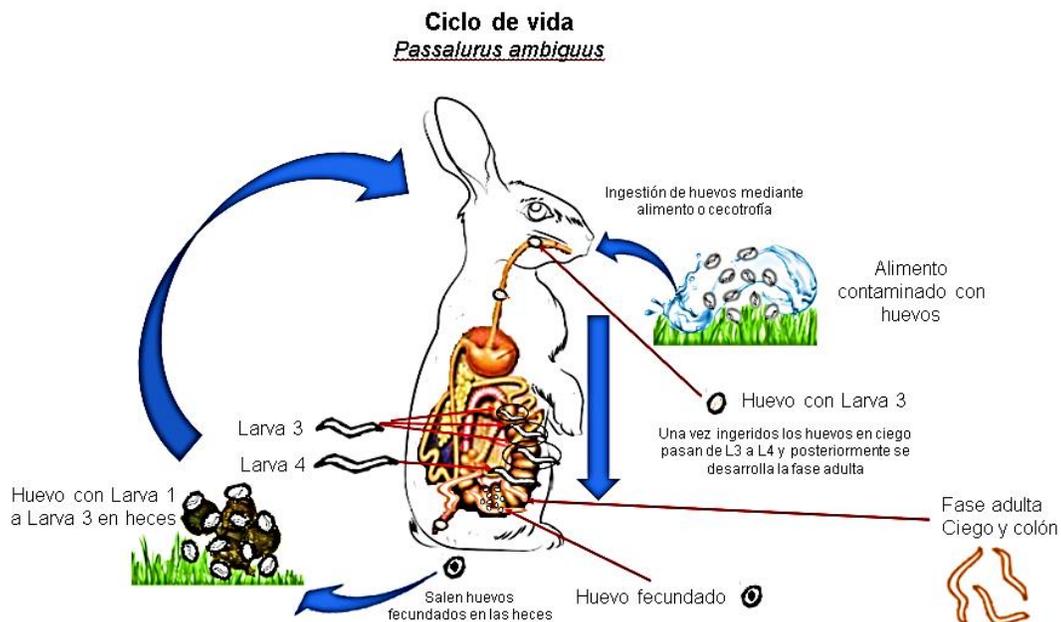


Figura 10 Ciclo de vida de *Passalurus ambiguus* (Quintero Sánchez, 2024).

El extremo anterior la hembra adulta de *Passalurus ambiguus* tiene lateralmente alas cervicales y la forma característica del esófago con un gran bulbo posterior, cola extremadamente alargada y estriaciones cuticulares. Todo el macho de *Passalurus ambiguus* muestra el mismo carácter esofágico además del extremo posterior enrollado marcado con espícula corta que sobresale en forma de látigo, alas caudales pequeñas sostenidas por papilas y espícula única (Sultan et al., 2015).

En referencia a la signología de la oxiuridosis esta es poco específica y depende del número de parásitos presentes, principalmente en conejos jóvenes se puede observar, disminución del rendimiento, inclusive reproductivo en hembras. En infecciones intensas, sobre todo en animales jóvenes, se pueden ver conejos con mal aspecto; disminución del rendimiento, incluso reproductivo en hembras. Se ha observado diarrea o alternancia de diarrea y estreñimiento, prurito anal, anorexia y caquexia. Dicha enfermedad raramente ocasiona la muerte de los conejos. En laboratorio se pueden observar los huevos de 88-110 × 40-50 µm mediante la técnica de flotación y Mc Master (Rinaldi et al., 2007; Sioutas et al., 2021; Yevstafieva et al., 2022).

Obeliscoidosis (*Obeliscoides cuniculi*).

Es parásito nematodo común en los lagomorfos americanos y en Italia, los parásitos helmintos se encuentran en el estómago del conejo. *Obeliscoides cuniculi*, se considera un parásito con baja especificidad del hospedero, que pertenece a la familia *Tricostrongilidae*, se ha demostrado que conejos infectados presentan signos como aumento de peso limitado, anemia, disentería, gastritis hemorrágica y petequias en la mucosa gástrica. Al haber una mayor cantidad de parásitos en los conejos, habrá una menor cantidad de grasa abdominal y masa corporal mediante odds ratio (OR). El ciclo biológico comienza con las hembras adultas de *Obeliscoides cuniculi* que ponen huevos en el ciego del conejo que es el hospedador definitivo, los huevos son eliminados en las heces hacia el medio ambiente donde se desarrollan las larvas, los conejos consumen alimento o agua infectado con las larvas, una vez ingeridas se desarrollan las hembras adultas en el intestino en el ciego donde se ubican (**Figura 11**) (Measures & Anderson, 1983; Tizzani et al., 2011).

Obeliscoides cuniculi, es una especie de parásito de color rojo, los machos adultos llegan a medir de 9.6 a 11.7 mm de largo y de 0,2 a 0.5 mm de ancho, mientras que las hembras pueden medir de 13.6 a 20.6 mm de largo y de 0.3 a 0.5 mm de ancho. Presentan papilas en el cuello y presencia de crestas cuticulares longitudinales con un patrón de líneas transversales finas y consistentes, sin cavidad bucal. Los machos tienen dos lóbulos laterales grandes y un lóbulo dorsal pequeño, así como radios con dirección de lateral hacia ventral y reconvergentes en las puntas, se divide en dos ramas de las cuales emergen puntas bífidas. Sus espículas presentan una longitud de 567 ± 29 µm (mediana 570 µm, rango 520-620 µm, N = 15) con el extremo distal bifurcado y cada bifurcación termina en un gancho. Las hembras contienen huevos en el útero. La vulva se localiza distalmente, en el cuarto posterior del cuerpo (Tizzani et al., 2011).

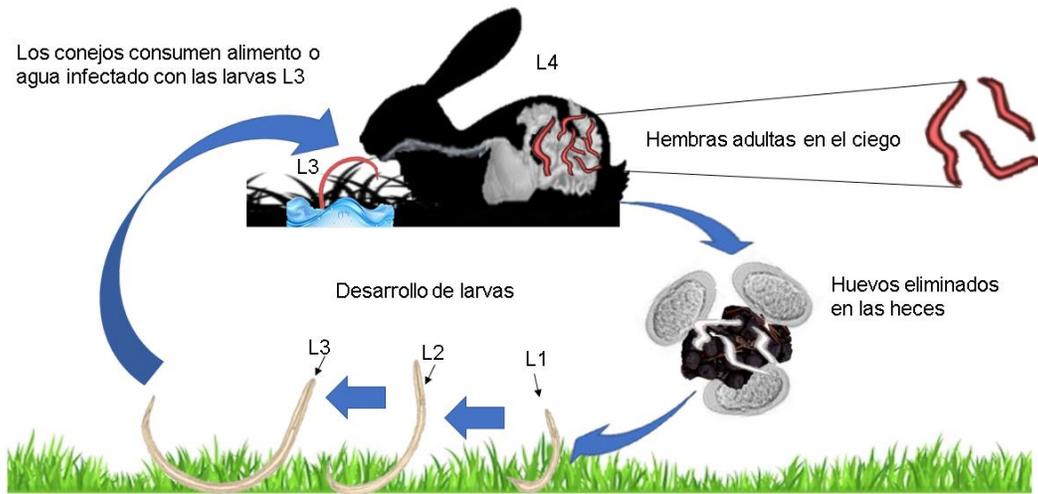


Figura 2 Ciclo de vida de *Obeliscooides cuniculi* (Quintero Sánchez, 2024).

Se han reportado prevalencias de *Obeliscooides cuniculi*, en conejos del 15% al 29% en Canadá por Measures en 1983, del 93% en el sureste de Estados Unidos por Andrews en 1980 y del 0.36% en Alemania por Szkucik y colaboradores (2014).

JUSTIFICACIÓN

En los sistemas de producción cunícolas, se llegan a presentar enfermedades causadas por endoparásitos, las cuales generan en ocasiones: emaciación, pérdida de peso, baja fertilidad, morbilidad y dependiendo del grado de infestación hasta la muerte; ocasionando esto trascendentales pérdidas económicas a los productores. A veces aunado a la parasitosis se puede agravar la situación con otras infecciones concurrentes relacionadas como pueden ser bacterias u otros parásitos. Además, es importante subrayar que algunos parásitos pueden ser zoonóticos y ponen en riesgo la salud pública. Es ineludible mencionar que en el sureste del Estado de Hidalgo, no hay información sobre prevalencia de endoparásitos en las producciones cunícolas, por lo que existe incertidumbre al respecto, siendo necesario realizar estudios para brindar información al respecto, la cual sería de gran utilidad para comprender la situación en la región evaluando la salud de los animales y así determinar si hay presencia de parásitos en los sistemas de producción cunícolas, ofreciendo opciones que solucionen dicho problema y reduzcan el riesgo a la salud del humano.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Es ineludible mencionar que, en el sureste del Estado de Hidalgo, no hay información sobre prevalencia de endoparásitos en las producciones cunícolas, por lo que existe incertidumbre al respecto, siendo necesario realizar estudios para brindar información, que sería de gran utilidad para comprender la situación en la región, en donde son cruciales las medidas de bioseguridad como prevención y control de los parásitos, evitando pérdidas de peso o bajo desarrollo en los conejos durante la engorda, lo que ocasiona pérdidas económicas a los productores.

HIPÓTESIS NULA

En la identificación y prevalencia de los diferentes géneros parasitarios, no se identificarán coccidios, cestodos y nematodos, sino otros y estos pueden ser considerados como patógenos oportunistas.

HIPÓTESIS ALTERNATIVA

En la identificación y prevalencia de los diferentes géneros parasitarios, al menos se identificarán coccidios, cestodos y nematodos, que pueden ser considerados como posibles patógenos oportunistas.

OBJETIVOS

Objetivo general

- Determinar los géneros y la prevalencia de endoparásitos en las granjas cunícolas de la región sureste del Estado de Hidalgo.

Objetivos específicos

- Identificar los endoparásitos que están presentes en las granjas cunícolas del sureste del Estado de Hidalgo.
- Determinar la prevalencia de los endoparásitos en las granjas cunícolas del sureste del Estado de Hidalgo.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de Estudio y localización de las granjas.

El estudio se llevó a cabo en la zona sureste del Estado de Hidalgo, de manera puntual en la región del Valle de Tulancingo. En particular este estudio se desarrolló en El Valle de Tulancingo que se encuentra conformado por los municipios de Cuautepec de Hinojosa, Santiago Tulantepec de Lugo de Guerrero, Singuilucan, y Tulancingo de Bravo (**Figura 12**) (INEGI.,1992).

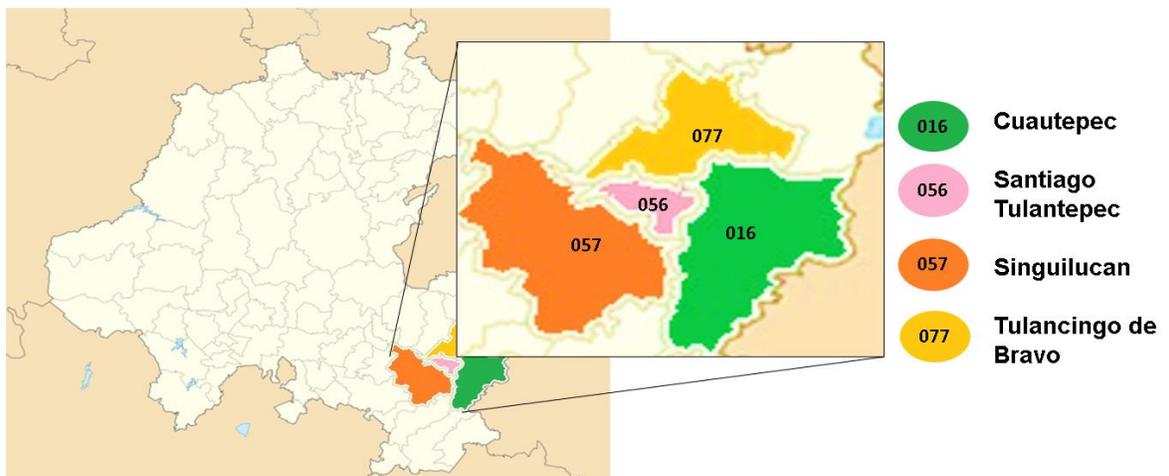


Figura 12 Municipios de la zona sureste del Estado de Hidalgo, para este estudio.

Las características que presenta cada municipio incluido en este trabajo de la localización geográfica, clima, vegetación y temperatura, se describen a continuación:

- Cuautepec de Hinojosa.

Colinda al norte con Tulancingo de Bravo y Acaxochitlán; al este con Acaxochitlán y el Estado de Puebla; al sur con el Estado de Puebla y los municipios de Apan y Tepeapulco; al oeste con los municipios de Tepeapulco, Singuilucan, Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero y Tulancingo de Bravo. Este municipio se sitúa dentro de la región del Valle de Tulancingo. Su clima es templado frío, con una temperatura media anual de 15 °C y una precipitación pluvial anual de 600 a 1,100 mm. Tiene una vegetación diversa desde bosque de conífera, pino, oyamel, encino, cedro, ocote, fresno y en zonas áridas cactáceas, también cuenta con manzana, perón y membrillo (Ayuntamiento de Cuautepec de Hinojosa, 2020).

-
- Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero.

Se localiza al oriente del Estado de Hidalgo, colindando al norte con Tulancingo de Bravo; al sureste con Cuauhtepic de Hinojosa, al sur con Singuilucan. Este municipio se encuentra a una altura de 2 500 m sobre el nivel del mar y cuenta con una extensión territorial de 54.25 kilómetros cuadrados (km²), representando el 0.31% de la superficie total del Estado de Hidalgo. El clima es templado, con una temperatura media anual de entre 10°-15 °C y tiene una precipitación pluvial de 500 a 850 mm aproximadamente (Ayuntamiento de Santiago Tulantepec, 2020).

- Singuilucan.

Se localiza al sureste del Estado de Hidalgo a 19° 58' 03" de latitud norte y a 98° 31' 02" de longitud oeste, a una altura de 2 634 m sobre el nivel del mar. Colinda al norte con los municipios de Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero y Cuauhtepic de Hinojosa, al oeste con Epazoyucan, al noroeste con Tulancingo de Bravo, al sureste con Tepeapulco, al noroeste con Omitlán de Juárez y Mineral del Monte y al suroeste con Zempoala. Su temperatura oscila entre los 10-16 °C, con una precipitación pluvial de 400 a 1 100 mm. El clima es templado subhúmedo con lluvias en verano (Ayuntamiento de Singuilucan, 2020).

- Tulancingo de Bravo.

Tulancingo de Bravo, se encuentra a una latitud norte 20°04'53" y longitud oeste 98°22'07". Con una altitud: 2 180 m sobre el nivel del mar. Colinda al norte con el municipio de Metepec, Colinda al este con Acaxochitlán y Cuauhtepic y al oeste con Acatlán y Singuilucan. Su vegetación está compuesta por pino, ocote, oyamel, cedro, nogal y palo de zopilote y la temperatura media anual 16 °C (Ayuntamiento de Tulancingo de Bravo, 2020).

Muestras biológicas.

El tamaño de la muestra fue calculado a partir del número de vientres que se tenían en cada una de las unidades de producción, que fueron brindados por los productores que accedieron a apoyar este trabajo, donde se estimó la población de animales de engorda que fue de 1 329. A través del software desarrollado por Thrusfield y colaboradores (2001), mediante en el programa de Win Episcopo se calculó el tamaño de la muestra, con un nivel de confianza del 95%, con la población estimada de 1 329 animales y utilizando la prevalencia más baja reportada por Szkucik en su trabajo de prevalencias de parásitos gastrointestinales en conejos de faena de *Obeliscoïdes cuniculi* que fue del 0.36%, se obtuvo un tamaño de muestra de 599 individuos, por lo que se decide examinar 600 muestras en total para este estudio (Szkucik, 2014, Thrusfield, Ortega, De Blas, 2001).

Se realizó un muestreo en 11 granjas cunícolas (*Obeliscooides cuniculus*), durante el periodo de mayo a diciembre de 2023; la obtención de muestras de heces fue por oportunidad en cada una de las granjas y se realizó durante las mañanas, dando un total de 600 muestras pool (Pradenas et al., 2008). Al realizar las visitas a las granjas, las muestras se tomaron de todos los conejos que se encontraban en la fase de engorda, siendo el muestreo por oportunidad, ya que dependió de la cantidad de conejos que se tuvieran en la engorda en el momento de la visita y del tamaño de la granja (Howell et al., 2020). Cada muestra se obtuvo por debajo de cada jaula, hasta completar las 600 muestras en las 11 granjas de mediana y pequeña escala localizadas en el sureste del Estado de Hidalgo. El fin zootécnico de las granjas es principalmente de producción de carne, dos granjas de estas 11 que producen carne también producen conejos para mascota y una de estas dos que producen mascotas, vende también conejos para la alimentación de serpientes. En dichas granjas fueron descartados los casos de los vientres en lactancia, gestación, vientres de reemplazo, sementales y sementales de reemplazo, seleccionando únicamente muestras de los conejos que se encontraban en la fase de engorda.

Manejo de las muestras.

La recolección de las muestras en las granjas se realizó con el uso de guantes de nitrilo, obteniéndose una sola muestra 40 gramos (g) por jaula de la parte inferior de la misma, seleccionándose las muestras de aquellas zonas donde se observó que los conejos defecaban con mayor frecuencia y de la parte más superficial; posteriormente las heces fueron colocadas en bolsas de plástico, cada muestra fue identificada con un plumón indeleble, realizando la identificación de cada bolsa por medio de una letra, que identificara la granja y el número de muestra. Posteriormente, las muestras de heces fueron colocadas en una hielera y el uso de dos refrigerantes uno colocado en la parte inferior de la hielera y otro en la parte superior de la misma para mantener las muestras a una temperatura de 4 °C buscando evitar cambios en caso de haber presencia de parásitos y fueron transportadas al laboratorio de Parasitología-Investigación del Instituto de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, en donde fueron refrigeradas a 4°C para su posterior análisis (Kumar et al., 2014).

Detección de parásitos.

Técnica de flotación.

Es una herramienta de diagnóstico utilizada para la identificación de larvas, huevos y ooquistes de parásitos, se tomó una muestra de 5 g de heces con ayuda de una cuchara que fue colocada en un vaso de plástico para homogenizarla con una cuchara, mezclando con 1 mL de solución salina hipersaturada 350 g por 1 litro (L) de agua con gravedad específica de 1.20. Posteriormente se agregó más solución salina hipersaturada para completar los 100 mL (Bauer et al., 2010), que previamente fueron medidos en un vaso de precipitados. Se pasó la suspensión por un colador metálico con espacios de 1 mm de diámetro, a un segundo vaso para retirar las partículas gruesas y se dejó reposar 20 minutos (min) (Dryden et al., 2005). Después se tomaron tres gotas de la superficie con un asa adaptada para colocarlas en un portaobjetos. Dicha asa se pasó por una flama para asegurarse que no llevará ningún huevo u ooquiste. Por último, se observó la muestra en un microscopio óptico marca Leika DM500, con el objetivo 10X y 40X, las gotas fueron revisadas en forma de zigzag de derecha a izquierda y de arriba abajo y de abajo a arriba sucesivamente, hasta completar la revisión de la muestra (Kuczynska & Shelton, 1999).

Técnica de sedimentación.

Mediante esta técnica se homogenizaron 5 g de heces en un vaso con 150 mL de agua potable para ser mezclado, con una cuchara, la mezcla fue colada con ayuda de una coladera metálica de 1 mm de diámetro a otro vaso para eliminar los fragmentos grandes de forraje, se colocó una marca en el vaso hasta la superficie superior en donde quedó el menisco de agua, se dejó reposar la muestra 10 min, se decantó el agua de la parte superior de la muestra y se procedió a llenar nuevamente con agua del potable hasta la marca, se dejó reposar otros 10 min, se decantó y se volvió a suspender el sedimento con agua potable, repitiendo estos pasos las veces necesarias con un promedio de 4 veces, hasta que el sobrenadante quedó claro, por último del sedimento se tomaron tres muestras con una pipeta y se colocó una gota de cada muestra de 3 mm sobre el portaobjetos, se observó en el microscopio óptico, con un objetivo de 10X y posteriormente 40X, la muestra fue revisada en forma de zigzag de arriba abajo y de izquierda a derecha sucesivamente hasta completar la revisión (Figueroa-Castillo et al., 2015).

Técnica de Mc Master.

Se homogenizaron 2 g de heces con 28 mL de solución salina hipersaturada (Bauer et al., 2010), en un vaso con una cuchara. En seguida con el uso de una pipeta se tomó

una muestra y se llenaron con cuidado los dos compartimentos de la cámara de McMaster, cinco min más tarde, se contabilizaron los huevecillos u ooquistes, se multiplicaron por 100 y se dividió entre dos puesto que se utilizaron 2 g de heces, expresándose el resultado, como el número de ooquistes o huevos de helmintos por gramo de heces para estimar el grado de infección (Yevstafieva et al., 2022).

Carga parasitaria

$$\text{Huevos por gramo de heces} = \frac{\text{Número total de huevos contados} \times 100}{2}$$

Análisis estadístico.

A partir de los conteos parasitarios fueron capturados en una base de datos xls. (Excel Office 2010®), para cada una de las técnicas parasitológicas aplicadas y para cada serie de datos se calculó la prevalencia y los intervalos de confianza (IC 95%). Posteriormente los datos se analizaron mediante una prueba de independencia de Chi cuadrada (χ^2) usando el Paquete IBM SPSS Statistics Version 23 para Windows, utilizando las frecuencias relativas en porcentaje. También se calcularon los intervalos de confianza del 95% que ayudan a determinar que los resultados son estadísticamente significativos.

Prevalencias parasitarias.

Para obtener la prevalencia parasitaria se empleó la siguiente fórmula (Noordzij et al., 2010).

$$P = \frac{Ni}{PT} \times 100$$

En donde:

P: Prevalencia

Ni: Número de individuos que presentan la condición parasitaria

PT: Población Total (Número de muestras totales)

Esto proporciona un porcentaje que indica la proporción de la población estudiada que presenta la condición parasitaria.

Intervalos de confianza del 95%.

Para obtener los intervalos de confianza del 95% se empleó la siguiente fórmula (Holmes et al., 2023).

$$IC = \hat{p} \pm Z \cdot \sqrt{\frac{\hat{p}(1 - \hat{p})}{n}}$$

^

P: Prevalencia estimada (proporción de casos positivos en la muestra).

Z: Valor crítico de la distribución normal (1.96 para un 95% de confianza).

n: Tamaño de la muestra.

IC: Intervalo de Confianza.

Identificación de especies

Se tomo una imagen del portaobjetos con calibración en escala de 1 mm (= 1000 μm), la cual se encuentra dividida en 100 unidades, siendo, por tanto, el valor de cada unidad de 0,01 mm (= 10 μm), la imagen de referencia se obtuvo utilizando la amplificación de 10X del microscopio Leica, la imagen obtenida se utilizó posteriormente para colocar la escala de referencia en las imágenes a analizar. (Campa, 2017). Las imágenes correspondientes a los parásitos fueron procesadas por el Software ImageJ, al abrir el programa ImageJ, se cargó la imagen del micrómetro de la longitud en píxeles, utilizando la herramienta de línea recta se midió desde un punto de una marca de escala en la imagen del micrómetro hasta el otro extremo. Para tomar esta longitud de referencia de medida en píxeles, posteriormente al establecer la escala Analyze y Set Scale, se ingresó el valor promedio de la longitud de la línea que se midió en píxeles correspondiente en micrómetros (μm). Con la opción "Global" para que esta calibración se aplicara a todas las mediciones en el software, para analizar las diferentes imágenes.

Se realizó la identificación de las especies de *Eimeria* spp. mediante las características morfológicas y morfométricas de acuerdo con Levine & Ivens, 1972, El-Shahawy et al. 2012, y Rabie, Abuelwafa, & Hussein, 2022.

E. coecicola. Los ooquistes son elipsoides o cilíndricos, a veces ovoides, de color amarillo claro a marrón claro, lisos, de 22-29 \times 12-17 μm , con un micrópilo distintivo en un extremo. La pared del ooquiste es lisa y más gruesa alrededor del micrópilo que en el resto del organismo, de color verde amarillento. No hay gránulos polares de ooquistes, pero suele haber residuos de ooquistes. Compuesto por dos capas: una membrana externa muy fina y una interna más gruesa (El-Shahawy et al. 2012 ; Levine & Ivens, 1972)

Eimeria exigua. Sus ooquistes son casi esferoides, incoloros, lisos de 14-17 × 14-17 µm. No tiene micrópilo. No hay residuo de ooquiste y presumiblemente no hay gránulo polar, con pared lisa de color púrpura sin micrópilo. Estaba compuesta por dos capas: una membrana externa muy fina y una interna más gruesa (Levine & Ivens,1972).

E. intestinalis. Los ooquistes son piriformes u ovoides, con un micrópilo distintivo en el extremo estrecho. La pared del ooquiste está algo engrosada alrededor del micrópilo. Los ooquistes son lisos, de color amarillo claro o parduzco a marrón verdoso, de 18-23 × 12-15 µm. Los esporocistos son ovoides (El-Shahawy et al. 2012 ; Levine & Ivens,1972).

Eimeria irresidua. Sus ooquistes son ovoides, romos en el extremo del micrópilo, de color amarillo claro a oscuro, de 31-43 × 22-27 µm, con una media de 38 × 26 µm. El micrópilo, que es muy visible, no está rodeado por un anillo engrosado. No hay gránulos polares ni residuos de ooquistes. Los esporocistos miden 20 × 10 µm, con un cuerpo de Stieda prominente y un residuo. Los esporozoitos son alargados, con un extremo más ancho que el otro, se encuentran longitudinalmente de cabeza a cola en los esporocistos y tienen un glóbulo transparente en el extremo grande (Levine & Ivens,1972).

E. magna. Sus ooquistes son ovoides, frecuentemente de color naranja amarillento o parduzco marrón rojizo, con un micrópilo bien definido en el extremo pequeño. Hay una protuberancia en forma de collar alrededor del micrópilo. La pared del ooquiste está compuesta por 2 capas, de las cuales la externa se desprende fácilmente. Los ooquistes miden entre 23-26 × 13-16 µm. Los esporozoitos son ovoides, alargados, se encuentran longitudinalmente de cabeza a cola en los esporocistos y tienen un glóbulo grande y transparente en el extremo ancho. Compuesta por dos capas: una membrana externa, muy fina, y una interna más gruesa (El-Shahawy et al. 2012 ; Levine & Ivens,1972).

Eimeria matsubayashii. Sus ooquistes son ampliamente ovoides, de 22-30 × 14-22 µm, con un micrópilo prominente y un residuo. Los esporoquistes son ovoides, de 7 × 6 µm. Los esporozoitos son alargados, se encuentran longitudinalmente de cabeza a cola en los esporocistos y tienen un glóbulo transparente en el extremo grande (Levine & Ivens,1972).

E. media. Sus ooquistes son ovoides o elipsoides, de 19-24 × 10-15 µm, con un micrópilo, una pared lisa de color rosado a naranja-rosado aparentemente compuesta de una capa única (dos capas externa muy fina e interna más gruesa), un residuo,

pero sin gránulo polar. Los esporocistos, $17.5 \times 7 \mu\text{m}$, son ovoides alargados (El-Shahawy et al. 2012 ; Levine & Ivens,1972)

Eimeria nagpurensis. Sus ooquistes tienen forma de barril, con los lados largos paralelos al menos en el tercio medio, incoloros o ligeramente amarillos, de $20-27 \times 10-15 \mu\text{m}$, con una media de $23 \times 13 \mu\text{m}$. La pared del ooquiste es delgada, de espesor uniforme en toda su extensión, y no hay micrópilo. No hay residuo de ooquiste, como tampoco aparentemente un gránulo polar. Los esporocistos tienen forma de avena, con un extremo anterior muy puntiagudo, con un residuo. Los esporozoitos son alargados, $12.5 \times 2 \mu\text{m}$, y se encuentran longitudinalmente de cabeza a cola en los esporocistos. Tienen un glóbulo transparente en el extremo ancho (Levine & Ivens,1972).

Eimeria perforans. Sus ooquistes son elipsoides, incoloros a rosados, lisos, con una pared de 2 capas, de color verdoso, de $12-18 \times 8-11 \mu\text{m}$, con un residuo, pero sin un gránulo polar. No hay micrópilo o rara vez es visible. Estaba compuesta por dos capas: una membrana externa muy fina y una interna más gruesa. Los esporocistos son ovoides, de $5.5-9 \times 3.5-5 \mu\text{m}$, con un residuo y cuerpo de Stieda. Los esporozoitos son alargados, se encuentran longitudinalmente de cabeza a cola en los esporocistos y tienen un glóbulo transparente en el extremo grande (Levine & Ivens,1972).

E. piriformis. Sus ooquistes son piriformes, de color marrón amarillento a marrón oscuro, de $26-33 \times 15-21 \mu\text{m}$, con una pared compuesta por 2 capas aparentemente revestidas por una membrana. El micrópilo es visible, con la pared externa del ooquiste engrosada a su alrededor. No hay residuos de ooquistes ni gránulos polares. Los esporocistos son ovoides, de 10.5 a $13 \mu\text{m}$ de largo, con un residuo. Los esporozoitos son alargados, se encuentran a lo largo de la cabeza a la cola en los esporocistos y tienen un glóbulo transparente en el extremo grande (Levine & Ivens,1972).

Eimeria stiedai. Sus ooquistes son alargados, ovoides o elipsoidales, con un micrópilo bastante indistinto, de 11 a $15 \mu\text{m}$ de ancho y $24-29 \mu\text{m}$ de largo. El extremo del micrópilo puede estar aplanado, pero no tiene un engrosamiento marcado. La pared del ooquiste lisa y de color rosa claro y compuesto de dos capas; una membrana externa muy fina y una interna más gruesa (El-Shahawy et al. 2012 ; Levine & Ivens,1972).

E. flavescens. Los ooquistes esporulados son ovoides, midien de $22-30 \times 14-18 \mu\text{m}$. La pared del ooquiste es lisa, de color marrón y no muestra micrópilo. Estaba compuesta por dos capas: una membrana externa muy fina y una interna más gruesa. Los esporocistos son ovoides (Levine & Ivens,1972).

Razas.

Las razas que se observaron durante las visitas a las granjas son Nueva Zelanda Blanco, California, Chinchilla, Azteca Negro, Mariposa y Rojo Satinado, así como cruza, coincidiendo con SADER 2016 respecto a las razas que se aprovechan en la República Mexicana, con el fin principal de la producción de carne, aunque un productor maneja también razas de mascota y conejos para alimentación de otras especies.

RESULTADOS

11 granjas cunícolas fueron muestreadas en distintas localidades, con la finalidad de identificar la presencia de endoparásitos mediante las técnicas coproparasitológicas, se pudo percibir que en la granja J que fue catalogada como semitecnificada se presentó el mayor número de muestras positivas, 90 (24%), en contraste con la granja A que fue catalogada como granja familiar, en donde el número de muestras positivas fueron 2 (0.54%) (**Tabla 4**).

Tabla 4 Granjas cunícolas de las cuales se obtuvieron las muestras de heces.

Granja	Localidad	Tipo de granja	N total	N positivas
A	Arboledas Matías Rodríguez	Familiar	5	2
B	Cuauteppec	Familiar	16	14
C	Napateco	Familiar	21	14
D	Real de Minas	Familiar	33	11
E	La cañada	Semitecnificada	42	18
F	Tulantepec	Semitecnificada	44	42
G	Rojo Gómez	Semitecnificada	52	48
H	Napateco	Semitecnificada	70	47
I	Cuauteppec	Semitecnificada	80	25
J	Jaltepec	Semitecnificada	111	90
K	Huapalcalco	Semitecnificada	126	53
Total			600	364

N total= Número total de muestras obtenidas.

N positivas=Número de muestras positivas a algún endoparásito.

Todas las muestras fueron procesadas por separado, y se realizaron las técnicas copropositoscópicas de flotación, sedimentación y Mc Master.

Mediante la técnica de flotación, se identificó que de 600 muestras (100%), 364 (60.67%) muestras fueron positivas a endoparásitos, dentro de los cuales se encontraron tres géneros de endoparásitos, el 51% correspondieron a protozoarios, el 13.5% a cestodos y el 0.83% a trematodos (**Tabla 5**), (**Figura 13**).

Tabla 5 Porcentajes de prevalencia parasitaria obtenidas a partir de la técnica de flotación.

Granja	<i>Eimeria</i> spp.		<i>Strongyloides</i> spp.		<i>Fasciola</i> spp.	
	n	%	n	%	n	%
A	2	0.33	0.00	0.00	0.00	0.00
B	13	2.16	5.00	0.83	0.00	0.00
C	14	2.33	0.00	0.00	0.00	0.00
D	11	1.83	0.00	0.00	0.00	0.00
E	18	3.00	0.00	0.00	0.00	0.00
F	36	6.00	11.00	1.83	0.00	0.00
G	48	8.00	0.00	0.00	0.00	0.00
H	34	5.66	18.00	3.00	0.00	0.00
I	24	4.00	2.00	0.33	0.00	0.00
J	64	10.66	31.00	5.16	5.00	0.83
K	42	7.00	14.00	2.33	0.00	0.00
Total	306	51.00	81.00	13.5	5.00	0.83

Prevalencia de los generos identificados mediante la técnica de flotación.

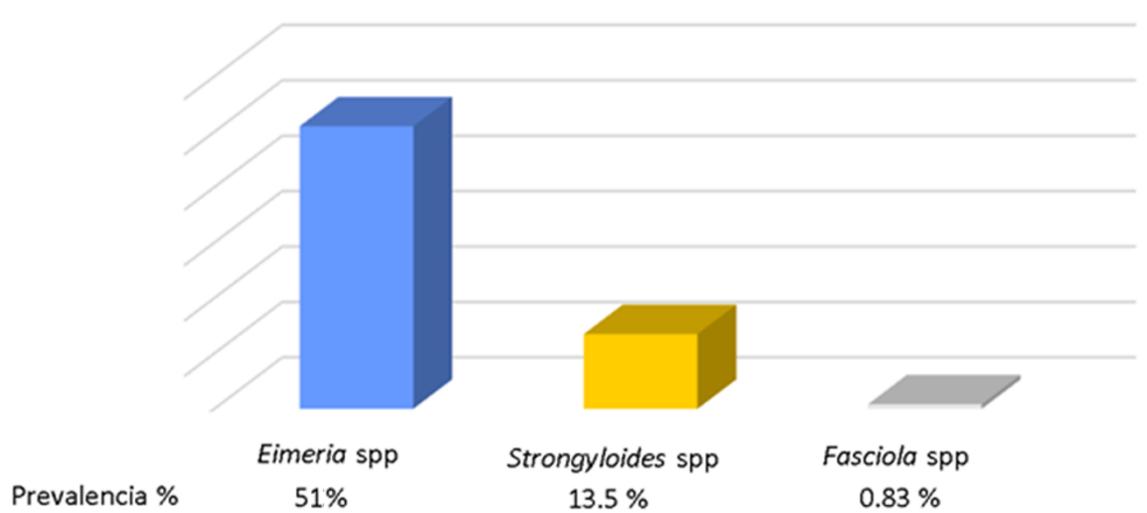


Figura 13 Distribución porcentual de géneros parasitarios identificados mediante la técnica de flotación.

El intervalo de confianza del 95%, fue calculado para *Eimeria spp.*, obteniéndose 0.47% y 0.55%, para *Strongyloides spp.*, de 13.15% y 13.85% y para *Fasciola spp.*, de 0.60% y 1.05%, indicando esto, que mientras más cerca se encuentran los intervalos entre sí, más precisa es la estimación de la prevalencia real (**Tabla 6**).

Tabla 6 Intervalo de Confianza (IC) del 95% de las prevalencias parasitarias obtenidas mediante la técnica de flotación.

Parásito	Frecuencia	Prevalencia	IC 95% Inferior	IC 95% Superior
<i>Eimeria spp.</i>	306	51.00%	47.00%	55.00%
<i>Strongyloides spp.</i>	81	13.50%	13.15%	13.85%
<i>Fasciola spp.</i>	5	0.83%	0.60%	1.05%
Total	392			

Con la técnica de flotación, 364 muestras resultaron positivas representando el 60.67% frente a 236 muestras negativas que representan el 40.67%. Esto nos permite entender mejor el contexto epidemiológico de los parásitos en la región que pueden servir para diseñar estrategias de prevención (**Tabla 7**).

Tabla 7 Casos positivos y negativos mediante la técnica de flotación con un Intervalo de confianza de 95%.

Total	Frecuencia	Porcentaje	IC 95%	
			Inferior	Superior
Negativo	236	39.34%	35.42%	43.24%
Positivo	364	60.66%	56.76%	64.57%
Total	600	100.00%		

Esta investigación también mostró que cuando se implementó la técnica de flotación, la prevalencia de un solo genero parasitario fue la más alta con un 48.66% (292/600), seguida de la presencia de dos géneros parasitarios con una prevalencia de 11.17% (67/600) y se detectaron parásitos de tres géneros, siendo la prevalencia más baja de 0.84% (5/600). (**Tabla 8**).

Tabla 8 Interacción parasitaria mediante la técnica de flotación con cálculo del IC del 95%.

Interacción parasitaria	Frecuencia	Porcentaje	IC 95%	IC 95%
Tres parásitos	5	0.84%	0.11%	1.56%
Dos parásitos	67	11.17%	10.38%	11.97%
Un parásito	292	48.67%	44.67%	52.67%
Sin parásitos	236	39.33%	35.41%	43.25%
Total	600	100.00%		

Las 600 muestras (100%) fueron analizadas utilizando la técnica de sedimentación, donde se identificó la presencia de endoparásitos en 476 (79.33%), de tres tipos de géneros de endoparásito, protozoarios 25.66%, cestodos 67.16% y trematodos 0.66% (**Tabla 9**) (**Figura 14**).

Tabla 9 Porcentajes de prevalencia parasitaria en las granjas cunícolas mediante la técnica de sedimentación.

Granja	<i>Eimeria</i> spp.		<i>Strongyloides</i> spp.		<i>Fasciola</i> spp.	
	n	%	n	%	n	%
A	0	0.00	0	0.00	0	0.00
B	3	0.50	10	1.66	0	0.00
C	8	1.33	0	0.00	0	0.00
D	6	1.00	0	0.00	0	0.00
E	24	4.00	39	6.50	0	0.00
F	11	1.83	39	6.50	0	0.00

G	0	0.00	48	8.00	0	0.00
H	23	3.83	53	8.83	0	0.00
I	10	1.66	37	6.16	0	0.00
J	18	3.00	87	14.5	3	0.50
K	51	8.50		15.00	1	0.16
Total	154	25.66	403	67.16	4	0.66

Prevalencia de los generos identificados mediante la técnica de sedimentación

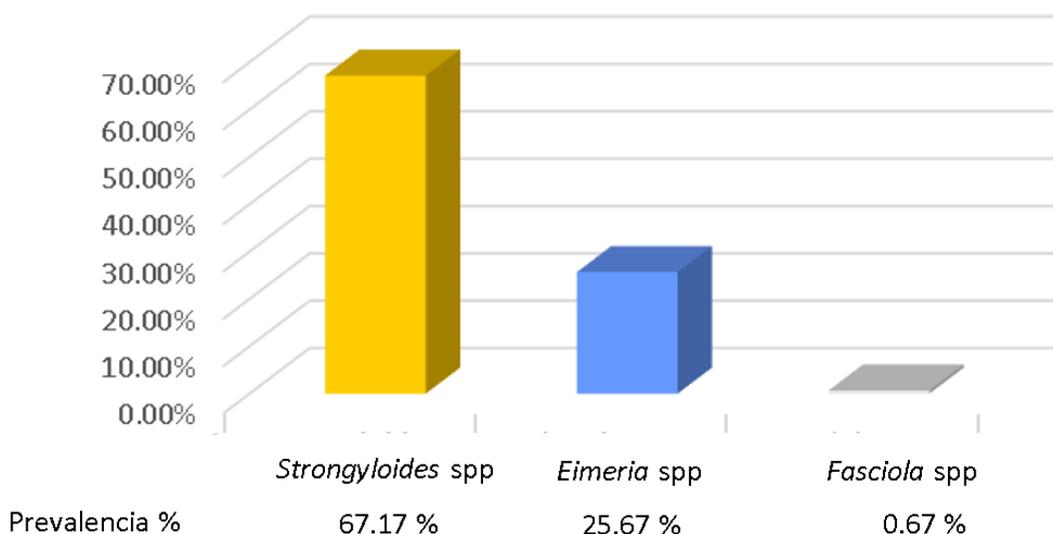


Figura 14 Distribución porcentual de géneros parasitarios identificados mediante la técnica de sedimentación.

Los valores que definen el rango del intervalo de confianza del 95% para cada género parasitario son: *Eimeria spp.* (IC) 22.17% y 29.16%, *Strongyloides spp.* (IC) 63.40% y 70.92% y *Fasciola spp.* (IC) 0.02% y 1.31% (**Tabla 10**).

Tabla 10 Porcentajes de prevalencia parasitaria por genero mediante la técnica de sedimentación con un intervalo de confianza del 95%.

Parásito	Frecuencia	Prevalencia	IC 95% Inferior	IC 95% Superior
<i>Eimeria spp.</i>	154	25.67%	22.18%	29.16%
<i>Strongyloides spp.</i>	403	67.17%	63.46%	70.88%
<i>Fasciola spp.</i>	4	0.66%	0.14%	1.19%
Total	561			

Con la técnica de sedimentación, de un total de 600 muestras analizadas, 476 resultaron positivas para endoparásitos (79.34%) de forma complementaria 124 muestras negativas 20.66% (**Tabla 11**).

Tabla 11 Prevalencia de infecciones por endoparásitos, con un intervalo de confianza del 95% para la proporción de casos positivos y negativos mediante la técnica de sedimentación.

Total	Frecuencia	Porcentaje	IC 95% Inferior	IC 95% Superior
Negativo	124	20.66%	17.40%	23.94%
Positivo	476	79.33%	76.09%	82.57%
Total	600	100.00%		

De acuerdo al análisis de la tabla 12, con la técnica de sedimentación, se presenta en la investigación que un 68.50% (411/600) de los casos presentaron un solo género parasitario, un 10.67% (64/600) mostraron dos géneros parasitarios y un 0.17% (1/600) evidenció tres géneros parasitarios (**Tabla 12**).

Tabla 12 Distribución de géneros parasitarios mediante la técnica de sedimentación con un intervalo de confianza del 95%.

Clasificación	Frecuencia	Porcentaje	IC 95% Inferior	IC 95% Superior
Tres parásitos	1	0.17%	0.00%	0.42%
Dos parásitos	64	10.67%	2.75%	18.59%
Un parásito	411	68.50%	64.93%	72.07%
Sin parásitos	124	20.66%	17.42%	23.92%
Total	600	100%		

Los resultados obtenidos indican que en ambas técnicas de diagnóstico se observó una mayor prevalencia de infecciones por un único género parasitario, seguido de la presencia de un segundo género, según la técnica utilizada. En el análisis realizado con la técnica de flotación, se identificó principalmente el género *Eimeria* spp., con infecciones mixtas que incluían tanto *Eimeria* spp. como *Strongyloides* spp.. En contraste, la técnica de sedimentación mostró una mayor prevalencia de infecciones por *Strongyloides* spp. como género único, además de infecciones concurrentes que involucraban tanto a *Strongyloides* spp. como a *Eimeria* spp..

Al realizar la técnica de Mc Master de los 306 casos positivos por flotación del género *Eimeria* spp. se pudo determinar que la mayor parte de los casos presentó una carga parasitaria leve con 128 casos (41.8%) y 16 casos (5.4%) presentaron una carga grave (**Tabla 13**).

Tabla 13 Distribución de niveles de carga mediante la técnica de Mc Master por flotación.

Carga	Número	Porcentaje
Leve	128	41.80%
Ligera	107	34.80%
Moderada	55	18.00%
Grave	16	5.40%
TOTAL	306	100.00%

Mediante la técnica de Mc Master de los 154 casos positivos por sedimentación para el género de *Eimeria* spp., se pudo detectar que la mayor parte de las cargas parasitarias fue leve con 72 casos (46.75%), en contraste con 28 casos (18.19%) que presentan una carga moderada (**Tabla 14**).

Tabla 14 Distribución de niveles de carga mediante la técnica de Mc Master por sedimentación.

Carga	Número	Porcentaje
Leve	72	46.75%
Ligera	54	35.06%
Moderada	28	18.19%
TOTAL	154	100.00%

Utilizando la técnica de Mc Master, se analizaron 81 casos positivos a *Strongyloides* spp. detectados por flotación. Los resultados mostraron que la mayoría de los casos presentaban una carga parasitaria leve 71.6%, seguido por una carga parasitaria ligera 28.4% (**Tabla 15**).

Tabla 15 Distribución de los niveles de carga de *Strongyloides* spp. mediante la técnica de flotación.

Carga	Número	Porcentaje
Leve	58	71.60%
Ligera	23	28.40%
TOTAL	81	100.00%

En este estudio utilizando la técnica de Mc Master mediante la técnica de sedimentación, se notó una carga grave en 100 casos (24.83%) a diferencia de 73 cargas leves (18.11%) (**Tabla 16**).

Tabla 16 Distribución de los niveles de carga de *Strongyloides* spp. mediante la técnica de sedimentación por Mc Master.

Carga	Número	Porcentaje
Leve	73	18.11%
Ligera	101	25.06%
Moderada	129	32.00%
Grave	100	24.83%
TOTAL	403	100.00

Al llevar a cabo la técnica de Mc Master de los 5 casos positivos por flotación del género *Fasciola* spp. se pudo determinar que la mayor parte de los casos presentó una carga parasitaria leve con 4 casos (80%) y 1 casos (20%) presentaron una carga parasitaria ligera (**Tabla 17**).

Tabla 17 Distribución de los niveles de carga de *Fasciola* spp., mediante la técnica de flotación por Mc Master.

Carga	Número	Porcentaje
Leve	4	80.00%
Ligera	1	20.00%
TOTAL	5	100.00%

Por último, al realizar la técnica de Mc Master de los 4 casos positivos por sedimentación se pudo detectar para el caso de *Fasciola* spp. cargas leves (10%) y ligeras (90%), lo que permitiría implementar medidas de control y tratamiento antes de que se produzcan daños mayores en el hígado (**Tabla 18**).

Tabla 18 Distribución de los niveles de carga de *Fasciola* spp., mediante la técnica de sedimentación por Mc Master.

Carga	Número	Porcentaje
Leve	1	10.00%
Ligera	3	90.00%
TOTAL	4	100.00%

Análisis estadístico de χ^2

Al realizar la prueba de χ^2 para comparar las prevalencias de las granjas, mediante la técnica de flotación, se obtuvo por una parte un grado de libertad (g.l.) de 1 y un valor de $p=0.564$, el cual es mayor a 0.05. Esto indica que no hay diferencias estadísticamente significativas entre los grupos que comparten el superíndice "a". Por otro lado, al observar un valor de $p<0.05$, específicamente 0.000, con dos grados de libertad (g.l.= 2) y un valor de $p=1.000$ con el superíndice "b", se puede considerar que sí existen diferencias estadísticamente significativas entre granjas comparadas. Los grupos representados con el valor del superíndice "a" y los del valor del superíndice "b", indican que estos valores tienen diferencias estadísticamente significativas de acuerdo a la prueba de χ^2 (**Tabla 19**).

Tabla 19 Comparación de prevalencias de géneros parasitarios entre granjas mediante la técnica de flotación.

Prueba estadística de χ^2											
Granja	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K
χ^2	.333 ^a	.000 ^b	.333 ^a	.333 ^a	.333 ^a	.000 ^b	.333 ^a	.000 ^b	.000 ^b	.000 ^b	.000 ^b
g.l.	1	2	1	1	1	2	1	2	2	2	2
Sig. asintótica (p)	0.564	1.000	0.564	0.564	0.564	1.000	0.564	1.000	1.000	1.000	1.000

g.l.= grados de libertad, sig.= significancia.

Se observó que con un grado de libertad (g.l.) de 1 y un valor de $p= 0.564$, el cual es >0.05 , no se encuentran diferencias estadísticamente significativas entre los grupos que comparten el subíndice "b". Mientras que, por el contrario, al observar un valor de p inferior a 0.05, específicamente 0.000, con dos grados de libertad (g.l. = 2) y un valor de p de 1.000 con el superíndice "a", se puede concluir que sí existen diferencias estadísticamente significativas entre las granjas comparadas. En resumen, los análisis estadísticos indican que, mientras no hubo diferencias significativas entre ciertas granjas (C, D y G), sí se encontraron diferencias significativas entre con las otras granjas analizadas como B, E, F, H, I, J y K (**Tabla 20**).

Tabla 20 Comparación de prevalencias de géneros parasitarios entre granjas mediante la técnica de sedimentación.

Prueba estadística de χ^2											
Granja	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K
χ^2	.333 ^b	.000 ^a	.333 ^b	.333 ^b	.333 ^a	000 ^a	.333 ^b	.000 ^a	.000 ^a	.000 ^a	.000 ^a
g.l.	1	2	1	1	2	2	1	2	2	2	2
Sig. asintótica (p)	0.564	1.000	0.564	0.564	1.000	1.000	0.564	1.000	1.000	1.000	1.000

g.l.= grados de libertad, sig.= significancia.

Los resultados de la prueba de χ^2 , para la técnica de flotación, entre los géneros analizados, sugieren que no se encuentran asociaciones estadísticamente significativas entre las frecuencias observadas y esperadas para *Eimeria* spp., *Strongyloides* spp. y *Fasciola* spp., lo que implica una independencia entre estos géneros parasitarios y las variables bajo estudio en la muestra analizada. El grupo representado por el valor de superíndice "a" y el grupo representado por el valor de superíndice "b" y "c" indican diferencias estadísticamente significativas entre estos valores según la prueba χ^2 . (**Tabla 21**).

Tabla 21 Comparación por χ^2 , de las prevalencias por géneros parasitarios identificados mediante la técnica de flotación.

Prueba estadística de χ^2			
	<i>Eimeria</i> spp.	<i>Strongyloides</i> spp.	<i>Fasciola</i> spp.
χ^2	0.000 ^a	8.727 ^b	7.364 ^c
g.l.	2	1	2
Sig. asintótica	1.000	0.564	1.000

g.l.= grados de libertad, sig.= significancia.

Los resultados de la prueba de χ^2 , para la técnica de sedimentación, indican que no se encontraron asociaciones estadísticamente significativas entre las frecuencias observadas y esperadas para los géneros de *Eimeria*, *Strongyloides* y *Fasciola* en la muestra analizada, lo que implica una independencia entre estos géneros parasitarios. El grupo representado por el valor de superíndice "a" y el grupo representado por los valores de superíndice "b" y "c" indican una diferencia estadísticamente significativa entre estos valores según la prueba χ^2 (**Tabla 22**).

Tabla 22 Comparación de prevalencias de géneros parasitarios mediante la técnica de sedimentación.

Prueba estadística de χ^2			
	<i>Eimeria</i> spp.	<i>Strongyloides</i> spp.	<i>Fasciola</i> spp.
χ^2	0.818 ^a	2.818 ^b	11.636 ^c
g.l.	1	2	1
Sig. asintótica	0.564	1.000	0.564

g.l.= grados de libertad, sig.= significancia.

También se llevó a cabo la identificación de las especies de *Eimerias* hallados en este estudio y se pudo observar la presencia de *E. stidae*, *E. magna*, *E. coecicola*, *E. media* y *E. intestinalis*. Es importante destacar que hubo presencia de *E. stidae* 39%, que es agente causal de coccidiosis hepática en conejos, siendo menor la presencia de *E. intestinalis* con un 9% (**Tabla 23**).

Tabla 23 Especies de *Eimeria* de acuerdo con medidas en micrómetros y sus porcentajes.

Especie de <i>Eimeria</i> spp.	Medidas en micrómetros (μm) largo por ancho	Micropilo	Forma	Porcentajes
<i>Eimeria stidae</i>	24-29 × 11-15 μm	+	Elipsoide	39%
<i>Eimeria magna</i>	23-26 × 13-16 μm	+	Ovoide	28%
<i>Eimeria coecicola</i>	22-29 × 12-17 μm	+	Cilíndrico	13%
<i>Eimeria media</i>	25.5-34 × 15-22 μm	+	Ovoide aelipsoidal	11%
<i>Eimeria intestinalis</i>	18-23 × 12-15 μm	+	Piriforme	9%

Las especies de *Eimeria* spp. que se pudieron identificar fueron *E. stidae*, *E. magna*, *E. coecicola*, *E. media* y *E. intestinalis*. Mediante el uso de una regleta en el portaobjetos con calibración del micrómetro con el microscopio Leica, utilizando la amplificación de 10X, a través del programa ImageJ, se midieron los ooquistes seleccionados y se sacaron las medidas referenciales. Para hacer uniformes los

colores de las imágenes que se presentan, estas se pasaron a blanco y negro y se les dio una mayor nitidez (**Figura 15 y Figura 16**).

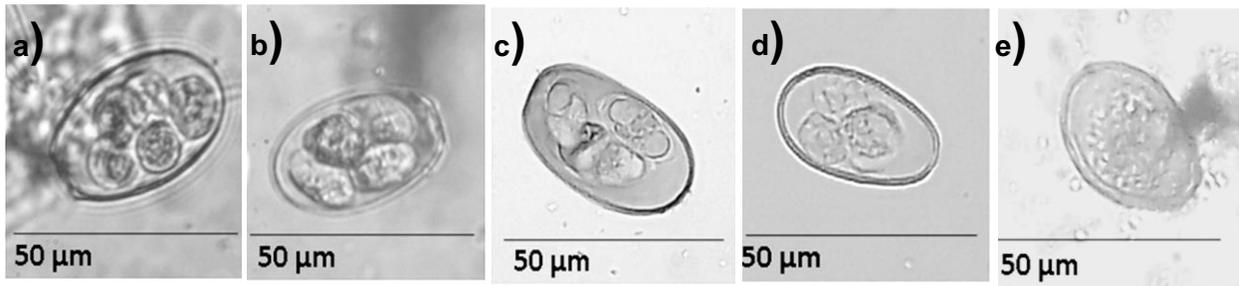


Figura 15 Ooquistes de *Eimeria* spp. identificados en muestras de excretas de conejo (*O. cuniculus*) obtenidas de diferentes granjas **a)** *E. stidae*, es típicamente ovoide o elipsoide con forma de huevo que midió $24.5 \times 13.5 \mu\text{m}$ con esporocistos en su interior, presentando micrópilo **b)** *E. magna*, los huevos son típicamente elipsoides u ovalados, con un tamaño de $24 \times 13.3 \mu\text{m}$, con una pared compuesta por dos capas, tiene micrópilo, con esporocistos en su interior **c)** *E. coecicola*, de forma ovalada o elipsoidal, con un tamaño de $24.6 \times 15.2 \mu\text{m}$, con pared con dos capas, con presencia de ooquistes **d)** *E. media*, con forma ovoidal o elipsoidal, dos capas en pared, con gránulo polar con las medidas de $30 \times 18.7 \mu\text{m}$ **e)** *E. intestinalis* son ovioides o elipsoidales, tamaño $22.3 \times 14 \mu\text{m}$, parade con dos capas, con esporozoitos internos y presencia de micrópilo en el extremo más puntiagudo del ooquiste.

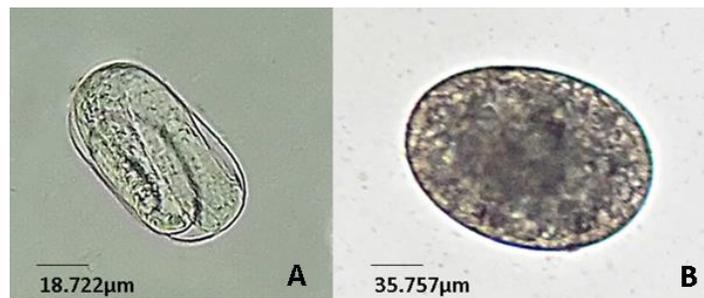


Figura 16 Imágenes de otros géneros identificadas por sus características morfométricas mediante ImageJ, con medidas referenciales. **A.** Huevo con *Strongyloides* spp., huevo ovalado o elipsoide, con un tamaño de $40-60 \times 20-32 \mu\text{m}$ de ancho aproximadamente **B.** Huevo de *Fasciola*, ovoidal o elipsoidal, color de amarillo a dorado maduración ocurre en el agua, donde pueden tardar entre 9 a 15 días.

DISCUSIÓN

En el presente estudio se identificaron endoparásitos del género *Eimeria* spp. con una prevalencia del 51% (306/600) para la técnica de flotación, este resultado es similar al 52.7%, reportado por Surkalp y colaboradores (2017) en Turquía, 50% reportado por Rabie y colaboradores (2022) en Egipto, 48.3% reportado por Ladron y colaboradores (2019) en México, 47.6% reportado por Bachene y colaboradores (2019) Argelia, 46.2% reportado por Li y colaboradores (2018) en Taiwan, 42% reportado por Shola y colaboradores (2019) en Turquía y 41.9% reportado por Jing y colaboradores (2012) en China, estas similitudes posiblemente sean debido a el manejo, las medidas de bioseguridad, el tipo de sistema, que hayan sido similares en las granjas en el momento del estudio.

Otros autores como El-Shahawi y colaboradores (2012), Khider y colaboradores (2015), Abdel-BakiAl-Quraishy (2013) y Mohamad-Radzi y colaboradores (2021), reportaron prevalencias de *Eimeria* spp. del 70%, 72.5% ,75% y 76.47% en Egipto, Irak, Jordania, Malasia y Nigeria respectivamente, siendo estas prevalencias mayores a la reportada en este estudio que corresponde al 51%. En contraste otros informes muestran prevalencias mayores a las de este estudio, entre ellos Maziz-Bettahar et al. (2018) reportaron hasta el 90% en Argelia. Dicha diferencia puede atribuirse a una combinación de factores socioeconómicos, climáticos y de higiene específicos de la población estudiada.

Por lo contrario, la prevalencia de *Eimeria* spp. que se reporta en Alemania es del 21.2% (2017), en la India del 24.9% (2024), en Irán del 28% (2020), en Egipto del 34.93% (2020) y en Brasil del 39.74% (Raue et al., 2017; Swarnka et al., 2024; Hajipour y Zavarshani, 2020; Ras et al., 2020; Silva et al., 2021); siendo estas prevalencias más bajas a la prevalencia del 51% reportada en este estudio, esta diferencia en la prevalencia puede ser atribuida al manejo que se realiza, el grado de tecnificación o las medidas de bioseguridad. Por lo tanto, es crucial analizar en detalle las condiciones locales que favorecen la transmisión de parásitos y diseñar intervenciones específicas para reducir la carga de estas infecciones en la población.

La coccidiosis continúa siendo una de las principales causas de infecciones digestivas en conejos de engorde (Rabie et al., 2022; El-Shahawy., 2012). La resistencia y capacidad de subsistencia de *Eimeria* spp. al medio ambiente son responsables de la amplia prevalencia, de modo que casi todos los conejos se ven afectados (Jing et al., 2012).

Debe de tenerse en cuenta que los conejos resisten en cierto grado infecciones mixtas de parásitos, pero algunos factores como el estrés promueven la aparición de la enfermedad. También puede deberse a la alimentación de los mismos con pastos contaminados con varios tipos de parásitos (Pérez., 2010). La temperatura y la humedad favorables, aceleran la esporulación, ya que se ha analizado que los ooquistes sobreviven mejor en condiciones de humedad, sombra y calor (Elshahawy & Elgoniemy, 2018). Las condiciones medioambientales, condiciones de cría, número de muestras examinadas, estación del año, condiciones de higiene, falta de tratamiento (Khider et al., 2015, Hajipour & Zavarshani, 2020), estado inmunológico de los animales, edad, cantidad de ooquistes eliminados en heces (Khider et al., 2015; Szkucik et al., 2014), tamaño de muestra, tipo de muestreo y periodo de muestreo (Raue et al., 2017), son otros factores que pueden influir en la presentación de diferentes prevalencias de *Eimeria* spp. en los diferentes estudios comparados y analizados.

Elshahawi et al. (2018) determinaron que la raza es un factor que influye en la presentación de prevalencias, ya que en su investigación observaron que hubo de mayor a menor prevalencias en las razas: Nueva Zelanda (48.5%), Bélgica (27.3%), Chinchilla sp (9.1%), Inglés (9.1%) y Rex (7.7%) en comparación con el Flandes sp (0%) y Babion (0%). Shola y colaboradores (2019), reportan que la raza Californiana se infectó más (84.9%) en comparación con la Chinchilla (83.7%), Holandesa (80.9%) y Nueva Zelanda (63.6%), respectivamente.

Otro factor que influye, en la presentación de prevalencias de *Eimeria* spp. de acuerdo con Khider et al (2015) es el sexo, ya que en su estudio se observó una mayor prevalencia en hembras (76%) en comparación con los machos (66%). De igual manera Elshahawi et al. (2018), también determinaron una mayor prevalencia en hembras (45%) y menor en machos (2.7%). A su vez, Shola et al. (2019), determinaron que las hembras (79.4%) eran más susceptibles a la infección en comparación con los machos (77.4%), coincidiendo con Mohamad-Radzi et al (2021), que reportan una mayor prevalencia en hembras (40%) y menor en machos. Como mencionan Shola et al. (2019), Khider et al. (2015), las hembras llegan a ser más propensas que el macho debido al estrés a que se enfrentan durante la gestación, alrededor del parto, en el parto y la lactancia lo que trae consigo una disminución del estado inmunológico.

Por otra parte, en un estudio realizado por Elshahawi et al. (2018), en Egipto demuestran que la estacionalidad influye en las prevalencias del género *Eimeria* spp., siendo mayor en invierno (63.3%) y menor en primavera (40%), otoño (33%) y verano (6.0%). En contraste con otro estudio realizado por Ladrón et al (2019), en México, en conejos jóvenes, donde se pudo determinar que la mayor prevalencia fue durante el otoño (71.3%) y la menor durante la primavera (17.1%). Además, Shola et al. (2019),

reportan en Nigeria prevalencias mayores durante la estación húmeda (junio-septiembre) (79.51%) y menores durante la estación seca (octubre-mayo) (77.42%).

Por otro lado, Shola et al. (2019), demuestran en su estudio que el tipo de instalaciones de igual manera influyen en la prevalencia de *Eimeria* spp., comprobando que los conejos criados en el sistema de alojamiento con cama profunda tuvieron una prevalencia más alta (95.2%) en comparación con los criados en el sistema de jaulas en batería (71.9%). Esto puede estar relacionado con el hecho de que: Los conejos en nidos profundos estarán expuestos a sus heces, proporcionando así acceso a los esporocistos y la probabilidad de la alta prevalencia que observamos Okumu et al. (2014).

Otro factor que se debe mencionar que influye en la prevalencia de *Eimeria* spp., son los tratamientos, en un estudio realizado por Bachene et al (2019), demostraron que los tratamientos con sulfonamidas que tuvieron una mayor protección contra la *Eimeria* spp. (23.3%), en conejos que la asociación con colistina y trimetoprim, donde hubo una prevalencia del (65.3%).

Es importante señalar que la edad también es un factor que influye en la prevalencia de *Eimeria* spp., como lo demuestra el estudio de Elshahawi et al. (2018), donde la prevalencia fue mayor en conejos jóvenes (41.7%) en comparación con conejos adultos (3.3%). En otro estudio realizado por Shola et al. (2019), se demostró, que los conejos destetados tuvieron una mayor prevalencia de *Eimeria* spp. (80%) en comparación con los conejos de engorda (79.1%). y los adultos (77.5%). También Mohamad-Radzi et al (2021), en su investigación demostraron una diferencia significativa de prevalencias en conejos destetados (77%) en comparación con los conejos en crecimiento (46.8%) y los adultos (36%), así como Swarnkar et al.,2024, quienes reportan en su investigación que los conejos juvenes presentan una mayor prevalencia de *Eimeria* spp.(40.3%), en comparación con los adultos (14.4%).

E. irresidua, *E. magna*, *E. media* y *E. piriformis* son especies patógenas que provocan diarreas muy abundantes y un retraso de crecimiento, que puede disminuir del 15 al 20% del peso en vivo en un organismo bajo infección, esto para infecciones comprendidas entre 0.5 y 1 x 10⁵ oocistos (FAO, 2011).

Los nematodos pueden causar también enfermedades en los conejos, comprometiendo la salud, bienestar y causando pérdidas económicas como es el caso de los *Strongyloides* spp. (Hajipour y Zavarshani., 2020).

En el presente estudio, la principal prevalencia de *Strongyloides* spp. se observó mediante la técnica de sedimentación en un 67.16% (403/600) de las muestras. Siendo esto diferente a las prevalencias reportadas con anterioridad por Tanjung y Rangkuti (2019), Gürler, (2010), Prus y Duda (2021), Raue et al. (2017) y Epe, quienes reportan prevalencias del 20%, 5.18%, 4.79%, 1.8% y 0.9% en Indonesia, Turquía, Escocia, así

como Raue et al. (2017) y Epe, Coatin y Schneider (2004), en Alemania respectivamente.

Las prevalencias de *Strongyloides* spp., pueden presentar variación debido a la edad, medidas de bioseguridad, exposición a los parásitos (Raue et al., 2017), flora del tracto gastrointestinal del conejo, tipo de alimentación, medio ambiente (Tanjung & Rangkuti, 2019), edad, sexo y manejo (Gürler, 2010).

Además, en otro estudio realizado por Tanjung y Rangkuti (2019), también se pudo determinar que la edad es un factor importante en la presentación de parásitos, dado que reportan a conejos jóvenes (menores de 3 meses) que tuvieron una prevalencia de *Strongyloides* spp. (20%) y *Passalurus* spp. (13.33%); en comparación con los conejos adultos (mayores de 3 meses) en donde sólo se encontró prevalencia de *Eimeria* spp. (12%).

Prus y Duda (2021), en un estudio realizado en Ucrania, reportan que existen parasitosis asociativas con parásitos del género *Eimeria* spp., *P. ambiguus*, *Treponema cuniculi* y *Strongyloides papillosus* (8.25%), además también asociaciones de *T. cuniculi* con *S. papillosus* (4.37%), donde existe una interacción entre los mismos.

Raue et al. (2017) mencionan que los *Strongyloides* spp. pueden nacer de huevos a temperaturas cálidas de verano en un corto período de tiempo, y debido a ello, no son detectables mediante los métodos de flotación comunes. Por lo que es importante mencionar que no en todos los estudios de conejos se realizan la prueba de flotación y sedimentación. Tanjung y Rangkuti (2019) citan a Cheng (1973), que afirmó que la infección por *Strongyloides* spp. rara vez se ve excepto en zonas húmedas.

En el presente estudio la prevalencia de *Fasciola* spp. encontrada en las heces por los estudios coproparasitológicos de flotación fue del 0.83% (5/600), siendo marcadamente menor a prevalencia de *Eimeria* spp. 51% y *Strongyloides* spp. 13.5%.

La fascioliasis o diatomatosis hepática es una zoonosis que afecta los países de clima templado, siendo reportados muy pocos casos en conejos. Sin embargo, la infección en esta especie es importante, ya que eliminan huevos al ambiente (Apt et al., 1993). La técnica de sedimentación es más común para encontrar los huevos de *Fasciola* spp., sin embargo, en este estudio se detectaron más huevos por la técnica de flotación, posiblemente debido a algún factor que se desconoce. La densidad del agua a 20°C del grifo es aproximadamente 1.020 g/cm³, mientras que la densidad de una solución saturada de NaCl a 20°C tiene una densidad aproximada de 1.2 g/cm³, por lo que posiblemente la densidad de los huevos de *Fasciola* spp. es menor a 1.2 g/cm³, por lo que los huevos flotan mediante la técnica de flotación, mientras que para sedimentación los huevos de *Fasciola* spp. tienen una mayor densidad que 1.020 por lo que se van al fondo. Algunos nematodos y cestodos requieren una densidad de

1.30-1.35 g/cm³, aunque hay que tener en cuenta que en este caso los huevos de *Fasciola* spp. son más pequeños que en otros rumiantes, por la especie en la que se desarrollan y muy probablemente la densidad también es menor (Melo-Franco et al., 2015).

Boag (1985), reportó una prevalencia de *F. hepatica* del 0.1% (1/786) en Escocia Oriental, mientras que Alcaíno & Apt (1988), en un estudio de Fascioliasis en conejos silvestres en Chile reporta una prevalencia que va del 0% al 11.8%. En otro estudio realizado por Apt et al. (1993), también en Chile, se reportó una prevalencia en conejos silvestres del 6.1%. Meneses (1955) en un estudio coproparasitológico de heces de conejos procedentes de diversos criaderos reporta una prevalencia de *Fasciola* spp. del 5.4% (27/500) en Perú.

En resumen, las prevalencias reportadas de *Fasciola* spp. varían entre 0.1% a 11.8% en diferentes regiones, siendo los conejos silvestres hospedadores importantes de este parásito. También es importante mencionar que los conejos de mayor edad tienden a presentar mayores tasas de infección (Alcaino, 1988).

La incidencia a *F. hepatica* hallada en la población cunícola puede variar de acuerdo con el alimento que se usa y que se cumpla con las condiciones naturales que requiere el parásito para cumplir su ciclo. (Meneses, 1955).

En cuanto a las medidas de bioseguridad; es importante mencionar que las unidades de producción visitadas fueron familiares y semitecnificadas, donde se pudo observar que cuentan con un inadecuado manejo ya que no tienen establecido un programa para prevenir cualquier tipo de enfermedad que afecte la producción, solamente en una de las granjas se observó la presencia de tapete sanitario, lavado y desinfección de manos, las demás no lo realizan, lo que conlleva a que estén desprotegidos ante la entrada y salida de enfermedades (Huber et al., 2022).

CONCLUSIONES

Los resultados demuestran que el 60.67% de las 600 muestras analizadas mediante la técnica de flotación tuvieron endoparásitos, en donde predominaron los protozoarios 51%. Esto indica que las granjas de la región se enfrentan a un problema considerable relacionado con parasitismo, lo cual puede impactar negativamente en la salud de los conejos y, por ende, en la producción.

Al emplear la técnica de sedimentación, se observó una prevalencia aún mayor del 79.34% en comparación con flotación, esto demuestra que las técnicas utilizadas para el diagnóstico influyen en los resultados obtenidos, por lo que en las granjas analizadas

es crucial implementar métodos adecuados para el control y prevención de los parásitos.

La identificación de un solo género parasitario fue más común (48.66%), mientras que el biparasitismo y triparasitismo fueron menos frecuentes, mediante la técnica de flotación, mientras que por la técnica de sedimentación se encontró con un solo parásito 68.50% (411/600), seguido del biparasitismo y el triparasitismo.

El análisis Chi-cuadrado revela diferencias estadísticamente significativas entre algunas granjas.

Recomendaciones:

Debido a la prevalencia de endoparásitos identificados, se recomiendan implementar programas de bioseguridad y buenas prácticas para reducir la carga parasitaria.

Seguir realizando investigaciones para monitorear las prevalencias y así hacer más eficiente la producción. También fomentar prácticas bioseguridad (protocolos de limpieza, desinfección y cuarentena), enfatizando la higiene dentro de la granja cunícola.

LITERATURA CITADA / REFERENCIAS

- Aksoy, D. Y., Kerimoglu, U., Oto, A., Erguven, S., Arslan, S., Unal, S., Batman, F., & Bayraktar, Y. (2005). Infection with *Fasciola hepatica*. *Clinical Microbiology and Infection: The Official Publication of the European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 11(11), 859–861. <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2005.01254.x>
- Alcaíno, C. H., & Apt, B. W. (1989). Algunos antecedentes sobre la fascioliasis animal y humana. *Monografías de Medicina Veterinaria*, 11(1). <https://monografiasveterinaria.uchile.cl/index.php/MMV/article/view/4929>
- Álvarez, A. R. (2017). Los protozoos: características generales y su rol como agentes patógenos. *Ciencia Veterinaria*, 8(1), 62–71. Recuperado a partir de <https://cerac.unlpam.edu.ar/index.php/veterinaria/article/view/1917>
- Almeria, S., Murata, F. H. A., Cerqueira-Cézar, C. K., Kwok, O. C. H., Shipley, A., & Dubey, J. P. (2021). Epidemiological and public health significance of *Toxoplasma gondii* infection in wild rabbits and hares: 2010–2020. *Microorganisms*, 9(3), 597. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9030597>
- Andrews, C. L., Davidson, W. R., & Provost, E. E. (1980). Endoparasites of selected populations of cottontail rabbits (*Sylvilagus floridanus*) In the southeastern united states. *Journal of Wildlife Diseases*, 16(3), 395–401. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-16.3.395>
- Apt, W., Klein, P., & Vega, F. (1993). Prevalencia de fascioliasis en humanos, caballos, cerdos y conejos silvestres, en tres provincias de Chile. *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana*, 115(5), 405-414. <https://iris.paho.org/bitstream/handle/10665.2/16292/v115n5p405.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Arias-Hernández, D., Flores-Pérez, F. I., Domínguez-Roldan, R., Báez-Saldaña, A., Carreon, R. A., García-Jiménez, S., & Hallal-Calleros, C. (2019). Influence of the interaction between cysticercosis and obesity on rabbit behavior and productive parameters. *Veterinary Parasitology*, 276. (108964), 108964. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2019.108964>
- Arias-Hernández, D., García-Jiménez, S., Domínguez-Roldan, R., Murcia-Mejía, C., Báez-Saldaña, A., Hallal-Calleros, C., & Flores-Pérez, I. (2020). Effects of *Taenia pisiformis* infection and obesity on clinical parameters, organometry and fat distribution in male rabbits. *Pathogens*, 9(11), 861. <https://doi.org/10.3390/pathogens9110861>
- Arlian, L. G., & Morgan, M. S. (2017). A review of *Sarcoptes scabiei*: past, present and future. *Parasites & Vectors*, 10(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-017-2234-1>
- Ashmawy KI, Abuakkada SS, Awad AM (2011) Seroprevalencia de anticuerpos contra *Encephalitozoon cuniculi* y *Toxoplasma gondii* en conejos domésticos criados en granjas en Egipto. *Zoonosis Public Health* 58(5):357–364. <https://doi.org/10.1111/j.1863-2378.2010.01371.x>

-
- Attias, M., Teixeira, D. E., Benchimol, M., Vommaro, R. C., Crepaldi, P. H., & De Souza, W. (2020). The life-cycle of *Toxoplasma gondii* reviewed using animations. *Parasites & Vectors*, 13(1), 588. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04445-z>
- Ayuntamiento de Apan. (2020). *Plan municipal de desarrollo*. Recuperado de file:///C:/Users/Erik/Downloads/PMD_Apan.pdf
- Ayuntamiento de Cuauhtepic de Hinojosa. (2020). Construyendo contigo. Cuauhtepic de Hinojosa. Recuperado de <https://cuauhtepichidalgo.ayuntamientodigital.gob.mx/tu-municipio/medio-fisico>
- Ayuntamiento de Metepec. (2020). *Plan de desarrollo municipal de Metepec*. Recuperado de http://planestataldedesarrollo.hidalgo.gob.mx/pdf/PMD/035-METEPEC/PMD_Metepec.pdf
- Ayuntamiento de Santiago Tulantepec. (2020). *Plan municipal de desarrollo Santiago Tulantepec*. Recuperado de http://planestataldedesarrollo.hidalgo.gob.mx/pdf/PMD/056-SANTIAGO_TULANTEPEC/PMD_Santiago_Tulantepec.pdf
- Ayuntamiento de Singuilucan. (2020). *Plan municipal de desarrollo. Singuilucan*. Recuperado de file:///C:/Users/Erik/Downloads/PMD_Singuilucan.pdf
- Ayuntamiento de Tepeapulco. (2020). *Tepeapulco. Información general 2020*. Recuperado de file:///C:/Users/Erik/Downloads/pp_municipios-Tepeapulco.pdf
- Ayuntamiento de Tulancingo de Bravo. (2020). *Tulancingo de Bravo. Información general 2020*. Recuperado de file:///C:/Users/Erik/Downloads/pp_municipios-Tulancingo.pdf
- Bachene, M. S., Temim, S., Ainbaziz, H., & Bachene, A. (2019). Prevalence of rabbit coccidia in Medea Province, Algeria. *World Veterinary Journal*, 9(2), 123-128.
- Bauer, B. U., Pomroy, W. E., Gueydon, J., Gannac, S., Scott, I., & Pfister, K. (2010). Comparison of the FLOTAC technique with the McMaster method and the Baermann technique to determine counts of *Dictyocaulus eckerti* L1 and strongylid eggs in faeces of red deer (*Cervus elaphus*). *Parasitology Research*, 107(3), 555–560. <https://doi.org/10.1007/s00436-010-1893-z>
- Bautista Hernández, M. Á., Escobar Salazar, L. E., & Gómez Soto, J. G. (2021). Cunicultura una alternativa en la seguridad alimentaria en zonas periurbanas de México. En P. Wong González, J. E. Isaac Egurrola, E. R. Morales García de Alba, & A. Treviño Aldape (Coords.), *La dimensión global de las regiones y sus reconfiguraciones económicas y urbanas* (Vol. II). Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Investigaciones Económicas y Asociación Mexicana de Ciencias para el Desarrollo Regional. <https://ru.iiec.unam.mx/5498/>
- Betancourt-Alonso, M. A., Orihuela, A., Aguirre, V., Vázquez, R., & Flores-Pérez, F. I. (2011). Changes in behavioural and physiological parameters associated with *Taenia pisiformis* infection in rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) that may improve early detection of sick rabbits. *World rabbit science*, 19(1) 21–30. <https://doi.org/10.4995/wrs.2011.801>
- Bhat T.k., JITHENDRAN K.P., & Kurade N.p. (2010). Rabbit coccidiosis and its control: A review. *World rabbit science*, 4(1). <https://doi.org/10.4995/wrs.1996.269>
- Blake, D. P., Worthing, K., & Jenkins, M. C. (2020). Exploring *Eimeria* genomes to understand population biology: Recent progress and future opportunities. *Genes*, 11(9), 1103. <https://doi.org/10.3390/genes11091103>

-
- Boag, B. (1985). The incidence of helminth parasites from the wild rabbit *Oryctolagus cuniculus* (L.) in eastern Scotland. *Journal of Helminthology*, 59(1), 61–69. <https://doi.org/10.1017/s0022149x00034507>
- Bolaños-Aguilar, L. A., Sánchez-Sánchez, T., Martínez-Chavarría, L. C., Ramos-Garduño, L. A., Reyes-Matute, A., & Maldonado-Reséndiz, R. I. (2019). Encefalitozoonosis en un grupo de conejos (*Oryctolagus cuniculus*) de compañía. *Clínica veterinaria: abordaje diagnóstico y terapéutico*, 5. <https://doi.org/10.22201/fmvz.23958766e.201930>
- Bowman, D. D. (2013). Helminths. En *Georgis' parasitology for veterinarians* (10^a ed., pp. 146). W.B. Saunders Co.
- Campa, V. (2017). *Análisis de imágenes de microscopía con ImageJ* (1^a ed.). [ISBN: 978-1542671309].
- Casanueva, P., Hillyer, G. v., Ramajo, V., Oleaga, A., Espinoza, E. Y., & Muro, A. (2001). Immunoprophylaxis against *Fasciola hepatica* in rabbits using a recombinant Fh15 fatty acid-binding protein. *Journal of Parasitology*, 87(3), 697–700. [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2001\)087\[0697:iafhir\]2.0.co;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2001)087[0697:iafhir]2.0.co;2)
- Conceição, M. A. P., Durão, R. M., Costa, I. H., & da Costa, J. M. C. (2002). Evaluation of a simple sedimentation method (modified McMaster) for diagnosis of bovine fascioliosis. *Veterinary Parasitology*, 105(4), 337–343. [https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(02\)00016-x](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(02)00016-x)
- Crum, J. M., & Prestwood, A. K. (1977). Transmission of *Sarcocystis leporum* from a cottontail rabbit to domestic cats. *Journal of Wildlife Diseases*, 13(2), 174–175. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-13.2.174>
- Dakouri, S. A., Kimsé, M., Komoin Oka, C., Koné, M. W., & Touré, A. (2020). Dynamic of oocyst excretion of coccidiosis in female rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) and their litters, from pregnancy to fattening. *International Journal of Innovation and Scientific Research*, 49 (1), 148-159. <https://ijisr.issr-journals.org/abstract.php?article=IJISR-20-121-06>.
- Dalle Zotte, A., & Szendro, Z. (2011). The role of rabbit meat as functional food. *Meat Science* 88 (3), 319–331. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2011.02.017>
- Dawod, A., Fathalla, S., El-Seedi, H. R., Hammad, M. A., Osman, N., Abosheriba, N., Anis, A., Shehata, A. A., & Elkhatam, A. (2022). Efficacy of *Ficus sycomorus* (sycamore fig) extract on intestinal coccidiosis in experimentally infected rabbits. *Life (Basel, Switzerland)*, 12(6), 917. <https://doi.org/10.3390/life12060917>
- De Lima, D. C. V., Santos, A. de S., da Silva, L. T. R., de Melo, R. P. B., da Silva, J. G., Júnior, J. W. P., & Mota, R. A. (2016). Occurrence of *Toxoplasma gondii* in domestic rabbits of Northeastern Brazil. *Acta Parasitologica*, 61(3), 500–507. <https://doi.org/10.1515/ap-2016-0066>
- Doboși, A.-A., Bel, L.-V., Paștiu, A. I., & Pusta, D. L. (2022). A review of *Encephalitozoon cuniculi* in domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*)-biology, clinical signs, diagnostic techniques, treatment, and prevention. *Pathogens*, 11(12), 1486. <https://doi.org/10.3390/pathogens11121486>

-
- Doboși, A. A., Paștiu, A. I., Bel, L. V., & Pusta, D. L. (2024). The Prevalence of *Encephalitozoon cuniculi* in Domestic Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in the North-Western Region of Romania Using Serological Diagnosis: A Preliminary Study. *Microorganisms*, 12(7), 1440. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12071440>
- Domínguez-Roldan, R., Pérez-Martínez, M., Rosetti, M. F., Arias-Hernández, D., Bernal-Fernández, G., Flores-Pérez, F. I., & Hallal-Calleros, C. (2018). High frequency of *Taenia pisiformis* metacestodes and high sex-associated susceptibility to cysticercosis in naturally infected wild rabbits. *Parasitology Research*, 117(7), 2201–2206. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5907-6>
- Dryden, M. W., Payne, P. A., Ridley, R., & Smith, V. (2005). Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts. *Veterinary Therapeutics: Research in Applied Veterinary Medicine*, 6(1), 15–28.
- Dubey, J. P., Hilali, M., Van Wilpe, E., Verma, S. K., Calero-Bernal, R., & Abdel-Wahab, A. (2015). Redescription of *Sarcocystis fusiformis* sarcocysts from the water buffalo (*Bubalus bubalis*). *Parasitology*, 142(2), 385–394. <https://doi.org/10.1017/S003118201400122X>
- Elhendy, A. H. M., Kuraa, H. M., & Nageib, B. R. (2018). Pathological and parasitological studies on some *Eimeria* species in rabbits using light and electron microscope. *Assiut Veterinary Medical Journal*, 64(157), 81-93. <https://doi.org/10.21608/avmj.2018.168915>
- El-Shahawi, G. A., El-Fayomi, H. M., & Abdel-Haleem, H. M. (2012). Coccidiosis of domestic rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) in Egypt: light microscopic study. *Parasitology Research*, 110(1), 251–258. <https://doi.org/10.1007/s00436-011-2479-0>
- Elshahawy, I., & Elgoniemy, A. (2018). An epidemiological study on endoparasites of domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in Egypt with special reference to their health impact. *Sains Malaysiana*, 47(1), 9–18. <https://doi.org/10.17576/jsm-2018-4701-02>
- Epe C, Coati N, Schnieder T (2004) Ergebnisse parasitologischer Kotuntersuchungen von Pferden, Wiederkäuern, Schweinen, Hunden, Katzen, Igel und Kaninchen in den Jahren 1998-2002. *Dtsch Tierarztl Wochenschr* 111:243–247
- Fang, W., Yang, J., Wang, H.-Y., Chen, S.-R., Li, K.-R., Liu, Y.-H., Duan, Y., & Li, T.-M. (2022). Exploration of animal models to study the life cycle of *Fasciola hepatica*. *Parasitology*, 149(10), 1349–1355. <https://doi.org/10.1017/S0031182022000609>
- FAO. (27 febrero 2025). FAOSTAT Cantidades de producción de Carne de conejos y liebres, fresca o refrigerada por país: Promedio 1994 - 2021. Recuperado de <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL/visualize>
- Fayer, R., & Kradel, D. (1977). *Sarcocystis leporum* in cottontail rabbits and its transmission to carnivores. *Journal of Wildlife Diseases*, 13(2), 170-173. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-13.2.170>
- Figueroa-Castillo, J. A., Jasso-Villazul, C., Liébano-Hernández, E., Martínez-Labat, P., Rodríguez-Vivas, R. I., & Zárate-Ramos, J. J. (2015). Examen coproparasitológico. En R. I. Rodríguez-Vivas (Ed.), *Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria* (pp. 78-128). AMPAVE-CONASA.

-
- Frank, R., Kuhn, T., Mehlhorn, H., Rueckert, S., Pham, D., & Klimpel, S. (2013). Parasites of wild rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) from an urban area in Germany, in relation to worldwide results. *Parasitology Research*, 112(12), 4255–4266. <https://doi.org/10.1007/s00436-013-3617-7>
- Galán-Caballero, . M. E., Escalona-Maurice, M. J., Jiménez-Moreno, . M. J., Hernández-Romero, O., Caamal-Cahuich, I., & Velázquez-Marzano, G. (2021). Structure and operation of the rabbit meat production chain, Texcoco, México. *Agro Productividad*, 14(2), 23-28. <https://doi.org/10.32854/agrop.v14i2.1781>
- Geiger, M., Sánchez-Villagra, M. R., & Sherratt, E. (2022). Cranial shape variation in domestication: A pilot study on the case of rabbits. *Journal of Experimental Zoology Part B: Molecular and Developmental Evolution*, 338(8), 532–541. <https://doi.org/10.1002/jez.b.23171>
- Gobierno municipal de Acatlán., 2023.Acatlán Fuerte y con todo. Recuperado de <https://www.acatlanhidalgo.gob.mx/ayuntamiento-acatlan/medio-fisico>
- González-Herrera, L., Valladares-Carranza, B., Ortega- Santana, C., Zamora-Espinosa, J., Castro-Maruri, J., Velázquez-Ordóñez, V., & Peña-Betancourt, S. (2011). Cenurosis subcutánea en una liebre (*Lepus* spp.), de la reserva ecológica "Nevado de Toluca", México. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*, 12(11), 1-7.
- Gonzales, I., Rivera, J. T., Garcia, H. H., & Cysticercosis Working Group in Peru. (2016). Pathogenesis of *Taenia solium* taeniasis and cysticercosis. *Parasite Immunology*, 38(3), 136–146. <https://doi.org/10.1111/pim.12307>
- Gurler, A. T., Beyhan, Y. E., Acici, M., Bolukbas, C. S., & Umur, S. (2010). Helminths of mammals and birds at the Samsun Zoological Garden, Turkey. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine: Official Publication of the American Association of Zoo Veterinarians*, 41(2), 218–223. <https://doi.org/10.1638/2009-0070R1.1>
- Hajipour, N., & Zavarshani, M. (2020). Ectoparasites and endoparasites of New Zealand White rabbits from North West of Iran. *Iranian Journal of Parasitology*, 15(2), 266–271. <https://doi.org/10.18502/ijpa.v15i2.3310>
- Hallal-Calleros, C., Morales-Montor, J., Orihuela-Trujillo, A., Togno-Peirce, C., Murcia-Mejía, C., Bielli, A., Hoffman, K. L., & Flores-Pérez, F. I. (2016). *Taenia pisiformis* cysticercosis induces decreased prolificacy and increased progesterone levels in rabbits. *Veterinary Parasitology*, 229, 50–53. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2016.09.015>
- Han, B., Takvorian, P. M., & Weiss, L. M. (2020). Invasion of host cells by Microsporidia. *Frontiers in Microbiology*, 11, 172. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.00172>
- Hein, J., Flock, U., Sauter-Louis, C., & Hartmann, K. (2014). Encephalitozoon cuniculi in rabbits in Germany: prevalence and sensitivity of antibody testing. *The Veterinary Record*, 174(14), 350–350. <https://doi.org/10.1136/vr.102126>
- Holmes, A., Illowsky, B., & Dean, S. (2023). Introducción a la estadística empresarial. Independently Published.https://assets.openstax.org/oscms-prodcms/media/documents/Introduccion_al_la_estadistica_empresaial_-_WEB.pdf

-
- Howell, A. K., Malalana, F., Beesley, N. J., Hodgkinson, J. E., Rhodes, H., Sekiya, M., Archer, D., Clough, H. E., Gilmore, P., & Williams, D. J. L. (2020). *Fasciola hepatica* in UK horses. *Equine Veterinary Journal*, 52(2), 194–199. <https://doi.org/10.1111/evj.13149>
- Huber, N., Andraud, M., Sassu, E. L., Prigge, C., Zoche-Golob, V., Käsbohrer, A., D'Angelantonio, D., Viltrop, A., Żmudzki, J., Jones, H., Smith, R., Tobias, T. J., & Burow, E. (2022). What is a biosecurity measure? A definition proposal for animal production and linked processing operations. *One Health*, 15, 100433. <https://doi.org/10.22541/au.165183306.69406139/v1>
- Huneau-Salaün, A., Bougeard, S., Balaine, L., Eono, F., Le Bouquin, S., & Chavin, C. (2015). Husbandry factors and health conditions influencing the productivity of French rabbit farms. *World Rabbit Science*, 23(1), 27. <https://doi.org/10.4995/wrs.2015.3076>
- Huneau-Salaün, A., Boucher, S., Fontaine, J., Le Normand, B., Lopez, S., Maurice, T., Nouvel, L., Bruchec, A., Coton, J., Martin, G., Le Gall-Reculé, G., & Le Bouquin, S. (2021). Retrospective studies on rabbit haemorrhagic disease outbreaks caused by RHDV GI.2 virus on farms in France from 2013 to 2018. *World rabbit science*, 29(2), 87. <https://doi.org/10.4995/wrs.2021.12800>
- Husein, A.-N. A., Hassan, I. M., & Khalifa, R. M. A. (2010). Development and hatching mechanism of *Fasciola* eggs, light and scanning electron microscopic studies. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 17(3), 247–251. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2010.04.010>
- Indrawan, D., Cahyadi, E. R., Daryanto, A., & Hogeveen, H. (2020). The role of farm business type on biosecurity practices in West Java broiler farms. *Preventive Veterinary Medicine*, 176(104910), 104910. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2020.104910>
- Instituto Nacional de Desarrollo Social. (2019). Manual de cunicultura. SEDESOL.
- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. (1992). *Síntesis geográfica del estado de Hidalgo*. Edificio Sede. ISBN 968-892-711-2.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). (2009). *Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos. Acaxochitlán, Hidalgo*. Recuperado de <https://docplayer.es/75216650-Prontuario-de-informacion-geografica-municipal-de-los-estados-unidos-mexicanos-acaxochitlan-hidalgo-clave-geoestadistica-13002.html>
- Irvine, K. L., Walker, J. M., & Friedrichs, K. R. (2016). Sarcocystid organisms found in bile from a dog with acute hepatitis: a case report and review of intestinal and hepatobiliary Sarcocystidae infections in dogs and cats. *Veterinary Clinical Pathology*, 45(1), 57–65. <https://doi.org/10.1111/vcp.12330>
- Irving-Pease, E. K., Frantz, L. A. F., Sykes, N., Callou, C., & Larson, G. (2018). Rabbits and the specious origins of domestication. *Trends in Ecology & Evolution*, 33(3), 149–152. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2017.12.009>
- Iturbe Espinoza, P., Muñoz Pareja F. (2011). Desarrollo de huevos de *Fasciola hepatica* a partir de huevos aislados de la vesícula biliar de ovinos y vacunos, expuestos a luz y oscuridad. *Neotropical helminthology*, 5(1), 89–93. <https://doi.org/10.24039/rnh2011511039>
- Jiménez-Jiménez, R. A., Rendón-Rendón, M. C., Chávez-Pérez, L. M., & Soler Fonseca, D. M. (2019). La polarización de los sistemas de producción pecuaria en México. *Ciencia y*

38. <https://www.researchgate.net/publication/354845266> The polarization of livestock production systems in Mexico

- Jing, F., Yin, G., Liu, X., Suo, X., & Qin, Y. (2012). Large-scale survey of the prevalence of Eimeria infections in domestic rabbits in China. *Parasitology Research*, 110(4), 1495–1500. <https://doi.org/10.1007/s00436-011-2653-4>
- Jordan, C. N., Zajac, M. S. A. M., & Lindsay, D. S. (2006). Encephalitozoon cuniculi Infection in Rabbits. *Biology Medicine*, 108–116. Amazonaws.com. Recuperado el 15 de septiembre de 2024, de https://vetfolio-vetstreet.s3.amazonaws.com/mmah/f3/e02e85a6a447d1a5ff1cb308e76d2e/filePV_28_02_10_8.pdf
- Kardena, I. M., Berata, I. K., Winaya, I. B. O., Oka, I. B. M., & Siswanto, F. M. (2015). *Pathological case study of rabbit hepatic coccidiosis in Tabanan, Bali*. En *Proceedings of the Kuala Lumpur International Agriculture, Forestry and Plantation* (p.p.2-4). Hotel Putra. ISBN 978-967-11350-7-5.
- Keith, L. B., Cary, J. R., Yuill, T. M., & Keith, I. M. (1985). Prevalence of helminths in a cyclic snowshoe hare population. *Journal of Wildlife Diseases*, 21(3), 233-253 <https://doi.org/10.7589/0090-3558-21.3.233>
- Khider, A. T., Al-Rubaie, H. M. A., & Khalil, F. J. (2015). Prevalence of coccidiosis in local breed rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in Baghdad province. *AL-Qadisiya Journal of Veterinary Medicine Science*, 14(1), 15-20 <https://iasj.net/iasj/download/9739d384de6ac151>
- Kumar, S., Garg, R., Mofthah, A., Clark, E. L., Macdonald, S. E., Chaudhry, A. S., Sparagano, O., Banerjee, P. S., Kundu, K., Tomley, F. M., & Blake, D. P. (2014). An optimised protocol for molecular identification of Eimeria from chickens. *Veterinary Parasitology*, 199(1–2), 24–31. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.09.026>
- Künzel, F., Gruber, A., Tichy, A., Edelhofer, R., Nell, B., Hassan, J., Leschnik, M., Thalhammer, J. G., & Joachim, A. (2008). Clinical symptoms and diagnosis of encephalitozoonosis in pet rabbits. *Veterinary Parasitology*, 151(2–4), 115–124. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2007.11.005>
- Kuczynska, E., & Shelton, D. R. (1999). Method for detection and enumeration of *Cryptosporidium parvum* oocysts in feces, manures, and soils. *Applied and Environmental Microbiology*, 65(7), 2820–2826. <https://doi.org/10.1128/AEM.65.7.2820-2826.1999>
- Kylie, J., Brash, M., Whiteman, A., Tapscott, B., Slavic, D., Weese, J. S., & Turner, P. V. (2017). Biosecurity practices and causes of enteritis on Ontario meat rabbit farms. *The Canadian veterinary journal = La revue veterinaire canadienne*, 58(6), 571–578.
- Ladron de Guevara, O. S., Perez-Rivero, J. J., Perez-Martinez, M., Flores-Perez, F. I., & Romero-Callejas, E. (2019). *Eimeria* spp. in broiler rabbit: seasonal prevalence in the backyard farms of the State of Mexico. *Veterinaria Italiana*, 55(2), 183–187. <https://doi.org/10.12834/VetIt.443.2154.3>
- Lalor, R., Cwiklinski, K., Calvani, N. E. D., Dorey, A., Hamon, S., Corrales, J. L., Dalton, J. P., & De Marco Verissimo, C. (2021). Pathogenicity and virulence of the liver flukes *Fasciola hepatica*

-
- and *Fasciola Gigantica* that cause the zoonosis Fasciolosis. *Virulence*, 12(1), 2839–2867. <https://doi.org/10.1080/21505594.2021.1996520>
- Latney, L., Nicole R. Wyre, N., & Charles Bradley, C. (2014). *Encephalitozoon cuniculi* in pet rabbits: diagnosis and optimal management. *Veterinary medicine: Research and Reports*, 5, 169-180 <https://doi.org/10.2147/vmrr.s49842>
- Lebas, F., Coudert, P., de Rochambeau, H., & Thébault, R. G. (1996). *El conejo: cría y patología*. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. <https://www.fao.org/4/t1690s/t1690s.pdf>
- Levine, N. D., & Ivens, V. (1972). Coccidia of Leporidae. *J Protozool*, 19, 572–581. <https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.1972.tb03531.x>
- Lilue, J., Müller, U. B., Steinfeldt, T., & Howard, J. C. (2013). Reciprocal virulence and resistance polymorphism in the relationship between *Toxoplasma gondii* and the house mouse. *eLife*, 2, e01298. <https://doi.org/10.7554/eLife.01298>
- Li, S., Zeng, W., Li, R., Hoffman, L. C., He, Z., Sun, Q., & Li, H. (2018). Rabbit meat production and processing in China. *Meat Science*, 65(3), 267-273. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2018.06.037>
- López-Villacís, I. C., Artieda-Rojas, J. R., Mera-Andrade, R. I., Muñoz-Espinoza, M. S., Rivera-Guerra, V. E., Cuadrado-Guevara, A. C., Zurita-Vásquez, J. H., & Montero-Recalde, M. A. (2017). *Fasciola hepatica*: aspectos relevantes en la salud animal. *Journal of the Selva Andina Animal Science*, 4(2), 137–146. <https://doi.org/10.36610/j.jsaas.2017.040200137>
- Lucius, R. (2022). *Dicrocoelium dendriticum*. *Trends in Parasitology*, 38(12), 1089–1090. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2022.09.002>
- Macias-Fonseca, M. E., Herrera - Haro, J. G., Pro - Martínez, A., Ortega - Cerrilla, M. E., & Ruíz - Sesma, B. (2021). Productive performance and carcass characteristics of New Zealand white and California rabbits and their crosses. *Agro Productividad*, 14(6). <https://doi.org/10.32854/agrop.v14i6.1916>
- Maestrini, G., Ricci, E., Cantile, C., Mannella, R., Mancianti, F., Paci, G., D'Ascenzi, C., & Perrucci, S. (2017). *Encephalitozoon cuniculi* in rabbits: Serological screening and histopathological findings. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 50, 54-57. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2016.11.012>
- Magalhães, T. R., Pinto, F. F., & Queiroga, F. L. (2022). A multidisciplinary review about *Encephalitozoon cuniculi* in a One Health perspective. *Parasitology Research*, 121(9), 2463–2479. <https://doi.org/10.1007/s00436-022-07562-z>
- Mäkitaipale, J., Järvenpää, E., Bruce, A., Sankari, S., Virtala, A.-M., & Näreaho, A. (2022). Seroprevalence of *Encephalitozoon cuniculi* and *Toxoplasma gondii* antibodies and risk-factor assessment for *Encephalitozoon cuniculi* seroprevalence in Finnish pet rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Acta Veterinaria Scandinavica*, 64(1), 2. <https://doi.org/10.1186/s13028-022-00622-5>

-
- Malavé, A. A., Córdova, L. R., García, A. R., & Méndez, J. N. (2013). Bromatological composition of rabbit meat supplemented with mataraton and palm-press fiber. *Rev MVZ Cordoba*, 18(2), 3452-3458. <https://www.redalyc.org/pdf/693/69328078004.pdf>
- Manuja, B. K., Manuja, A., & Singh, R. K. (2014). Globalization and livestock biosecurity. *Agricultural Research*, 3(1), 22–31. <https://doi.org/10.1007/s40003-014-0097-7>
- Manzanilla Linda Rosa. (2014). Anatomía de un conjunto residencial teotihuacano en Oztoyahualco, Los estudios específicos. Instituto de Investigaciones Antropológicas de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). Vol II. 729–831. http://ru.ia.unam.mx:8080/bitstream/10684/48/1/15a_II.pdf
- Martínez Castillo, M. Á. (2019). *Cunicultura* (1a ed.). Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Martínez, P., Sosa Testé, I., Lugo, I., Sonia, M., Roca, H., Castillo, A., & Rebeca, R. (2010). Análisis de la situación epidemiológica en una colonia de producción intensiva de conejos para la experimentación entre 1993 y 2007. *Revista Electrónica de Veterinaria*, 11(2), 1-22. <https://www.redalyc.org/pdf/636/63613118004.pdf>
- Maziz-Bettahar, S., Aissi, M., Ainbaziz, H., Bachene, M. S., Zenia, S., & Ghisani, F. (2018). Prevalence of coccidian infection in rabbit farms in North Algeria. *Veterinary World*, 11(11), 1569-1573. <https://www.veterinaryworld.org/Vol.11/November-2018/7.pdf>
- Measures, L. N., & Anderson, R. C. (1983). Characteristics of natural infections of the stomach worm, *Obeliscoides cuniculi* (Graybill), in lagomorphs and woodchucks in Canada. *Journal of Wildlife Diseases*, 19(3), 219–224. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-19.3.219>
- Melo-Franco, B., Alho, A. M., Calero-Bernal, R., & Madeira de Carvalho, L. M. (2015). Métodos simples y prácticos de diagnóstico laboratorial de las principales parasitosis intestinales en équidos. *PV ARGOS*, 20(2015). www.produccion-animal.com.ar
- Meneses, O. (1955). Incidencia de la distomatosis hepática en los conejos de la ciudad de Lima y alrededores. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*, 9(1-2), 103-109. http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S172646341955000100012&script=sci_arttext
- Mohamad-Radzi, N. N., Che-Amat, A., Abdul Aziz, N. A., Babjee, S. M. A., Mazlan, M., Saulol Hamid, N. F., & Lekko, Y. M. (2021). Preliminary detection of mites and coccidia with their zoonotic potential in meat-farmed rabbits in three districts in Selangor, Malaysia. *Journal of Parasitic Diseases*, 45(1), 169-175. <https://doi.org/10.1007/s12639-020-01291-9>
- Motamedi, G., Moharami, M., Paykari, H., Eslampanah, M., & Omraninava, A. (2014). A survey on the gastrointestinal parasites of rabbit and guinea pig in a laboratory animal house. *Archives of Razi Institute*, 69(1), 77-81. <https://doi.org/10.7508/ari.2014.01.011>
- Nabil M, M. (2020). First report of *Taenia pisiformis* Cysticercus infestation in Domestic rabbits in Hajjah city Yemen. *International Journal of Veterinary Science and Research*, 6 (2), 159–163. <https://doi.org/10.17352/ijvsr.000068>
- Nazarbeigy, M., Halajian, A., & Amadi, A. (2021). Checklist of digenean trematodes of Iran. In *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports* (Vol. 24). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2021.100571>

-
- Neumayerová, H., Juránková, J., Jeklová, E., Kudláčková, H., Faldyna, M., Kovařík, K., Jánová, E., & Koudela, B. (2014). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Encephalitozoon cuniculi* in rabbits from different farming systems. *Veterinary Parasitology*, 204(3-4), 184-190. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.04.020>
- Nistor, E., Bampidis, V., P, N., Cal, C., Pentea, M., Tozer, J., & Prundeanu, H. (2013). Nutrient content of rabbit meat as compared to chicken, beef and pork meat. *Journal of animal production advances*, 3(4), 172. <https://doi.org/10.5455/japa.20130411110313>
- Noordzij, M., Dekker, F. W., Zoccali, C., & Jager, K. J. (2010). Measures of disease frequency: prevalence and incidence. *Nephron. Clinical Practice*, 115(1), c17-20.
- Okewole EA (2008) Seroprevalencia de anticuerpos contra *Encephalitozoon cuniculi* en conejos domésticos en Nigeria. *Onderstepoort J Vet Res*, 75(1):33–38. <https://doi.org/10.4102/ojvr.v75i1.85>
- Okumu, P. O., Gathumbi, P. K., Karanja, D. N., Mande, J. D., Wanyoike, M. M., Gachuri, C. K., Kiarie, N., Mwanza, R. N., & Borter, D. K. (2014). Prevalence, pathology and risk factors for coccidiosis in domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in selected regions in Kenya. *Veterinary Quarterly*, 34(4), 205–210. <https://doi.org/10.1080/01652176.2014.978044>
- Olivares Pineda, R., Gómez Cruz, M. Á., Schwentesius Rindermann, R., & Carrera Chávez, B. (2009). Alternativas a la producción y mercadeo para la carne de conejo en Tlaxcala, México. *Región y sociedad*, 21(46). <https://doi.org/10.22198/rys.2009.46.a482>
- Onuoha, C. H. (2020). Reproductive physiology of male rabbits: A key factor in buck selection for breeding (paper review). *Advances in Reproductive Sciences*, 08(02), 97–112. <https://doi.org/10.4236/arsci.2020.82009>
- Osechas Darío, & B. S. L. M. (2006). Production and Marketing of Rabbit Meat in Trujillo State, Venezuela. *Revista científica*, Vol. 16 (2), 129-135. http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-22592006000200006&lng=es&nrm=iso&tlng=es
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. FAOSTAT. (2022). Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL/visualize>
- Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. (2011). *El conejo: cría y patología* (ISBN 92-5-303441-6). FAO. <https://www.fao.org/4/t1690s/t1690s.pdf>
- Otranto, D., & Traversa, D. (2002). A review of dicrocoeliosis of ruminants including recent advances in the diagnosis and treatment. *Veterinary Parasitology*, 107(4), 317–335. [doi.org/10.1016/S0304-4017\(02\)00121-8](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(02)00121-8)
- Pérez Martínez, I., Sosa Testé, I., Lugo Marante, S., Hernández Roca, A., & Castillo Rodríguez, R. (2010). Análisis de la situación epidemiológica en una colonia de producción intensiva de conejos para la experimentación entre 1993 y 2007. *Revista Electrónica de Veterinaria*, 11(2), 1-22. <https://www.redalyc.org/pdf/636/63613118004.pdf>

-
- Pérez Martínez, M. B. A. M. A. (2010). Coccidiosis hepática en el conejo: aspectos ambientales y clínico-patológicos. *Ciencia Ergo Sum*, 17(3), 269-276. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=10415212005>
- Pradenas, M., Kruze, J., & van Schaik, G. (2008). Sensibilidad del cultivo de pool fecal para detectar infección por *Mycobacterium avium* subsp. *paratuberculosis* en rebaños bovinos de leche y su relación con la prueba de ELISA. *Archivos de Medicina Veterinaria*, 40(1), 31-37. <https://dx.doi.org/10.4067/S0301-732X2008000100004>
- Prakas, P., & Butkauskas, D. (2012). Protozoan parasites from genus *Sarcocystis* and their investigations in Lithuania. *Ekologija (Vilnius, Lithuania)*, 58(1), 45-58. <https://doi.org/10.6001/ekologija.v58i1.2349>
- Prus, M. P., & Duda, Y. V. (2021). Pathogens of diseases of the digestive tract of rabbits in the parasitocenosis. *Scientific Messenger of LNU of Veterinary Medicine and Biotechnology*, 23(102), 93–98. <https://doi.org/10.32718/nvlvet10214>
- Quintero Sánchez, E. de J., Gómez de Anda, F. R., Vega Sánchez, V., Reyes Rodriguez, N. E., & Zepeda-Velázquez, A. P. (2024). La historia del Conejo en México. *Boletín De Ciencias Agropecuarias ICAP-UAEH*, 10(20), 23-35. <https://doi.org/10.29057/icap.v10i19.11851>
- Rabie, S. A. H., Abuelwafa, W. A., & Hussein, N. M. (2022). Occurrence of *Eimeria* species (Apicomplexa: Eimeriidae) in domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in Qena Governorate, Upper Egypt. *Journal of Parasitic Diseases: Official Organ of the Indian Society for Parasitology*, 46(3), 811–832. <https://doi.org/10.1007/s12639-022-01494-2>
- Ras, R. (2020). Prevalence and morphological identification of *Eimeria* spp. in domestic rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) in Sharkia province, Egypt. *Egyptian Veterinary Medical Society of Parasitology Journal (EVMSPJ)*, 16(1), 114–130. <https://doi.org/10.21608/evmspj.2020.125131>
- Raue, K., Heuer, L., Böhm, C., Wolken, S., Epe, C., & Strube, C. (2017). 10-year parasitological examination results (2003 to 2012) of faecal samples from horses, ruminants, pigs, dogs, cats, rabbits and hedgehogs. *Parasitology Research*, 116(12), 3315–3330. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5646-0>
- Rebollar, P. G., Arias-Álvarez, M., Lorenzo, P. L., & García-García, R. M. (2023). Managing sexual receptivity and ovulation induction in rabbit does: evidence from recent research. *World Rabbit Science*, 31(2), 77–92. <https://doi.org/10.4995/wrs.2023.18762>
- Rebollar, P. G., Pérez-Cabal, M. A., Pereda, N., Lorenzo, P. L., Arias-Álvarez, M., & García-Rebollar, P. (2009). Effects of parity order and reproductive management on the efficiency of rabbit productive systems. *Livestock Science*, 121(2–3), 227–233. <https://doi.org/10.1016/j.livsci.2008.06.018>
- Rinaldi, L., Russo, T., Schioppi, M., Pennacchio, S., & Cringoli, G. (2007). *Passalurus ambiguus*: new insights into copromicroscopic diagnosis and circadian rhythm of egg excretion. *Parasitology Research*, 101(3), 557–561. <https://doi.org/10.1007/s00436-007-0513-z>

-
- Robert-Gangneux, F., & Dardé, M.-L. (2012). Epidemiology of and diagnostic strategies for toxoplasmosis. *Clinical Microbiology Reviews*, Vol. 25(3), 583–583. <https://doi.org/10.1128/CMR.05013-11>
- Rodríguez-Tovar, L. E., Nevárez-Garza, A. M., Trejo-Chávez, A., Hernández-Martínez, C. A., Hernández-Vidal, G., Zarate-Ramos, J. J., & Castillo-Velázquez, U. (2016). *Encephalitozoon cuniculi*: Grading the Histological Lesions in Brain, Kidney, and Liver during Primoinfection Outbreak in Rabbits. *Journal of Pathogens*, 2016, 1–9. <https://doi.org/10.1155/2016/5768428>
- Rodríguez Tovar L. E., Rodríguez Ramírez H. G., Valdez Nava Y., Nevárez Garza A. M., & Ramírez Romero R. (2011). Empleo de una tinción rápida para el diagnóstico de microsporidiosis Using a quick dye for the diagnosis of microsporidiosis. *Vet. Méx.* Vol. 42 (2), 179-185. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=42319744006>
- Rosell Pujol, J. M. & Anadón Navarro, A. (2000). *Enfermedades del conejo. T. 1, Generalidades*. Mundi-Prensa.
- Samorek-Pieróg, M., Karamon, J., Brzana, A., Bilska-Zajac, E., Zdybel, J., & Cencek, T. (2021). Molecular confirmation of massive *Taenia pisiformis* cysticercosis in one rabbit in Poland. *Pathogens*, 10(8), 1029. <https://doi.org/10.3390/pathogens10081029>
- Santaniello, A., Cimmino, I., Dipineto, L., Agognon, A. L., Beguinot, F., Formisano, P., Fioretti, A., Menna, L. F., & Oriente, F. (2021). Zoonotic risk of *Encephalitozoon cuniculi* in animal-assisted interventions: Laboratory strategies for the diagnosis of infections in humans and animals. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 18(17), 9333. <https://doi.org/10.3390/ijerph18179333>
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER). (2016, 25 de abril). Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER). Los Secretos de La Cunicultura. Recuperado de: <https://www.gob.mx/agricultura/es/articulos/los-secretos-de-la-cunicultura>
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). (2019). Manual de Buenas Prácticas de Producción de Carne de Conejo (2ª ed., pp. 29-31). Gobierno de México. Recuperado de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/859793/Manual_de_Buenas_Pr_cticas_d_e_Producci_n_de_Carne_de_Conejo_2019.pdf
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). (2020, 24 de junio). Acciones conjuntas para proteger la cunicultura. Gobierno de México. Recuperado de <https://www.gob.mx/senasica/articulos/acciones-conjuntas-para-proteger-la-cunicultura>
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. (2013, 17 de octubre). *Fomento para la producción de conejo a nivel nacional*. Gobierno de México. <https://www.gob.mx/agricultura|aguascalientes/es/articulos/fomento-para-la-produccion-de-conejo-a-nivel-nacional>
- Sheinberg, G., Romero, C., Heredia, R., Capulin, M., Yarto, E., & Carpio, J. (2017). Use of oral fluralaner for the treatment of *Psoroptes cuniculi* in 15 naturally infested rabbits. *Veterinary Dermatology*, 28(4), 393-e91. <https://doi.org/10.1111/vde.12429>
- Shola, D. O. F., Ahmed, A. N., Joseph, P. F., Idiat, M. S., Karimat Hussain, Musa Rabi, & Isau, A. G. (2019). Prevalence and associated risk factors of Eimeria species in rabbits (*Oryctolagus*

-
- cuniculus*) in Ilorin, Kwara State, Nigeria. *Annals of Parasitology*, 65(3), 267–273. <https://doi.org/10.17420/ap6503.209>
- Silva, D. R. R. da, Inácio, S. V., Nagata, W. B., Baptista, C. B., Bassi, A. P. F., Gomes, J. F., Nakamura, A. A., & Bresciani, K. D. S. (2021). Investigation of gastrointestinal parasites in rabbits of the species *Oryctolagus cuniculus* in the Northwest region of São Paulo, Brazil. *Research, Society and Development*, 10(10), e468101019130. <https://doi.org/10.33448/rsd-v10i10.19130>
- Sioutas, G., Evangelou, K., Vlachavas, A., & Papadopoulos, E. (2021). Deaths Due to Mixed Infections with *Passalurus ambiguus*, *Eimeria* spp. and *Cyathostomum* spp. in an Industrial Rabbit Farm in Greece. *Pathogens*, 10(6), 756. <https://doi.org/10.3390/pathogens10060756>
- Sokolova, Y. Y., Bowers, L. C., Alvarez, X., & Didier, E. S. (2019). *Encephalitozoon cuniculi* and *Vittaforma corneae* (Phylum Microsporidia) inhibit staurosporine-induced apoptosis in human THP-1 macrophages in vitro. *Parasitology*, 146(5), 569–579. <https://doi.org/10.1017/S0031182018001968>
- Somerville, A. D., Sugiyama, N., Manzanilla, L. R., & Schoeninger, M. J. (2016). Animal management at the ancient metropolis of Teotihuacan, Mexico: Stable isotope analysis of Leporid (cottontail and jackrabbit) bone mineral. *PloS One*, 11(8), e0159982. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0159982>
- Stancampiano, L., Ravagnan, S., Capelli, G., & Militero, G. (2019). Cysticercosis by *Taenia pisiformis* in Brown Hare (*Lepus europaeus*) in Northern Italy: Epidemiologic and pathologic features. *International Journal for Parasitology. Parasites and Wildlife*, 9, 139–143. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2019.04.004>
- Stojecki, K., Karamon, J., Sroka, J., & Cencek, T. (2012). Molecular diagnostics of *Sarcocystis* spp. infections. *Polish Journal of Veterinary Sciences*, Vol. 15(3), 589–596. <https://doi.org/10.2478/v10181-012-0090-7>
- Stuen, S., & Ersdal, C. (2022). Fasciolosis-an increasing challenge in the sheep industry. *Animals: An Open Access Journal from MDPI*, 12(12), 1491. <https://doi.org/10.3390/ani12121491>
- Sultan, K., Elhawary, N., & Sharaf, H. (2015). Observations of the rabbit pinworm *Passalurus ambiguus* (Rudolphi, 1819) in domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in Egypt using a scanning electron microscope. *Tropical Biomedicine*, Vol. 32 (4), 745-752. <https://www.researchgate.net/publication/289779632>
- Surkalp, S., Yilmaz, H., & Aydin, L. (2017). Prevalence of *Eimeria* species in rabbits in Turkey. *Journal of Animal Health and Production*, 5(2), 45-50.
- Swarnkar, C. P., Khan, F. A., & Bhatt, R. S. (2024). Prevalence and associated risk factors of *Eimeria* species in domestic rabbits of semi-arid Rajasthan. *Indian Journal of Small Ruminants*, 30(1), 100–106. <https://doi.org/10.5958/0973-9718.2024.00003.5>
- Szendro, Z., Szendro, K., & Zotte, A. D. (2012). Management of reproduction on small, medium and large rabbit farms: A review. In *Asian-Australasian Journal of Animal Sciences* (Vol. 25, Issue 5, pp. 738–748). <https://doi.org/10.5713/ajas.2012.12015>

-
- Szkucik, K., Pyz-Łukasik, R., Szczepaniak, K. O., & Paszkiewicz, W. (2014). Occurrence of gastrointestinal parasites in slaughter rabbits. *Parasitology Research*, 113(1), 59–64. <https://doi.org/10.1007/s00436-013-3625-7>
- Tanjung, M., & Rangkuti, P. (2019). Species and prevalence of rabbit gastrointestinal parasites in Berastagi Farm Karo District, North Sumatra, Indonesia. In *Proceedings of the International Conference on Natural Resources and Technology (ICONART 2019)* (pp. 193-198). SCITEPRESS. <https://www.scitepress.org/PublishedPapers/2019/85516/85516.pdf>
- Tarry, D. W. (1969). *Dicrocoelium dendriticum*: The life cycle in Britain. *Journal of Helminthology*, 43(3–4), 403–416. <https://doi.org/10.1017/s0022149x00004971>
- Tizzani, P., Menzano, A., Catalano, S., Rossi, L., & Meneguz, P. G. (2011). First report of *Obeliscooides cuniculi* in European brown hare (*Lepus europaeus*). *Parasitology Research*, 109(3), 963–966. <https://doi.org/10.1007/s00436-011-2375-7>
- Trujillo Ortega, M. E., Martínez Villalobos, J. M., Silva Santos, H. R., Castañeda Serrano, M. D. P., Posadas Hernández, E., Gris Valle, A. G., Correa Benítez, A., Jandete Díaz, G. H., Vázquez García, M. del C., Chavacán Ávila, M. de la L., & Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. (2023). *Introducción a la zootecnia: Una visión práctica*. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. <https://doi.org/10.22201/fmvz.9786073074261e.2023>
- Thrusfield, M., Ortega, C., De Blas, I., Noordhuizen, J.P. & Frankena, K. (2001). WIN EPISCOPE 2.0: improved epidemiological software for veterinary medicine. *Veterinary Record*, 148, 567-572
- Turlewicz-Podbielska, H., Ruszkowski, J. J., Gogulski, M., & Pomorska-Mól, M. (2023). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in domestic cats, dogs and rabbits from Poland. *Veterinary Research Communications*, 47(3), 1753–1758. <https://doi.org/10.1007/s11259-022-10055-0>
- Turner, R., Arsevska, E., Brant, B., Singleton, D. A., Newman, J., Noble, P.-M., Jones, P. H., & Radford, A. D. (2018). Risk factors for cutaneous myiasis (blowfly strike) in pet rabbits in Great Britain based on text-mining veterinary electronic health records. *Preventive Veterinary Medicine*, 153, 77–83. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2018.03.011>
- Van Paridon, B. J., Gilleard, J. S., Colwell, D. D., & Goater, C. P. (2017). Life Cycle, Host Utilization, and Ecological Fitting for Invasive Lancet Liver Fluke, *Dicrocoelium dendriticum*, Emerging in Southern Alberta, Canada. *Journal of Parasitology*, 103(3), 207–212. <https://doi.org/10.1645/16-140>
- Vélez Izquierdo, A., Espinosa García, J. A., & Aguilar Romero, F. (2021). Tipología y caracterización de cunicultores en los Estados del centro de México. *Revista mexicana de ciencias pecuarias*, 12(2), 469–486. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v12i2.5811>
- Wang, L.-Q., Liu, T.-L., Liang, P.-H., Zhang, S.-H., Li, T.-S., Li, Y.-P., Liu, G.-X., Mao, L., & Luo, X.-N. (2020). Characterization of exosome-like vesicles derived from *Taenia pisiformis* cysticercus and their immunoregulatory role on macrophages. *Parasites & Vectors*, 13(1), 318. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04186-z>

-
- Wang, S., Yao, Z., Li, L., Pan, Y., Li, P., Nan, X., Xie, Q., & Zhang, Z. (2018). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Encephalitozoon cuniculi* among domestic rabbits in central China. *Parasite (Paris, France)*, 25, 9. <https://doi.org/10.1051/parasite/2018010>
- Watsop, H. M., Nabilatou, D., Lemoufouet, J., Ngom, R. V., Miegoue, E., Mama, M., Abdoulmoumini, M., & Fernand, T. (2022). Effect of *Artemisia annua* L. as Substitute to Sulfonamides (Sodium Sulfadimerzine) on Coccidiosis and Growth Performance in Rabbits. *Open Journal of Animal Sciences*, 12(02), 159–170. <https://doi.org/10.4236/ojas.2022.122012>
- Weiss, L. M., Zhu, X., Cali, A., Tanowitz, H. B., & Wittner, M. (1994). Utility of microsporidian rRNA in diagnosis and phylogeny: a review. *Folia Parasitologica*, 41(2), 81–90.
- Woźniak-Biel, A., & Podolak, A. (2020). Comparison of seroprevalence and PCR results in the detection of *Toxoplasma gondii* in pet rabbits in Poland. *Vector Borne and Zoonotic Diseases (Larchmont, N.Y.)*, 20(4), 281–284. <https://doi.org/10.1089/vbz.2019.2534>
- Xie, Y., Xiao, J., Zhou, X., Gu, X., He, R., Xu, J., Jing, B., Peng, X., & Yang, G. (2021). Global transcriptome landscape of the rabbit protozoan parasite *Eimeria stiedae*. *Parasites & Vectors*, 14(1), 308. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04811-5>
- Yasin, M. G., Alim, M. A., Anisuzzaman, Ahasan, S. A., Munsif, M. N., Chowdhury, E. H., Hatta, T., Tsuji, N., & Mondal, M. M. H. (2018). Trematode infections in farm animals and their vector snails in Saint Martin's Island, the southeastern offshore area of Bangladesh in the Bay of Bengal. *The Journal of Veterinary Medical Science*, 80(4), 684–688. <https://doi.org/10.1292/jvms.17-0308>
- Yevstafieva, V., Khorolskyi, A., Kravchenko, S., Melnychuk, V., Nikiforova, O., & Reshetylo, O. (2022). Features of the exogenic development of *Passalurus ambiguus* (Nematoda, Oxyuroidea) at different temperature regimes. *Biosystems Diversity*, 30(1), 74–79. <https://doi.org/10.15421/012207>