

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
POSTGRADO



TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAGISTER EN
CIENCIA ANIMAL

Determinación de parásitos gastrointestinales por edad y sexo en Jochi pintado (*Agouti paca*) en tres comunidades de la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de La Paz

POSTULANTE:
MVZ. Jorge Emilio Mamani Huanca

TUTOR:
MVZ. PhD. Celso Ayala Vargas

La Paz – Bolivia

2019

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS

FACULTAD DE AGRONOMÍA

POSTGRADO

**“Determinación de parásitos gastrointestinales por edad y sexo en Jochi pintado
(*Agouti paca*) en tres comunidades de la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del
Dpto. de La Paz”**

*Tesis de Maestría presentado como requisito parcial para optar
el Título de Maestro en Ciencia Animal.*

JORGE EMILIO MAMANI HUANCA

Asesor:

MVZ. PhD. Celso Ayala Vargas

Tribunal Examinador:

Ing. M.Sc. Héctor Arcenio Cortez Quispe

M.V.Z. M.Sc. Martha Gutiérrez Vásquez

M.V.Z. M.Sc. Carla Rosario Ruiz Hurtado

M.V.Z. M.Sc. René Juan Condori Equice

Aprobado

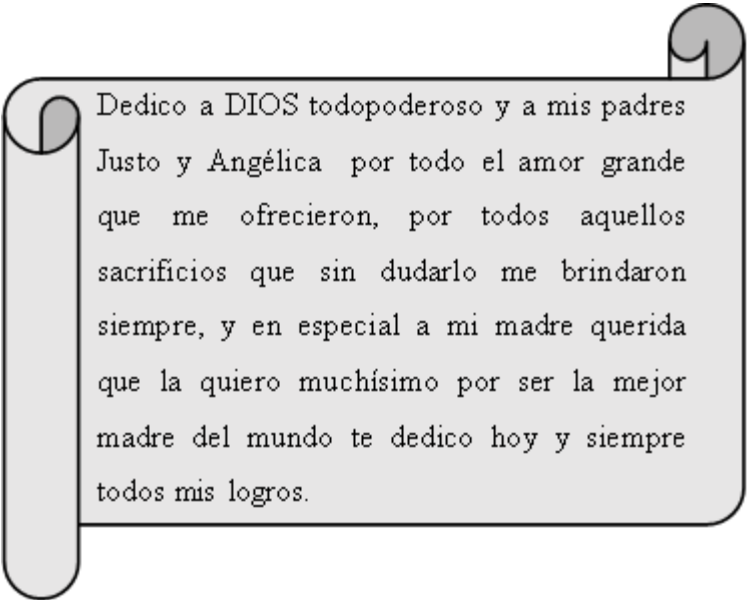
Presidente Tribunal Examinador

Ing. M.Sc. Tereza Ruiz Diaz Luna Pizarro

La Paz – Bolivia

2019

DEDICATORIA



Dedico a DIOS todopoderoso y a mis padres Justo y Angélica por todo el amor grande que me ofrecieron, por todos aquellos sacrificios que sin dudarlo me brindaron siempre, y en especial a mi madre querida que la quiero muchísimo por ser la mejor madre del mundo te dedico hoy y siempre todos mis logros.

AGRADECIMIENTOS

- ✓ Deseo expresar mis sinceros agradecimientos:
- ✓ A DIOS de quién soy y a quien sirvo.
- ✓ A mis padres por todo el amor, apoyo, esfuerzo y paciencia que me tuvieron para poder alcanzar mi meta y a mi hermano Ariel por su apoyo y cariño en todos estos años.
- ✓ A la casa de Estudios “Universidad Mayor de San Andrés”, por acogerme y abrirme las puertas para mi formación post académica.
- ✓ A la facultad de Agronomía y Dirección de Postgrado y a su plantel de Docentes, agradecerles por todos los conocimientos, experiencias y prácticas que me brindaron en estos años de estudio.
- ✓ A la Asociación para la Conservación de la Cuenca Amazonía (ACEEA - Bolivia), y a todos mis amigos de la institución por el apoyo científico y logístico para la realización de este trabajo de investigación.
- ✓ A los pobladores de Las Mercedes, El Tigre y Puerto Pérez de la TCO Takana II, por el acogimiento y la amistad brindada.
- ✓ Un agradecimiento especial a mí asesor PhD. Celso Ayala Vargas por su ayuda y apoyo para la realización de esta tesis.
- ✓ A mi honorable tribunal, por los aportes que realizaron para mejorar este trabajo de tesis.

CONTENIDO

| | Página |
|-------------------------|---------------|
| ÍNDICE GENERAL | i |
| ÍNDICE DE CUADROS | vii |
| ÍNDICE DE FIGURAS | viii |
| ÍNDICE DE ANEXOS | ix |
| RESUMEN | x |
| ABSTRACT | xi |

ÍNDICE GENERAL

| | Página |
|--|---------------|
| 1. INTRODUCCIÓN | 1 |
| 2. OBJETIVOS | 3 |
| 2.1. Objetivo general..... | 3 |
| 2.2. Objetivos específicos | 3 |
| 3. FUNDAMENTO TEORICO | 4 |
| 3.1. Descripción taxonómica | 4 |
| 3.2. Clasificación taxonómica..... | 4 |
| 3.3. Distribución geográfica..... | 4 |
| 3.4. Características | 5 |
| 3.5. Biología de la especie | 5 |
| 3.6. Reproducción | 6 |
| 3.7. Alimentación..... | 6 |
| 3.8. Enfermedades parasitarias | 7 |
| 3.9. Parásito..... | 7 |
| 3.10. Parásitos gastrointestinales | 7 |
| 3.11. Clase Nematoda | 8 |
| 3.12. Tricuriosis | 8 |
| 3.12.1. Etiología..... | 8 |
| 3.12.2. Clasificación taxonómica..... | 9 |

| | |
|--|----|
| 3.12.3. Ciclo biológico | 9 |
| 3.12.4. Epidemiología..... | 10 |
| 3.12.5. Sintomatología..... | 10 |
| 3.12.6. Diagnóstico..... | 11 |
| 3.13. Strongilidiosis..... | 11 |
| 3.13.1. Etiología | 11 |
| 3.13.2. Clasificación taxonómica | 12 |
| 3.13.3. Ciclo biológico | 12 |
| 3.13.4. Epidemiología..... | 13 |
| 3.13.5. Sintomatología..... | 13 |
| 3.13.6. Diagnóstico..... | 14 |
| 3.14. Capilariosis | 14 |
| 3.14.1. Etiología | 14 |
| 3.14.2. Clasificación taxonómica | 14 |
| 3.14.3. Ciclo biológico | 15 |
| 3.14.4. Epidemiología..... | 15 |
| 3.14.5. Sintomatología..... | 16 |
| 3.14.6. Diagnóstico..... | 16 |
| 3.15. Tricostrongilidiosis..... | 16 |
| 3.15.1. Etiología | 16 |
| 3.15.2. Clasificación taxonómica | 16 |
| 3.15.3. Ciclo biológico | 17 |
| 3.15.4. Epidemiología..... | 17 |
| 3.15.5. Sintomatología..... | 17 |
| 3.15.6. Diagnóstico..... | 17 |
| 3.16. Clase coccidia..... | 18 |
| 3.17. Eimeriosis | 18 |
| 3.17.1. Etiología | 18 |
| 3.17.2. Clasificación taxonómica | 19 |
| 3.17.3. Ciclo biológico | 19 |
| 3.17.4. Epidemiología..... | 21 |

| | |
|--|-----------|
| 3.17.5. Sintomatología..... | 21 |
| 3.17.6. Diagnóstico..... | 22 |
| 3.18. Balantidiasis..... | 22 |
| 3.18.1. Etiología..... | 22 |
| 3.18.2. Clasificación taxonómica..... | 23 |
| 3.18.3. Ciclo biológico..... | 23 |
| 3.18.4. Epidemiología..... | 24 |
| 3.18.5. Sintomatología..... | 24 |
| 3.18.6. Diagnóstico..... | 24 |
| 3.19. Clase cestoda..... | 24 |
| 3.20. Teniasis..... | 25 |
| 3.20.1. Etiología..... | 25 |
| 3.20.2. Clasificación taxonómica..... | 25 |
| 3.20.3. Ciclo biológico..... | 25 |
| 3.20.4. Epidemiología..... | 26 |
| 3.20.5. Sintomatología..... | 27 |
| 3.20.6. Diagnóstico..... | 27 |
| 4. MATERIALES Y MÉTODOS..... | 28 |
| 4.1. Localización..... | 28 |
| 4.1.1. Ubicación geográfica del área de investigación..... | 28 |
| 4.1.2. Características climáticas de la zona..... | 28 |
| 4.2. Materiales..... | 29 |
| 4.2.1. Material biológico..... | 29 |
| 4.2.2. Material de campo..... | 29 |
| 4.2.3. Material de laboratorio..... | 29 |
| 4.2.3. Material de gabinete..... | 30 |
| 4.3. Metodología..... | 30 |
| 4.3.1. Tipo de estudio..... | 30 |
| 4.3.2. Universo..... | 31 |
| 4.3.3. Tamaño de muestra..... | 31 |
| 4.3.4. Tipo de muestreo..... | 31 |

| | |
|---|-----------|
| 4.3.5. Duración de la investigación | 31 |
| 4.4. Procedimiento..... | 31 |
| 4.4.1. Obtención de muestras | 31 |
| 4.4.2. Procesamiento de muestras..... | 32 |
| 4.4.3. Método de flotación de Wisconsin | 33 |
| 4.4.3.1. Procedimiento | 33 |
| 4.4.4. Método de sedimentación de NIAH | 33 |
| 4.4.4.1. Procedimiento | 33 |
| 4.5. Análisis de resultados | 34 |
| 4.6. Factores de estudio | 34 |
| 4.7. Variables de respuesta | 34 |
| 4.8. Estadística de prueba | 35 |
| 5. RESULTADOS Y DISCUSIONES | 36 |
| 5.1. Parásitos gastrointestinales en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>)..... | 36 |
| 5.2. Determinación de la micrometría de huevos de parásitos gastrointestinales en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>)..... | 37 |
| 5.3. Evaluación del efecto espacial (comunidad, sexo y edad), en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) sobre la presencia de nematodos, coccidios y cestodos..... | 41 |
| 5.3.1. Evaluación de la presencia de nematodos gastrointestinales en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), en las tres comunidades de la TCO Takana II..... | 41 |
| 5.3.1.1. Presencia de <i>Trichuris spp.</i> , en las comunidades de la TCO Takana II..... | 42 |
| 5.3.1.2. Presencia de <i>Strongyloides spp.</i> , en las tres comunidades de la TCO Takana II..... | 42 |
| 5.3.1.3. Presencia de <i>Capillaria spp.</i> , en las tres comunidades de la TCO Takana II..... | 42 |
| 5.3.1.4. Presencia de <i>Trichostrongylus spp.</i> , en las tres comunidades de la TCO Takana II..... | 42 |
| 5.3.2. Evaluación sobre la presencia de protozoarios gastrointestinales en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), en las tres comunidades de la TCO Takana II..... | 43 |
| 5.3.2.1. Presencia de <i>Eimeria spp.</i> , en las tres comunidades de la TCO Takana II..... | 43 |

| | |
|--|----|
| 5.3.2.2. Presencia de <i>Balantidium coli.</i> , en las tres comunidades de la TCO Takana II | 44 |
| 5.3.3. Evaluación sobre la clase cestoda en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), en las tres comunidades de la TCO Takana II. | 45 |
| 5.3.3.1. Presencia de <i>Taenia spp.</i> , en las tres comunidades de la TCO Takana II. | 45 |
| 5.3.4. Evaluación de la presencia de nematodos gastrointestinales en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), por sexo en la TCO Takana II..... | 46 |
| 5.3.4.1. Presencia de <i>Trichuris spp.</i> , por sexo en la TCO Takana II..... | 46 |
| 5.3.4.2. Presencia de <i>Strongyloides spp.</i> , por sexo en la TCO Takana II. | 46 |
| 5.3.4.3. Presencia de <i>Capillaria spp.</i> , por sexo en la TCO Takana II..... | 46 |
| 5.3.4.4. Presencia de <i>Trichostrongylus spp.</i> , por sexo en la TCO Takana II ... | 46 |
| 5.3.5. Evaluación de presencia de protozoos gastrointestinales en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), por sexo en la TCO Takana II..... | 47 |
| 5.3.5.1. Presencia de <i>Eimeria spp.</i> , por sexo en la TCO Takana II..... | 47 |
| 5.3.5.2. Presencia de <i>Balantidium coli.</i> , por sexo en la TCO Takana II | 48 |
| 5.3.6. Evaluación de presencia de la clase cestoda en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), por sexo en la TCO Takana II. | 48 |
| 5.3.6.1. Presencia de <i>Taenia spp.</i> , por sexo en la TCO Takana II | 48 |
| 5.3.7. Evaluación de presencia de nematodos gastrointestinales en relación a la edad en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), de la TCO Takana II..... | 49 |
| 5.3.7.1. Presencia de <i>Trichuris spp.</i> , por edad en la TCO Takana II | 49 |
| 5.3.7.2. Presencia de <i>Strongyloides spp.</i> , por edad en la TCO Takana II | 50 |
| 5.3.7.3. Presencia de <i>Capillaria spp.</i> , por edad en la TCO Takana II | 50 |
| 5.3.7.4. Presencia de <i>Trichostrongylus spp.</i> , por edad en la TCO Takana II | 50 |
| 5.3.8. Evaluación de presencia de protozoos gastrointestinales en relación a la edad en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), de la TCO Takana II..... | 51 |

| | |
|--|-----------|
| 5.3.8.1.Presencia de <i>Eimeria spp.</i> , por edad en la TCO Takana II. | 51 |
| 5.3.8.2.Presencia de <i>Balantidium coli.</i> , por edad en la TCO Takana II..... | 52 |
| 5.3.9.Evaluación de presencia de la clase cestoda en relación a la edad en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), de la TCO Takana II..... | 53 |
| 5.3.9.1.Presencia de <i>Taenia spp.</i> , por edad en la TCO Takana II..... | 53 |
| 5.4. 5.4.Determinación de carga parasitaria..... | 54 |
| 6. CONCLUSIONES..... | 55 |
| 7. RECOMENDACIONES..... | 57 |
| 8. BIBLIOGRAFÍA..... | 58 |
| 9. ANEXOS..... | 63 |

ÍNDICE DE CUADROS

| Cuadro N° | Página |
|---|---------------|
| Cuadro 1. Datos obtenidos de <i>Agouti paca</i> , para la realización del trabajo de investigación | 31 |
| Cuadro 2. Variables de respuesta | 34 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| Figura N° | Página |
|--|---------------|
| Figura 1. Análisis porcentual de parásitos, encontrados en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>)..... | 36 |
| Figura 2. Huevos y parásitos adultos gastrointestinales presentes en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>)..... | 40 |
| Figura 3. presencia de Nematodos gastrointestinales en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de La Paz - Bolivia. | 43 |
| Figura 4. Presencia de Protozoarios gastrointestinales en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de La Paz – Bolivia. | 44 |
| Figura 5. Presencia de cestodos gastrointestinales en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. De La Paz – Bolivia | 45 |
| Figura 6. Presencia de Nematodos gastrointestinales por sexo, en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de La Paz – Bolivia..... | 47 |
| Figura 7. Presencia de protozoos gastrointestinales por sexo, en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de La Paz – Bolivia. | 48 |
| Figura 8. Presencia de cestodo gastrointestinal por sexo, en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de La Paz – Bolivia | 49 |
| Figura 9. Presencia de nematodos gastrointestinales por edad, en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de La Paz – Bolivia..... | 51 |
| Figura 10. Presencia de protozoos gastrointestinales por edad, en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de La Paz – Bolivia. | 53 |
| Figura 11. Presencia de cestodo gastrointestinal por edad, en Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. De La Paz – Bolivia..... | 54 |

INDICE DE ANEXOS

| Anexos N° | Página |
|---|--------|
| Anexo 1. Distribución del Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) en el continente americano | 63 |
| Anexo 2. Mapa de ubicación de las comunidades de Las Mercedes, Puerto Pérez y El Tigre de la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del departamento de La Paz, Bolivia. | 64 |
| Anexo 3. Diferencia entre roedores silvestres de la Amazonía Boliviana. | 65 |
| Anexo 4. Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), cazado aprovechando en el auto monitoreo de caza | 66 |
| Anexo 5. Evisceración y colecta de muestras biológicas (heces) de Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), en la TCO Takana II, del Departamento de La Paz, Bolivia. Para su posterior análisis en laboratorio | 66 |
| Anexo 6.. Conservación e identificación de cada muestra obtenida en la TCO Takana II, del Departamento de La Paz – Bolivia | 67 |
| Anexo 7. Análisis de las muestras biológicas (heces) de Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>), en laboratorio de la Universidad Pública de El Alto (UPEA), ubicado en la Ciudad de El Alto, La Paz – Bolivia. | 67 |
| Anexo 8. Ciclos biológicos de nematodos, coccidios y cestodo en <i>Agouti paca</i> | 68 |
| Anexo 9. Comparación de la micrometría de huevos de parásitos encontrados, con estudios ya realizados en parasitosis de Jochi pintado (<i>Agouti paca</i>) | 71 |
| Anexo 10. Tablas de Contingencia..... | 72 |
| Anexo 11. Prueba de Chi ² | 81 |

RESUMEN

En Bolivia existen pocos estudios sobre presencia de parásitos gastrointestinales que afectan a los animales silvestres. El Jochi pintado (*Agouti paca*) al igual que otros animales silvestres es una fuente de proteína para la población Takana II que habitan en la Amazonía Boliviana. El objetivo principal fue identificar y determinar huevos de parásitos gastrointestinales que están presentes en el Jochi pintado (*Agouti paca*) en las comunidades de El Tigre, Las Mercedes y Puerto Pérez de la TCO Takana II de la amazonia boliviana.

Para el estudio se aprovechó el auto monitoreo de caza que realiza ACEEA-Bolivia, donde se colectaron muestras de heces de Jochi pintado (*Agouti paca*) (n = 50), tomadas directamente del intestino delgado y conservadas en formol al 10 %. Utilizando el método de flotación de Wisconsin modificada y el método de sedimentación de NIAH, se observó que el 64% de las muestras dieron positivo para la clase Nematoda con los siguientes géneros: *Trichuris spp.*, *Strongyloides spp.*, *Capillaria spp.* Y *Trichostrongylus spp.*; en la clase coccidia se identificaron 2 géneros *Eimeria spp.*, y *Balantidium coli*, con un 26%, y en la clase Cestoda se halló el género de *Taenia spp.*, con un 10%. Seguidamente realizándose la micrometría de cada huevo de parásito y con la ayuda de un análisis estadístico de Chi², con tablas de contingencia se determinó la significancia de presencia y/o ausencia de huevos de parásitos en Jochi pintado (*Agouti paca*) sobre comunidad, sexo y edad.

Este trabajo es la primera investigación que se realizó sobre la presencia de parásitos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*) en la TCO Takana II de la Amazonía Boliviana.

Palabras clave: Jochi pintado, Parásitos Gastrointestinales, animales silvestres, Amazonia Boliviana.

ABSTRACT

In Bolivia there are few studies on the presence of gastrointestinal parasites that affect wild animals. The painted Jochi (*Agouti paca*), like other wild animals, is a source of protein for the Takana II population that live in the Bolivian Amazon. The main objective was to identify and determine eggs of gastrointestinal parasites that are present in the painted Jochi (*Agouti paca*) in the communities of El Tigre, Las Mercedes and Puerto Pérez of the TCO Takana II of the Bolivian Amazon.

For the study, hunting self-monitoring by ACEEA-Bolivia was used, where samples of painted Jochi feces (*Agouti paca*) (n = 50), taken directly from the small intestine and preserved in 10% formaldehyde, were collected. Using the modified Wisconsin flotation method and the NIAH sedimentation method, it was observed that 64% of the samples tested positive for the Nematoda class with the following genera: *Trichuris spp.*, *Strongyloides spp.* *Capillaria spp.* And *Trichostrongylus spp.* ; In the coccidia class, 2 genera *Eimeria spp.* and *Balantidium coli* were identified, with 26%, and in the Cestoda class the genus of *Taenia spp.* was found, with 10%. Then the micrometry of each parasite egg was performed and with the help of a statistical analysis of Chi², with contingency tables the significance of presence and / or absence of parasite eggs in painted Jochi (*Agouti paca*) was determined on community, sex and age.

This work is the first investigation that was conducted on the presence of gastrointestinal parasites in painted Jochi (*Agouti paca*) in the TCO Takana II of the Bolivian Amazon.

Key words: Painted Jochi, Gastrointestinal parasites, wild animals, Bolivian Amazonia.

1. INTRODUCCIÓN

El Jochi pintado (*Agouti paca*), es uno de los roedores de mayor tamaño de los bosques tropicales con un cuerpo pesado y robusto, perteneciente a la familia *cuniculidae* es endémica de la región neo tropical, donde está representada por un género y las especies *Agouti paca* y *Agouti taczanowsky*, ambas presentes en Bolivia (Wallace, *et.al.*, 2010; Baquedano, 2014; Belaunde, *et. al.* 2007).

En Bolivia el Jochi pintado (*Agouti paca*), es uno de los roedores más común en la amazonia boliviana, además es una especie abundante en la amazonia que integra el ecosistema y es una fuente de alimento muy apreciable para la población local, a la vez la cacería es una actividad económica y de subsistencia importante (Zucaratto, *et.al.*, 2010)

De tal manera es un recurso indispensable para los comunarios que se dedican al comercio de “carne de monte; pieles y otras actividades (Alandia, 2006).

Además es uno de los asuntos más primordiales de la conservación de la biodiversidad en los países tropicales, porque tienen un impacto significativo en las poblaciones de animales por la caza en exceso (Altrichter, 2000).

La parasitosis de las poblaciones silvestres juega un papel crucial en el mantenimiento de las comunidades ecológicas y ecosistemas, proporcionan información sobre la ecología del huésped y son indispensables dentro del perfil epidemiológico de un plan de manejo del hospedero (Basso, 1987).

Hoy en día existen escasos estudios sobre parasitología y sanidad en animales silvestres y hasta el momento no se conocen aun los parásitos presentes en el Jochi pintado (*Agouti paca*), en la Amazonia Boliviana.

El Jochi pintado (*Agouti paca*), se constituye una especie de importancia en la alimentación de las comunidades asentadas en la Amazonía boliviana, por lo que el no conocer el estado sanitario de estos animales disminuye las posibilidades de supervivencia de los mismos.

Al constituirse en fuente de alimento de consumo masivo, también es un potencial transmisor de enfermedades parasitarias zoonóticas para la población consumidora.

La parasitosis es una enfermedad obligatoria que se presenta continuamente tanto en animales silvestres como en animales domésticos.

Se deben considerar a las enfermedades endoparasitarias ya que son un gran problema para la salud de los animales tanto domésticos como silvestres ya que puede producir retraso en el crecimiento, disminución del peso, e incluso llegar a producir la muerte (Bowman, 2004).

Últimamente se revelaron la presencia de una gran variedad de parásitos gastrointestinales de importancia zoonótica de tal manera es importante la prevención y control de enfermedades debido a la interacción animales domésticos/animales silvestres/humanos (Alandía, 2006).

Con este trabajo de investigación se quiere encontrar, a través de técnicas coprológicas, los géneros de parásitos gastrointestinales presentes en el Jochi pintado (*Agouti paca*).

También con este estudio se quiere proporcionar datos fidedignos y certeros para futuras investigaciones y para los pobladores del lugar ya que ellos se benefician directamente consumiendo la carne de Jochi pintado (*Agouti paca*).

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

- Identificar y determinar parásitos gastrointestinales por edad y sexo en Jochi pintado (*Agouti paca*) de vida silvestre en las tres comunidades de la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Departamento de La Paz, Bolivia.

2.2. Objetivos específicos

- Identificar huevos de parásitos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*), por edad y sexo en las tres comunidades.
- Determinar la caracterización de los huevos de parásitos gastrointestinales encontrados en Jochi pintado (*Agouti paca*).
- Evaluar la presencia de nematodos, coccidios, cestodos, en Jochi pintado (*Agouti paca*). por comunidad.
- Evaluar la presencia de nematodos, coccidios, cestodos, en Jochi pintado (*Agouti paca*). por sexo
- Evaluar la presencia de nematodos, coccidios, cestodos, en Jochi pintado (*Agouti paca*). por edad.

3. FUNDAMENTO TEÓRICO

3.1. Descripción taxonómica

El orden Rodentia se caracteriza por estar constituido por mamíferos placentarios con aproximadamente 2.280 especies actuales, Rodentia es el orden más numeroso de los mamíferos, con un 42% de todas las especies vivientes, presentes en grandes números en todos los continentes, salvo la antártica, antiguamente el orden Rodentia se subdividieron en dos subórdenes, *Sciurognathi* (mandíbulas similares a las ardillas) incluía a familias del viejo mundo y *Hystricognathi* (mandíbulas semejante al de los puercos espines), incluía a la familia del nuevo mundo y algunas del viejo mundo (Wallace, *et. al.*,2010; Baquedano, 2014; Belaunde, *et. al.* 2007).

3.2. Clasificación taxonómica

Reino: Animal

Phylum: Vertebrados

Clase: Mamíferos

Orden: Roedores

Familia: *Agoutidae*

Género: *Agouti*

Especie: *Paca* (Linnaeus, 1766)

3.3. Distribución geográfica

El Jochi pintado (*Agouti paca*) es una especie de roedor histricomorfo de la familia *Cuniculidae* que vive en las proximidades de los cursos de agua de los bosques tropicales, desde México hasta Paraguay y norte de Argentina, a menos de 2.000 msnm. El género tiene otro representante, la paca de montaña (*Agouti taczanowskii*) que habita los bosques de montaña andinos de Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú y Bolivia. (Wallace, *et. al.*, 2010; Belaunde *et. al.* 2007).

3.4. Características

El tamaño de un individuo adulto es aproximadamente de 20 cm de altura y 60 y 79 cm de largo en posición normal. Puede pesar hasta 12 kg. El cuerpo tiene forma cilíndrica, más angosta por el lado de la cabeza y más ancha por el lado del vientre. Presenta una pequeña cola de aproximadamente 2 a 3 cm de longitud. La cabeza tiene un tamaño proporcional al cuerpo, pero en ella resaltan los arcos zigomáticos, que en los machos son sobreesalientes. En el maxilar inferior se notan unas apófisis de prolongación hacia la parte posterior y que llegan hasta la altura del axis. Las aberturas nasales son relativamente pequeñas, sus mejillas son abultadas, orejas cortas, marrones, las vibrisas son largas (Matamoros, 1984; Baquedano, 2014).

Como todo roedor posee gran prolongación de los incisivos del maxilar inferior y del superior, dando lugar a un permanente prognatismo. No posee caninos y tiene ocho molares en cada lado de la arcade, tanto superior como inferior (Caqueta, 1998; Baquedano, 2014).

Los dientes llegan a 20 distribuidos de acuerdo a la fórmula dentaria siguiente:

$$\begin{array}{cccc} 1 & 0 & 1 & 3 \\ I & \text{---} & C & \text{---} & Pr & \text{---} & M & \text{---} = 20 \text{ dientes} \\ 1 & 0 & 1 & 3 \end{array}$$

I=Incisivos

C=Caninos

Pr=Premolares

M=Molares

Los incisivos

Los incisivos no tienen raíces y son de crecimiento continuo. Por esta razón el animal roe todo lo que encuentra para desgastar los incisivos (Picasso, 1996; Bor, 1995).

3.5. Biología de la especie

Es un animal asustadizo, pero inofensivo a la vez, y de costumbres crepusculares y nocturnas. En áreas naturales se refugian durante el día en el interior de troncos huecos o excavaciones en el subsuelo. Estos refugios sirven para protegerse de las corrientes de aire, los cambios bruscos de temperatura, el excesivo sol, y la presencia de algún depredador natural. Pasa el día en su

madriguera construida con varias salidas disimuladas por el follaje. Es una excelente nadadora. (Wallace, *et. al.*, 2010; Belandue, *et. al.* 2007; Baquedano, 2014).

3.6. Reproducción

Los estudios en *Agouti paca* que describen el desempeño reproductivo en cautiverio, indican que es una especie que tiene ciclos estrales durante todo el año y que los principales indicadores reproductivos son: el periodo de gestación, de aproximadamente 114 días, con un intervalo de 95 a 157 días; el tamaño de camada está entre una y tres crías; y el intervalo entre partos cuyo promedio es de 187 días con variación entre 178 y 191 días. (Matamoros, 1984; Baquedano, 2014).

Los ciclos estral son variables y se extienden desde 6.8 hasta 37 días (Matamoros y Pashov, 1989); sin embargo, mencionan un promedio de 31.2 días con variación de 18 a 51 días. (Aquino, 2009).

3.7. Alimentación

Según González y Ríos (2002), el Jochi pintado se alimenta de frutos, hojas frescas, semillas y hierbas. Tiene predilección por frutos dulces y ácidos, con alto contenido de grasa, pero se adapta fácilmente al consumo de concentrado para conejos o perros. Los Jochis pintados producen dos tipos de excrementos: Unas bolas duras, de color oscuro (que generalmente depositan en el agua), y una masa suave, algo liquida, la cual lamen a medida que va saliendo (cecotrofia), (Aquino, 2009).

El Jochi pintado es de costumbres vegetarianas y se alimenta de frutos, hojas, tallos, semillas y hierbas. Tiene especial predilección por frutos dulces y ácidos, de alto contenido de grasa y ligeramente amargos, como la semilla de palta. Sin embargo se adapta fácilmente al consumo de concentrado (alimento balanceado) (Aquino, 2009).

Después de ingerir los alimentos practica la coprofagia en la hora del descanso; actividad que ocupa como promedio 35 minutos. Puede pasar semanas, en época de carestía, consumiendo un determinado tipo de alimento (Caqueta, 1998).

3.8. Enfermedades Parasitarias

Para mantener los animales silvestres en buen estado es necesario controlar sus enfermedades parasitarias, pues estas interfieren con su desarrollo y bienestar. Los animales silvestres son hospederos de una gran variedad de parásitos, sin embargo los estudios sobre el tema en Bolivia son muy escasos (Cordero, *et.al.*, 1999; Soulsby, 1987).

En parasitología es clara la diferencia entre parasitismo (presencia de parásitos) y parasitosis (enfermedad a consecuencia de parásitos). Por eso hablamos de “portadores sanos” y “eliminadores mudos”, refiriéndonos a individuos que albergan parásitos sin mostrar signos clínicos de padecimiento también deben considerarse algunas circunstancias que afectan a determinadas poblaciones, pues las situaciones de equilibrio en la convivencia parásito/hospedador en una determinada zona, pueden dar la apariencia de salud, en ausencia de comparación con grupos testigos exentos de parásitos (Cordero, *et. al.*, 1999).

Las enfermedades parasitarias en general están vinculadas a ciertos territorios, donde prevalecen de modo continuado o en los que aparecen con cierta regularidad: es decir son de presentación enzoótica. En el caso de su aparición intensa y repentina y un curso contagioso, hablamos de epizootias (Cordero, *et al.*, 1999).

Pero quizá el interés más importante es lo relacionado a la zoonosis, que pueden ser de alguna manera transmitidas de animales silvestres o animales domésticos parasitados al hombre, que en algunos casos es un hospedero accidental del ciclo de algunos parásitos (Cordero, *et. al.*, 1999).

3.9. Parásitos gastrointestinales

Los parásitos gastrointestinales son preferentemente aquellos que cumplen su ciclo biológico, epidemiología, acción patológica en el tracto gastrointestinal y varían considerablemente ya que algunos parásitos migran y cumplen su ciclo de vida por diferentes órganos, los parásitos más importantes en el Jochi pintado (*Agouti paca*) pariente cercano del Jochi colorado (*Dasyprocta punctata*) son: Nematodos, Trematodos, Cestodos y Protozoarios (Soulsby, 1987). Según Baquedano (2014), Bor (1998), Matamorros (1984), Ramirez (2001), el jochi pintado presenta

los siguientes helmintos: *Strongyloides spp.*, *trichuris spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Ancylostoma spp.*, *Strongylus spp.*, *Ascaris spp.*, *Ascaris spp.*, *Taenia spp.*, *Capillaria spp.*, *Longistriata spp.*, *Paraspirodera spp.*, *Physaloptera spp.*, *Railletina spp.*, *Eimeria spp.*, *Balantidium coli*,

3.10. Clase Nematoda

Los nematodos son carentes de segmentación, son normalmente de forma cilíndrica y alargada, cuyo cuerpo está revestido por una cutícula. Poseen aparato digestivo. Con unas pocas excepciones, son de sexos separados, siempre existe ano, pero carecen de sistema linfático y su ciclo vital puede ser directo o incluir un hospedador intermediario (Borchert, 1964; Soulsby, 1987).

También existen nematodos con muchas otras formas; por ejemplo: esférica, como la especie *Tetrameres*, parásitos del buche de las aves domésticas y silvestres, también existen nematodos en forma de látigo como la especie de *Trichuris spp.*, que parasita a la mayoría de los animales domésticos y silvestres (Hendrix, 1999).

Las formas parásitas pueden localizarse dentro del hospedador en los ojos, boca, lengua, estómago, intestino, hígado, tráquea, pulmones y en las cavidades del cuerpo (Vignau, 2005).

Según Baquedano (2014) y Bor (1998), los nematodos presentes en el jochi pintado son los siguientes: *Ascaris spp.*, *Strongyloides spp.*, *trichuris spp.*, *Ancylostoma spp.*, y *Capillaria spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Ascaris spp.*, *Strongylus spp.*, *Longistriata spp.*, *Paraspirodera spp.*, *Physaloptera spp.*, y *Railletina spp.*

3.11. Tricuriosis

Las especies presentes tanto en liebres como conejos de monte y domésticos son *Trichuris leporis* y *T. sylvilagi* que parasitan el intestino delgado y grueso (Soulsby, 1987).

3.11.1. Etiología

Esta parasitosis es ocasionado por el género *Trichuris spp.*, o gusano en forma de látigo, es frecuente en muchas zonas del mundo. También pueden parasitar a hombres y primates. Su diminuta abertura oral con una pequeña lanceta, se implanta profundamente en la mucosa del ciego y del colon y se continua con una parte anterior del cuerpo, muy fina (0.5 mm de diámetro),

correspondiente al esófago, de tipo esticosoma que representa 2/3 de la longitud total del verme y va seguida de una parte posterior gruesa (0.65 mm) (Soulsby, 1987; Cordero, *et. al.*, 1999).

La hembra solo posee un ovario, filiforme que conduce al útero a través del oviducto, la abertura genital se sitúa en posición ventral al comienzo de la parte posterior del cuerpo. El tracto intestinal termina en la hembra detrás del extremo abdominal romo. Los machos miden 30 a 40mm, y terminan en la cola enrollada en espiral, las hembras miden 60 a 80mm (Borchert, 1964; Soulsby, 1987).

Los huevos son esbeltos en forma de limón poseen en cada polo un tapón grueso refringente muy saliente, y están rodeados de una cascara lisa, gruesa de color verde oliva hasta marrón, están sin segmentar cuando son expulsados con las heces, y miden de 50 - 60 μm x 20 -31 μm (Soulsby, 1987; Cordero, *et. al.*, 1999).

3.11.2. Clasificación taxonómica

PHYLUM : Nematelminthes
CLASE : Nematoda
SUBCLASE : Adenophorea
ORDEN : Enoplida
SUPERFAMILIA: Trichuroidea
FAMILIA : *Trichuridae*
GENERO : *Trichuris* (Soulsby, 1987).

3.11.3. Ciclo biológico

Estos nematodos se encuentran en el intestino grueso, las hembras ponen huevos no embrionados que salen con las heces, los huevos infectantes pueden permanecer viables durante varios años, en condiciones favorables se desarrolla la larva dentro del huevo, la temperatura óptima es entre 25-28°C, en presencia de humedad y oxígeno. A 33°C la larva infectante se desarrolla en 18 días (tres semanas), estas larvas permanecen viables por más de un año (Soulsby, 1987).

El hospedador definitivo se infesta por vía oral por ingestión de huevos de *Trichuris spp.*, con los alimentos y agua contaminada, en el duodeno las L2 eclosionan, penetran en la mucosa del

ciego y colon donde mudan a L3, L4 y L5, salen a la luz intestinal, maduran sexualmente, hembras y machos copulan, las hembras comienzan a poner huevos, empezando un nuevo ciclo biológico (Soulsby, 1987; Miranda, 2005).

3.11.4. Epidemiología

La puesta de huevos es irregular, llegando hasta 5 mil diarios, con períodos de escasa producción. Son muy resistentes y requieren de 2-3 semanas en condiciones favorables de humedad, temperatura superior de 20°C y oxigenación para que, dentro de la propia envoltura, se desarrolle la L1. Aunque pueden estar parasitados animales de todas las edades, los tricuros son más frecuentes en los menores de 6 meses, de manera que, en zonas enzoóticas, se ha observado que están afectados con mayor frecuencia (85%) los animales de 12-24 semanas que los adultos, salvo los sometidos a estrés (Cordero, *et. al.*, 1999).

Se inicia cuando las larvas penetran la pared del ciego y colon durante un período de 3-10 días, ejerciendo una acción traumática al romper la mucosa y la submucosa; la acción mecánica se ejerce por presión y la obstructiva sobre los tejidos y células vecinas. La larva crece rápidamente y al cabo de unos días abandona la pared del intestino para llegar a su madurez en el lumen (Cordero, *et. al.*, 1999).

El parásito adulto ejerce acción traumática al penetrar en la pared intestinal, la porción delgada o anterior del parásito se infiltra en la pared del intestino ejerciendo una acción mecánica por presión y obstrucción. El parásito se alimenta de exudado tisular y de sangre (Cordero, *et. al.*, 1999).

3.11.5. Sintomatología

El proceso puede ser asintomático, pero los tricuros son claramente patógenos cuando la carga parasitaria es elevada. Las larvas que penetran en las paredes del intestino pueden provocar irritación, los vermes adultos del intestino grueso succionan sangre y dañan la mucosa, produciendo anemia, mal aspecto de la piel, abdomen dilatado, retraso del crecimiento, adelgazamiento, deshidratación, disentería, diarrea líquida con moco y sanguinolenta y muertes ocasionales (Soulsby, 1987).

3.11.6. Diagnóstico

Según Basso, *et.al.*, (1997) y Cordero, *et.al.*, (1999), es confiable encontrar huevos de *Trichuris spp.*, por métodos coprológicos como el de flotación usando soluciones hipertónicas y hallando los huevos con su peculiar morfología y característica, también la necropsia nos permite observar e identificar a los vermes adultos.

3.12. Estrongiloidosis

Es importante la parasitación en conejo al facilitar el contagio a otros animales como ovejas y cabras que utilicen los mismos pastos, al igual que en otras especies influyen notablemente en la transmisión de la infección las condiciones higiénicas de los alojamientos (Cordero, *et.al.*, 1999).

3.12.1. Etiología

Según Borchert (1964), los estados parasíticos del género *Strongyloides spp.*, son pequeños vermes de 2-9mm de largo, estos vermes tienen un intervalo de 2.6-6.5 mm, con una anchura máxima de 54-64 μm . Solamente se conocen las hembras partenogenéticas. El cuerpo en su porción anterior es ligeramente de menor grosor y el esófago es de forma cilíndrica y bastante largo. La vulva está en la mitad posterior, el útero es anfidelfo. La cola es corta y cónica y los huevos al ser puestos, se encuentran con un embrión (Cordero, *et. al.*, 1999).

Las formas de vida libre son muy pequeñas relativamente gruesas y con esófago rabadiforme. La cola del macho es corta y cónica, con uno o dos pares de papilas preanales y uno o dos pares de papilas postanales. Las espículas son cortas, gruesas e iguales, poseen gubernáculo. El extremo posterior de la hembra está aplanado y termina en punta; la vulva está cerca de la línea media del cuerpo, el útero es anfidelfo y los huevos se encuentran más o menos embrionados al ser puestos (Soulsby, 1987).

El género *Strongyloides papillosus*, *S. ratti* en ratas y ratones, tiene un ciclo evolutivo semejante al descrito para otras especies, son típicos también los huevos que contienen una L1 de un tamaño aproximado de 40-70 x 30-40 μm , las hembras parasitas alcanzan un tamaño de 6mm x 60 μm (Soulsby, 1987).

3.12.2. Clasificación taxonómica

| | |
|--------------|---|
| PHYLUM | : Nematelminthes |
| CLASE | : Nematoda |
| ORDEN | : Rhabditida |
| SUPERFAMILIA | : Rhabditoidea |
| FAMILIA | : Strongyloididae |
| GÉNERO | : <i>Strongyloides</i> |
| ESPECIE | : <i>S. papillosus</i> (Soulsby, 1987). |

3.12.3. Ciclo biológico

Muchos parásitos tienen fase de vida libre en sus ciclos de vida, pero *Strongyloides spp.*, es el único parásito de los animales domésticos y salvajes capaz de alternar generaciones parasitarias y de vida libre (Bowman, 2004).

Las hembras viven en la mucosa del intestino delgado, en donde ponen huevos embrionados con L1 de cáscara fina y transparente. Se reproducen por partenogénesis. Los huevos salen juntamente con las heces del hospedador; la primera larva eclosiona a las 6 horas de haber salido, a una temperatura de 27°C. Estas larvas pueden dar lugar a larvas infestantes o a larvas de vida libre por una o varias generaciones y pueden seguir los siguientes ciclos:

Ciclo homogónico: Después de la primera muda la larva L2 es muy parecida a la primera excepto en que el esófago es más largo y progresivamente pierde la forma rhabditoide. La siguiente muda da lugar a la L3 con esófago filariforme; este proceso tarda 2 días desde que los huevos fueron puestos, estos vermes ya son infestantes (Bowman, 2004).

Ciclo heterogónico: El primer estado larvario L1 muda y da lugar a la L2 y L3, también con esófago rhabditiforme, posteriormente se inicia la diferenciación sexual (hembras y machos); la L3 muda y da lugar a la L4, sucede la cuarta muda y aparece el adulto con esófago rhabditiforme. A 34°C este proceso evolutivo ocurre en 24 horas, a menos temperaturas se prolonga el período y a los 15°C se detiene. Los adultos machos y hembras de vida libre copulan y la hembra pone huevos generalmente no embrionados (Borchert, 1964).

Los hospedadores definitivos se infestan por las siguientes vías:

Oral: Las L3 son ingeridas por vía oral donde llegan al intestino delgado y mudan a L4, maduran sexualmente, las hembras empiezan a poner huevos embrionados y comienza un nuevo ciclo biológico.

Percutánea: Las L3 penetran por la piel de los espacios interdigitales, abdomen, ubre, etc., por vía sanguínea llegan a los capilares y son arrastradas por el flujo sanguíneo hacia el corazón y pulmones donde mudan a L4, en donde rompen la pared de los capilares para pasar a los alvéolos, continuando su migración hacia tráquea, esófago, donde son deglutidos y finalmente llegan al intestino delgado, donde maduran sexualmente, hembras y machos copulan, las hembras comienzan a poner huevos, empezando un nuevo ciclo biológico el periodo prepatente es de varía según la especie entre 5-10 días (Soulsby, 1987; Miranda, 2005).

Calostro y leche materna: se da por la ingestión de calostro y leche materna (Soulsby, 1987; Miranda, 2005).

Placentaria o prenatal: se ha descrito infección prenatal para *Strongyloides ransomi* en cerdos y fetos de bovinos (Soulsby, 1987; Miranda, 2005).

3.12.4. Epidemiología

La fuente de infestación son animales parasitados que contaminan el suelo o alimento, actuando como fuente de infestación para la misma especie o para otras especies susceptibles. Algunas condiciones particulares de este nematodo es la capacidad de realizar una generación de vida libre lo que aumenta las posibilidades de contaminación del suelo y en consecuencia de infestación. La supervivencia de las larvas en el suelo es muy importante, se requiere humedad y adecuada temperatura, situación que sucede durante períodos más prolongados en las zonas tropicales húmedas, en donde el problema se presenta con mayor frecuencia. Cuando las condiciones son desfavorables estas larvas mueren por desecación (Cordero, *et. al.*, 1999).

3.12.5. Sintomatología

Los síntomas en la fase de invasión cutánea son de dermatitis en diferentes sitios, hay manifestación de claudicación cuando ocurre en las patas. Las lesiones son más evidentes en individuos con un grado de resistencia debido a la reacción inflamatoria de tipo alérgico. En caso de infestaciones secundarias pueden verse pústulas lentiformes, sólo cuando existe una

elevada infestación, es donde se encuentran síntomas de bronquitis y neumonía evidentes. Puede llegar a presentar manifestaciones nerviosas debido a la invasión de larvas en el cerebro (Mehlhorn, 1993).

En la fase intestinal, dependiendo de la cantidad de parásitos, hay anorexia, diarrea intermitente con moco y sangre, diuresis, lasitud, ligera o moderada anemia, retardo en el crecimiento y mala conversión alimenticia. En casos agudos hay disentería, pérdida de peso, deshidratación, emaciación y muerte (Mehlhorn, 1993; Durán; 2006).

3.12.6. Diagnóstico

La presencia de diarreas, permite sospechar la Estrongiloidosis, pero deben excluirse otras causas (coccidiosis, bacteriosis y virosis). Las técnicas de flotación (Sulfato de Zn al 33%) nos permitirá identificar huevos embrionados característicos pequeños y de pared fina, también pueden hallarse hembras y huevos en los raspados de la mucosa intestinal (Mehlhorn, 1993; Cordero, *et. al.*, 1999; Durán, 2006).

3.13. Capilariosis

3.13.1. Etiología

Son vermes capilares muy finos, difícilmente visibles macroscópicamente en muestras del intestino no preparadas adecuadamente. Aunque hay muchas especies en mamíferos y aves, solamente las de las últimas tienen interés veterinario.

Son vermes filamentosos muy finos de 1,0 a 5,0 cm de longitud, el esófago esticosoma es estrecho y ocupa la mitad de la longitud, los machos tienen una bolsa primitiva; las hembras contienen huevos similares a los de *Trichuris*, con un tapón en cada polo, aunque su forma es más atonelada y son incoloros (Urquart, 2001).

3.13.2. Clasificación taxonómica

REINO: Animalia

PHYLLUM: Nematodo

SUBCLASE: Adenophorea

ORDEN: Enoplida

FAMILIA: *Capillariidae*

GÉNERO: *Capillaria*

ESPECIE: hepatica

Se conoce también como *Hepaticola hepatica* (Bancroft, 1893, Hall, 1916) o gusano capilar del hígado (Soulsby, 1987).

3.13.3. Ciclo biológico

Los típicos huevos una vez puestos sin embrionar de un tamaño aproximado de 45-60 x 30-35 µm, continúan en el parénquima hepático y aparecen en nidos amarillentos, que permanecen en la fase de 8 células hasta que el hospedador muere, se limitan a pasar por el intestino del carnívoro, y el desarrollo larvario solo se produce por lo general en el exterior donde transcurridas las 4-6 semanas, se forma una larva infectante que mantiene su capacidad vital dentro del huevo durante un año (incluso a temperaturas bajas), estos huevos son ingeridos de nuevo junto con el pienso por los roedores, en el ciego las L1 se liberan y hacen la primera muda, estas L2 atraviesan la pared del ciego, y a las 52 horas, estos parásitos se encuentran en el hígado, las tres mudas siguientes tienen lugar en el hígado, y la vieja envoltura larvaria permanece todavía como “vaina” durante algún tiempo. Unas semanas estos parásitos alcanzan la madurez sexual, comenzando un nuevo ciclo biológico (Mehlhorn, 1993).

3.13.4. Epidemiología

La *C. hepática*, parasita principalmente roedores silvestres y ocasionalmente al perro y gato y hombre, su localización preferencial es el hígado y los huevos son depositados en el parénquima, desde el cual no existe una salida natural al exterior- la infección se contrae al ingerir el hígado por predación, canibalismo o ingestión de carroña o bien al ingerir los huevos liberados como consecuencia de la descomposición del cadáver de hospedador. La lesión que se produce en los animales domésticos y el hombre es una reacción granulomatosa frente a las masas de huevos en el hígado y posteriormente cirrosis, las infecciones raramente son mortales y la mayoría se descubren al realizar necropsias rutinarias (Urquhart, 2001).

3.13.5. Sintomatología

Las infestaciones ligeras en animales domésticos o en el hombre pueden ser inaparentes, pero las infestaciones intensas pueden originar hepatitis agudas o subagudas, con esplenomegalia, peritonitis, ascitis y eosinofilia. En estos casos, el pronóstico es grave (Soulsby, 1987).

3.13.6. Diagnóstico

Puede realizarse mediante la demostración de los huevos en biopsias hepáticas, Como también se puede realizar un diagnóstico de laboratorio utilizando técnicas como la de flotación simple (Soulsby, 1987).

3.14. Triconstrongilidiosis

Es un proceso parasitario que afecta principalmente a los roedores silvestres, caracterizado por la presencia de vermes en el estómago y duodeno, causando una sintomatología digestiva muy inespecífica (Cordero, *et.al.*, 1999).

3.14.1. Etiología

Se localizan en el estómago e intestino delgado, se considera más patógeno a *Graphidium*, *Trichostrongylus*, es prácticamente inocuo en animales adultos, las infecciones suelen ser mixtas causando graves pérdidas y altos índices de mortalidad en los lagomorfos sobre todo silvestres (Cordero, *et.al.*, 1999).

Trichostrongylus retortaeformis, se localiza en la mucosa duodenal y raramente en la gástrica, son blanquecinos y mas pequeños que *Graphidium* (machos, 5-6mm; hembras, 8mm). Los huevos miden 80-90 x 50-60 μm . es frecuente la existencia de variedades o subespecies a tenor de las constantes diferencias morfológicas de algunas estructuras como las espículas o a la variable longitud de las costillas en la bolsa copuladora del macho (Cordero, *et.al.*, 1999).

3.14.2. Clasificación taxonómica

REINO: Animalia
FILO: Nematoda
CLASE: Secernentea

ORDEN: Strongylida
SUPERFAMILIA: *Trichostrongyloidea*
FAMILIA: *Trichostrongylidae*
GÉNERO: *Trichostrongylus*
ESPECIE: *retortaeformis* (Soulsby, 1987)

3.14.3. Ciclo biológico

El ciclo biológico es similar en ambos parásitos, la larva se desarrolla en el interior de los huevos eliminados con las heces, eclosiona y muda dos veces hasta alcanzar la capacidad infectante. En condiciones adecuadas transcurren solo 3-4 días, cuando son ingeridas por los roedores, conejos completan su desarrollo en la mucosa gástrica o duodenal en unos 12 días (Bowman, 2004).

3.14.4. Epidemiología

Los vermes adultos viven más de un año. Las aficiones coprófagas de los roedores contribuyen al mantenimiento de la enfermedad, el acceso de las larvas infectantes en animales de granja solo se realizan cuando la alimentación es suplementada con forraje recién cortado (Quiroz, 1994).

3.14.5. Sintomatología

Los vermes se alimentan del contenido digestivo y en parte de la mucosa gástrica cuya función se altera, la presencia de los vermes se parece que no estimula el desarrollo de inmunidad, por lo que las reinfecciones son muy comunes y conducen a numerosas bajas (Soulsby, 1987).

Las alteraciones graves como la anemia, adelgazamiento y gastritis catarral solamente aparecen en infecciones masivas con una alimentación deficiente, en la necropsia se observan en la mucosa gástrica hemorrágica y zonas necróticas junto con vermes adultos (Cordero, *et. al.*, 1999).

3.14.6. Diagnóstico

Se basa en la detección e identificación de huevos, por métodos coprológicos de flotación, los adultos son fácilmente diferenciables una vez obtenidos de la mucosa gástrica o duodenal, tanto por su tamaño como por su color (Cordero, *et.al.*, 1999).

3.15. Clase Coccidia

Los protozoarios son organismos que integran al reino Protista y son individuos unicelulares eucariontes, por lo que están rodeados por la membrana celular. Este tipo de organismos, han sido caracterizados como endoparásitos. El cuerpo del protozoario, tiene forma variable de esférica a ovoide y un tamaño que fluctúa entre las 3 μm y 1 000 μm . (Vignau, *et. al.*, 2005).

El desplazamiento de los protozoarios es mediante: cilios, flagelos o pseudópodos. Los cilios y flagelos son prolongaciones filamentosas de naturaleza proteínica con movimiento vibrátil. En el caso de los flagelos, estas prolongaciones son largas y el movimiento es como un látigo. Mientras que, en los cilios, éstos son: más cortas y más numerosos que los flagelos y ondulan (Vignau, *et. al.*, 2005).

Los protozoos pueden reproducirse por bipartición (división en dos), por gemación (crecimiento de una yema o célula hija) y por esporulación (fragmentación de la célula madre en esporas). Cuando sucede este último caso, pueden permanecer mucho tiempo enquistados en una cápsula (Cordero, *et. al.*, 1999).

3.16. Eimeriosis

Son principalmente parásitos intracelulares del epitelio intestinal, la esquizogonia y gametogonia ocurren en el hospedador y la esporulación o maduración del cigoto fertilizado, generalmente tiene lugar fuera del hospedador (Cordero, *et. al.*, 1999).

3.16.1. Etiología

En los lagomorfos y en diferentes roedores se encuentran en gran número *Eimeria spp.*, que generalmente se desarrollan en células del intestino delgado y a veces son extremadamente patógenos (*E. intestinalis*, *E. perforans*, *E. magna*, entre otros, en el conejo; *E. contorta*, *E. nieschulzi* en la rata; *E. falciformes*, *E. ferrisi* en el ratón de laboratorio), una excepción la constituye la especie *E. stiedai*, muy difundida que se desarrolla en el epitelio de los conductos biliares del conejo, que es también muy patógeno y puede originar por tanto grandes pérdidas económicas, como sucede siempre con las eimerias de los animales de sangre caliente. También en este caso el hospedador elimina ooquistes no esporulados de unas 40 μm de largo, que en el

exterior esporulan en 2-7 días (tiempo específico de cada género), es decir forman de 4 esporicistos con dos esporozoitos (Bowman, 2004).

3.16.2. Clasificación taxonómica

| | |
|----------|--|
| PHYLUM | : Apicomplexa |
| CLASE | : Sporozoea |
| SUBCLASE | : Coccidia |
| ORDEN | : Eucoccidiida |
| FAMILIA | : Eimeridae |
| GÉNERO | : Eimeria |
| ESPECIE | : <i>E. intestinalis</i> , <i>E. perforans</i> , <i>E. contorta</i> , <i>E. nieschulzi</i> . (Soulsby, 1987) |

3.16.3. Ciclo biológico

El ciclo evolutivo de los coccidios se divide en tres fases: agamogonia o esquizogonia (multiplicación asexual), gametogonia (multiplicación sexual) y esporogonia (maduración de los esporos) (Borchert, 1964).

Según Borchert (1964) y Soulsby (1987) el ciclo biológico de la Familia *Eimeridae* se divide en tres fases y es la siguiente:

El animal se infesta al ingerir ooquistes esporulados con alimentos y agua contaminados, donde estos esporozoitos se liberan en el intestino delgado e invaden las células epiteliales del intestino delgado (Miranda, 2005), luego tiene lugar la:

Reproducción asexual o esquizogonia: La división nuclear de la esquizogonia es de tipo mitótico. Este proceso se inicia cuando el esporozoíto penetra a la célula epitelial y comienza a redondearse.

Al esporozoíto redondeado se lo conoce como *trofozoíto*, y en pocos días el núcleo del trofozoíto se divide y se transforma en esquizonte, esta es la primera generación de la esquizogonia. Inicialmente, el citoplasma no se divide pero más tarde los núcleos hijos se rodean de una zona clara de citoplasma y luego se produce la primera generación de *merozoítos* miden de acuerdo

a la especie, tienen un citoplasma granular con un núcleo redondo ubicado en el centro (Soulsby, 1987).

El esquizonte maduro está rodeado por una pared característica y generalmente la célula hospedadora parasitada aumenta de tamaño, se distorsiona y sobresale en la luz intestinal. Cuando el esquizonte madura, se libera la primera generación de merozoítos y entonces penetran en otras células epiteliales del área y continua el ciclo de desarrollo asexual (Soulsby, 1987).

Reproducción sexual o gametogonia: Los merozoítos que han penetrado en diversas células intestinales se diferencian sexualmente, a cuyo efecto parte de ellos, previo crecimiento de su protoplasma, se convierten en hembras que son (macrogametocitos), y otra parte, tras una intensa división nuclear se da lugar a los machos que son (microgametocitos), después de madurar para dar origen a los gametos masculinos y femeninos, lo que da lugar en diferentes células intestinales, los microgametocitos (machos) fecundan a los macrogametocitos (hembras), desarrollándose el cigoto, que madura fuera del hospedador (Borchert, 1964; Soulsby, 1987).

Esporogonia: El proceso esporogónico, es decir la maduración del cigoto en el interior del ooquiste, se completa en libertad, fuera del hospedador, en el medio externo se contrae por contacto con el oxígeno del mundo exterior, y se forma un esporonte, este se divide en 4 esporoblastos, inicialmente son esféricos, pero después se transforman en cuerpos ovoides o elipsoides, posteriormente se vuelven esporocísticos tras la formación de una pared de material refringente en torno a cada esporoblasto (Borchert, 1964; Soulsby, 1987).

El protoplasma de cada esporocisto se divide en dos esporozoitos. Una vez estos esporozoitos son ingeridos por una animal hospedador, su membrana o su micropilo, son disueltos por los fermentos proteolíticos del páncreas en el intestino y salen del ooquiste, los coccidios juveniles se mueven deslizándose en el mucus intestinal, penetran en las células epiteliales, o emigran hacia los endoteliales del espacio linfático central, o por las ramas de la vena porta hacia el hígado, donde inmediatamente comienza la multiplicación y empezando un nuevo ciclo biológico (Borchert, 1964; Soulsby, 1987).

3.16.4. Epidemiología

- El parasitismo por *Eimerias* está muy difundido por todo el mundo (60-90% de portadores), favorecido por el descuido de las medidas higiénicas, elevado potencial biótico de los coccidios.
- Aunque el ciclo de las *Eimerias spp.*, sean auto limitante, las reinfecciones y la inmunidad incompleta explican que algunos ooquistes puedan acabar el ciclo y mantener la condición de eliminador “sano” en los animales adultos.
- La distinta patogenicidad de las especies y la presencia de infecciones mixtas en los animales jóvenes. Las especies implicadas pueden determinar trastornos más graves que los que producirían cada una aisladamente ya que la acción patógena de una especie puede potenciarse por la presencia simultánea de otras.
- El número de ooquistes ingeridos y las reiteradas infecciones condicionan la gravedad de los signos clínicos.
- El estado nutritivo de los animales puede ser un factor significativo en la presentación de una coccidiosis clínica.
- Los animales de todas las edades permiten el desarrollo de los parásitos, pero los animales jóvenes son los más sensibles a la aparición clínica de la enfermedad, en cambio los animales adultos tienen una resistencia muy marcada y solo ocasionalmente la padecen.
- También influyen en la evolución del proceso, los factores estresantes (frío, humedad, transporte o cambio de alimentación), las deficiencias alimenticias en vitaminas y las parasitosis por diversos nematodos (Cordero, *et. al.*, 1999).

3.16.5. Sintomatología

Según Mehlhorn (1993), Cordero, *et. al.*, (1999) y Durán (2006) los signos clínicos que presentan los animales con coccidiosis son: bajo índice de conversión alimenticia, los animales jóvenes, generalmente después del destete muestran diarreas espumosas, acuosas y amarillentas, raras veces con estrías de sangre, también presentan anorexia, polidipsia, palidez de las mucosas y deshidratación, la enfermedad puede durar de 7 a 10 días.

En caso de una coccidiosis hepática, ocupan un primer plano, el aumento del tamaño del hígado y la alteración de las funciones, hay lesiones como; nodulitos blanquecinos-amarillentos

(sustitución del epitelio destruido de los conductos biliares por tejido conjuntivo), en la superficie del hígado que pueden confluir.

La mortalidad es alta, especialmente en la coccidiosis intestinal y en las infecciones mixtas (en animales jóvenes).

3.16.6. Diagnóstico

Se lo realiza mediante coprología, utilizando el método de flotación, donde se detecta ooquistes esporulados, también nos ayuda el raspado de intestinal donde se halla (merozoítos, esquizontes y gametos) (Cordero, *et. al.*, 1999; Mehlhorn, 1993).

3.17. Balantidiasis

Los protozoos incluidos en esta clase poseen cilios, son formas muy especializadas con dos núcleos, un macro núcleo grande y compacto, responsable de las actividades citoplasmáticas y un micro núcleo vesicular que regula los procesos reproductores. La reproducción puede ser asexual, por fisión binaria transversa, o sexual por conjugación (Soulsby, 1987).

3.17.1. Etiología

Balantidium coli es un ciliado que habita en el ciego y parte inicial del colon del cerdo, humano, monos, gorilas y otras especies de mamíferos *Balantidium coli* posee dos núcleos, un macronúcleo de forma arriñonada y un micronúcleo esférico que está situado en la concavidad del macronúcleo, la forma quística de *Balantidium coli* es esférica y ovoide, con un diámetro de 40 a 60 μm , presenta un color amarillo verdoso y el trofozoíto puede medir 150 x 120 μm (Cordero, *et. al.*, 1999; Hendrix, 1999).

Este protozoario se reproduce por fisión binaria; el primer indicio de división del parásito es notorio por el alargamiento del organismo, seguido de la formación de un plano transversal en el centro del cuerpo, el cual gradualmente empieza a limitarse hasta la separación de dos células hijas (Cordero, *et. al.*, 1999; Hendrix, 1999).

Otra forma de reproducción de este organismo es la de unión sexual que se lleva a cabo por el proceso de conjugación en el cual dos organismos se ponen en contacto para que se produzca intercambio de material nuclear, no hay fusión entre sí durante el proceso. Este contacto se lleva

a cabo uniendo las partes anteriores que se mueven activamente (Cordero; *et. al.*, 1999; Héndrix, 1999).

Generalmente el *Balantidium coli*, se comporta como comensal, con pared resistente, que sobrevive varios días en agua y varias semanas en suelo húmedo, estiércol, etc. (Quiroz, 1994).

3.17.2. Clasificación taxonómica

| | |
|---------|--|
| PHYLUM | : Ciliophora |
| CLASE | : Kinetofragminophorea |
| ORDEN | : Trichostomatida |
| FAMILIA | : Balantidiidae |
| GÉNERO | : <i>Balantidium</i> |
| ESPECIE | : <i>Balantidium coli</i> . (Soulsby, 1987). |

3.17.3. Ciclo biológico

Balantidium coli, tiene un ciclo biológico directo, los suinos se infectan con los protozoos mediante la ingestión de pienso y agua contaminada. Posteriormente los protozoos llegan al intestino delgado e inician su desenquistamiento, se liberan los trofozoitos que pasan al intestino grueso, los trofozoitos permanecen en el lumen del intestino donde se reproducen por fisión binaria transversa (asexual) durante la cual puede ocurrir conjugación (sexual), luego pasa a la válvula íleo-cecal. Posteriormente son arrastrados por el tracto intestinal y se transforman en quistes y son eliminados juntamente con las heces y así empieza un nuevo ciclo biológico (Cordero, *et. al.*, 1999).

En el cerdo *B. coli* está presente normalmente como comensal del intestino grueso, donde se alimenta de granos de almidón, bacterias, glóbulos rojos y gotas de grasa. Parece ser que por sí sólo no es capaz de penetrar la mucosa normal de ciego, encontrándose en el lumen intestinal (Cordero, *et. al.*, 1999).

En la contaminación el humano parece ser la principal fuente de propagación por transmisión directa y contaminación del alimento (Quiroz, 1994).

3.17.4. Epidemiología

La Balantidiosis tiene una distribución mundial, pero es más frecuente en los trópicos, también se extiende por las regiones templadas y nórdicas. Esta infección se produce por la ingestión de quistes fecales. El hospedador natural es el cerdo, que alberga al ciliado en el 92% de los casos, es una enfermedad zoonótica ya que puede contagiarse a las personas e inclusive a los primates no humanos, también caninos, felinos, roedores, etc., en sentido contrario, el cerdo puede ser origen de infección balantidiana para estas especies (Borchert, 1964; Cordero, *et. al.*, 1999).

3.17.5. Sintomatología

La Balantidiosis es una enterotiflocolitis, a veces hemorrágica, también existe la presencia de anorexia, piroxia, heces con ligera constipación y pueden ser pastosas, blandas y mucoides e inclusive con presencia de sangre, hay signos de dolor en la región del colon, el animal adelgaza, existe deshidratación y debilidad (Mehlhorn, 1993).

3.17.6. Diagnóstico

El diagnóstico de la infección ocasionada por *Balantidium coli*, se basa por signos clínicos, en post mortem se observa úlceras en el intestino grueso y la presencia de un gran número de parásitos (Soulsby, 1987).

Según Mehlhorn (1993), Cordero; *et. al.*, (1999) y Foreyt (2001), se realiza un estudio coprológico utilizando técnicas de flotación, para hallar los quistes de *Balantidium coli*.

3.18. Clase cestoda

Los Cestodos constituyen una de las tres grandes clases del tronco Platelminfos (Turbelarios, Trematodos, Cestodos). Además de las características del tronco al que pertenecen, poseen otras propias: son helmintos alargados y acintados, simétricos bilateralmente, aplastados dorsoventralmente, Todos los Cestodos son parásitos y en estado adulto viven en el intestino de vertebrados, utilizando uno o más hospedadores intermediarios que son, según los casos, vertebrados o invertebrados. El cuerpo de la mayoría de los cestodos está formado por varios anillos, denominados proglótides, existiendo una región anterior, con elementos de fijación, llamada escólex (Cordero, *et. al.*, 1999).

3.19. Teniasis

La teniasis es de distribución cosmopolita, la prevalencia es variable y está condicionada por diversos factores epidemiológicos (Soulsby, 1987).

3.19.1. Etiología

Es un parásito de distribución cosmopolita que se encuentra en el intestino delgado de los gatos carnívoros, relacionados (armiño, lince). El género *hidatygena* ha sido creado para esta y otras especies que tienen un estrobilocerco como fase larvaria, sin embargo ahora es frecuente asignar la especie al género *Taenia* y no al *Hidatygena*. Los hospederos intermediarios son roedores y a veces lagomorfos. Los adultos alcanzan los 60 cm de longitud, no tienen cuello y tienen los proglotis posteriores campaniformes. El escólex es grande, con dos filas de ganchos rostelares, el útero tiene de cinco a nueve ramas laterales, los huevos de este parásito miden de 31 a 36 µm de diámetro (Vignau, *et. al.*, 2005).

3.19.2. Clasificación taxonómica

PHYLUM: platelmitos.

CLASE: cestodos.

SUBCLASE: eucestodos.

ORDEN: taeniidea

FAMILIA: taeniidae

GENERO: taenia

ESPECIE: *Taenia taeniaeformis* Soulsby (1987).

3.19.3. Ciclo biológico

El desarrollo del metacestodo (*Cysticercus fasciolaris*) tiene lugar en el hígado de los roedores, existe un ciclo urbano y otro selvático. El ciclo urbano comprende el gato doméstico y los ratones y ratas del campo y domésticos, mientras que el ciclo selvático influye a felinos carnívoros silvestres y roedores silvestres, alrededor de 30 días después de la ingestión de los huevos, se desarrolla un cisticerco invaginado alrededor del día 42, el escólex se evagina y se conecta a la vejiga por un estróbilo segmentado, pareciendo así un pequeño cestodo, este estado

larvario se conoce como estrobilocerco. Los estrobilocercos son infectantes para los felinos silvestres o domésticos, a los 60 días, cuando el felino ingiere se digiere la porción posterior del estróbilo y el escólex se fija a la pared intestinal, el periodo de prepatencia en el felino es de 36 a 42 días. Los felinos pueden permanecer infestados hasta dos años (Quiroz, 1994).

Los segmentados gravidos se expulsan y salen del hospedador carnívoro definitivo por el ano, van reptando por el pelaje del hospedador o la superficie de la masa fecal, vaciándose de los huevos que contienen (oncosferas) durante el proceso. Por lo tanto cualquier segmento después que haya estado en el exterior durante algunos minutos pueden contener muy pocos huevos o quizá ninguno, si es ingerido por un hospedador intermediario (en este caso un roedor silvestre o doméstico, normalmente una especie que puede ser presa del hospedador definitivo), el huevo eclosiona y el embrión hexacanto atraviesa la pared intestinal y emigra hacia su órgano de predilección, habitualmente el hígado y las membranas peritoneales o la musculatura cardíaca y la estriada. Una vez allí el embrión hexacanto crece y forma una cavidad y se diferencia para formar una larva de fase II totalmente desarrollada de la familia *Taeniidae* , que esta formada por una vesícula llena de líquido con uno o más escólex (a menudo llamada vesícula parasitaria) y está rodeada por una capsula de tejido conjuntivo formada por el propio hospedador intermediario.(Bowman, 2004).

3.19.4. Epidemiología

La temperatura y especialmente la desecación son los factores ambientales más importantes que limitan la transmisión de la cestodosis, los huevos toleran un amplio margen de temperaturas aunque son rápidamente inactivos a cualquier temperatura si la humedad es baja. (Bowman, 2004).

Otro factor importante es la dispersión de los huevos. La mayoría de los tenidos quedan en un radio de 180 m del punto en el cual han sido depositados, aunque la dispersión puede ser muy superior, al ser transportados por dípteros. (Bowman, 2004).

Otro factor limita la transmisión de las cestodosis es la respuesta inmunitaria de los hospedadores, en la mayoría de los *Taenidae*, los hospedadores intermediarios generan una

fuerte inmunidad frente a las oncosferas que en condiciones naturales puede ser adquirida por la ingestión de tan solo diez huevos, esta inmunidad puede persistir entre 3-12 meses en ausencia de re infestación o incluso de por vida se se producen reinfecciones frecuentes (Urquart, 2001).

3.19.5. Sintomatología

La presencia de los signos clínicos depende de diversos factores, especialmente la edad y grado de infección, siendo más frecuentes en animales jóvenes y en infecciones masivas, la sintomatología más característica en animales es el prurito anal, irritación con presencia de segmentos grávidos, especialmente en la dipilidiosis que hace que el animal se lama y se frote el ano con el suelo, este fenómeno provoca depilaciones e inflamaciones cutáneas de la zona perianal (Durán, 2006).

En infecciones masivas en animales jóvenes puede provocar adelgazamiento y diversos trastornos digestivos como distensión abdominal y presencia de diarrea o estreñimiento.

La lesión asociada a las cestodosis es una enteritis crónica especialmente en duodeno y yeyuno. La mucosa aparece engrosada con una intensa infiltración celular y cubierta de abundante secreción mucosa en la cual pueden observarse los vermes adultos (Urquart, 2001).

3.19.6. Diagnóstico

Se basa en primer lugar en la observación de proglotis en las heces o región perianal, por otra parte las manifestaciones clínicas señaladas con anterioridad, otro diagnóstico es un examen coprológico, mediante técnicas de flotación (sulfato de zinc, cloruro de sodio y otros más), realizando unos tres exámenes continuos para tener una certeza del 90%. (Quiroz, 1994).

Otra técnica que se puede utilizar es la de Graham, usando una cinta adhesiva de acetato de celulosa en improntas de pliegues anales. El diagnóstico post mortem permite realizar un diagnóstico cualitativo y cuantitativo con bastante precisión, siempre y cuando se haga una correcta recolección de los parásitos adultos (Quiroz, 1994; Hendrix, 1999).

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Localización

4.1.1. Ubicación geográfica del área de investigación

El presente trabajo de investigación se realizó en las comunidades de Las Mercedes, Puerto Pérez y el Tigre de la Amazonía Boliviana, del Territorio Comunitario de Origen (TCO) Takana II, la cual presenta 4 comunidades Las Mercedes, Puerto Pérez, Toromonas y el Tigre. La investigación se realizó en las tres primeras comunidades mencionadas, las cuales están ubicadas al noroeste del municipio de Ixiamas, en la provincia Abel Iturralde del departamento de La Paz, Bolivia (ACA - Bolivia, 2006) (ver anexo 2).

Las comunidades Puerto Pérez, Las Mercedes y El Tigre, se encuentran rodeados por varias áreas protegidas: La Reserva Nacional de Vida Silvestre Amazónica Manuripi que colinda con las dos comunidades por el norte, el Parque Nacional y Área Natural de Manejo integrado Madidi (PN ANMI - MADIDI), rodea por el oeste y el sur a Puerto Pérez que también limita al oeste con las Áreas Protegidas Peruanas Parque Nacional Bahuaja – Sonene y Reserva Nacional Tambopata. Por otro lado, la concesión maderera San Ignacio se encuentra continua a los territorios de ambas comunidades. Las Mercedes limita al este con el territorio de Toromonas, otra de las comunidades Takana II (ACA - Bolivia, 2006; Da Silva, 2010).

4.1.2. Características climáticas de la zona

El área presenta un rango altitudinal entre 100 y 300 msnm en el área de estudio se encuentran tres ecorregiones “Bosques de la Amazonia del oeste de Pando, norte de La Paz y noroeste del Beni”, “Bosques de Varzea” incluidas en el complejo Amazonia tierras bajas, “Bosques tropicales siempre verdes” y un fragmento de las sabanas del Norte de La Paz o de Heath dentro del territorio de Puerto Pérez (Da Silva, 2010).

Existe una gran uniformidad térmica todo el año con temperaturas medias anuales entre 25° y 29°C y precipitaciones pluviales que oscilan entre 1500 3000 mm anuales (ACA - Bolivia, 2006).

4.2. Materiales

4.2.1. Material biológico

Para el presente estudio de investigación se colectó muestras fecales de Jochi pintado (*Agouti paca*) n=50, que comprendían de tres categorías: cría, juvenil y adultos (Bor, 1995), teniendo un total de 25 hembras y 25 machos.

4.2.2. Material de campo

- ✓ 100 Frascos de plástico de 50 ml con tapas.
- ✓ Estuche quirúrgico completo
- ✓ 1 Litro de formol al 37 %
- ✓ 2 Litros de alcohol al 70 %
- ✓ 2 Sanitizadores
- ✓ Desinfectantes: Yodo - Povidona
- ✓ 2 Bañadores metálicos
- ✓ 1 Caja de guantes desechables
- ✓ Barbijos
- ✓ 100 Bolsas de polietileno
- ✓ 1 Masquin
- ✓ 2 Cuadernos de notas
- ✓ 1 Lápiz y 2 marcadores
- ✓ 1 Par de botas
- ✓ 1 Conservadora
- ✓ 1 Cámara fotográfica
- ✓ 1 Poncho de lluvia

4.2.3. Material de laboratorio

- ✓ 1 Microscopio
- ✓ 1 Centrifugadora
- ✓ 1 Balanza de precisión
- ✓ 2 Cajas de porta objetos

- ✓ 2 Cajas de cubre objetos
- ✓ 50 Tubos de ensayo de 15 ml
- ✓ 1 Tamiz de plástico
- ✓ 1 Gradilla
- ✓ 2 Pipetas Pasteur
- ✓ 4 Vasos precipitados 100 ml
- ✓ 4 Vasos precipitados de 500 ml
- ✓ 4 Placas Petri
- ✓ 1 Pinza anatómica
- ✓ 1 Frasco de lugol parasitológico de 50 ml
- ✓ 1 Mortero
- ✓ 5 Kilogramos de Azúcar
- ✓ 1 Kilogramo de detergente
- ✓ 50 Unidades de Paletillas de madera

4.2.4. Material de gabinete

- ✓ Equipo de computación
- ✓ Material de escritorio
- ✓ Registros
- ✓ Impresora
- ✓ Cámara fotográfica
- ✓ Libreta de anotaciones

4.3. Metodología

4.3.1. Tipo de estudio

El presente trabajo de investigación es de carácter descriptivo, lo que nos permitió la identificación de los huevos de parásitos gastrointestinales encontrados en Jochi pintado (*Agouti paca*).

4.3.2. Universo

En el presente trabajo de investigación se trabajó con 50 animales cazados.

4.3.3. Tamaño de muestra

El tamaño de muestra fue considerado el 100% de animales capturados (cazados) de las comunidades, Las Mercedes y Puerto Pérez y el Tigre de la TCO Takana II.

4.3.4. Tipo de muestreo

En el presente trabajo de investigación, el tipo de muestreo fue completamente al azar y convencional.

4.3.5. Duración de la investigación

El presente trabajo de investigación se realizó en los meses de febrero, marzo, abril y mayo del año 2018, en la TCO Takana II de la Amazonía Boliviana.

4.4. Procedimiento

4.4.1. Obtención de muestras

Para el presente estudio de investigación se aprovechó el auto monitoreo de caza realizando recorridos sistemáticos a pie sobre diferentes senderos, donde se colectaron muestras fecales de Jochi pintado (*Agouti paca*) que fueron un total de (n = 50), de las cuales 26 fueron hembras y 24 machos. Los ejemplares fueron clasificados en tres categorías: cría o maltón, juvenil y adulto (ver cuadro 1).

Cuadro 1.- Datos obtenidos de *Agouti paca*, para la realización del trabajo de investigación.

| Especie | Comunidad | Sexo | Categoría y/o edad | Nº Individuos |
|--------------------|--------------|--------|--------------------|---------------|
| <i>Agouti paca</i> | Las Mercedes | Macho | Maltón o cría | 4 |
| <i>Agouti paca</i> | Las Mercedes | Macho | Juvenil | 3 |
| <i>Agouti paca</i> | Las Mercedes | Hembra | Juvenil | 6 |
| <i>Agouti paca</i> | Las Mercedes | Macho | Adulto | 7 |
| <i>Agouti paca</i> | Las Mercedes | Hembra | Adulto | 9 |
| <i>Agouti paca</i> | Puerto Pérez | Hembra | Juvenil | 2 |
| <i>Agouti paca</i> | Puerto Pérez | Hembra | Adulto | 3 |
| <i>Agouti paca</i> | Puerto Pérez | Macho | Adulto | 1 |

| | | | | |
|--------------------|----------|--------|---------------|----|
| <i>Agouti paca</i> | El Tigre | macho | Maltón o cría | 4 |
| <i>Agouti paca</i> | El Tigre | macho | Juvenil | 3 |
| <i>Agouti paca</i> | El Tigre | hembra | Maltón o cría | 2 |
| <i>Agouti paca</i> | El Tigre | macho | adulto | 2 |
| <i>Agouti paca</i> | El Tigre | hembra | Adulto | 4 |
| TOTAL | | | | 50 |

Fuente: J. Emilio Mamani H, 2018

Como la mayoría de los parásitos gastrointestinales se encuentran en el intestino delgado e intestino grueso, su diagnóstico se llevó a cabo mediante carpología parasitaria, tomando en cuenta la identificación de huevos de parásitos y no así a parásitos adultos (Cordero; *et. al.*, 1999).

Las muestras de heces se colectaron directamente del intestino grueso y delgado, posterior a su evisceración del animal que lo iba realizando el cazador. La colecta de heces se hizo manualmente y se conservaron directamente en frascos de plástico de boca ancha con tapa rosca de 50 ml, con formol al 10 %, para evitar la contaminación de las mismas y la conservación de los huevos de parásitos (Tantalean, 2010) (ver anexo 4 y 5).

Posteriormente se codificaron con lápiz y cinta adhesiva por ej. Masquin, al frasco, donde se rotuló los datos del huésped en forma de un código que nos indicaba lo siguiente: procedencia, colector, fecha, sexo y edad (Tantalean, 2010) (ver anexo 6).

4.4.2. Procesamiento de muestras

Para el examen coprológico se trabajó en Laboratorios de la Universidad Pública de El Alto (UPEA), ubicado en la ciudad de El Alto, y en los Laboratorios de Wildlife Conservation Society (WCS-Bolivia), ubicado en la ciudad de La Paz (ver anexo 7).

Las muestras que se obtuvieron se analizaron por dos métodos coprológicos, el método semicuantitativo, Flotación de Wisconsin modificada (Bagley, 1997; Hendrix, 1999). Y el método cualitativo de Sedimentación de N.I.A.H. (Ueno, 1970; Cahuana, 2007),

Cada huevo de parásito encontrado fue medido con la técnica de micrometría (Foreyt, 2001), y fotografiado con cámara digital marca CANON, PC1355, de una resolución de 10.0 mega píxeles.

4.4.3. Método de flotación de Wisconsin

Es un método que nos sirve principalmente para hallar nematodos y protozoarios gastrointestinales (Bagley, 1997; Cahuana, 2007).

4.4.3.1.Procedimiento

En una balanza, pesar exactamente 3 g de muestra fecal.

Agregar 15 ml de solución azucarada a la materia fecal.

Mezclar la solución con la materia fecal, hasta que el material tenga una consistencia uniforme.

Verter la mezcla a través de un tamiz en un tubo de ensayo de 15 ml.

Centrifugar en 800 – 1000 rpm, durante 5 – 7 minutos.

Llenar el tubo de ensayo en una gradilla porta tubos, hasta que forme un menisco convergente.

Posteriormente cubrir el tubo con un cubreobjetos de 22 x 22 mm, y ponerlo a un lado durante 2 – 4 minutos.

Levantar el cubreobjetos de 22 x 22 mm para arriba y colocarla en un portaobjetos.

Finalmente se observa en microscopio con 10 X y 40 X (Bagley, 1997).

4.4.4. Método de sedimentación de NIAH

Este método hace que las larvas y huevos de vermes se hundan en el agua a causa de su mayor peso específico hasta el fondo del recipiente, con la adición de algunas gotas de detergente se acelera esta sedimentación (Kraft, 1998).

4.4.4.1.Procedimiento

En una balanza pesar exactamente 5 g de materia fecal.

Homogenizar en un mortero con un poco de agua.

Tamizar la mezcla en un vaso precipitado de 500 ml.

Colocar 2 gotas de detergente.

Adicionar agua hasta llenar el vaso 500 ml.

Dejar reposar 10 - 15 minutos para su sedimento.

Sifonear nuevamente el sobrenadante dejando 20 – 50 ml de sedimento.

Dejar reposar 10 – 15 minutos para su sedimento.

Sifonear nuevamente el sobrenadante dejando 20 – 50 ml de sedimento.

Agitar bien y transferir el sedimento en una placa Petri, homogenizar y dejar en reposo 1 minuto. Inclinar despacio de modo que el sedimento afluya a favor del operador, hasta que el nivel de agua divida la placa en dos porciones iguales.

Pipetear a lo largo de la línea blanca del sedimento.

Depositar 2 gotas sobre un portaobjetos.

Añadir una gota de azul de metileno sobre el portaobjetos y homogenizar.

Cubrir con un cubreobjetos y dejar reposar un minuto.

Llevar al microscopio y observar con el objetivo de 10 X y 40 X (Kraft, 1998; Cahuana, 2007).

4.5. Análisis de resultados

Los resultados obtenidos se determinaron de la siguiente manera:

- Resultados positivos: Presencia de huevos de parásitos.
- Resultados negativos: Ausencia de huevos de parásitos.

4.6. Factores de estudio

- Comunidad
- Sexo
- Edad.

4.7. Variables de respuesta

Las variables a considerarse en el presente trabajo de investigación se resumen en el siguiente cuadro:

Cuadro 2.- Variables de respuesta.

| Variables | Tipo | Indicador | Medida |
|------------------|--------------|-------------------|---------------------------------------|
| Edad | Cuantitativo | Años de nacido | Años |
| Sexo | Cualitativo | Tipo de género | Hembra y Macho |
| Comunidad | Cualitativo | Tipo de comunidad | Las Mercedes, Puerto Pérez y El Tigre |
| Nematodos | Cuantitativo | Tipo de parásito | Positivo, Negativo |

| | | | |
|------------------|--------------|------------------|--------------------|
| Protozoos | Cuantitativo | Tipo de parásito | Positivo, Negativo |
| Cestodos | Cuantitativo | Tipo de parásito | Positivo, Negativo |

Fuente: Jorge E. Mamani, 2018.

4.8. Estadística de prueba

Los datos obtenidos en el presente trabajo de investigación, fueron analizados mediante un programa estadístico Software de Estadística llamado Statistical Package for the Social Sciences (SPSS), versión 18. Las pruebas estadísticas fueron de prueba de independencia de chi – cuadrado, con tablas de contingencia, para determinar la significancia de la presencia y/o ausencia de huevos de parásitos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*), en comunidad, sexo y edad.

$$\chi^2 = \sum \frac{(O - E)^2}{E}$$

Dónde:

X² = Chi cuadrado

∑ = Sumatoria

O = Frecuencia observada

E = Frecuencia esperada

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Identificación de Parásitos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*).

Los parásitos encontrados en las heces fueron 7 géneros de la clase Nemátoda (*Trichuris spp.*, *Strongyloides spp.*, *Capillaria spp.*, y *Trichostrongylus spp.*), con un análisis porcentual del total de muestras 64 % para la clase Nematoda, 2 géneros de la Clase Coccidia (*Eimeria spp* y *Balantidium coli*), con un análisis porcentual del total de muestras 26 % en la clase coccidia, y también 1 género de la Clase Cestoda (*Taenia spp.*), con un 10%. Este resultado se puede observar claramente en el siguiente Figura.

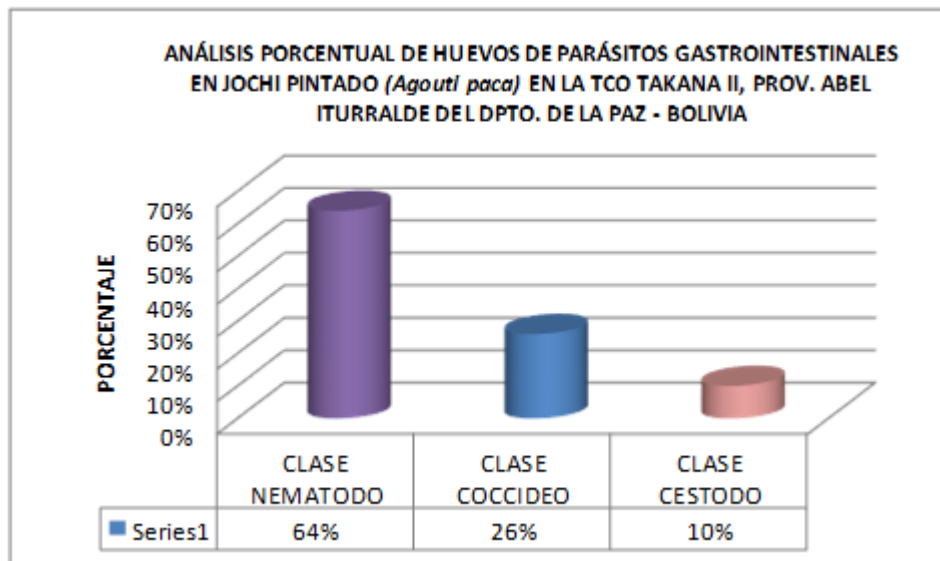


Figura 1.- Análisis porcentual de parásitos, encontrados en Jochi pintado (*Agouti paca*).

En un estudio realizado por Ramírez, *et. al.*, (2001), en Áreas Protegidas de la Amazonía Mexicana, se muestrearon a animales de (*Agouti paca*), de las cuales, resultaron positivos a *Strongyloides spp.*, *Eimeria spp.*, *Balantidium coli*, *Ascaroidea*, *Taenia spp.*, y *Trichuris spp.*, resultados muy parecidos al presente estudio, coincidiendo con el resultado.

Bor (1995), menciona el halazgo de los siguientes parásitos: *Strongyloides spp.*, *Trichuris spp.*, y *Ancylostoma spp.*, *Eimeria spp.*, *Capillaria spp.*, *Taenia spp.*, y *Balantidium coli*, encontradas en pacas, este último es muy común en *Tayassu pecari* y puede causar la muerte en animales jóvenes.

Gómez y García (1998), señala que los procesos patológicos más comunes están asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales como ser nematodos, protozoos y coccidios.

Según Bautista (1995), en México, se halló de la misma manera los siguientes géneros de parásitos en Jochi pintado como ser: *Strongyloides*, *Capillaria spp.*, *Trichuris spp.*, *Taenia spp.*, *Eimeria spp.*, y *Balantidium coli*.

En la Amazonía de Costa Rica, Según estudios de Matamoros (1985), se halló de igual manera parásitos similares al de México y la presente investigación, donde se presentó lo siguiente: nematodos; *Strongyloides spp.*, *Capillaria spp.*, y *Trichuris spp.*, de la clase cestoda: *Taenia spp.*, y de la clase coccidia: *Eimeria Agouti* y *Balantidium coli*, teniendo la única diferencia que en la amazonia Bolivia de la presente investigación se presentó el nematodo *Trichostrongylus spp.*

Santa cruz, *et. al.*, (2005), en un estudio a su pariente cercano como el Carpincho, siendo el roedor más grande del mundo, se menciona cierta similitud con los parásitos hallados en este roedor como ser: *Capillaria spp.*, *Trichuris pp.*, y el coccidio *Eimeria spp.*

Otro estudio realizado en Bolivia en otro pariente cercano como el Jochi colorado (*Dasyprocta punctata*) se halló el cestodo; *Taenia spp.*, y el nematodo *Trichuris spp.* (Mamani, 2012).

Analizando comparaciones con los autores que realizaron estudios en roedores de la amazonia, los parásitos son similares y comunes en estos animales.

5.2. Determinación de la caracterización de huevos de parásitos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*).

Todos los géneros y/o especies de huevos de parásitos hallados se midieron en longitud y diámetro, estos datos contribuyeron para la identificación de los géneros y/o especies, también se evaluó la morfología (forma, cubierta, color y contenido) de los huevos de parásitos.

De acuerdo a las características morfológicas y medidas encontradas por otros autores se asume que los géneros y/o especies observados en el presente trabajo de investigación, son las mismas que las registradas por estudios realizados en la Amazonía Boliviana, México y Argentina.

De acuerdo al Figura 2, los huevos del género *Trichuris spp.*, presentaron las siguientes características; Color pardo castaño, provistos de fuerte cáscara, posee dos tapones polares hiliados, forma de limón, puestos sin segmentar la longitud y el diámetro de huevos de *Trichuris spp.*, ($22\mu\text{m} \times 55\mu\text{m}$), se encuentran en el rango descrito por otros autores como Soulsby (1987), ($21\text{-}22\mu\text{m} \times 55\text{-}60\mu\text{m}$) y Quiroz (1994), ($22\text{-}25\mu\text{m} \times 50\text{-}60\mu\text{m}$), estudios realizados en roedores de la amazonia y conejos. (Ver anexo 9).

Para el de género de *Strongyloides spp.*, los huevos obtenidos en el presente trabajo de investigación presentaron una cáscara delgada y fina, poseen un embrión en forma de “U” en la puesta, son elipsoidales. en promedio las siguientes medidas micrométricas fueron de; $34\mu\text{m} \times 65\mu\text{m}$, según Soulsby, (1987) ($45\text{-}55\mu\text{m} \times 26\text{-}35\mu\text{m}$) y Cordero; *et. al.*, (1999) ($45\text{-}56\mu\text{m} \times 23\text{-}35\mu\text{m}$), las medidas obtenidas en este trabajo se encuentran dentro del rango de las medidas que posee este tipo de huevos de parásitos (ver Figura 2).

La micrometría de huevos del género de *Capillaria spp.*, fue de $30\mu\text{m} \times 58\mu\text{m}$, estos datos de medición no se encuentran dentro del rango reportados por Soulsby (1987) y Cordero; *et. al.*, (1999) ($23\mu\text{m} \times 47\text{-}65\mu\text{m}$), como *Capillaria hepática*, pero la identificación del huevo de parásito coincide completamente ya que el huevo es similar al *Trichuris*, pero tiene la característica de forma de barril con los lados casi paralelos y los tapones bipolares no se proyectan tanto. (Ver Figura 2).

La morfología y micrometría de huevos del género de *Trichostrongylus spp.*, fue de $55\mu\text{m} \times 90\mu\text{m}$, estos datos de medición se encuentran dentro del rango reportados por Soulsby (1987) y Cordero, *et al.* (1999) ($93\text{-}118\mu\text{m} \times 41\text{-}52\mu\text{m}$), donde la identificación del huevo de parásito coincide completamente ya que presenta 16 blastómeros y una cáscara muy fina y delgada (ver Figura 2).

Los ooquistes de protozoarios *Eimeria spp.*, encontrado en Jochi pintado, en el presente trabajo de investigación presentaron la siguiente medida micrométrica: $15\mu\text{m} \times 30\mu\text{m}$, estas medidas son similares comparada a datos presentados por Quiroz (1994) ($10\text{-}19\mu\text{m} \times 10\text{-}25\mu\text{m}$) y Foreyt (2001) ($18\mu\text{m} \times 25\mu\text{m}$). Sin embargo estudios realizados en la Amazonía Mexicana por Bautista

(1995) se reportaron medidas diferentes que no coinciden con nuestros datos (15-23 μ m x 20-30 μ m), pero existe cierta similitud, ya que solamente la diferencia se halla en el diámetro (ver Figura 2).

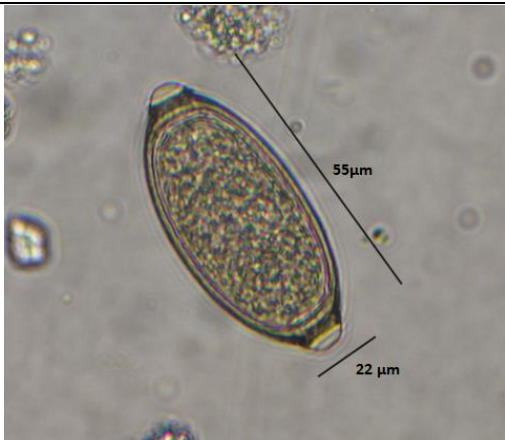
El protozooario *Balantidium coli*, encontrado como quiste maduro presentó la siguiente medida micrométrica (125 μ m x 140 μ m) medidas que son similares a los reportes de Quiroz (1994) (30-150 μ m x 25-150 μ m), y diferentes a los estudios de Cordero, et. al., (1999) (30-150 μ m x 20-300 μ m) en los cuales la longitud del quiste es de presencia media, en el presente estudio (ver Figura 2).

El cestodo *Taenia spp.*, encontrado, presento la siguiente medición micrométrica: (32 μ m x 40 μ m), medidas que son casi similares según Cordero (1999). Los huevos son de forma oval y miden (19-31 μ m x 24-26 μ m).

Las comparaciones que se realizaron en el presente trabajo de investigación, sobre las características morfológicas y medidas micrométricas de huevos de parásitos también se compararon con el del Jochi colorado, Carpincho, ya que es un pariente cercano de la familia de los roedores silvestres y son también hospedadores específicos de esta clase de parásitos.

En la presente Figura nos muestran los huevos de parásitos encontrados en Jochi pintado (*Agouti paca*), con su respectiva medición micrométrica.

Figura 2. Huevos de parásitos gastrointestinales presentes en Jochi pintado (*Agouti paca*).



Huevo de *Trichuris spp.*

Micrometría: 22 μm x 55 μm

Características: Color pardo castaño, provistos de fuerte cáscara, posee dos tapones polares hiliados, forma de limón, puestos sin segmentar.



Micrometría: 34 μm x 65 μm

Características: Tienen cáscaras delgadas y finas, poseen un embrión en forma de “U” en la puesta, son elipsoidales.



Capillaria spp.

Micrometría: 30 μm x 58 μm



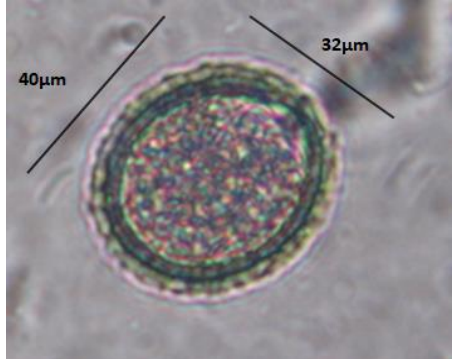
Características: Los huevos son de cascara gruesa y finamente esculpida y la forma peculiar de este huevo es su forma de barril, la cubierta tiene aspecto reticulado, posee también dos tapones en forma de limones.



Trichostrongylus spp.

Micrometría: 55 μm x 90 μm

Características: Poseen cáscara fina y delgada con presencia de 8-32 blastómeros y son ovales.

| | |
|---|--|
|  <p><i>Eimeria spp.</i> Micrometría: 15 µm x 30 µm Características: Cascarón liso, doble pared, descolorida, elipsoidales anchos a ovales, pared gruesa de color amarillo azulado oscuro ligeramente.</p> |  <p><i>Balantidium coli</i> Micrometría: 125µm x 140µm Características: Interiormente poseen un citostoma en la pared superior, citopigio en la parte posterior, macro núcleo en forma de riñón, vacuolas pulsátiles y vacuolas alimenticias.</p> |
|  <p><i>Taenia spp.</i> Micrometría: 32. 5µm x 40µm Características: Un proglotide contiene más de 200.000 mil huevos, el huevo de este cestodo es forma ovoide o esférico.</p> | |

Fuente: Jorge Mamani, 2019.

5.3. Evaluación del mapeo parasitológico (comunidad, sexo y edad), en Jochi pintado (*Agouti paca*) sobre la presencia de nematodos, coccidios y cestodos.

De acuerdo al efecto espacial: comunidad (El Tigre, las Mercedes y Puerto Pérez), sexo (hembra y macho) y edad (cría, joven y adulto), se determinó la presencia y/o ausencia, de parásitos gastrointestinales como ser: nematodos, coccidios, y cestodos en Jochi pintado (*Agouti paca*).

5.3.1. Evaluación de la presencia de nematodos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*), en tres comunidades de la TCO Takana II.

5.3.1.1. Presencia de *Trichuris spp.*, en tres comunidades de la TCO Takana II.

De acuerdo a la comunidad, la parasitosis producida por el nematodo *Trichuris spp.*, se presentó de la siguiente manera: 7 de 15 animales se presentó en la comunidad de El Tigre con un 46,7%,

13 de 20 animales se dio en la comunidad de Las Mercedes con un 65% y la comunidad de Puerto Pérez 9 de 15 animales con un 60% (ver anexo 10, cuadro 1).

Según el análisis de χ^2 ($P= 0, 544$) nos indica que no es significativo (ver anexo 11, cuadro 1).

5.3.1.2. Presencia de *Strongyloides spp.*, en las comunidades de la TCO Takana II.

La parasitosis producida por *Strongyloides spp.*, se presentó de la siguiente manera: 7 de 15 animales se dio en la comunidad de El Tigre con un 46.7%, 10 de 20 animales presentó esta parasitosis en la comunidad de Las Mercedes con un 50% y en la comunidad de Puerto Pérez 5 de 15 animales con un 33,3% (ver anexo 10, cuadro 2).

De acuerdo al análisis de χ^2 ($P = 0, 598$), nos indica que no tiene significancia en la zona de estudio (ver anexo 11, cuadro 2).

5.3.1.3. Presencia de *Capillaria spp.*, en tres comunidades de la TCO Takana II.

De acuerdo a la comunidad la parasitosis producida por el nematodo *Capillaria spp.*, se presentó de la siguiente manera: 2 de 15 animales se presentó en la comunidad de El Tigre con un 13.3%, en la comunidad de Las Mercedes 12 de 20 animales presento con un 60% y 4 de 15 animales se dio en la comunidad de Puerto Pérez con un 26,7% (ver anexo 10, cuadro 3).

De acuerdo al análisis de χ^2 ($P = 0, 012$) nos indica que no tiene significancia en la zona de estudio (ver anexo 11, cuadro 3).

5.3.1.4. Presencia de *Trichostrongylus spp.*, en tres comunidades de la TCO Takana II.

De acuerdo a la comunidad la parasitosis producida por el nematodo *Trichostrongylus spp.*, se presentó de la siguiente manera: 8 de 15 animales se presentó en la comunidad de El Tigre con un 53.3%, en la comunidad de Las Mercedes 12 de 20 animales presento esta parasitosis con un 60% y 6 de 15 animales se dio en la comunidad de Puerto Pérez con un 40% (ver anexo 10, cuadro 4).

Esto indicaría que este parásito está bastante difundido en las poblaciones de *Agouti paca* y es un parásito común en estos animales.

De acuerdo al análisis de Chi² (P = 0, 499) nos indica que no tiene significancia en la zona de estudio (ver anexo 11, cuadro 4).

Realizando una evaluación general sobre la presencia de nematodos gastrointestinales en las comunidades de El Tigre, Las Mercedes y Puerto Pérez de la TCO Takana II, se puede observar que no presenta diferencias significativas y que existe una cierta similitud, con excepción del nematodos *Capillaria spp.*, (Ver Figura 3).

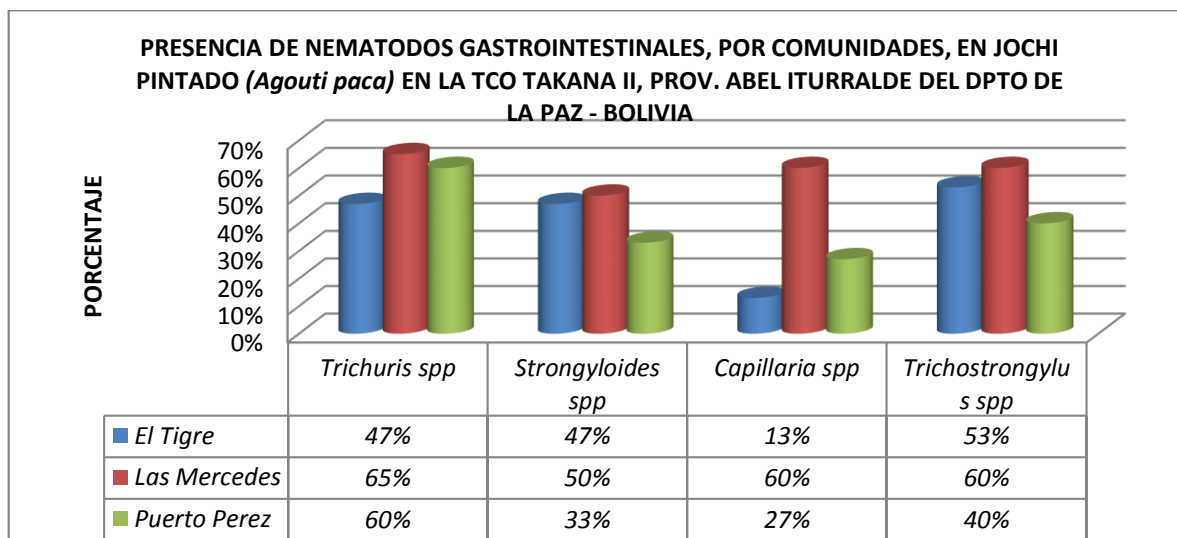


Figura 3.- presencia de Nematodos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de La Paz - Bolivia.

5.3.2. Evaluación sobre la presencia de protozoarios gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*), en tres comunidades de la TCO Takana II.

5.3.2.1. Presencia de *Eimeria spp.*, en las tres comunidades de la TCO Takana II.

De acuerdo a la comunidad la parasitosis producida por el Protozoario *Eimeria spp.*, se presentó de la siguiente manera: 2 de 15 animales presentaron esta parasitosis en la comunidad de El Tigre, con un 13%, en la comunidad de Las Mercedes 8 de cada 20 animales presento esta parasitosis con un 40% y 7 de 15 animales se dio en la comunidad de Puerto Pérez con un 46,7% (ver anexo 10, cuadro 5).

De acuerdo al análisis estadístico de Chi² (P = 0, 120) nos indica que no tiene significancia en la zona de estudio (ver anexo 11, cuadro 5).

5.3.2.2. Presencia de *Balantidium coli*, en tres comunidades de la TCO Takana II.

De acuerdo a la comunidad la parasitosis producida por el Protozooario *Balantidium coli* Se presentó de la siguiente manera: 1 de 15 animales presentaron esta parasitosis con un 6.7%, en la comunidad de Las Mercedes 5 de 20 animales presento un 25%% y 4 de 15 animales se dio en la comunidad de Puerto Pérez con un 26,7% (ver anexo 11, cuadro 6).

Según el análisis estadístico de Chi² (P = 0, 302) nos indica que no tiene significancia en la zona de estudio (ver anexo 11, cuadro6).

Realizando una evaluación general sobre la presencia de protozoos gastrointestinales en las comunidades de El Tigre, Las Mercedes y Puerto Pérez de la TCO Takana II, se puede observar que no presenta diferencias significativas, ya el género *Balantidium coli*, solo se encontró un 7% en la comunidad de El Tigre, (Ver Figura 4).

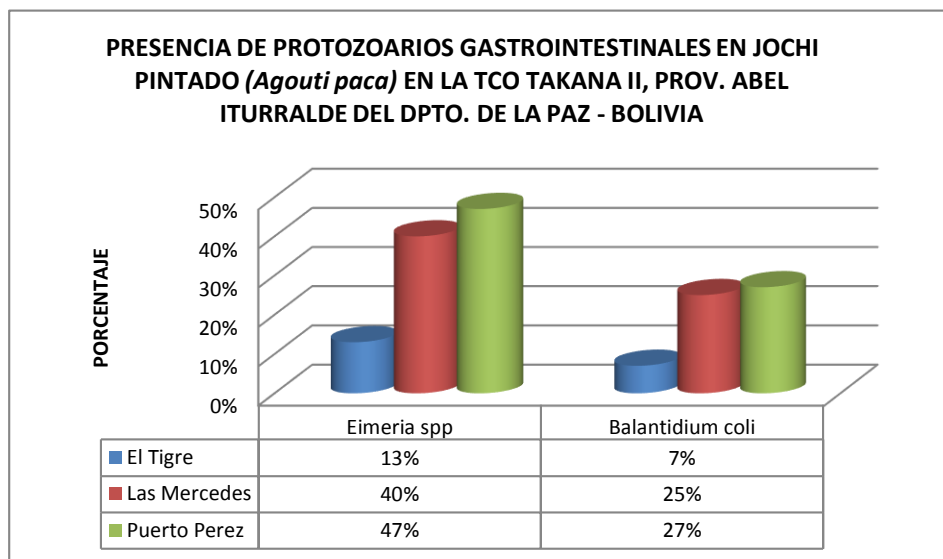


Figura 4.- Presencia de Protozoarios gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. De La Paz – Bolivia.

5.3.3. Evaluación sobre la clase cestoda en Jochi pintado (*Agouti paca*), en las tres comunidades de la TCO Takana II.

5.3.3.1. Presencia de *Taenia spp.*, en las tres comunidades de la TCO Takana II.

De acuerdo a la comunidad la parasitosis producida por el cestodo *Taenia spp.*, Se presentó de la siguiente manera: 4 de 15 animales presentaron esta parasitosis en la comunidad de El Tigre con un 26.7%, en la comunidad de Las Mercedes 8 de 20 animales presento esta parasitosis con un 40% y 6 de 15 animales se dio en la comunidad de Puerto Pérez con un 40% (ver anexo 10, cuadro 7).

De acuerdo al análisis estadístico de χ^2 ($P = 0,667$) nos indica que no tiene significancia en la zona de estudio (ver anexo 11, cuadro 7).

Realizando una evaluación general sobre la presencia de cestodos gastrointestinales en las comunidades de El Tigre, Las Mercedes y Puerto Pérez de la TCO Takana II, se puede observar que existe una cierta similitud, con excepción de la comunidad de El Tigre, (Ver Figura 5).

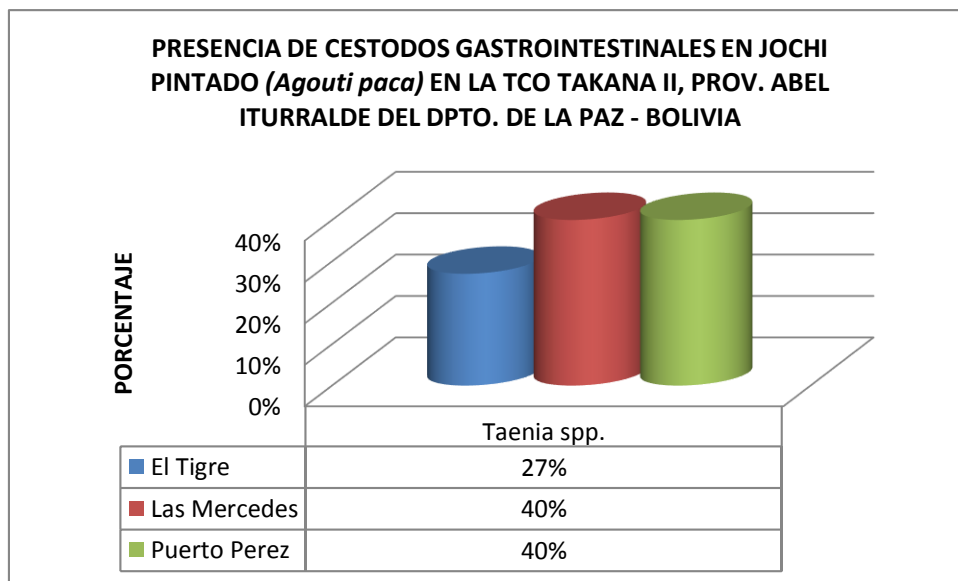


Figura 5.- Presencia de cestodos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. De La Paz – Bolivia

5.3.4. Evaluación de la presencia de nematodos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*), por sexo en la TCO Takana II.

5.3.4.1. Presencia de *Trichuris spp.*, por sexo en la TCO Takana II.

Según el sexo, el nematodo *Trichuris spp.*, se presentó de la siguiente manera: 14 de 25 animales hembras dieron positivo a la parasitosis con un 56% y los machos 15 de 25 animales presentaron un 60% (ver anexo 10, cuadro 8).

Según Rodríguez y Ramírez (2001), en Yucatán México, el género *Strongyloides* y *Trichuris*, tuvieron una prevalencia del 10 – 20%.

De acuerdo al análisis de Chi², (P = 0,774), nos indica que no es significativa (ver anexo 11, cuadro 8).

5.3.4.2. Presencia de *Strongyloides spp.*, por sexo en la TCO Takana II.

Según el sexo, el nematodo *Strongyloides spp.*, se presentó de la siguiente manera: 11 de 25 animales hembras y machos dieron positivo a la parasitosis con un 44% (ver anexo 10, cuadro 9). De acuerdo al análisis de Chi², (P = 1.000), nos indica que es significativo (ver anexo 11, cuadro 9).

5.3.4.3. Presencia de *Capillaria spp.*, por sexo en la TCO Takana II.

Según el sexo, el nematodo *Capillaria spp.*, se presentó de la siguiente manera: 7 de 25 animales hembras dieron positivo a la parasitosis con un 28% y los machos 11 de 25 animales presentaron un 44% (ver anexo 10, cuadro 10).

De acuerdo al análisis de chi² (P = 0,239), nos indica que no existe diferencia significativa (ver anexo 11, cuadro 10).

5.3.4.4. Presencia de *Trichostrongylus spp.*, por sexo en la TCO Takana II.

Según el sexo, el nematodo *Trichostrongylus spp.*, se presentó de la siguiente manera: 13 de 25 animales hembras y machos dieron positivo a la parasitosis con un 52% (ver anexo 10, cuadro 11).

De acuerdo al análisis estadístico de χ^2 ($P = 1,000$), indica que no existe diferencia significativa (ver anexo 11, cuadro 11).

Realizando una evaluación general sobre la presencia de nematodos gastrointestinales por sexo (hembras y machos), se puede observar que no existen diferencias significativas a excepción del nematodo *Strongyloides spp.*, que indico que es significativo con un 44% en hembras y machos. (Ver Figura 6).

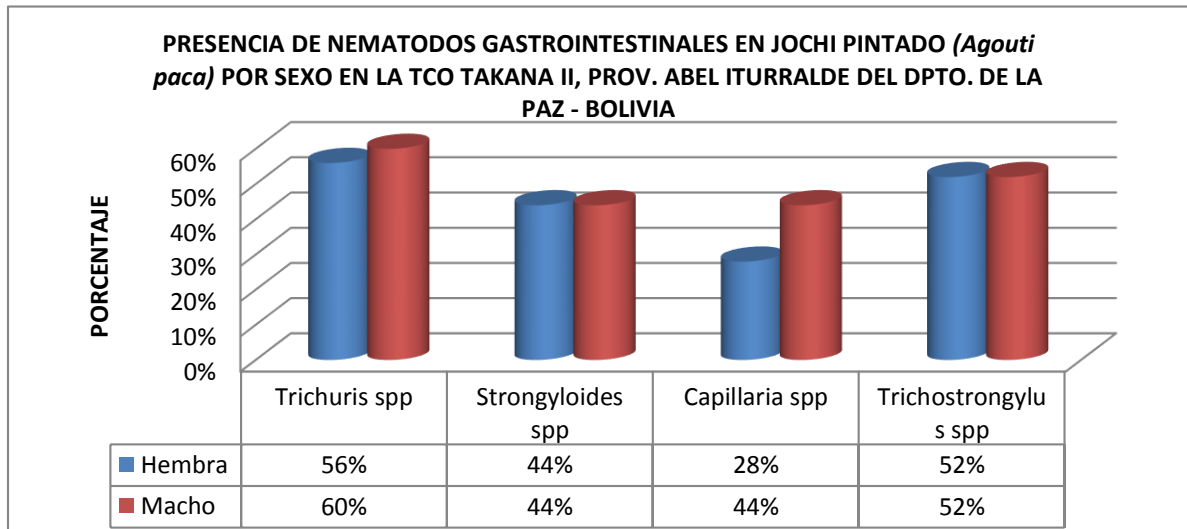


Figura 6.- Presencia de Nematodos gastrointestinales por sexo, en Jochi pintado (*Agouti paca*) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. De La Paz – Bolivia.

5.3.5. Evaluación de presencia de protozoos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*), por sexo en la TCO Takana II.

5.3.5.1. Presencia de *Eimeria spp.*, por sexo en la TCO Takana II.

Según el sexo, el coccidio *Eimeria spp.*, se presentó de la siguiente manera: 10 de 25 animales hembras dieron positivo a la parasitosis con un 40% y los machos 7 de 25 animales presentaron un 28% (ver anexo 10, cuadro 12).

De acuerdo al análisis de χ^2 ($P = 0,370$), nos indica que no existe diferencia significativa (ver anexo 11, cuadro 12).

5.3.5.2. Presencia de *Balantidium coli*, por sexo en la TCO Takana II.

Según el sexo, el coccidio *Balantidium coli*, se presentó de la siguiente manera: 4 de 25 animales hembras dieron positivo a la parasitosis con un 16% y los machos 6 de 25 animales presentaron un 24% (ver anexo 10, cuadro 13).

Según el análisis estadístico de Chi² (P = 0,480), nos indica que no existe diferencia significativa (ver anexo 11, cuadro 13).

Realizando una evaluación general sobre la presencia de protozoos gastrointestinales por sexo (hembras y machos), se puede observar que no presenta diferencias significativas. (Ver Figura 7).

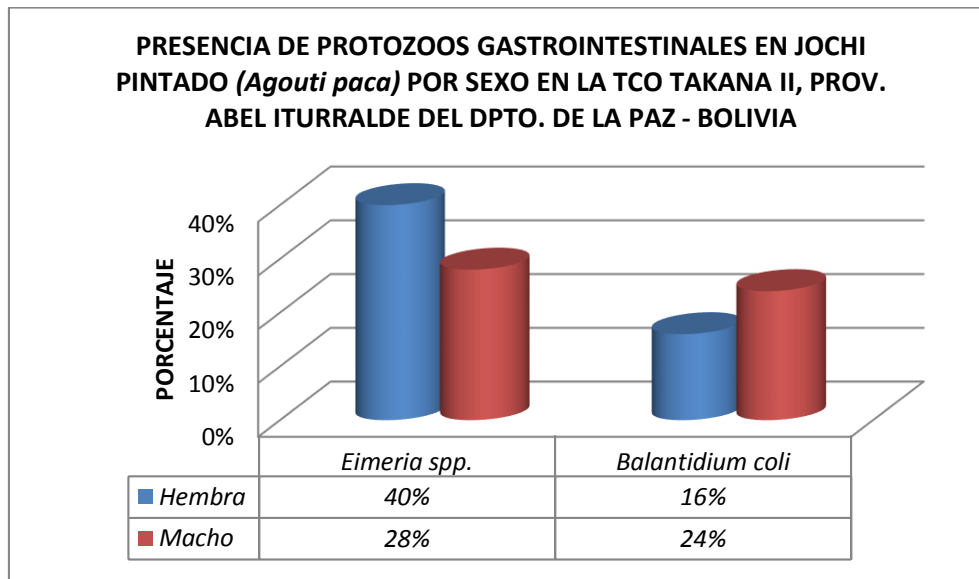


Figura 7.- Presencia de protozoos gastrointestinales por sexo, en Jochi pintado (*Agouti paca*) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de La Paz – Bolivia.

5.3.6. Evaluación de presencia de la clase cestoda en Jochi pintado (*Agouti paca*), por sexo en la TCO Takana II.

5.3.6.1. Presencia de *Taenia spp.*, por sexo en la TCO Takana II.

Según el sexo, el cestodo *Taenia spp.*, se presentó de la siguiente manera: 9 de 25 animales hembras y machos dieron positivo a la parasitosis con un 36% (ver anexo 10, cuadro 14).

Según el análisis estadístico de Chi², (P = 1,000), nos indica que es significativo (ver anexo 11, cuadro 14).

Según Belaunde (2007), menciona que el cestodo *Taenia spp.*, se presentó de manera proporcional en ambos sexos.

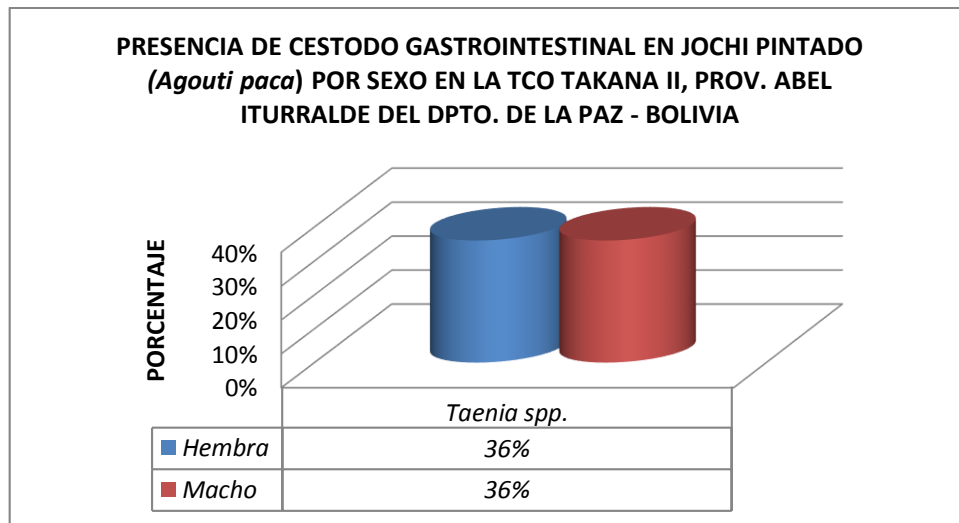


Figura 8.- Presencia de cestodo gastrointestinal por sexo, en Jochi pintado (*Agouti paca*) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. De La Paz – Bolivia.

5.3.7. Evaluación de presencia de nematodos gastrointestinales en relación a la edad en Jochi pintado (*Agouti paca*), de la TCO Takana II.

5.3.7.1. Presencia de *Trichuris spp.*, por edad en la TCO Takana II.

De acuerdo a la edad del animal la presencia del nematodo *Trichuris spp.*, no se presentó en ninguna cría dando un 0%, en cuanto a los juveniles 9 de 15 animales presento esta parasitosis con un 60%, en animales adultos 20 de 28 animales presento esta parasitosis con un 71.4%. (Ver anexo 10, cuadro 15).

Según el análisis estadístico de Chi² (P= 0,003), demostró que existe diferencias significativas (ver anexo 11 y cuadro 15).

Según Soulsby (1987) y Cordero (1999), la Tricuriasis se presenta con mayor frecuencia en animales jóvenes y adultos, y de acuerdo a nuestro trabajo de investigación las crías resultaron negativos.

5.3.7.2. Presencia de *Strongyloides spp.*, por edad en la TCO Takana II.

De acuerdo a la edad del animal la presencia del nematodo *Strongyloides spp.*, no se presentó en ninguna cría dando un 0%, en cuanto a los juveniles 8 de 15 animales presento esta parasitosis con un 53%, en animales adultos 14 de 28 animales presento esta parasitosis con un 50%. (Ver Figura 17 y anexo 10, cuadro 16).

Según el análisis estadístico de Chi² (P= 0,040), demostró que existe diferencias significativas (ver anexo 11 y cuadro 16).

5.3.7.3. Presencia de *Capillaria spp.*, por edad en la TCO Takana II.

De acuerdo a la edad del animal la presencia del nematodo *Capillaria spp.*, se presentó de la siguiente manera: 1 de 7 animales crías, presentó esta parasitosis con un 14%, 6 de 15 animales juveniles presentaron esta parasitosis con un 40% y 11 de 28 animales adultos presentó esta parasitosis con un 39% (ver anexo 10, cuadro 17).

De acuerdo al análisis estadístico de Chi² (P = 0,434), se demostró de igual manera que el nivel de significancia es no significativa (ver anexo 11, cuadro 17).

5.3.7.4. Presencia de *Trichostrongylus spp.*, por edad en la TCO Takana II.

La parasitosis producida por el nematodo *Trichostrongylus spp.*, según la edad se presentó de la siguiente manera: 1 de 7 animales crías, presentaron esta parasitosis con un 14%, 10 de 15 animales juveniles presentaron esta parasitosis con un 67% y 15 de 28 animales adultos presentó está parasitosis con un 54% (ver anexo 10, cuadro 18).

De acuerdo al análisis estadístico de Chi² (P = 0,070), se demostró que no existe diferencia significativa (ver anexo 11, cuadro 18).

Según Cordero (1999), esta parasitosis se presenta con mayor frecuencia en animales adultos que jóvenes y crías. De acuerdo a nuestro trabajo de investigación los más parasitados fueron los animales adultos con un 54%.

Realizando una evaluación general sobre la presencia de nematodos gastrointestinales por edad (cría, juvenil y adulto), se puede observar que los animales crías o maltones resultaron no parasitados con un 0% teniendo así diferencias significativas. (Ver Figura 9).

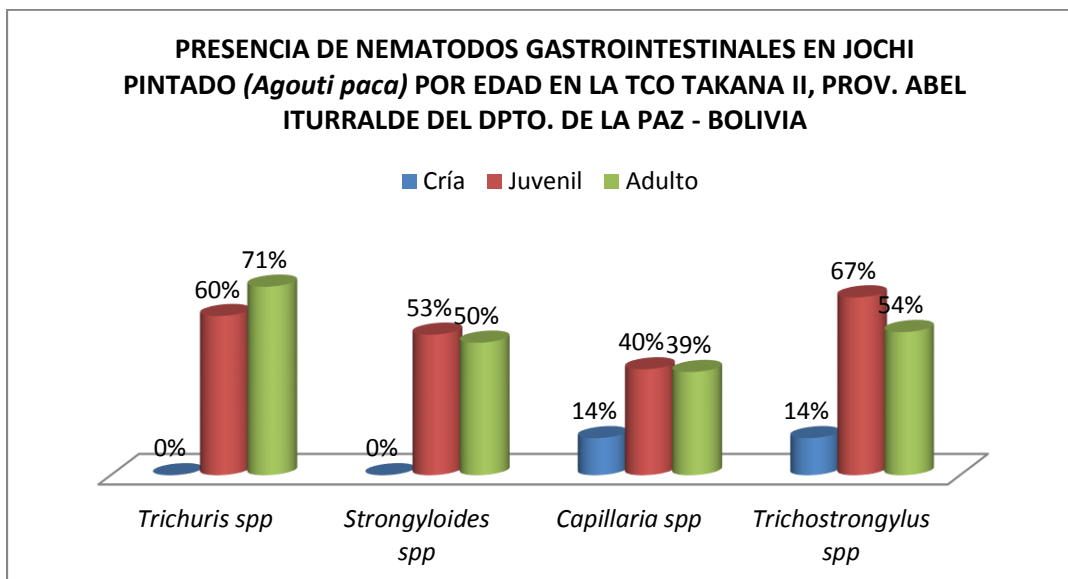


Figura 9.- Presencia de nematodos gastrointestinales por edad, en Jochi pintado (*Agouti paca*) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. De La Paz – Bolivia.

5.3.8. Evaluación de presencia de protozoos gastrointestinales en relación a la edad en Jochi pintado (*Agouti paca*), de la TCO Takana II.

5.3.8.1. Presencia de *Eimeria spp.*, por edad en la TCO Takana II.

De acuerdo a la edad del animal la presencia del protozoario *Eimeria spp.*, se presentó de la siguiente manera: 6 de 7 animales crías, presentaron esta parasitosis con un 86%, 4 de 15 animales juveniles presentaron esta parasitosis con un 27% y 7 de 28 animales adultos presentó esta parasitosis con un 25% (Ver anexo 10, cuadro 19).

De acuerdo al análisis estadístico de Chi² (P = 0,008), se demostró que existe diferencia significancia (ver anexo 11, cuadro 19).

Según Soulsby (1987) indica que esta parasitosis producida por *Eimeria spp.*, en principio afecta más a animales jóvenes, comportándose los adultos como portadores de esta enfermedad, coincidiendo con los resultados encontrados en nuestra investigación. Sin embargo, (Quiroz, 1994) menciona que las crías son menos susceptibles que los adultos, pero según nuestro estudio se presentó un 86% de Eimeriosis en animales crías.

Según Ramírez (2001), en su trabajo de investigación sobre protozoarios gastrointestinales en el trópico mexicano, señala la presencia de *Eimeria spp.*, y *Balantidium coli*, pero no menciona la edad de los animales que son afectados por esta enfermedad parasitaria.

5.3.8.2. Presencia de *Balantidium coli*, por edad en la TCO Takana II.

De acuerdo a la edad del animal la presencia del protozoario *Balantidium coli*, se presentó de la siguiente manera: 2 de 7 animales crías, presentaron esta parasitosis con un 28.6%, 2 de 15 animales juveniles presentaron esta parasitosis con un 13% y 6 de 28 animales adultos presentó esta parasitosis con un 21% (Ver Figura 27 y anexo 10, cuadro 20).

De acuerdo al análisis estadístico de χ^2 ($P = 0,679$), se demostró que no existe diferencia significancia (ver anexo 11, cuadro 20).

Según Cordero (1999), indica que esta parasitosis producida por el protozoario *Balantidium coli*, afecta más a animales jóvenes. Estudios en México por Bautista (2010) son mencionados si señalar la edad de los animales que son afectados por esta enfermedad parasitaria.

Según Bor (1995), indica que el *Balantidium coli*, causa la muerte a animales jóvenes.

Otro estudio realizado por Zamorano (1998). Menciona que la enfermedad producida por coccidios no es muy frecuente en animales jóvenes, investigación que manifiesta lo contrario a otras investigaciones.

Según Andrade (1998), menciona que los animales menores de tres meses de edad, mueren por factores de estrés y enfermedades parasitarias así como la coccidiosis.

Velásquez (2010), menciona que en Costa Rica se ha informado de este parásito en tepezcuintes (*Agouti paca*) en cautiverio, al menos en uno de los brotes el parásito pudo llegar por contaminación con heces de cerdo.

Realizando una evaluación general sobre la presencia de protozoos gastrointestinales, por edad (cría, juvenil y adulto), se puede observar que existe una cierta similitud, (Ver Figura 10).

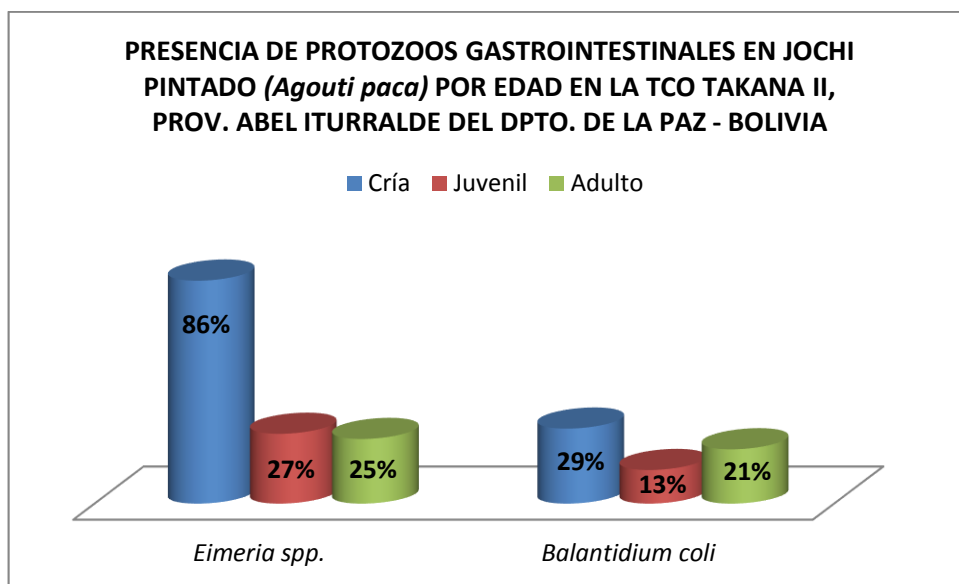


Figura 10.- Presencia de protozoos gastrointestinales por edad, en Jochi pintado (*Agouti paca*) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. De La Paz – Bolivia.

5.3.9. Evaluación de presencia de la clase cestoda en relación a la edad en Jochi pintado (*Agouti paca*), de la TCO Takana II.

5.3.9.1. Presencia de *Taenia spp.*, por edad en la TCO Takana II.

De acuerdo a la edad del animal la presencia del cestodo *Taenia spp.*, se presentó de la siguiente manera: 1 de 7 animales crías, presentaron esta parasitosis con un 14%, 6 de 15 animales juveniles presentaron esta parasitosis con un 40% y 11 de 28 animales adultos presentó esta parasitosis con un 39% (Ver anexo 10, cuadro 21).

Según Belaunde (1995), señala que en un zocriadero de Santa Cruz, Bolivia, se halló la presencia de *Taenia spp.*, ya que en las heces se encontraba mucus con sangre y diarreica, indicando así una sintomatología particular de esta parasitosis.

Así mismo en el análisis estadístico de Chi² (P = 0,434), se demostró que no es significativo (ver anexo 11, cuadro 21).

Realizando una evaluación general sobre la presencia del cestodo, por edad (cría, juvenil y adulto), se puede observar que no existen diferencias significativas, (Ver Figura 11).

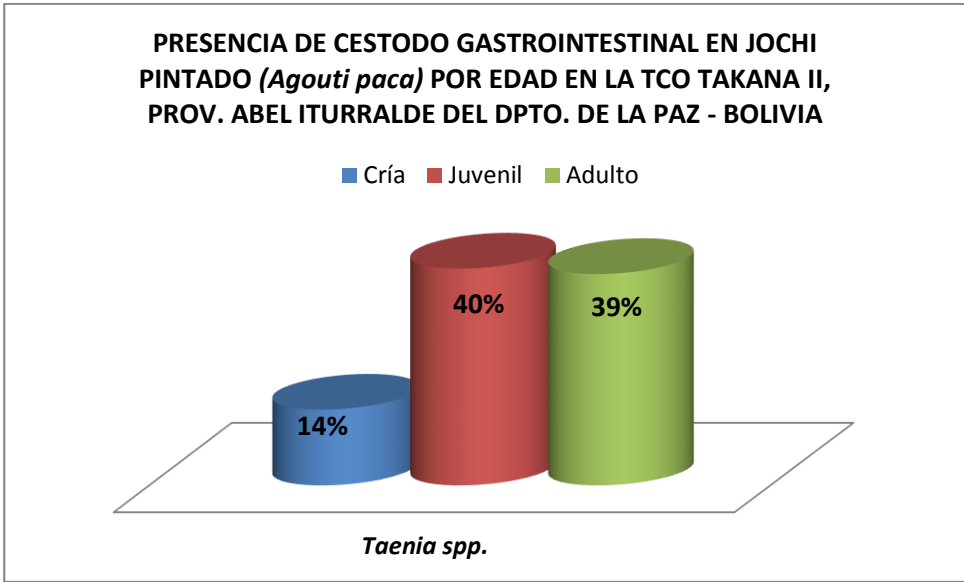


Figura 11.- Presencia de cestodo gastrointestinal por edad, en Jochi pintado (*Agouti paca*) en la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. De La Paz – Bolivia.

6. CONCLUSIONES

En el presente estudio de investigación se identificaron tres clases de parásitos gastrointestinales en Jochi pintado (*Agouti paca*): 4 géneros de la clase Nematoda con un 64% que son: (*Trichuris spp.*, *Strongyloides spp.*, *Capillaria spp.*, y *Trichostrongylus spp.*), 2 géneros con un 26% de la Clase Coccidia (*Eimeria spp.*, y *Balantidium coli*), 1 género con un 10% de la Clase Cestoda (*Taenia spp.*).

En cuanto a la evaluación del efecto de las comunidades, sexo y edad sobre la presencia de huevos de parásitos gastrointestinales en (*Agouti paca*) son las siguientes: La parasitosis producida por nematodos en Jochi pintado (*Agouti paca*) en las comunidades de El Tigre, Las Mercedes y Puerto Pérez de la TCO Takana II, resultaron ser similares a excepción del nematodo *Capillaria spp.*, que se encontraron en baja proporción con un 13%.

En cuanto a los protozoos gastrointestinales de las tres comunidades, en la comunidad de El Tigre, el género *Eimeria spp.*, solo presentó 13% y *Balantidium coli* 7%, a comparación de las otras dos comunidades donde el hallazgo de protozoos es más elevado.

En relación al sexo, los animales hembras y machos resultaron ser susceptibles proporcionalmente a la parasitosis causado por nematodos, a excepción del Género *Capillaria spp.*, que se presentó más en machos con un 44%. Seguidamente por coccidios, donde el coccidio *Eimeria spp.*, parasito más a hembras con un 40% que en machos con 28%, de la misma manera que el coccidio *Balantidium coli*, donde se presentó más en machos 24% que hembras 16%, en cuanto al cestodo *Taenia spp.*, el porcentaje fue igual en ambos géneros con un 36%.

En relación a la evaluación por edad de Jochi pintado (*Agouti paca*), sobre la presencia de parásitos gastrointestinales, los animales maltones (crías) resultaron negativos a *Trichuris spp.*, y *Strongyloides spp.*, pero presentaron de manera proporcional con un 14% al género de *Capillaria spp.*, y *Trichostrongylus spp.*, en cambio en animales jóvenes y adultos fueron más susceptibles a la parasitosis ocasionado por nematodos, teniendo mayor relevancia el nematodo *Trichuris spp.*, con un 71% en animales adultos, seguidamente 50% en *Strongyloides spp.*, 49% *Capillaria spp.*, y un 54% en *Trichostrongylus spp.*, en animales jóvenes el porcentaje de es de manera proporcional.

En cuanto a la parasitosis ocasionado por protozoos las crías resultaron ser más susceptibles a esta parasitosis, presentando un 86% de *Eimeria spp.*, y un 29% de Balantidiasis, seguidamente por animales juveniles y animales adultos con un porcentaje de manera proporcional.

El Cestodo *Taenia spp.*, se presentó más en animales juveniles con un 40%, seguidamente en animales adultos con un 39%, y en menor porcentaje en crías alcanzando solo un 14% de parasitosis por este cestodo.

Cabe resaltar, que los resultados encontrados sobre nematodos, protozoarios, y cestodos en Jochi pintado (*Agouti paca*), son los primeros reportes hallados en la Amazonía de nuestro país.

7. RECOMENDACIONES

Continuar con estos estudios de investigación para conocer el impacto que tienen la presencia de estos parásitos internos o externos en especies silvestres en peligro extinción.

Es recomendable realizar un monitoreo sobre enfermedades parasitarias zoonóticas, en distintas especies silvestres ya que la población humana de la Amazonía Boliviana se beneficia directamente por el consumo de carne de monte por supervivencia.

También es recomendable realizar un análisis coprológico a las personas vinculadas a la conservación y manejo de estas especies silvestres, ya que pueden ser portadoras de algunas enfermedades parasitarias zoonóticas que se correlacionan con parasitismos identificados en Jochi pintado (*Agouti paca*).

No se cuenta con una tabla de carga parasitaria en animales silvestres, es por ello que un estudio experimental podría determinar y elaborar una tabla de cargas parasitarias, dado que existen muchas variables que se deben tomar en cuenta, y sería de gran importancia tener una tabla para poder interpretar datos de carga parasitaria en animales silvestres.

Ampliar trabajos de investigación en animales silvestres para poder tomar medidas de manejo sostenible de todas estas especies.

8. BIBLIOGRAFÍA

- ACHA P.** Zoonosis. Organización Panamericana de la Salud. 2ª Edición. 1986 pp. 619-873.
- ALANDIA E. y NALLAR R.** Manejo de Animales Domésticos y Salud de Fauna en el Territorio Indígena Takana (TCO) Takana. II Congreso de Mastozoología en Bolivia. La Paz-Bolivia. 2006 pp. 31.
- ALTRICHTER M.** Importancia de los Mamíferos Silvestres en la dieta de los pobladores de la península osa. *Revista Mexicana de Mastozoología Costa Rica.* (4):97-107. 2000.
- ANDRADE J.** Análisis de la cría en cautiverio de Tepezcuintle (*Agouti paca*) en dos comunidades de Yuscarán, Honduras. Zamorano, Honduras. 1998. Pp. 48.
- AMAZON CONSERVATION ASSOCIATION BOLIVIA (ACA).** Informe Interno. 2006.
- AQUINO, R.** Aspectos ecológicos y sostenibilidad de la caza del majás (*Agouti paca*) en la cuenca del río Itaya, Amazonía peruana, *Rev. peru. biol.* 16(1): 067- 072 2009.
- AYALA G. y WALLACE R.** El Jaguar en el Parque Nacional Madidi. 1º edición (WCS). La Paz-Bolivia. 2008 pp 8.
- BAGLEY C.** Economics of Deworming Beef & Herd Monitoring With Fecal Egg Count. Utah University. USA. pp 137-151. 1997.
- BAQUEDANO L.** Presencia y lesiones gastrointestinales por helmintos del majaz *Agouti paca* de vida libre de la cuenca del Río Yavarí Mirí (Loreto – Perú), 2014. Pp. 33-38.
- BASSO, H. et al.** Fundamentos de Parasitología Veterinaria. Facultad de Ciencias veterinarias. Universidad de Buenos Aires. Argentina. 1987. pp 101-117.
- BAUTISTA, O.** Identificación de nemátodos en una población de tepezcuintles (*Agouti paca*) en cautiverio en la selva de Pipiapán, Veracruz. Tesis de Licenciatura, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México, México, 1995. pp. 14.

- BELAUNDE SA, ANGULO AS, RAMÍREZ CHR..** Determinación de parámetros productivos y reproductivos en la zootecnia del “jochi pintao”, *Cuniculus paca* (Prov. Obispo Santisteban-Departamento de Santa Cruz). Tesis de Grado, Facultad de ciencias Veterinarias, UAGRM, Santa Cruz, Bolivia. 2007. Pp 36-37.
- BELTRÁN L. et al. s/a.** Fauna Endoparasitaria de Mamíferos Silvestres Mantenidos en Cautiverio en la Fundación Vida Silvestre Bolivia, Santa Cruz. pp 10.
- BODMER R.** Frugivory in Amazon ungulates Doctoral Thesis. University of Cambridge. Cambridge. UK. 1989. pp 310.
- BOR S.** Estudio preliminar de endoparasitos macroscopicos gastrointestinales de (*Agouti paca*) silvestres en el area de Uaxactun peten Guatemala Tesis de grado. 1995. Pp 6-17.
- BORCHERT A.** Parasitología Veterinaria. Traducido por Cordero del Cordero. Editorial. Acribia. 1964. pp 745.
- BOWMAN D.** Georgis, Parasitología para Veterinarios. 8ª Edición. Editorial. Elsevier. Madrid-España. 2004. pp 87-121.
- CAQUETA, F.** Cria y manejo de Agouti paca en cautiverio, en áreas de colonización consolidada de caqueta como contribución al uso sostenible de la Biodiversidad amazónica, Colombia, 1998.
- CAHUANA F.** Texto guía de Patología clínica veterinaria. El Alto-Bolivia. 2004. pp 20-23.
- CORDERO M, et al.** Parasitología Veterinaria Editorial. Edígrafos. S.A. Madrid-España. 1999. pp 451-497.
- CUELLAR, L. et al.** El registro de la cacería como base para el monitoreo y manejo de fauna en Isoso. Rev. Bol. Ecol. 16:20. 2004. pp 40.
- DASHEVSKY, M.** Animales de Corcovado Costa Rica. Compilado por estudiantes del programa de estudios extranjeros de Dartmouth. 2009. pp 2.

- DE ESTEFANO, H.** Determinación del estro mediante la formación de arborescencias en el patrón de cristalización de la saliva de *Agouti paca* (*rodentia-agoutidae*). XII Congreso Venezolano de Producción e Industria Animal 2004. pp 34.
- DA SILVA M.** Aprovechamiento de la fauna silvestre por dos comunidades Takana en la época de zafra de castaña (*Bertholletia excelsa*). Universidad Mayor de San Andrés. La Paz-Bolivia. 2010. pp 6-11.
- DURÁN, F.** Vademécum Veterinario. Grupo Latino limitada. Bogotá-Colombia. 2006. Pp 411-427.
- FOREYT, W.** Veterinary Parasitology reference manual. Fifth edition. Iowa state. University Press. 2001. pp 253.
- GÓMEZ J.** La Boruga (*Agouti paca*) Fundamentos para la cria y manejo en cautiverio. 1° edición, Colombia, 1998. Pp 16.
- HÉNDRIX, CH.** Diagnóstico Parasitológico Veterinario. Editorial. Harcourt Brace. Madrid-España. 1999. pp 43-146.
- KRAFT, H.** Métodos de laboratorio clínico en Medicina Veterinaria de Mamíferos domésticos. Editorial Acribia. Zaragoza-España. 1998. Pp 127-146.
- LEOPOLD, A.** Fauna silvestre de México. Pax-México. 1982. pp 608.
- MAMANI, J.** Estudio preliminar de parásitos gastrointestinales en Jochi colorado (*Dasyprocta punctata*) en la Amazonia Boliviana. 2012. pp 15.
- MATAMOROS, Y.** Producción de tepezcuintes. Rev. de BioI. Trop. 29(1): 155- 164. 1984.
- MEHLHORN, H. et al.** Manual de Parasitología Veterinaria. Edición. Grass-Latros. Alemania. 1993. Pp 252.
- MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE Y AGUA.** Libro rojo de la Fauna Silvestre de Vertebrados de Bolivia. La Paz-Bolivia. pp 430. 2009.

- MIRANDA, J.** Texto de Parasitología Veterinaria. Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Pública y Autónoma de El Alto. El Alto-La Paz-Bolivia. 2005. Pp 15-223.
- MONTES, R.** Caracterización de la actividad reproductiva de tepezcuintle (*Agouti paca*) bajo crianza controlada. Universidad Autónoma de Yucatan, 2001, pp. 1-9.
- OJASTI, J.** Utilización de la Fauna silvestre en América Latina. Situación y perspectivas para un manejo sostenible. Guías FAO. Conservación. 25. 1993. pp 248..
- OLMOS, F.** Diet of sympatric Brazilian caatinga peccaries. Journal of Tropical Ecology. 9. 1993. pp 255-258.
- PEREZ, E.** Mammalian Species. The American Society of Mammalogists, (404): 1-7. 1992.
- PICASSO, M.** Crianza familiar del majaz o paca en la amazonia. Ecuador. 1996.
- RAMIREZ, O.** et al. Seguimiento anual de la parasitosis gastrointestinal del tepezcuintle, *Agouti paca* (Rodentia: Agoutidae) en cautiverio en el trópico mexicano. Rev. Biol. Trop. (49): 1171-1176, 2001.
- RODRIGUEZ I. Y RAMIREZ O.** Enfermedades asociadas a la biodiversidad. 2001. Pp 65.
- QUIROZ, H.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos Ed. Limusa. S.A., 5ª reimpresión. 1994. México. Pp 39.
- SACK, W.** Essentials of pig anatomy. Veterinary Textbooks. Ithaca. New York. pp 63. 1982.
- SANTA CRUZ, A.** et al. Parásitos gastrointestinales de carpincho (*Hydrochaeris hydrochaeris*) del criadero “Marchi-E”, Baradero, provincia de Buenos Aires, Argentina. (s.p), 2005.
- SOULSBY, E.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias en Animales Domésticos. 7ª Edición. Interamericana. México. 1987. pp 823.
- TANTALEAN, M.** Manual de diagnóstico parasitológico en animales silvestres. Lima-Perú. 2010. pp 5.

- TOWNSEND, W, et al.** Memorias del primer encuentro nacional de manejo de fauna en territorios indígenas de Bolivia. PAF-BOL. Santa Cruz-Bolivia. 2001. pp 7.
- UENO, H. y GUTIERRES, V.** Manual para Diagnóstico das helmintosos de ruminantes. Universidad Autónoma de Santo Domingo. República Dominicana. 1970. pp 8-9.
- URQUHART, G.** Parasitología veterinaria. Facultad de Veterinaria. Universidad de Zaragoza. Ed. Acribia S.A. Zaragoza-España. 2001. pp 47-107.
- VELÁSQUEZ, J. MATAMOROS, Y. & PASHOV, B.:** Balantidiosis en tepezcuinte (*Cuniculus Paca*, Brisson 1762). Ciec. Vet. 1984; 6:25-26.
- VIGNAU, M. et al.** Parasitología Práctica y Modelos de Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. 1ª Edición. Argentina. 2005. pp 51-123.
- WALLACE, R. et al.** Distribución Ecológica y Conservación de los Mamíferos medianos y grandes de Bolivia. Editorial Centro de Ecología Difusión Simón Patiño. Santa Cruz-Bolivia. 2010. pp 575-591.
- WALLACH, J. y BOEVER, W.** Diseases of exotic animals, medical and surgical management. 1983. pp 631-652.
- ZUCARATTO, R. et al.** Dieta da paca (*Agouti paca*) usando métodos indiretos numa área de cultura agrícola na Floresta Atlântica brasileira. Revista Biotemas, 23 (1), março de 2010.

9. ANEXOS

Anexo 1.

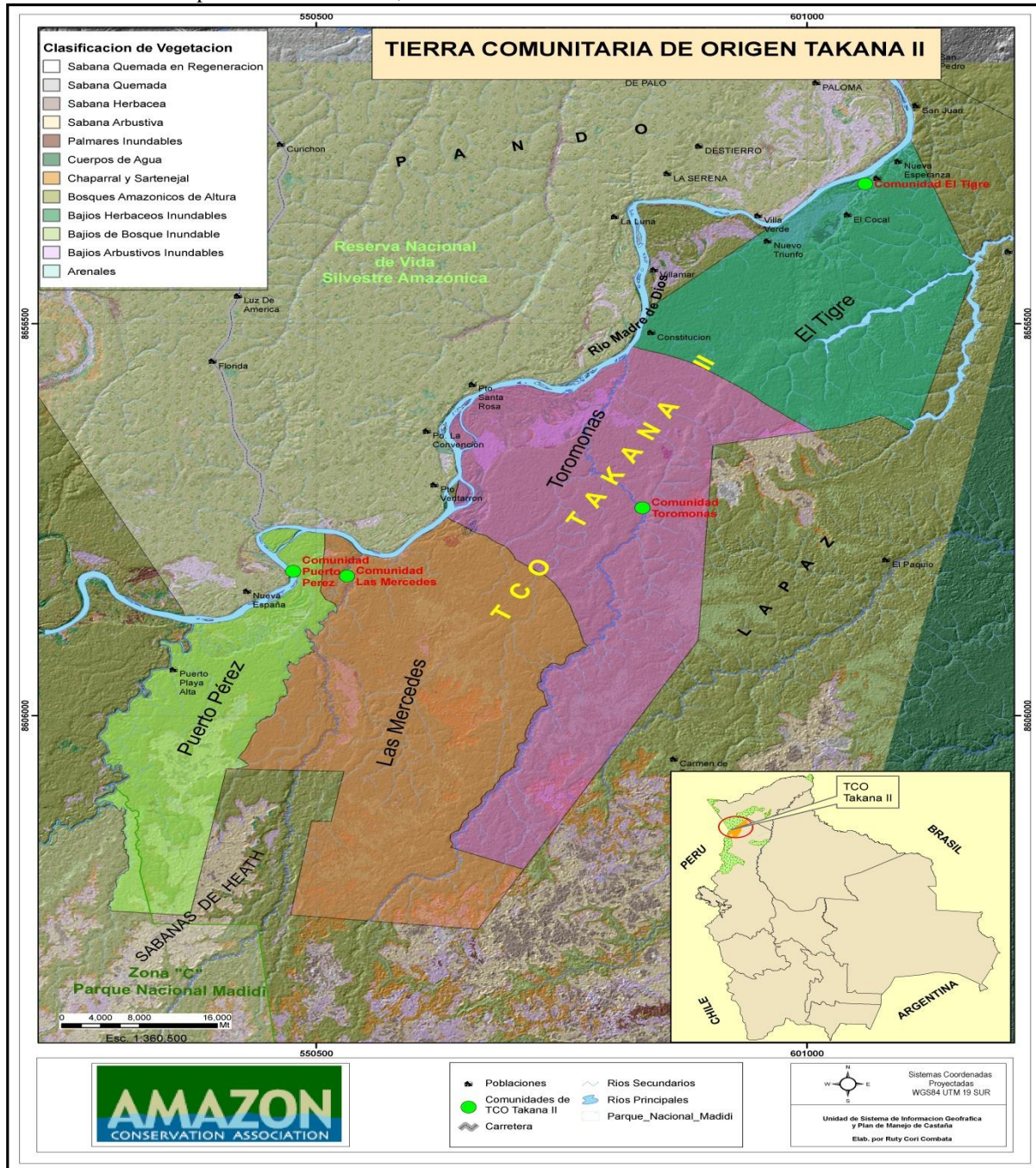
Distribución del Jochi pintado (*Agouti paca*) en el continente americano



Fuente: Wallace, 2010

Anexo 2.

Mapa de ubicación de las comunidades de Las Mercedes, Puerto Pérez y El Tigre de la TCO Takana II, Provincia Abel Iturralde del departamento de La Paz, Bolivia.



Fuente: ACA – Bolivia, 2011.

Anexo 3.

Diferencia entre roedores silvestres de la Amazonía Boliviana.

Jochi pintado (*Agouti paca*)



Jochi colorado (*Dasyprocta punctata*)



Jochi con cola (*Dinomys branickii*)



Coypu (*Myocastor coypus*)



Carpincho (*Hydrochoerus hydrochaeris*)



Anexo 4.

Jochi pintado (*Agouti paca*), cazado aprovechando en el auto monitoreo de caza.



Fuente: J. Emilio Mamani. 2018



Anexo 5.

Evisceración y colecta de muestras biológicas (heces) de Jochi pintado (*Agouti paca*), en la TCO Takana II, del Departamento de La Paz, Bolivia. Para su posterior análisis en laboratorio.



Fuente: Jhonny Ayala, 2018



Anexo 6.

Conservación e identificación de cada muestra obtenida en la TCO Takana II, del Departamento de La Paz – Bolivia.



Fuente: J. Emilio Mamani. 2018

Anexo 7.

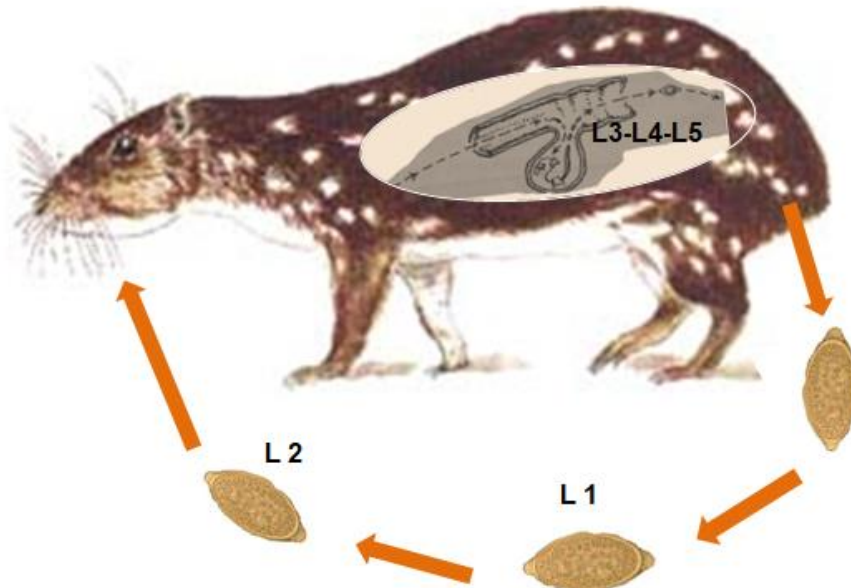
Análisis de las muestras biológicas (heces) de Jochi pintado (*Agouti paca*), en laboratorio de la Universidad Pública de El Alto (UPEA), ubicado en la Ciudad de El Alto, La Paz – Bolivia.



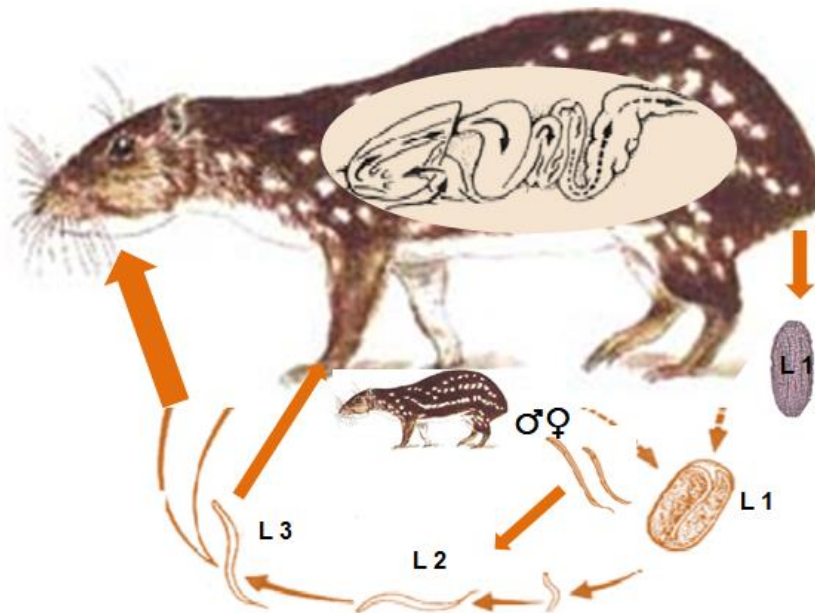
Fuente: Ariel Colque, 2018.

Anexos 8.

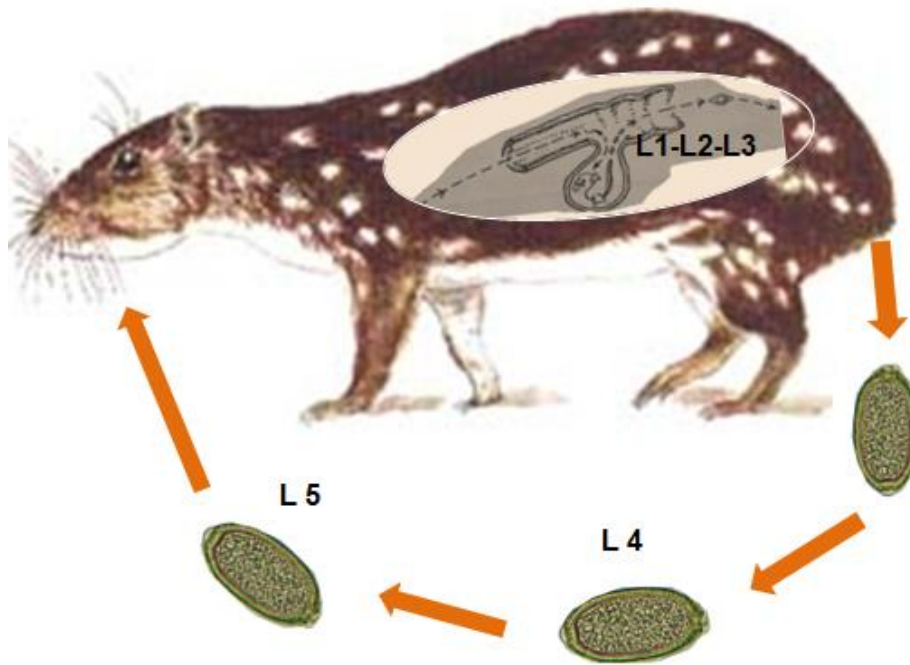
Ciclo biológico de *Trichuris spp.*, en *Agouti paca*, de la Amazonía Boliviana.



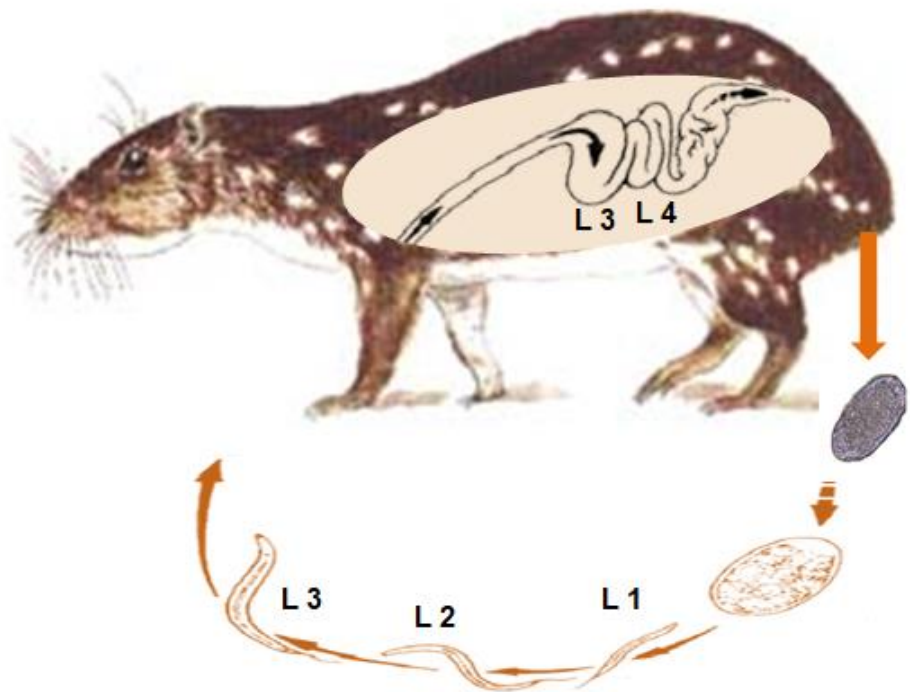
Ciclo biológico de *Strongyloides spp.*, en *Agouti paca*, de la Amazonía Boliviana.



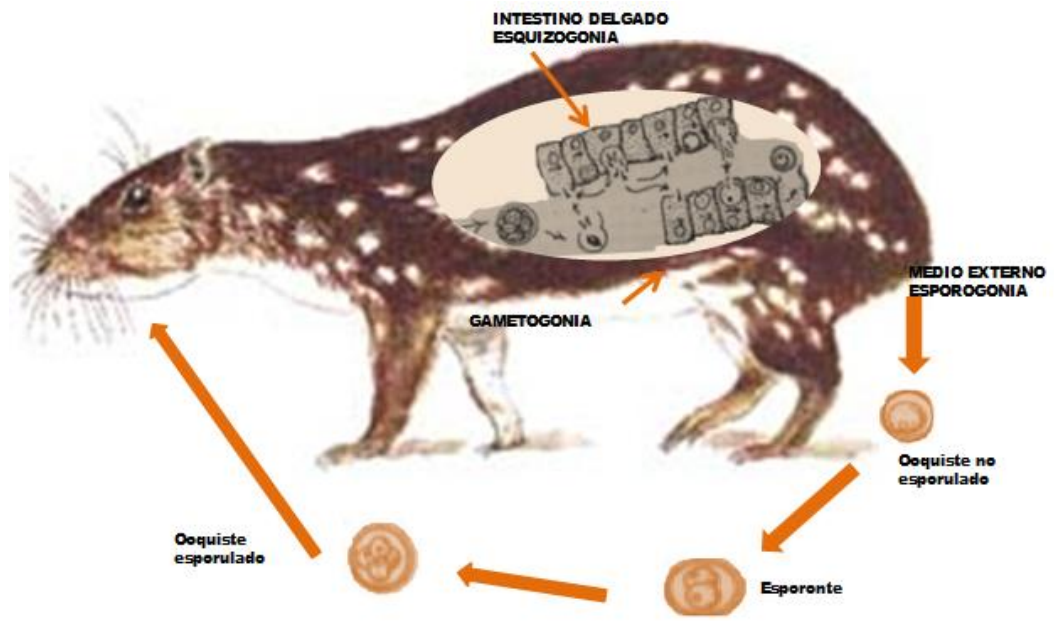
Ciclo biológico de *Capillaria spp.*, en *Agouti paca*, de la Amazonía Boliviana.



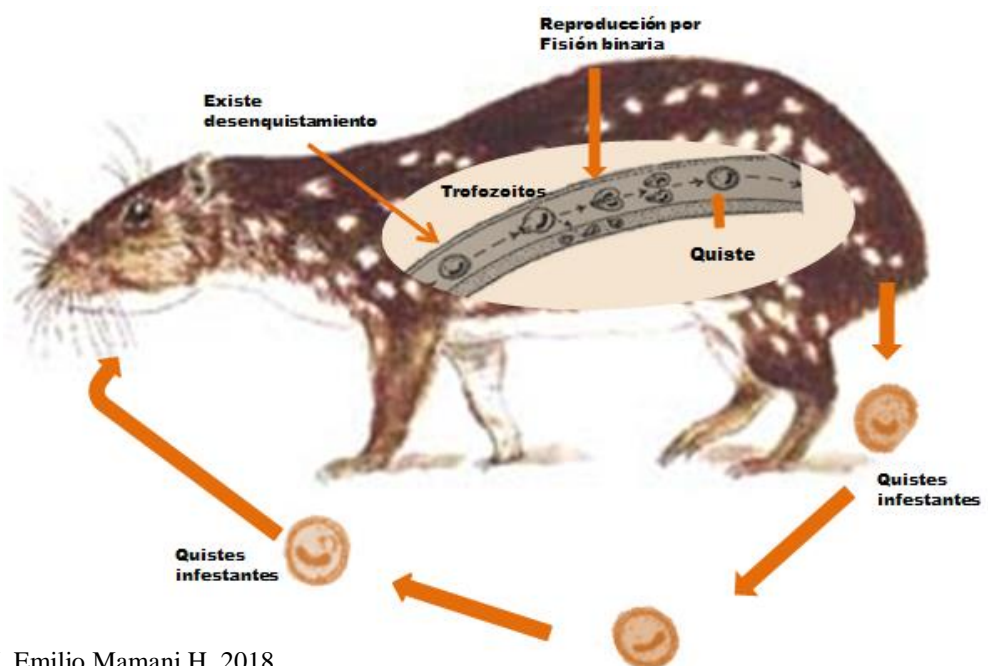
Ciclo biológico de *Trichostrongylus spp.* En *Agouti paca*, de la Amazonía Boliviana.



Ciclo biológico de *Eimeria spp.*, en *Agouti paca*, de la Amazonía Boliviana.



Ciclo biológico de *Balantidium coli* en *Agouti paca*, de la Amazonía Boliviana.



Fuente: J. Emilio Mamani H. 2018.

Anexo. 9

Cuadro 1.- Comparación de la micrometría de huevos de parásitos encontrados, con estudios ya realizados en parasitosis de Jochi pintado (*Aqouti paca*)

| Medidas registradas del presente estudio | | | | Medidas registradas en otras investigaciones | | |
|---|--|------------------------|------------------------|--|------------------------|---------------------------------|
| Géneros y/o especies de parásitos encontrados | Morfología y características de huevos de parásitos | Longitud μm | Diámetro μm | Longitud μm | Diámetro μm | Autores |
| <i>Trichuris spp.</i> | Color pardo castaño, provistos de fuerte cáscara, posee dos tapones polares hiliados, forma de limón, puestos sin segmentar. | 55 μm | 24 μm | 50-60 μm | 21-25 μm | Soulsby (1987) |
| | | | | 50-61 μm | 20-31 μm | Cordero (1999) |
| | | | | 55 μm | 25 μm | Foreyt (2001) |
| <i>Strongyloides spp.</i> | Tienen cáscaras delgadas y finas, poseen un embrión en forma de “U” en la puesta, son elipsoidales. | 55 μm | 32 μm | 45-55 μm | 26-35 μm | Soulsby (1987) |
| | | | | 45-56 μm | 23-35 μm | Cordero (1999) |
| | | | | | | |
| <i>Capillaria spp.</i> | Los huevos son de cascara gruesa y finamente esculpida y la forma peculiar de este huevo es su forma de barril, la cubierta tiene aspecto reticulado, posee también dos tapones en forma de limones. | 30 μm | 58 μm | 30-35 μm | 50-60 μm | Foreyt (2001) Soulsby (1987) |
| <i>Trichostrongylus spp.</i> | Poseen cáscara fina y delgada con presencia de 8-32 blastómeros y son ovales. | 77,5 μm | 32,5 μm | 93-118 μm | 41-52 μm | Soulsby (1987) |
| <i>Eimeria spp.</i> | Cascarón liso, doble pared, descolorida, elipsoidales anchos a ovales, pared gruesa de color amarillo azulado oscuro ligeramente. | 25 μm | 14,5 μm | 20-30 μm | 14-20 μm | Quiroz (1994) |
| | | | | 19-23 μm | 20-24 μm | Farret (2010) |
| | | | | 25 μm | 15 μm | Foreyt (2001) |
| <i>Balantidium coli</i> | Los quistes son esféricos u ovoides, tienen color amarillo claro, poseen una pared gruesa compuesta por dos capas. | 90 μm | 85,5 μm | 30-150 μm | 25- | Quiroz (1994) |
| | | | | 40 μm | 120 μm | Cordero (1999) |
| | | | | 31-34 μm | 100 μm | Farret (2010) |
| | | | | | 33-35 μm | |
| <i>Taenia spp.</i> | Un proglotide contiene más de 200.000 mil huevos, el huevo de este cestodo es forma ovoide o esférico. | 32.5 μm | 40 μm | 30-38 μm | 35-45 μm | Foreyt (2001) |

Fuente: J. Emilio Mamani. 2018.

Anexo 10. Tablas de Contingencia

Cuadro. 1.- Tabla de contingencia de *Trichuris spp.*, de *Agouti paca*, en las comunidades de la TCO Takana II.

| | | | <i>Trichuris spp.</i> | | Total |
|-----------|-----------------------|-----------------------|-----------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| COMUNIDAD | El Tigre | Recuento | 8 | 7 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 53,3% | 46,7% | 100,0% |
| | Las Mercedes | Recuento | 7 | 13 | 20 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 35,0% | 65,0% | 100,0% |
| | Puerto Pérez | Recuento | 6 | 9 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 40,0% | 60,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 21 | 29 | 50 | |
| | % dentro de COMUNIDAD | 42,0% | 58,0% | 100,0% | |

Cuadro. 2- Tabla de contingencia de *Strongyloides spp.*, de *Agouti paca*, en las comunidades de la TCO Takana II.

| | | | <i>Strongyloides spp.</i> | | Total |
|-----------|-----------------------|-----------------------|---------------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| COMUNIDAD | El Tigre | Recuento | 8 | 7 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 53,3% | 46,7% | 100,0% |
| | Las Mercedes | Recuento | 10 | 10 | 20 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 50,0% | 50,0% | 100,0% |
| | Puerto Perez | Recuento | 10 | 5 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 66,7% | 33,3% | 100,0% |
| Total | Recuento | 28 | 22 | 50 | |
| | % dentro de COMUNIDAD | 56,0% | 44,0% | 100,0% | |

Cuadro. 3.- Tabla de contingencia de *Capillaria spp.*, de *Agouti paca*, en las comunidades de la TCO Takana II.

| | | | <i>Capillaria spp.</i> | | Total |
|-----------|-----------------------|-----------------------|------------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| COMUNIDAD | El Tigre | Recuento | 13 | 2 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 86,7% | 13,3% | 100,0% |
| | Las Mercedes | Recuento | 8 | 12 | 20 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 40,0% | 60,0% | 100,0% |
| | Puerto Perez | Recuento | 11 | 4 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 73,3% | 26,7% | 100,0% |
| Total | Recuento | 32 | 18 | 50 | |
| | % dentro de COMUNIDAD | 64,0% | 36,0% | 100,0% | |

Cuadro. 4.- Tabla de contingencia de *Trichostrongylus spp.*, de *Agouti paca*, en las comunidades de la TCO Takana II.

| | | | <i>Trichostrongylus spp.</i> | | Total |
|-----------|-----------------------|-----------------------|------------------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| COMUNIDAD | El Tigre | Recuento | 7 | 8 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 46,7% | 53,3% | 100,0% |
| | Las Mercedes | Recuento | 8 | 12 | 20 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 40,0% | 60,0% | 100,0% |
| | Puerto Perez | Recuento | 9 | 6 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 60,0% | 40,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 24 | 26 | 50 | |
| | % dentro de COMUNIDAD | 48,0% | 52,0% | 100,0% | |

Cuadro. 5.- Tabla de contingencia de *Eimeria spp.*, de *Agouti paca*, en las comunidades de la TCO Takana II.

| | | | <i>Eimeria spp.</i> | | Total |
|-----------|-----------------------|-----------------------|---------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| COMUNIDAD | El Tigre | Recuento | 13 | 2 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 86,7% | 13,3% | 100,0% |
| | Las Mercedes | Recuento | 12 | 8 | 20 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 60,0% | 40,0% | 100,0% |
| | Puerto Perez | Recuento | 8 | 7 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 53,3% | 46,7% | 100,0% |
| Total | Recuento | 33 | 17 | 50 | |
| | % dentro de COMUNIDAD | 66,0% | 34,0% | 100,0% | |

Cuadro. 6.- Tabla de contingencia de *Balantidium coli*, en *Agouti paca*, en las comunidades de la TCO Takana II.

| | | | <i>Balantidium coli</i> | | Total |
|-----------|-----------------------|-----------------------|-------------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| COMUNIDAD | El Tigre | Recuento | 14 | 1 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 93,3% | 6,7% | 100,0% |
| | Las Mercedes | Recuento | 15 | 5 | 20 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 75,0% | 25,0% | 100,0% |
| | Puerto Perez | Recuento | 11 | 4 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 73,3% | 26,7% | 100,0% |
| Total | Recuento | 40 | 10 | 50 | |
| | % dentro de COMUNIDAD | 80,0% | 20,0% | 100,0% | |

Cuadro. 7.- Tabla de contingencia de *Taenia spp.*, en *Agouti paca*, en las comunidades de la TCO Takana II.

| | | | <i>Taenia spp.</i> | | Total |
|-----------|-----------------------|-----------------------|--------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| COMUNIDAD | El Tigre | Recuento | 11 | 4 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 73,3% | 26,7% | 100,0% |
| | Las Mercedes | Recuento | 12 | 8 | 20 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 60,0% | 40,0% | 100,0% |
| | Puerto Perez | Recuento | 9 | 6 | 15 |
| | | % dentro de COMUNIDAD | 60,0% | 40,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 32 | 18 | 50 | |
| | % dentro de COMUNIDAD | 64,0% | 36,0% | 100,0% | |

Cuadro. 8.- Tabla de contingencia de *Trichuris spp.*, en *Agouti paca*, por sexo de la TCO Takana II.

| | | | <i>Trichuris spp.</i> | | Total |
|-------|------------------|------------------|-----------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| SEXO | hembra | Recuento | 11 | 14 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 44,0% | 56,0% | 100,0% |
| | macho | Recuento | 10 | 15 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 40,0% | 60,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 21 | 29 | 50 | |
| | % dentro de SEXO | 42,0% | 58,0% | 100,0% | |

Cuadro. 9.- Tabla de contingencia de *Strongyloides spp.*, en *Agouti paca*, por sexo de la TCO Takana II.

| | | | <i>Strongyloides spp.</i> | | Total |
|-------|------------------|------------------|---------------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| SEXO | hembra | Recuento | 14 | 11 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 56,0% | 44,0% | 100,0% |
| | macho | Recuento | 14 | 11 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 56,0% | 44,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 28 | 22 | 50 | |
| | % dentro de SEXO | 56,0% | 44,0% | 100,0% | |

Cuadro. 10.- Tabla de contingencia de *Capillaria spp.*, en *Agouti paca*, por sexo de la TCO Takana II.

| | | | <i>Capillaria spp.</i> | | Total |
|-------|------------------|------------------|------------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| SEXO | hembra | Recuento | 18 | 7 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 72,0% | 28,0% | 100,0% |
| | macho | Recuento | 14 | 11 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 56,0% | 44,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 32 | 18 | 50 | |
| | % dentro de SEXO | 64,0% | 36,0% | 100,0% | |

Cuadro. 11.- Tabla de contingencia de *Trichostrongylus spp.*, en *Agouti paca*, por sexo de la TCO Takana II.

| | | | <i>Trichostrongylus spp.</i> | | Total |
|-------|------------------|------------------|------------------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| SEXO | hembra | Recuento | 12 | 13 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 48,0% | 52,0% | 100,0% |
| | macho | Recuento | 12 | 13 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 48,0% | 52,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 24 | 26 | 50 | |
| | % dentro de SEXO | 48,0% | 52,0% | 100,0% | |

Cuadro. 12.- Tabla de contingencia de *Eimeria spp.*, en *Agouti paca*, por sexo de la TCO Takana II.

| | | | <i>Eimeria spp.</i> | | Total |
|-------|------------------|------------------|---------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| SEXO | hembra | Recuento | 15 | 10 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 60,0% | 40,0% | 100,0% |
| | macho | Recuento | 18 | 7 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 72,0% | 28,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 33 | 17 | 50 | |
| | % dentro de SEXO | 66,0% | 34,0% | 100,0% | |

Cuadro. 13.- Tabla de contingencia de *Balantidium coli*, en *Agouti paca*, por sexo de la TCO Takana II.

| | | | <i>Balantidium coli</i> | | Total |
|-------|------------------|------------------|-------------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| SEXO | hembra | Recuento | 21 | 4 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 84,0% | 16,0% | 100,0% |
| | macho | Recuento | 19 | 6 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 76,0% | 24,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 40 | 10 | 50 | |
| | % dentro de SEXO | 80,0% | 20,0% | 100,0% | |

Cuadro. 14.- Tabla de contingencia de *Taenia spp.*, en *Agouti paca*, por sexo de la TCO Takana II.

| | | | <i>Taenia spp.</i> | | Total |
|-------|------------------|------------------|--------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| SEXO | hembra | Recuento | 16 | 9 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 64,0% | 36,0% | 100,0% |
| | macho | Recuento | 16 | 9 | 25 |
| | | % dentro de SEXO | 64,0% | 36,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 32 | 18 | 50 | |
| | % dentro de SEXO | 64,0% | 36,0% | 100,0% | |

Cuadro. 15.- Tabla de contingencia de *Trichuris spp.*, en *Agouti paca*, por edad de la TCO Takana II.

| | | | <i>Trichuris spp.</i> | | Total |
|-------|------------------|------------------|-----------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| EDAD | adulto | Recuento | 8 | 20 | 28 |
| | | % dentro de EDAD | 28,6% | 71,4% | 100,0% |
| | cría | Recuento | 7 | 0 | 7 |
| | | % dentro de EDAD | 100,0% | ,0% | 100,0% |
| | juvenil | Recuento | 6 | 9 | 15 |
| | | % dentro de EDAD | 40,0% | 60,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 21 | 29 | 50 | |
| | % dentro de EDAD | 42,0% | 58,0% | 100,0% | |

Cuadro. 16.- Tabla de contingencia de *Strongyloides spp.*, en *Agouti paca*, por edad de la TCO Takana II.

| | | <i>Strongyloides spp.</i> | | Total | |
|-------|------------------|---------------------------|----------|--------|--------|
| | | NEGATIVO | POSITIVO | | |
| EDAD | adulto | Recuento | 14 | 14 | 28 |
| | | % dentro de EDAD | 50,0% | 50,0% | 100,0% |
| | cría | Recuento | 7 | 0 | 7 |
| | | % dentro de EDAD | 100,0% | ,0% | 100,0% |
| | juvenil | Recuento | 7 | 8 | 15 |
| | | % dentro de EDAD | 46,7% | 53,3% | 100,0% |
| Total | Recuento | 28 | 22 | 50 | |
| | % dentro de EDAD | 56,0% | 44,0% | 100,0% | |

Cuadro. 17.- Tabla de contingencia de *Capillaria spp.*, en *Agouti paca*, por edad de la TCO Takana II.

| | | <i>Capillaria spp.</i> | | Total | |
|-------|------------------|------------------------|----------|--------|--------|
| | | NEGATIVO | POSITIVO | | |
| EDAD | adulto | Recuento | 17 | 11 | 28 |
| | | % dentro de EDAD | 60,7% | 39,3% | 100,0% |
| | cría | Recuento | 6 | 1 | 7 |
| | | % dentro de EDAD | 85,7% | 14,3% | 100,0% |
| | juvenil | Recuento | 9 | 6 | 15 |
| | | % dentro de EDAD | 60,0% | 40,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 32 | 18 | 50 | |
| | % dentro de EDAD | 64,0% | 36,0% | 100,0% | |

Cuadro. 18.- Tabla de contingencia de *Trichostrongylus spp.*, en *Agouti paca*, por edad de la TCO Takana II.

| | | | <i>Trichostrongylus spp.</i> | | Total |
|-------|------------------|------------------|------------------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| EDAD | adulto | Recuento | 13 | 15 | 28 |
| | | % dentro de EDAD | 46,4% | 53,6% | 100,0% |
| | cría | Recuento | 6 | 1 | 7 |
| | | % dentro de EDAD | 85,7% | 14,3% | 100,0% |
| | juvenil | Recuento | 5 | 10 | 15 |
| | | % dentro de EDAD | 33,3% | 66,7% | 100,0% |
| Total | Recuento | 24 | 26 | 50 | |
| | % dentro de EDAD | 48,0% | 52,0% | 100,0% | |

Cuadro. 19.- Tabla de contingencia de *Eimeria spp.*, en *Agouti paca*, por edad de la TCO Takana II.

| | | | <i>Eimeria spp.</i> | | Total |
|-------|------------------|------------------|---------------------|----------|--------|
| | | | NEGATIVO | POSITIVO | |
| EDAD | adulto | Recuento | 21 | 7 | 28 |
| | | % dentro de EDAD | 75,0% | 25,0% | 100,0% |
| | cría | Recuento | 1 | 6 | 7 |
| | | % dentro de EDAD | 14,3% | 85,7% | 100,0% |
| | juvenil | Recuento | 11 | 4 | 15 |
| | | % dentro de EDAD | 73,3% | 26,7% | 100,0% |
| Total | Recuento | 33 | 17 | 50 | |
| | % dentro de EDAD | 66,0% | 34,0% | 100,0% | |

Cuadro. 20.- Tabla de contingencia de *Balantidium coli*, en *Agouti paca*, por edad de la TCO Takana II.

| | | <i>Balantidium coli</i> | | Total | |
|-------|------------------|-------------------------|----------|--------|--------|
| | | NEGATIVO | POSITIVO | | |
| EDAD | adulto | Recuento | 22 | 6 | 28 |
| | | % dentro de EDAD | 78,6% | 21,4% | 100,0% |
| | cría | Recuento | 5 | 2 | 7 |
| | | % dentro de EDAD | 71,4% | 28,6% | 100,0% |
| | juvenil | Recuento | 13 | 2 | 15 |
| | | % dentro de EDAD | 86,7% | 13,3% | 100,0% |
| Total | Recuento | 40 | 10 | 50 | |
| | % dentro de EDAD | 80,0% | 20,0% | 100,0% | |

Cuadro. 21.- Tabla de contingencia de *Taenia spp.*, en *Agouti paca*, por edad de la TCO Takana II.

| | | <i>Taenia spp.</i> | | Total | |
|-------|------------------|--------------------|----------|--------|--------|
| | | NEGATIVO | POSITIVO | | |
| EDAD | adulto | Recuento | 17 | 11 | 28 |
| | | % dentro de EDAD | 60,7% | 39,3% | 100,0% |
| | cría | Recuento | 6 | 1 | 7 |
| | | % dentro de EDAD | 85,7% | 14,3% | 100,0% |
| | juvenil | Recuento | 9 | 6 | 15 |
| | | % dentro de EDAD | 60,0% | 40,0% | 100,0% |
| Total | Recuento | 32 | 18 | 50 | |
| | % dentro de EDAD | 64,0% | 36,0% | 100,0% | |

Anexo. 11. Prueba de Chi²

Cuadro. 1.- Prueba de Chi², para *Trichuris spp.*, por comunidades en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 1,218 ^a | 2 | ,544 |
| Razón de verosimilitudes | 1,213 | 2 | ,545 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 2.- Prueba de Chi², para *Strongyloides spp.*, por comunidades en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 1,028 ^a | 2 | ,598 |
| Razón de verosimilitudes | 1,044 | 2 | ,593 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 3.- Prueba de Chi², para *Capillaria spp.*, por comunidades en la TCO Takana II

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 8,912 ^a | 2 | ,012 |
| Razón de verosimilitudes | 9,244 | 2 | ,010 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 4.- Prueba de Chi², para *Trichostrongylus spp.*, por comunidades en la TCO Takana II

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 1,389 ^a | 2 | ,499 |
| Razón de verosimilitudes | 1,396 | 2 | ,498 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 5.- Prueba de Chi², para *Eimeria spp.*, por comunidades en la TCO Takana II

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 4,248 ^a | 2 | ,120 |
| Razón de verosimilitudes | 4,675 | 2 | ,097 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 6.- Prueba de Chi², para *Balantidium coli*, por comunidades en la TCO Takana II

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 2,396 ^a | 2 | ,302 |
| Razón de verosimilitudes | 2,801 | 2 | ,246 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 7.- Prueba de Chi², para *Taenia spp.*, por comunidades en la TCO Takana II

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|-------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | ,810 ^a | 2 | ,667 |
| Razón de verosimilitudes | ,834 | 2 | ,659 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 8.- Prueba de Chi², para *Trichuris spp.*, por sexo, en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) | Sig. exacta (bilateral) | Sig. exacta (unilateral) |
|------------------------------|-------------------|----|-----------------------------|-------------------------|--------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | ,082 ^a | 1 | ,774 | | |
| Corrección por continuidad | ,000 | 1 | 1,000 | | |
| Razón de verosimilitudes | ,082 | 1 | ,774 | | |
| Estadístico exacto de Fisher | | | | 1,000 | ,500 |
| N de casos válidos | 50 | | | | |

Cuadro. 9.- Prueba de Chi², para *Strongyloides spp.*, por sexo, en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) | Sig. exacta (bilateral) | Sig. exacta (unilateral) |
|------------------------------|-------------------|----|-----------------------------|-------------------------|--------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | ,000 ^a | 1 | 1,000 | | |
| Corrección por continuidad | ,000 | 1 | 1,000 | | |
| Razón de verosimilitudes | ,000 | 1 | 1,000 | | |
| Estadístico exacto de Fisher | | | | 1,000 | ,612 |
| N de casos válidos | 50 | | | | |

Cuadro. 10.- Prueba de Chi², para *Capillaria spp.*, por sexo, en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) | Sig. exacta (bilateral) | Sig. exacta (unilateral) |
|------------------------------|--------------------|----|--------------------------------|----------------------------|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 1,389 ^a | 1 | ,239 | | |
| Corrección por continuidad | ,781 | 1 | ,377 | | |
| Razón de verosimilitudes | 1,398 | 1 | ,237 | | |
| Estadístico exacto de Fisher | | | | ,377 | ,189 |
| N de casos válidos | 50 | | | | |

Cuadro. 11.- Prueba de Chi², para *Trichostrongylus spp.*, por sexo, en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) | Sig. exacta (bilateral) | Sig. exacta (unilateral) |
|------------------------------|-------------------|----|--------------------------------|----------------------------|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | ,000 ^a | 1 | 1,000 | | |
| Corrección por continuidad | ,000 | 1 | 1,000 | | |
| Razón de verosimilitudes | ,000 | 1 | 1,000 | | |
| Estadístico exacto de Fisher | | | | 1,000 | ,611 |
| N de casos válidos | 50 | | | | |

Cuadro. 12.- Prueba de Chi², para *Eimeria spp.*, por sexo, en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) | Sig. exacta (bilateral) | Sig. exacta (unilateral) |
|------------------------------|-------------------|----|--------------------------------|----------------------------|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | ,802 ^a | 1 | ,370 | | |
| Corrección por continuidad | ,357 | 1 | ,550 | | |
| Razón de verosimilitudes | ,805 | 1 | ,370 | | |
| Estadístico exacto de Fisher | | | | ,551 | ,276 |
| N de casos válidos | 50 | | | | |

Cuadro. 13.- Prueba de Chi², para *Balantidium coli*, por sexo, en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) | Sig. exacta (bilateral) | Sig. exacta (unilateral) |
|------------------------------|-------------------|----|--------------------------------|----------------------------|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | ,500 ^a | 1 | ,480 | | |
| Corrección por continuidad | ,125 | 1 | ,724 | | |
| Razón de verosimilitudes | ,503 | 1 | ,478 | | |
| Estadístico exacto de Fisher | | | | ,725 | ,363 |
| N de casos válidos | 50 | | | | |

Cuadro. 14.- Prueba de Chi², para *Taenia spp.*, por sexo, en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) | Sig. exacta (bilateral) | Sig. exacta (unilateral) |
|------------------------------|-------------------|----|-----------------------------|-------------------------|--------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | ,000 ^a | 1 | 1,000 | | |
| Corrección por continuidad | ,000 | 1 | 1,000 | | |
| Razón de verosimilitudes | ,000 | 1 | 1,000 | | |
| Estadístico exacto de Fisher | | | | 1,000 | ,616 |
| N de casos válidos | 50 | | | | |

Cuadro. 15.- Prueba de Chi², para *Trichuris spp.*, por edad, en la TCO Takana II

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|---------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 11,764 ^a | 2 | ,003 |
| Razón de verosimilitudes | 14,336 | 2 | ,001 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 16.- Prueba de Chi², para *Strongyloides spp.*, por edad, en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 6,439 ^a | 2 | ,040 |
| Razón de verosimilitudes | 9,049 | 2 | ,011 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 17.- Prueba de Chi², para *Capillaria spp.*, por edad, en la TCO Takana II

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 1,668 ^a | 2 | ,434 |
| Razón de verosimilitudes | 1,889 | 2 | ,389 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 18.- Prueba de Chi², para *Trichostrongylus spp.*, por edad, en la TCO Takana II

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 5,309 ^a | 2 | ,070 |
| Razón de verosimilitudes | 5,724 | 2 | ,057 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 19.- Prueba de Chi², para *Eimeria spp.*, por edad, en la TCO Takana II

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 9,713 ^a | 2 | ,008 |
| Razón de verosimilitudes | 9,474 | 2 | ,009 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 20.- Prueba de Chi², para *Balantidium coli.*, por edad, en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|-------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | ,774 ^a | 2 | ,679 |
| Razón de verosimilitudes | ,788 | 2 | ,674 |
| N de casos válidos | 50 | | |

Cuadro. 21.- Prueba de Chi², para *Taenia spp.*, por edad, en la TCO Takana II.

| | Valor | gl | Sig. asintótica (bilateral) |
|--------------------------|--------------------|----|-----------------------------|
| Chi-cuadrado de Pearson | 1,668 ^a | 2 | ,434 |
| Razón de verosimilitudes | 1,889 | 2 | ,389 |
| N de casos válidos | 50 | | |