

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL
CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA**



**EVALUACIÓN DE COCCIDEAS ENTÉRICAS Y SU RELACIÓN CON
ASCARIDIOS EN CÁNIDOS MENORES A UN AÑO DE JUNTTUMA,
TINTA – CUSCO**

Tesis para optar al título profesional de Biólogo

Presentada por:

Bach. Reynaldo Delgado Huahuatico

Asesora:

Master. Flavia Carroll Muñoz Pareja

Cusco - Perú

2022

AGRADECIMIENTO

A la “Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco”, asimismo a todos los docentes de la Escuela Profesional de Biología de la Facultad de Ciencias.

Mi gratitud a mi Asesora Master Blga. Flavia Carroll Muñiz Pareja, por convidarme la oportunidad de recurrir a su capacidad y experiencia científica en un marco de confianza y amistad esencial para la culminación de este trabajo.

A mis compañeras Carmen Pariguana Romero, Carmen Ripa Quintana y Karolinne Hacha Huamani por su permanente disposición y participación activa en el desarrollo del presente trabajo de investigación.

A la Blga. Martha Pilar López Álvarez por toda su colaboración brindada durante el desarrollo del presente trabajo.

A mi tía Juliana Grant y primos, Matthew Grant, Jessica Grant y Scott Grant por el inmenso apoyo y cariño brindado durante el desarrollo del presente trabajo.

A mis Padres, Hermanos por ser los autores principales de mi vida, por su aliento, amor, dedicación, cuyo esfuerzo logrado dan resultado a la culminación de este trabajo.

A Lucy Huanca Quispe, Sra. Cristina Quispe Gómez y Sr. Juvenal Quispesihuana, que me acompañaron en esta etapa, brindándome siempre un apoyo incondicional.

Gracias.

DEDICATORIA

A mis Padres Félix Delgado Condorccahua y Victoria Huahuatico Tacusi, con el inmenso amor de siempre y, su apoyo incondicional, por enseñarme a vivir con principios para poder llegar a ser un buen Profesional y un buen ciudadano.

A mi hermano(a) Carlo, Maribel, Edith, María de los Ángeles y Ángel Andersen, por enseñarme a luchar por mis ideales y compartir siempre en familia todo lo aprendiendo de ellos diariamente.

REYNALDO.

INDICE

RESUMEN	I
INTRODUCCIÓN.....	II
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	IV
JUSTIFICACIÓN.....	V
OBJETIVOS.....	VI
HIPÓTESIS	VII
CAPÍTULO I. MARCO TEÓRICO	1
1.1 ANTECEDENTES	1
1.1.1 ANTECEDENTES INTERNACIONALES.....	1
1.1.2 ANTECEDENTES NACIONALES.....	2
1.1.3 ANTECEDENTES LOCALES.....	4
1.2 BREVE DESCRIPCIÓN DE CÁNIDO DOMÉSTICO	5
1.2.1 TAXONOMÍA DE <i>Canis lupus familiaris</i>	5
1.2.2 TRACTO DIGESTIVO DE <i>Canis lupus familiaris</i>	5
1.2.3 ESTRUCTURAS Y FUNCIONES BÁSICAS DEL TRACTO DIGESTIVO	6
1.3 DESCRIPCIÓN DE COCCIDEAS.	9
1.3.1 CARACTERÍSTICAS MORFOLOGÍCAS DE <i>Cystoisospora canis</i>	9
1.3.1.1 CICLO BIOLÓGICO DE <i>Cystoisospora canis</i>	10
1.3.1.2 EFECTOS EN EL HOSPEDERO	12
1.3.2 <i>Sarcocystis spp.</i>	13
1.3.2.1 CARACTERÍSTICAS MORFOLOGÍA DE <i>Sarcocystis spp.</i>	13
1.3.2.2 CICLO BIOLÓGICO <i>Sarcocystis cruzi</i>	15
1.3.2.3 EFECTOS EN EL HOSPEDADOR.....	17
1.3.3 CICLO BIOLÓGICO DE <i>Cryptosporidium parvum</i>	18

1.3.3.1 EFECTOS EN EL HOSPEDADOR.....	20
1.4 DESCRIPCIÓN DE ASCARIDOS	21
1.4.1 TAXONOMIA DE <i>Toxocara canis</i>	21
1.4.1.1 MORFOLOGÍA DE <i>Toxocara canis</i>	21
1.4.1.2 CICLO BIOLÓGICO <i>Toxocara canis</i> - HOSPEDERO DEFINITIVO	22
1.4.1.3 LA TOXOCARIOSIS HUMANA.....	23
1.4.1.4 EPIDEMIOLOGÍA DE <i>Toxocara canis</i>	24
1.4.1.5 EFECTOS EN EL HOSPEDADOR.....	24
CAPÍTULO II. MATERIALES Y MÉTODOS	26
2.1 ÁREA DE ESTUDIO - COMUNIDAD CAMPESINA DE JUNTTUMA	26
2.1.1 ÁREA DE PROCESAMIENTO DE MUESTRAS.....	30
2.2 MATERIALES:	30
2.3 METODOLOGÍA.....	32
2.4 FLUJOGRAMA DE LA METODOLOGÍA.....	33
2.5 MARCO MUESTRAL	34
2.5.1 COORDINACIÓN DE TOMA DE MUESTRAS CON LOS COMUNEROS DE JUNTTUMA.....	34
2.5.2 COLECTA DE MUESTRAS.....	34
2.6 ESPORULACIÓN DE OOQUISTES DE COCCIDEAS CON DICROMATO DE POTASIO ($K_2Cr_2O_7$) AL 2,5%	35
2.7 PROCESAMIENTO POR LA TÉCNICA DE BURROWS (P.A.F).....	35
2.8 TÉCNICA DE LA TINCION DE KINYOUN	36
2.8.1 PROCEDIMIENTO DE LA TÉCNICA DE KINYOUN	36
2.9 PREVALENCIA	37
2.10 CHI – CUADRADO (X^2).....	37

CAPÍTULO III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	40
3.1 RESULTADO OBTENIDO DE LA COLECTA DE EXCRETAS DE CÁNIDOS DOMÉSTICOS	40
3.2 <i>RESULTADO DE LA PRESENCIA DE COCCIDEAS DE LA POBLACIÓN DE ESTUDIO</i>	41
3.2.1 <i>RESULTADOS DE LA PREVALENCIA DE COCCIDEAS</i>	43
3.3 <i>RESULTADOS DE LA PRESENCIA DE ASCARIDIOS DE LA POBLACIÓN DE ESTUDIO</i>	46
3.3.1 <i>RESULTADOS DE LA PREVALENCIA DE ASCARIDIOS</i>	47
3.4 <i>RESULTADOS DE LA PREVALENCIA DE CONCOMITANCIA DE COCCIDEAS Y ASCARIDIOS</i>	50
3.5 <i>DETERMINACIÓN DE LA PROPORCIÓN DE CONCOMITANCIA MEDIANTE PRUEBA CHI-CUADRADO</i>	51
CONCLUSIONES.....	52
RECOMENDACIONES	53
ANEXOS.....	61

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 <i>Anatomía del sistema digestivo del perro</i>	5
Figura 2 <i>Ciclo biológico de Cystoisospora canis</i>	12
Figura 3 <i>Ciclo biológico de Sarcocystis spp.</i>	17
Figura 4 <i>Ciclo biológico de Cryptosporidium parvum</i>	19
Figura 5 <i>Morfología del Esporozito (aspecto de banana)</i>	20
Figura 6 <i>Morfología de Ooquiste Esporulado de Coccidea.</i>	20
Figura 7 <i>Ciclo biológico de Toxocara canis</i>	23
Figura 8 <i>Mapa de ubicación de la Comunidad de Junttuma, Distrito de Tinta</i>	27
Figura 9 <i>Fotografía satelital de la ubicación de las viviendas en los cuales habitan cánidos domésticos (Canis lupus familiaris) menores aun año en la Comunidad de Junttuma - Tinta</i>	28
Figura 10 <i>Ooquistes esporoblásticos de Cystoisospora canis visto a un aumento de 40X.</i>	41
Figura 11 <i>Ooquistes esporoblásticos de Sarcocystis spp visto a un aumento de 40X</i>	41
Figura 12 <i>Ooquistes de Cryptosporidium spp.visto a un aumento de 100X</i>	42
Figura 13 <i>Huevos de Toxocara canis vista a un aumento de 40X</i>	46
Figura 14 <i>Huevos de Toxascaris leonina vista a un aumento de 40X</i>	46
Figura 15 <i>Lista de padron de los 118 comuneros electores - Comunidad de Junttuma</i> ...	62
Figura 16 <i>Coordinación con los comuneros de la Comunidad Campesina de Junttuma</i> .	76
Figura 17 <i>Vista de la Comunidad de Junttuma- colecta de excretas de cánidos domésticos menores aun año.</i>	77

Figura 18 <i>Vista de la Comunidad de Junttuma- colecta de excretas de cánidos domésticos menores aun año</i>	78
Figura 19 <i>Área de procesamiento de muestras</i>	79
Figura 20 <i>Frascos con muestras de excretas de Canis lupus familiaris</i>	80
Figura 21 <i>Tamizaje de excretas de Canis lupus familiaris</i>	80
Figura 22 <i>Se espera 30 minutos para la sedimentación, luego se elimina el sobrenadante.</i>	81
Figura 23 <i>Vertir 10 ml de muestra sedimentada a los tubos de centrifuga.</i>	82
Figura 24 <i>Agregar 1.5 ml de éter sulfúrico a los tubos de centrifuga y dejar reposar por 2 minutos</i>	82
Figura 25 <i>Centrifugamos a 1800 rpm durante 5 minutos</i>	83
Figura 26 <i>Se elimina el sobrenadante para su posterior observación al microscopio.</i>	83
Figura 27 <i>Se realiza el frotis, colocar 50 ul de muestras más 5 ul de Lugol sobre el porta objeto, se homogeniza y se cubre con una lámina de cubre objeto para su respectiva observación en el microscopio</i>	84
Figura 28 <i>Huevos de Toxocara canis observado a un aumento de 40X</i>	85
Figura 29 <i>Huevos de Toxascaris leonina-observado a un aumento de 40X</i>	86
Figura 30 <i>Ooquiste de Cystoisospora canis observado aun aumento de 40X</i>	87
Figura 31 <i>Huevos de Taenia sp., observado a un aumento de 40X</i>	88
Figura 32 <i>Huevos de Trichuris spp., observado a un aumento de 40X</i>	88
Figura 33 <i>Agregando Dicromato de Potasio (K₂Cr₂O₇) al 2.5%</i>	89
Figura 34 <i>Se disuelve 4gr de fucsina en 20ml de etanol. A continuación, se añade 8 gr de fenol a 100 ml de agua destilada.</i>	90

Figura 35	<i>Extendido y secado de muestras fijadas con etanol durante 5 minutos</i>	91
Figura 36	<i>Colocar el frotis sobre el puente de coloración y cubrir con el reactivo de fucsina fenicada de Kinyoun preparado. Se deja reposar durante 3 o 5 minutos.</i>	91
Figura 37	<i>Enjuagar a chorro suave</i>	92
Figura 38	<i>Decoloración con alcohol ácido durante 3 minutos y lavar nuevamente a chorro.</i>	92
Figura 39	<i>Cubrir la preparación con azul de metileno y dejar actuar por 4 minutos. Finalmente lavar a chorro y dejar secar</i>	93
Figura 40	<i>Cryptosporidium spp.-Observado a un aumento de 100X</i>	94
Figura 41	<i>Ooquiste de Cystoisospora canis-Observado a un aumento de 40X</i>	95
Figura 42	<i>Ooquiste de Sarcocystis spp. Observado a un aumento de 40X</i>	95

ÍNDICE DE TABLA

Tabla 1 <i>Parámetros climáticos promedio de Tinta</i>	30
Tabla 2 <i>Distribución del número de cánidos por sexo menores a un año por viviendatrabajadas de la Comunidad de Junttuma-Tinta</i>	40
Tabla 3 <i>Distribución de <i>Canis lupus familiaris</i> según su edad, sexo, frecuencia y prevalencia de <i>Coccideas</i> en la comunidad de Junttuma-Tinta</i>	43
Tabla 4 <i>Distribución de <i>Canis lupus familiaris</i> según su edad, sexo, frecuencia y prevalencia de <i>Ascaridios</i> en la comunidad de Junttuma-Tinta</i>	47
Tabla 5 <i>Determinación de la prevalencia de <i>Coccideas</i> y <i>Ascaridios</i> aplicando la prueba <i>Chi-cuadrado (X^2)</i></i>	50
Tabla 6 <i>Concomitancia de <i>Coccideas</i> – especies de <i>Ascaridios</i> y <i>Ascaridios</i> - especies de <i>Coccideas</i></i>	51
Tabla 7 <i>Cuadro de concomitancia de <i>Coccideas</i> y <i>Ascaridios</i> determinado por la Prueba de <i>chi-cuadrado</i></i>	70
Tabla 8 <i>Concomitancia de <i>Coccideas</i> y <i>Toxocara canis</i></i>	71
Tabla 9 <i>Concomitancia de <i>Coccideas</i> y <i>Toxascaris leonina</i></i>	72
Tabla 10 <i>Concomitancia de <i>Ascaridios</i> y <i>Cystoisospora canis</i></i>	73
Tabla 11 <i>Concomitancia de <i>Ascaridios</i> y <i>Sarcocystis spp.</i></i>	74
Tabla 12 <i>Concomitancia de <i>Ascaridios</i> y <i>Cryptosporidium spp.</i></i>	75

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1	<i>Lista de padrón de Comuneros Activos Electores.....</i>	62
Anexo 2	<i>Casuística de las 80 muestras de excretas colectadas de canes domésticos menores aun año, en la comunidad de Junttuma.....</i>	63
Anexo 3	<i>Distribución de ejemplares y ubicación de viviendas de dueños de los cánidos menores a un año de la Comunidad de Junttuma-Tinta.</i>	68
Anexo 4	<i>Resultados de datos estadísticos determinados por la prueba chi-cuadrado.</i>	70
Anexo 5	<i>Visita a los comuneros para la coordinación de colecta de excretas de Canis lupus familiaris</i>	76
Anexo 6	<i>Área de procesamiento de muestras-tamizaje de excretas</i>	79
Anexo 7	<i>Procesamiento de muestras por Técnica de Burrows</i>	82
Anexo 8	<i>Observación y reconocimiento de parásitos – “Técnica” Burrows”</i>	85
Anexo 9	<i>Otros parásitos observados, aplicando la técnica de Burrows</i>	88
Anexo 10	<i>Esporulación</i>	89
Anexo 11	<i>Preparación Fucsina Fenicada:</i>	90
Anexo 12	<i>Procesamiento de muestras por Técnica Kinyoun.</i>	91
Anexo 13	<i>Observación y determinación de parásitos, aplicando la técnica de kinyoun.....</i>	94

RESUMEN

En la Comunidad de Junttuma los cánidos domésticos se encuentran al libre albedrío, sin vigilancia veterinaria, dejando sus excretas en cualquier sitio, siendo focos de infección para otros animales y para el humano. El presente trabajo se realizó durante los meses de febrero a septiembre del 2019. El objetivo de este trabajo fue evaluar Coccideas entéricas y su relación con Ascaridios en cánidos menores a un año del aglomerado habitacional rural de la Comunidad de Junttuma, Tinta-Cusco. Donde se colectó 80 muestras de excretas de hospederos de estudio, las cuales fueron procesadas y analizadas mediante las técnicas de Burrows y Kinyoun. Los resultados de los 80 ejemplares de *Canis lupus familiaris* menores a un año fueron: 44 machos (55%) y 36 hembras (45%). 31 ejemplares dieron positivo a parásitos, observándose 29 casos de monoparasitismo, *Cystoisospora canis* 2.5% (2), *Sarcocystis spp.*, 1.25% (1), *Cryptosporidium spp.*, 2.5% (2), *Toxocara canis* 16.25% (13), *Toxascaris leonina* 8.75% (7), otros 5% (4), y dos casos de biparasitismo, *Cryptosporidium spp.* - *Toxocara canis.*, 1.25% (1) y *Sarcocystis spp.* - *Toxascaris leonina* 1.25% (1). Mediante la prueba chi-cuadrado se determinó que $P (0.947) > 0.05$, por consiguiente, se confirma la existencia de concomitancia entre Coccideas y Ascáridos y las proporciones de concomitancias determinadas mediante la prueba de Chi-cuadrado son: Coccideas y *Toxocara canis* (0.815), Coccideas y *Toxascaris leonina* (0,692), Ascaridios y *Cystoisospora canis* (0,378), Ascaridios y *Sarcocystis spp.*, (0,470) y Ascaridios y *Cryptosporidium spp.*, (0.818). Se concluye esta investigación logrando determinar que, dentro de las Coccideas, *Cryptosporidium spp.*, es la más prevalente con 3.75% y dentro de los Ascaridios la especie con mayor prevalencia es *Toxocara canis* con 17.5%.

INTRODUCCIÓN

Según Quiroz (2002), desde hace millones de años, animales y plantas siguen compartiendo alimentos y espacios, así mismo son invadidos por organismos parásitos en algún momento de su vida; estos hospederos proporcionan al parásito alimento y protección, constituyéndose en su micro ambiente, adaptándose a los diferentes ambientes del hospedero (piel, tejido subcutáneo, cavidades, sangre y otros tejidos), teniendo un papel muy importante el parásito en la regulación de la población de hospederos ya que algunas veces disminuyen la reproducción y otras los matan; pudiendo albergar el hospedero una o varias especies de parásitos. Donde es importante esta interrelación negativa, parásito - hospedero y, el medio o entorno, directamente relacionado con la frecuencia, organización geográfica, patogenicidad, transmisibilidad. Además de otros factores asociados que inciden en la prevalencia de parasitosis (Hernandez, 2011).

Es así que parásitos como Coccideas y los Ascáridos están presentes en animales hospederos como los cánidos domésticos, pero el criador no asume su responsabilidad y los tienen a su libre albedrío, sin alimentarlos, sin vigilancia veterinaria, deambulando, en búsqueda de agua y alimento, dejando sus excretas donde pueden, lo que induce, focos de infección para otros animales y el propio humano (Hernandez, 2011).

Hoy en día, la gente ha reconocido la necesidad de tener compañía con una tendencia creciente a criar mascotas, principalmente cánidos y felinos. Más del 56% de hogares en todo el mundo tienen al menos una mascota. En los países latinoamericanos la tenencia de cánidos domésticos supera a la de gatos, especialmente a nivel urbano. No quedándose atrás las zonas rurales, lo que ha provocado un aumento de animales sin dueño en la vía pública, lo que se traduce en toneladas de excrementos que contaminan el medio ambiente con parásitos transmisibles al

hombre, por ende, el nivel de contaminación presente en las ciudades sería consecuencia de la densidad de animales, criados en libertad o responsablemente, y la falta de medidas sanitarias que controlen la presencia de excrementos en los espacios públicos. (Quiroz, 2002). Por lo tanto, en el presente estudio se evaluó Coccideas entéricas y su relación con Ascaridios en cánidos menores a un año de Junttuma, Tinta – Cusco.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La problemática de los parásitos gastrointestinales de cánidos domésticos en Distritos y Comunidades son muy frecuentes. Desde una perspectiva de salud pública, el control sanitario en el hábitat donde conviven el animal y el humano no es el adecuado, más aún en comunidades rurales como Junttuma donde el poblador cría a su mascota en condiciones insalubres por su baja economía y la falta de conocimiento sanitario, por ello es fundamental conocer la presencia de agentes nosológicos, específicos como *Neospora*, *Sarcocystis*, *Cystoisospora*, *Cyclospora*, *Cryptosporidium* y Ascarídios que tienen importancia zoonótica, Cuya tasa de frecuencia correspondiente, permitirá diseñar programas de concientización y prevención, debido al nulo o poco interés del estado, en estos aspectos, habiéndose constatado que en los programas de SENASA, solo se facilita autorizaciones para el transporte y comercialización ganadera. Por la problemática existente se propone la interrogante de investigación siguiente:

¿Cuál fue el resultado de la evaluación de Coccideas entéricas y su relación con Ascaridios en cánidos menores a un año de Junttuma (Tinta) - Cusco?

JUSTIFICACIÓN

Dentro de la salud pública las parasitosis adquieren importancia por la relación estrecha entre personas y animales domésticos, por lo tanto, estos, no solo afectan a las propias mascotas, sino que ponen en riesgo a sus criadores y población del entorno, por el compromiso zoonótico como *Toxocara canis*, causante del síndrome de larva migrans visceral y síndrome de larva migrans ocular, teniendo funestas consecuencias, llegando en ocasiones a la pérdida de visión en infantes, mientras que las coccidiosis, como *Sarcocystis spp.*, afectan al ganado vacuno, ovino y camélidos, llegando a infestarse el humano por el consumo de carne de estos animales. De allí su importancia para investigarlos en el área de estudio propuesta. Más aun no habiendo investigaciones similares en la zona de estudio.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Evaluar Coccideas entéricas y su relación con Ascaridios en cánidos menores a un año de Junttuma, Tinta – Cusco.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Determinar la prevalencia de Coccideas en la población de estudio propuesta.
2. Determinar la prevalencia de Ascaridios en la población de estudio propuesta.
3. Estimar la prevalencia de concomitancia de Coccideas y Ascaridios en la población de estudio propuesta.
4. Hallar las proporciones de concomitancia de Coccideas y Ascaridios mediante la prueba Chi-Cuadrado.

HIPÓTESIS

Se presentará una frecuencia mayor al 1 % de Coccideas y Ascaridios en cánidos de la Comunidad de Junttuma ubicado en el departamento de cusco; determinadas a través de la técnica de Burrows y Kinyoun.

VARIABLES INTERVINIENTES:

Canis lupus familiaris menores de un año.

Frecuencia de Coccideas.

Frecuencia de Ascaridios

CAPÍTULO I. MARCO TEÓRICO

1.1 ANTECEDENTES

1.1.1 ANTECEDENTES INTERNACIONALES

Martínez et al. (2015), en la ciudad de México en 183 muestras de excretas de canes determinaron, presencia de *Cryptosporidium spp.*, entre otros enteroparásitos zoonóticos, aplicando la técnica de Faust y Ziehl Neelsen modificada, cuya frecuencia de infestación por *Cryptosporidium spp.* 21(11,5%), *T. canis* 11 (6%) y *Ancylostomideos* 7 (3,8%). El nivel de infestación de *Cryptosporidium spp.* y *T. canis* según los resultados obtenidos es significativamente mayor en cachorros que en adultos ($P < 0,016$).

Saavedra (2009). En Bogotá, en dos botaderos, se obtuvo 120 muestras de residuos fecales de cánidos domésticos, procesándolos por el método de flotación, determinando 68 (56.4 %) de prevalencia de Coccidiosis, en el botadero A 50 (74%) en relación con el botadero B 18 (26%). Resultando *Isosporas canis* (23.4%), *Cystoisospora canis*, *Eimeria spp* (16.5%) en ambos.

Leonardo & Morales (2008). En la Ciudad de La Vela, Venezuela evaluaron la prevalencia de parásitos intestinales en 255 cánidos domésticos, teniendo 148 hembras y 107 machos, se determinó mediante el procedimiento coproparasitoscópicos: frotis directo, método de Willis-Molloy (NaCl) y Faust (sulfato de zinc). Correspondiendo a *Toxocara canis* (31,77%) y *Cystoisospora spp.*, (14,90%).

Anzoategui (2006). En España, Provincia Cáceres, en las diferentes avenidas, colectó 250 muestras de excretas de cánidos, empleando en el diagnóstico la técnica de flotación-sedimentación de Willis. Resultando *Ancylostoma caninum* con 73 / 5.16%, *Toxocara canis* con 51 / 3.60% y *Dipylidium caninum* con 90 / 6.36% y 36 muestras negativas.

Lujan (2004). En Buenos Aires, Argentina, en la Clínica Veterinaria Sudamericana, colectó 60 muestras de excretas de cánidos domésticos. Diagnosticando por la técnica de flotación y sedimentación de Willis a *Toxocara canis* con 1,27%, *Ancylostoma caninum* con 1,89%, *Dipylidium caninum* con 0,25% y Coccidios en 0,12%.

Andresiuk (2003). El estudio se desarrolló en Buenos Aires, en la Ciudad de Mar del Plata, en 11 muestras de excretas de cánidos domésticos, obtenidos de plazas públicas y procesadas por la técnica de flotación - sedimentación de Willis. Investigó especies de parásitos zoonóticos. Habiendo dividido en cuadrantes cada plaza, uno Central y otro Periférico. Tomado las muestras en macizos de flores el (90.4%), en armazones de metal especiales para cánidos domésticos (6.4%) y parques infantiles (3.2%). Resultando la prevalencia parasitaria en (49,95%) y, la prevalencia por especies (62.96%) para *Trichuris vulpis* y *Ancylostoma caninum*, (24.07%) *Uncinaria stenocephala*, (22.22%) *Toxocara canis*, (9.25%) *Amoeba spp*, (3.70%) para Coccidios.

1.1.2 ANTECEDENTES NACIONALES

Enríquez et al. (2019), Determinaron la prevalencia de entero parásitos en 172 muestras de excretas de cánidos domésticos entre 1 y 4 meses de edad, de ambos sexos y diferentes razas comercializados en la informalidad del mercado, urbe de Puno, así como clínicas veterinarias y tiendas de animales formales. Procesada por el método del frotis directo y asimismo se da por la técnica de flotación con solución de sulfato de zinc (SO₄Zn) al 33% y a una densidad de 1,18. De las 172 muestras de excretas, 90 ejemplares presentaron parásitos, teniendo una prevalencia de (52.3%). Resultando con *Cystisospora canis*, *Sarcocystis spp*, *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina* y otros, 11 casos de biparasitismo, 1 caso de triparasitismo y 1 de tetraparasitismo.

Ydrogo (2018). En empresas alpaqueras de Cajamarca, colectó 102 muestras de excretas de cánidos domésticos de distintas edades y de ambos sexos, colectó 35 muestras de excretas de la Cooperativa Agraria de Trabajadores Atahualpa Jerusalén “Porcón”, 33 muestras de excretas de SAIS Huacraruco “San Juan” y 34 muestras excretas del Proyecto Alpacas “Foncreagro” Sorochuco, determinó la frecuencia de *Sarcocystis spp.*, procesadas mediante coproparasitológico de flotación, con solución saturada de azúcar. Resultando 42,16% con *Sarcocystis spp.* Encontrando la mayor frecuencia de *Sarcocystis spp.*, en cánidos domésticos de Huacraruco (64,71%), en paridad a los cánidos domésticos de Porcon (31,43%) y Sorochuco (30,30%).

Contreras (2017). En el Departamento de la Libertad - distrito de Pataz, determinó la prevalencia de toxocariosis en cánidos domésticos, habiendo procesado 164 muestras de excretas por el método del frotis directo y concentración por flotación. Resultando con *Ancylostoma spp.* (109) 80.74%, *Toxocara canis* (19) 14.07% y *Dipylidium caninum* (7) 5.2%.

Requema & Lozano (2017). En el Distrito La Esperanza, Trujillo, Perú. Evaluaron el nivel de contaminación con *Toxoca canis* en 84 muestras en césped de 21 parques recreacionales, durante el periodo enero a marzo del 2015, colectando 4 muestras de 50 gr por cada uno, en 4 puntos paralelos (cuatro laterales al azar), se conservaron en refrigeración por dos a tres días. Utilizaron el método willis modificado, para la flotación de los huevos. Resultando una prevalencia 28% de parques con huevos de *Toxocara canis* correspondiendo a una contaminación moderado en el Departamento de Trujillo, Distrito la Esperanza.

Celis et al. (2015), estimaron la prevalencias de *Cryptosporidium sp.* en cánidos domésticos de las comunidades del Distritos de Ajoyani, Carabaya, Palca y Santa Lucia, Provincia de Lampa, en el departamento de Puno, Perú. Llegando a coleccionar 123 excretas de *Canis lupus*

familiaris simulados sanos, tomando en consideración canes machos, hembras y menores a un mes. Para el diagnóstico del *Cryptosporidium spp.*, utilizaron la técnica de Ziehl-Neelsen modificado. La prevalencia general de *Cryptosporidium sp.*, ($26.8 \pm 7.8\%$), no habiendo encontrado relación relevante entre la edad y sexo.

1.1.3 ANTECEDENTES LOCALES

Bravo (2015). Evaluó la polución de suelos por *Toxocara canis* en 31 patios de recreo del Distrito de Wanchaq-Cusco, utilizando el procedimiento de flotación con solución salina saturada. Encontrándose altas tasas de frecuencia de *Toxocara canis* en 13 patios de recreo, moderadas (2), bajas (16). En relación a niveles de polución de suelos con *Toxocara canis* se halló que, de 31 patios de recreo, 13 presentan altos niveles de *Toxocara canis*, 2 moderada y 16 con niveles de polución baja. Teniendo como resultado una frecuencia de 38.8% para *Toxocara canis* de las 343 muestras y una de prevalencia 61.29%.

Choque et al. (2007), Determinaron frecuencia de *Sarcocystis spp.*, en 211 muestras de excretas de cánidos domésticos, pertenecientes a las asociaciones alpaqueras del Distrito de Maranganí, Cusco, realizaron las colectas en tiempos de lluvias y sequía del 2005 y febrero de 2006. Aplicando el procedimiento, flotación con solución de Sheather. La frecuencia de *Sarcocystis spp.*, en tiempos de lluvia fue 8.8% (18), tiempos de sequía 9.2% (19) y en cachorros menores aun año fue 44.9% (17).

1.2 BREVE DESCRIPCIÓN DE CÁNIDO DOMÉSTICO

Llamado comúnmente perro, perro doméstico y cánido doméstico, se encuentra presente en todo el mundo y es considerado como uno de los mamíferos de compañía más común para el ser humano. Son omnívoros, con tubo digestivo completo y con una amplia variedad de morfología (Sarría, 2013).

1.2.1 TAXONOMÍA DE *Canis lupus familiaris*

Reino: Animalia

Phylum: Chordata

Clase: Mammalia

Orden: Carnivora

Familia: Canidae

Especie: *Canis lupus familiaris*

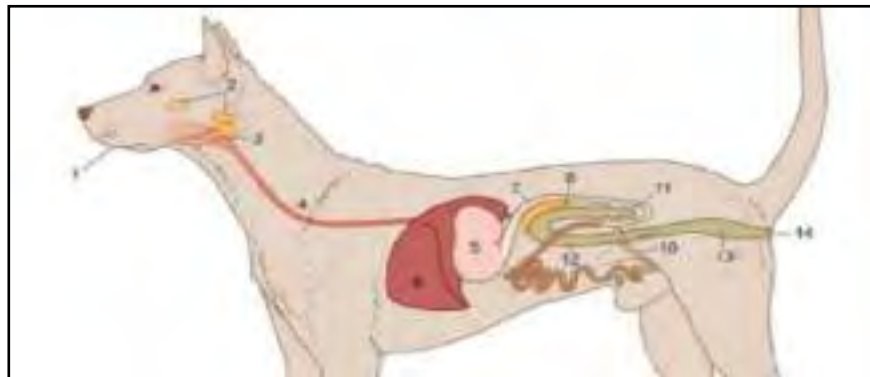
Fuente: (Linnaeus, 1758)

1.2.2 TRACTO DIGESTIVO DE *Canis lupus familiaris*

Se aborda este punto por ser de interés en la fauna parasitaria estudiada.

Figura 1

Anatomía del sistema digestivo del perro



Fuente: (Carvajal, 2018).

Nota: 01. Cavidad bucal; 02. Glándulas salivales; 03. Faringe; 04. Esófago; 05. Estómago; 06. Hígado; 07. Duodeno; 08. Páncreas; 09. Yeyuno; 10. Íleon.

1.2.3 ESTRUCTURAS Y FUNCIONES BÁSICAS DEL TRACTO DIGESTIVO

La función fundamental es desintegrar los constituyentes de los alimentos y absorber nutrientes, iniciando este proceso en:

La Boca, cavidad incurvada por donde ingresan los alimentos, llevándose aquí la digestión mecánica y la conversión del mismo en bolo alimenticio, interviniendo en su transformación las siguientes estructuras anatómicas tales como, labios, paladar duro, paladar blando, faringe, lengua, dientes y glándulas salivares (Carvajal, 2018).

El esófago, órgano tubular, rodeado por músculo liso y estriado, esta última porción comunica la faringe con el estómago, atraviesa toda la caja torácica hasta llegar al cardias, por este espacio desciende el bolo alimenticio gracias a los movimientos peristálticos (Carvajal, 2018).

El estómago está envuelto por varios estratos de músculo liso y cubierto internamente por células secretoras, llegándose a comunicar con el intestino delgado mediante esfínter pilórico. En el estómago se secreta el ácido clorhídrico (HCl), Gastrina, Pepsina, Lipasa gástrica, estas enzimas con el apoyo de inclinaciones peristálticos del estómago transforman el bolo alimenticio en “quimo”, el cual pasa a la primera porción del intestino delgado por medio del esfínter pilórico (Carvajal, 2018).

El intestino delgado, se produce una gran parte de la digestión enzimática de los alimentos ingeridos, tiene una longitud aproximada de 3 metros (Climent et al., 2005), se encuentra sostenida por el mesenterio; se divide en tres partes (Sarria, 2013). Así se tiene:

1. **El Duodeno** región donde desembocan las enzimas del páncreas (tripsina, carboxilpeptidasa y quimo tripsina), se activan en el hígado y en el lumen del intestino, es donde se termina de digerir la mayoría de sustancias, convirtiéndose en quilo, listas para ser absorbidas en el trayecto del intestino delgado (Sarria, 2013).
2. **El Yeyuno** presenta una abundante cantidad de microvellosidades que tiene la función de absorber los alimentos digeridos (Carvajal, 2018).
3. **El Ileón**, porción final del intestino delgado, se comunica con el intestino grueso mediante la válvula íleocecal (Sarria, 2013).

El intestino grueso es el trayecto terminal del tracto digestivo, constituyendo, un 20% a 25% de la longitud intestinal total (Washabau, 2013); está encargado de regular la composición electrolítica y, transporte de electrolitos (Washabau, 2013). Esta porción se divide en cuatro partes identificables; ciego, colon, recto y canal anal (Niles & Williams, 2012). Los distintos segmentos del intestino grueso cumplen funciones tales como:

Secreción de mucus que se lleva a cabo en la capa mucosa, esta secreción forma una barrera fisiológica entre la mucosa colónica y el lumen. El mucus es una mezcla de secreciones y células epiteliales exfoliadas, compuesto por glicoproteínas de alto peso molecular, secretadas por las células caliciformes (Washabau, 2013). El mucus es producido mediante la estimulación de factores bioactivos como la acetilcolina y la prostaglandina E, estas son liberadas por estímulos mecánicos y químicos. Es así como las células caliciformes son incitadas a generar una excitación colectiva, en donde se liberan todos los gránulos almacenados a estas células de una forma simultánea hacia el lumen intestinal (Williams, 2012), en el cual se asimila agua, minerales y vitaminas (Carvajal, 2018). Esta porción del intestino posee una eficacia de absorción de líquidos de un 90% del total que logra llegar al colon (Washabau, 2013).

El ciego, es un saco cerrado en forma de tirabuzón, que se abre libremente en el colon cerca de la válvula Íleo-cecal, esta sección consta de un cuerpo y un vértice libre, el cual, en el perro es considerado un componente vestigial (Sarria, 2013), presentándose como un divertículo del colon proximal (Washabau, 2013).

El colon constituye la porción siguiente que se divide en colon ascendente, transverso y descendente (Niles & Williams, 2012); el colon ascendente se encuentra posicionado dorsalmente en el flanco derecho; el colon transverso se dirige de derecha a izquierda por delante de la arteria mesentérica craneal, el colon descendente está ubicado dorsalmente en el flanco izquierdo (Washabau, 2013).

El colon ascendente es separado del colon transverso por la flexura cólica derecha o flexura hepática, se comunica directamente con el íleon a través de la válvula ileocólica y con el ciego por el esfínter cecocólico y, el colon transverso se divide del colon descendente por la flexura cólica izquierda o flexura esplénica (Washabau, 2013).

El recto se inicia en la entrada de la pelvis y culmina en la altura de la segunda o tercera vertebra caudal. La mayor parte de la sección craneal del recto, se encuentra dentro de la cavidad peritoneal, y está suspendida desde el sacro por el mesorrecto, sin embargo, hay un segmento corto que se ubica retroperitonealmente antes de unirse al canal anal, esta corta porción del recto, al igual que el canal anal, se encuentra soportada por los músculos del diafragma pélvico. El límite caudal del recto se encuentra delimitado por el esfínter anal externo, en donde se da inicio a la porción anal (Sarria, 2013); el canal anal consta de aproximadamente un centímetro de largo y se divide en columnar e intermedia donde se encuentran las glándulas sudoríparas tubulares, conocidas

como glándulas anales, las cuales consisten en una porción secretora y un sistema de conducto excretor, que tiene dilataciones saculares y, zonas cutáneas (Washabau, 2013).

1.3 DESCRIPCIÓN DE COCCIDEAS.

Cuya posición taxonómica es:

Dominio: Eukaryota.

Reino: Protozoa.

Phillum: Apicomplexa.

Clase: Sporozoasida.

Subclase: Coccidiasina.

Orden: Eucoccidiorida.

Suborden: Eimeriorina.

Familia: Sarcocystidae.

Género: *Cystoisospora*.

Especie: *C. canis*.

Género: *Sarcocystis*.

Especie: *S. cruzi*, *S. hirsuta*, *S. hominis*, *S. tenella*, *S. arieticanis*.

Familia: Cryptosporidiidae.

Género: *Cryptosporidium*.

Especie: *C. parvum*, *C. muris*, *C. hominis*, *C. canis*, *C. felis*

Fuente: (Llop, 2008)

1.3.1 CARACTERÍSTICAS MORFOLOGÍA DE *Cystoisospora canis*.

El **zoito** adopta la forma de plátano, es móvil, aguzada en el extremo apical, roma por un extremo, es la fase vegetativa del parásito, es el que emigra al hospedero e irrumpe sus células, representa el punto de inicio y el punto final del ciclo biológico (Bowman, 2004).

Los **esporozoitos**, se encuentran en los ooquistes esporulados, estos se fijan a enterocitos y los irrumpen haciendo una horadación en la membrana celular del hospedero (Dávila & Fernández, 2017), mediante una fusión múltiple intrínseca denominada esquizogonia se desarrollan varios merozoitos (Dubey & Lindsay, 2019).

La fase de esporulación es influenciada por factores ambientales tales como temperatura (15°C y 36°C) y humedad. Los ooquistes de *Cystoisospora canis* esporulan en el ambiente en un periodo de 1 a 4 días (Dávila & Fernández, 2017).

El ooquiste esporulado, contiene esporozoitos, envuelto por una sustancia quitinosa que le confiere gran resistencia y le ayuda a soportar las condiciones extremas del medio, poseen un poro en uno de los extremos denominado micrópilo, que puede estar cubierto por un casquete polar, posee cuerpos residuales, contienen una elevada concentración de lípidos y son fuente de energía de los esporozoitos, para su supervivencia en el medio (Dávila & Fernández, 2017).

El esporocisto presenta cuerpo de Stieda que accede la salida de esporozoitos y gránulos polares presentes en el ooquiste (Bowman, 2004).

1.3.1.1 CICLO BIOLÓGICO DE *Cystoisospora canis*.

Presentan reproducción asexual y sexual.

Esquizogonia

El ciclo inicia con la ingesta de ooquiste esporulado presentes en alimentos y/o aguas contaminadas, es ingerido por el hospedero (*Canis lupus familiaris*), la acción de condiciones reductoras, de enzimas pancreáticas y de sales biliares debilita la pared de los ooquistes y emergen los esporozoitos, al salir invaden rápidamente a los enterocitos, en la porción distal del duodeno y

Proximal del yeyuno. En estas células los esporozoitos, y los estadios de desarrollo que siguen, residen en una vacuola parasitófora confinada a la región perinuclear de la célula parasitada (Dubey & Lindsay, 2019).

Los esporozoitos se diferencian de los trofozoítos uninucleares. Cada trofozoíto, en un proceso conocido como merogonia o esquizogonia y caracterizado por varias divisiones celulares asexuadas da lugar a un número variable de esquizontes que, finalmente maduran a merozoitos (Dávila & Fernández, 2017).

Estos merozoitos después de lisar la célula hospedera, invaden otros enterocitos y en ello pueden seguir dos vías: convertirse en trofozoítos y reiniciar otro ciclo de divisiones celulares asexuadas, que resultará en nuevos esquizontes y merozoitos (Dávila & Fernández, 2017). O iniciar la fase sexual del ciclo, conocido como:

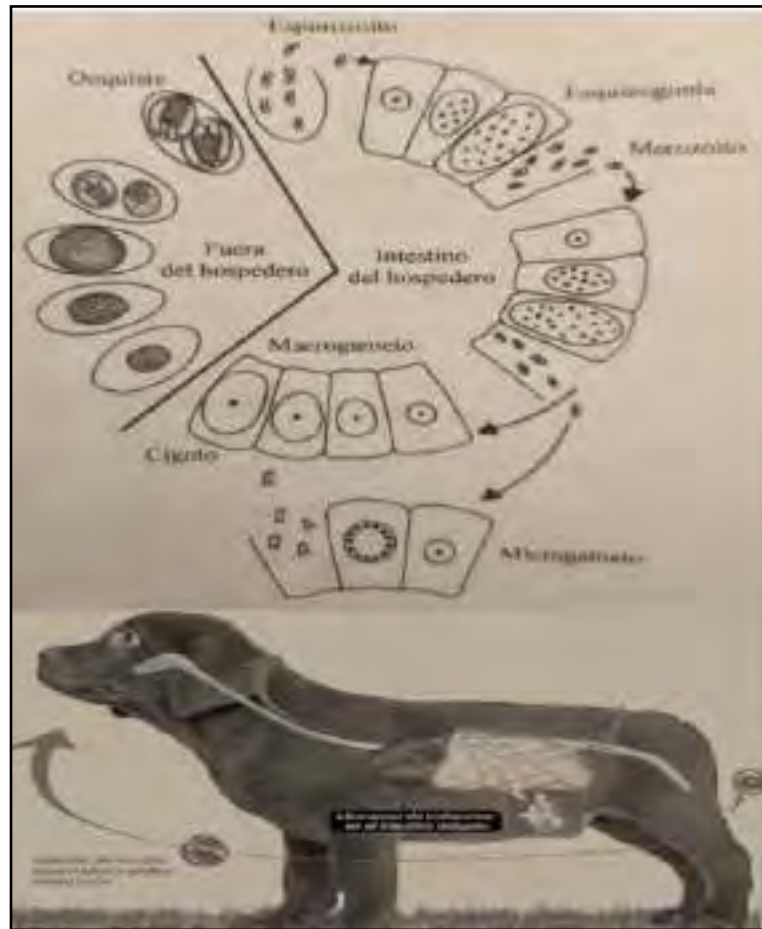
Gametogonia

Un merozoíto emanado por la esquizogonia terminal, el telomerozoíto invade una célula nueva del hospedero y formar un gametocito hembra o macho. El macrogametocito, incrementa su tamaño, almacena nutrientes e ínsita el aumento de tamaño del citoplasma y el núcleo de la célula hospedera, una vez madurado se le denomina macrogameto o célula sexual femenina, el microgametocito sufre varias divisiones nucleares para llegar a ser multinucleado (Bowman, 2004), de esta manera el microgameto y el macrogameto se unen para formar cigotes, en el entorno de este se forma una pared por convergencia de los gránulos hialinos, para dar lugar a un ooquiste (Bowman, 2004). El ooquiste es expulsado en las excretas para pasar por la esporulación en el entorno. Después 1 ó 4 días, con humedad favorable y una temperatura adecuada de 15°C - 36°C,

más oxígeno suficiente, permite la división en 4 esporoblastos, cada esporoblasto se transforma en un esporocisto que es la fase infectante, completando así el ciclo. (Dubey & Lindsay, 2019).

Figura 2

Ciclo biológico de Cystoisospora canis



Fuente: (Dávila & Fernández, 2017).

1.3.1.2 EFECTOS EN EL HOSPEDERO

El parásito al internalizarse en un compartimento intra citoplasmático del enterocito, provocan diarrea aguda o crónica, incrementando la producción de cloro y deficiente absorción, a consecuencia de la destrucción de los enterocitos intestinales. En personas inmunocompetentes, la

infección puede ser asintomática o dar lugar a diarreas de corta duración. En individuos inmunodeficientes, la infección puede ser causa de manifestaciones clínicas más graves, principalmente diarrea profusa y prolongada (Dávila & Fernández, 2017). Pueden presentar complicaciones por la invasión a las vías biliares, epitelio respiratorio y pancreáticas, así como en personas que padecen del Síndrome de Guillain Barre, Artritis Reactiva (Becerril, 2014).

1.3.2 *Sarcocystis spp.*

Es un parásito protozooario intracelular obligatorio, lo constituyen alrededor de 130 especies (Ayala, 2018), las formas de esporoquistes u ooquiste están presentes en las excretas del hospedero definitivo como en cánidos domésticos, coyotes u otros carnívoros (Lucas, 2015) y la forma quística está presente en el hospedero intermediario como hombres, bovinos, ovinos, aves, roedores, caballo, camélidos, cabras y animales de vida silvestre (Goyen et al.,2018).

En bovinos se ha reportado tres especies, *S. hirsuta*, *S.hominis* y como el más patógeno *S. cruzi* (Romero, 2009), y en ovinos han sido diagnosticados especies tales como *S. tenella* y *S. arieticanis*. Estos son transmitidos por cánidos domésticos y causan efectos patológicos (Tarazona, 2016).

1.3.2.1 CARACTERÍSTICAS MORFOLOGÍA DE *Sarcocystis spp.*

Sarcocystis en su extremo anterior presenta 1 o más anillos polares, un conoide formado por microtúbulos embrollados en espiral con un ángulo de 45°, rhoptrias o cuerpos cilíndricos que desembocan en el extremo anterior a través del conoide, micronemas, 22 microtúbulos subpeliculares que van desde el anillo polar anterior a un anillo polar posterior, y que forma el esqueleto fibrilar que origina la constancia morfológica. Se encuentra formada por tres unidades

de membrana, cada uno se encuentra con dos capas electrodensas distanciadas por un espacio claro, micrópilos, además de las estructuras celulares (Tarazona, 2016).

A partir de extractos acuosos de bradizoitos lisados se obtiene la sarcocistina, el cual genera una acción degenerativa sobre el tejido circundante, así mismo tiene las características hemolíticas, hemaglutinantes, neuromusculares y, se produce la calcificación del parásito de la estructura que lo rodean (Martínez & col., 1999). Los quistes de la Sarcocystis de la musculatura liberan esta toxina al romperse, pasando al torrente sanguíneo y así se propaga por todo el organismo. Lo que produce, diferentes lesiones entre ellas abortos, daño a nivel cardíaco, hepático y otras patologías en otros órganos. En muchos casos llega a ser letal (Romero, 2009).

Los **ooquistes** presentan dos esporocistos con cuatro esporozoitos cada uno. La cubierta ooquistica es muy débil, por lo que, en el transcurso del tránsito intestinal se lisa rápidamente permitiendo la liberación los dos esporocistos esporulados. Los **esporocistos** tienen forma elipsoidal, careciendo de cuerpo de stieda, en su interior contienen espeerozoitos y residuo granular disperso llegando a localizarse en uno de los polos, su tamaño oscila de 12-16 x 9-11 micrómetros (Jauregui, 2017). El **quiste** (sarcoquistes) es fusiforme y microscópico, pudiendo también presentarse de forma globosa; estructuralmente presenta septos que es una capa de material granular, que se encuentra direccionado al interior del quiste y cámaras llenos de bradizoitos. El tamaño de los quistes varia de 0.5 μm a 5.0 μm ; hacen referencia algunos aproximadamente de 720 x 240 μm (Urquhart et al., 2001; Pereira, 2005). Los **esquizontes** resultan de la reproducción múltiple de la merogonia, presentando con una dimensión de 7 x 3 μm . Los bradizoitos tienen la forma que se asemeja a una banana, si dimensión es aproximadamente de 15 x 5 μm (Pereira, 2005).

1.3.2.2 CICLO BIOLÓGICO *Sarcocystis cruzi*

Se establece de forma obligatoria en dos hospederos, con multiplicación sexuada en el hospedador definitivo (predador) y multiplicación asexuada en el hospedero intermediario (herbívoros). La infección entre ambos hospederos se produce en el suelo por medio de esporoquistes o cuando el hospedador definitivo ingiere carne infestada (crudo o insuficientemente cocinado) con presencia de quistes que contienen millares de bradizoitos que traspasan la mucosa, capa epitelial del intestino delgado hasta asentarse en la lámina propia, penetrando en la mucosa del intestino delgado para diferenciarse en macrogametos (gameto femenino) y microgametos (gameto masculino) 6 horas después de la ingestión de quistes, los gametocitos se encuentran en la vacuola parasitófora dentro de las células caliciformes, a los extremos de las vellosidades o en la lámina propia (Dubey et al., 2016).

Los microgametos abandonan el enterocito y nadan por el lumen localizando a los macrogametos para la fecundación. Posteriormente, en la periferia del cigoto se desarrolla una pared y se forma el oocisto. Este contiene un núcleo grande con uno o dos núcleos prominentes y varios gránulos. A medida que avanza la esporulación, el núcleo se alarga y se hace paralelo al eje longitudinal del esporonte. El núcleo alargado se divide en núcleos, y se posicionan uno en cada polo del esporonte. Posteriormente los núcleos se someten a una segunda división transversal, así mismo el citoplasma se divide transversalmente en dos esporoblastos. El esporoblasto contiene dos núcleos y estos se desplazan hacia los polos opuestos, finalmente los esporoblastos quedan rodeados de una pared eosinofílica, convirtiéndose en esporocistos. Una tercera división nuclear, en cada esporocisto se forma cuatro esporozoitos. La pared del oocisto se rompe liberando a los esporocistos en el lumen intestinal, y posteriormente serán excretados. Así también son excretados oocistos no esporulados y parcialmente esporulados, estos oocistos persisten viables hasta un año

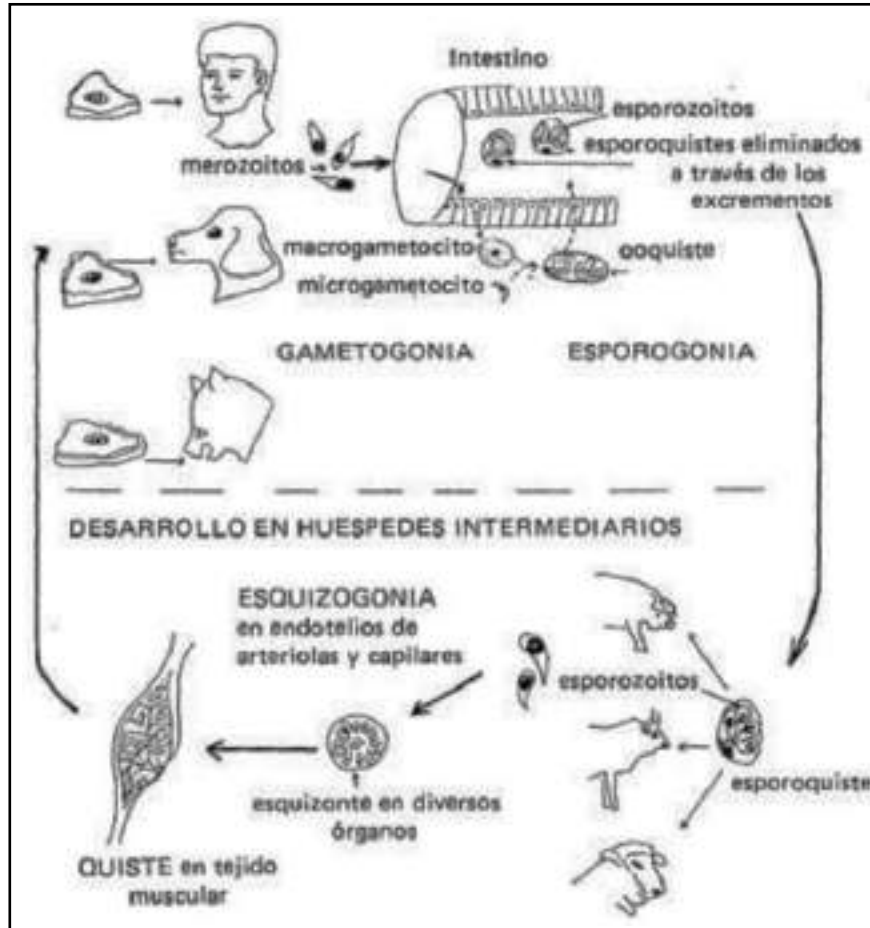
en condiciones ambientales de climas templados, en climas fríos mantienen su capacidad infectante por dos años (Jauregui, 2017).

El hospedero intermediario es infectado al consumir agua o alimentos que se encuentran contaminados por ovoquistes y esporocistos. Así mismo, se encuentran los esporozoitos de *S. cruzi* ubicados en el intestino y en el endotelio de las arterias. La primera generación de la esquizogonia empieza a desarrollarse en las células endoteliales a los 7 días después de la infección y puede completar su desarrollo a los 15 días posterior a su infección. La segunda generación se halla en el endotelio, capilares, arteriolas entre los 19 a 49 días posteriores a la infección. Los dos esquizontes de primera y segunda generación están ubicados en el citoplasma del hospedero y no se encuentran rodeados por la vacuola parasitófora (Jauregui, 2017).

Los merozoitos se encuentran formados en la periferia del esquizonte, entre 24 y 46 días posteriores a la infección, se pueden encontrar merozoitos intracelulares con 1 o 2 núcleos, algunos son divididos y constituyen dos merozoitos por endodiogenia. El esquizonte de la segunda generación se forma en todos los órganos, así mismo, pueden desaparecer antes de la formación de un sarcocisto. El punto de desarrollo de la esquizogonia varía paulatinamente de los capilares-vénulas y de estas pasa a las venas. Los merozoitos que son liberados durante la tercera generación de esquizogonia se encaminan a los músculos estriados, se introducen a la célula muscular y se da lugar a la fase quística; el merozoito intracelular se encuentra envuelto por una vacuola parasitófora transformándose de redondo a ovoide, dando preferencia a la célula madre o metrocito. Después de múltiples divisiones se da origen a los bradizoitos o merozoitos quísticos, dando lugar a la forma infectante para el hospedero definitivo. Los quistes maduros se convierten altamente infecciosos, solo estos pueden infectar a los hospederos definitivos. Posterior a la infección, puesto que se pueden infectar a los hospederos definitivos (Dubey et al., 2016).

Figura 3

Ciclo biológico de Sarcocystis spp.



Fuente: (Jauregui, 2017).

1.3.2.3 EFECTOS EN EL HOSPEDADOR

Una gran parte de sarcocistosis humana son desapercibidos, entre tanto, *Sarcocystis* puede ocasionar una enteritis patógena en el hombre, acompañados con náuseas, inapetencia, dolor abdominal y diarrea. Del mismo modo puede ocasionar daño hepático y a nivel del miocardio. Los que poseen mayor riesgo son los inmunocomprometidos y menores de edad en su primera

Exposición al agente. Se infectan por una pobre practica de higiene en la preparación de los suministros y por contaminación cruzada (lucas, 2012).

El hombre puede actuar como hospedador intermediario aberrante. Pudiéndose contaminar de manera accidental con especies de *Sarcocystis spp.*, de los diferentes animales carnívoros (Ayala, 2018).

1.3.3 CICLO BIOLÓGICO DE *Cryptosporidium parvum*.

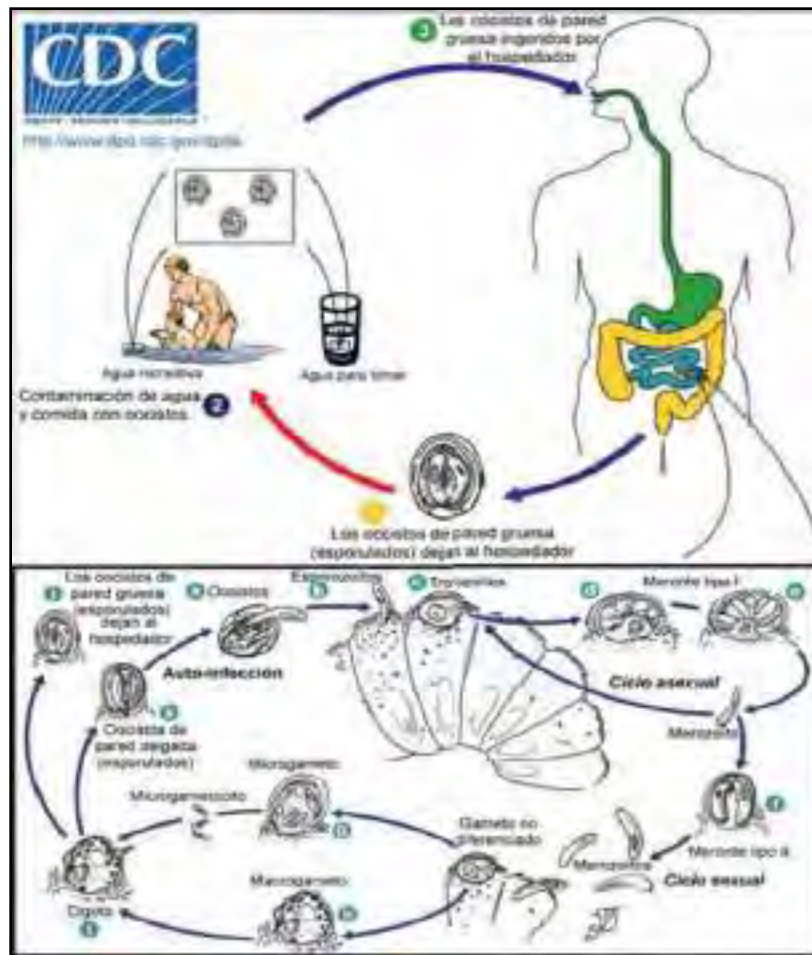
Reproducción asexual – merogonia o esquizogonia: Inicia con la ingestión del ooquiste esporulado en el humano, los ooquistes son resistentes al pH ácido del estómago, la enquistación es producida en el intestino delgado por condiciones reductoras, de sales biliares y enzimas pancreáticas que debilitan a los ooquistes emergidos de estos 4 esporozoitos que a su vez invaden enterocitos y forman una vacuola parasitófora ubicada al borde del cepillo del intestino, ubicándose intracelularmente y extra citoplasmático, es lo que le diferencia a *Cryptosporidium* de otras Coccideas, luego los esporozoitos se diferencian a trofozoítos unicelulares, a causa de la esquizogonia o merogonia que va dar lugar a la formación de un meronte o esquizonte tipo I, que al madurar origina 8 merozoitos; cada merozoito, liberados en el lumen intestinal, invaden a otros enterocitos del intestino delgado. Puede tomar dos caminos: reiniciar nuevamente el ciclo asexual formando más merozoitos de primera generación infectando así más enterocitos o forma merozoitos de segunda generación para que puedan dar lugar a la gametogonia (Llop, 2008).

Reproducción sexual – gametogonia y esporogonia: Los merozoitos considerados de segunda generación, luego de liberarse en el lumen del intestino, estas invaden otros enterocitos donde se da lugar a la fase sexual del ciclo, formando un macrogametocito, macrogamonte, y por último un macrogameto femenino y el microgameto forma primero un microgametocito,

microgamonte y un microgameto masculino. Una vez desarrollados los microgametos y los macrogametos dan paso a la fertilización originando un cigoto que a través de otras divisiones asexuadas dará origen a un ooquiste esporulado maduro, el 80% de los ooquistes de pared gruesa será arrastrado junto con la materia fecal y salir al medio externo y el 2% de ooquistes de la pared delgada reiniciará una autoinfección en el huésped (Llop, 2008).

Figura 4

Ciclo biológico de Cryptosporidium parvum

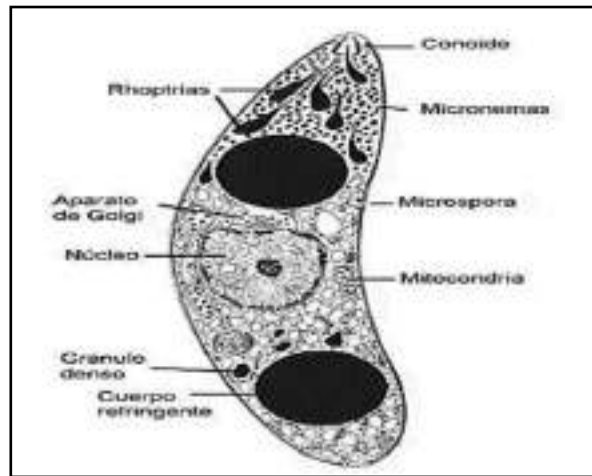


Fuente: <http://www.dpd.cdc.gov>

1.3.3.1 EFECTOS EN EL HOSPEDADOR

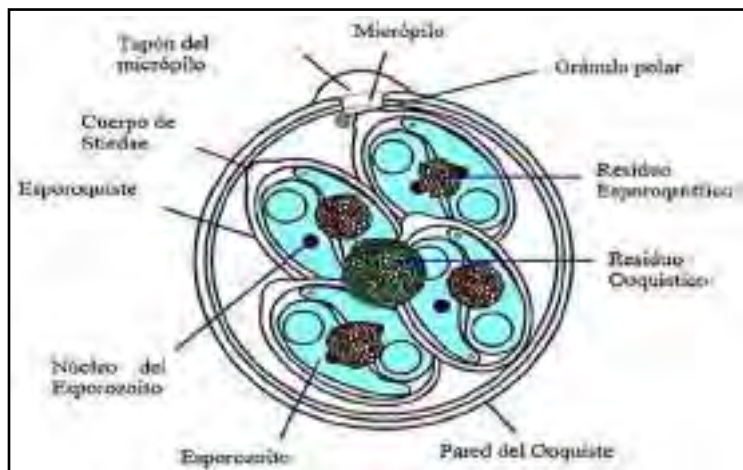
El parásito al internalizarse en un compartimento extra-citoplasmático, al interior de una vacuola parasitófora en el borde del cepillo del intestino delgado, provoca mala adsorción a causa de la atrofia de las vellosidades intestinales, trastorno digestivo por la reducción en la producción de enzimas digestivas, aumentando líquidos al lumen intestinal y elaboración parasitaria de mediadores citotóxicos (Roldan et al., 2010).

Figura 5 *Morfología del Esporozito (aspecto de banana)*



Fuente: (García et al., 2008).

Figura 6 *Morfología de Ooquiste Esporulada de Coccidea.*



Fuente: (García et al., 2008).

1.4 DESCRIPCIÓN DE ASCARIDOS

Son helmintos de distribución mundial, entre ellos están los géneros de nematodos *Toxocara* y *Toxascaris*, llegando a evolucionar su etapa adulta en el intestino delgado (ID) del hospedero definitivo, un cánido (Schantz & Glickman, 2005).

1.4.1 TAXONOMIA DE *Toxocara canis*

Dominio: Eukaryota

Reino: Metazoa

Subreino: Bilateria

Phyllum: Nematelminthes

Clase: Secernentea

Orden: Ascaridida

Familia: Toxocaridae

Género: *Toxocara*

Especie: *T. canis*

Fuente: (De la Fé et al., 2006).

1.4.1.1 MORFOLOGÍA DE *Toxocara canis*

Es un helminto de distribución mundial, de color blanco-amarillento llegando a parasitar a *Canis lupus familiaris* y otros cánidos, encontrándose en el intestino de su hospedero definitivo.

La hembra tiene una longitud de 6,5-18 cm y el macho, 4-10cm con un diámetro de 2-3mm. Presenta en la boca tres labios y lateralmente dos alas cervicales de 2,5 mm por 0,2 mm, tienen la apariencia de punta de lanza (Delgado & Rodríguez, 2009)

Los huevos miden aproximadamente 85 µm, poseen forma subglobosa, con una envoltura desigual, el protoplasma presenta aspecto granulada, marrón oscuro, no segmentados (Rodríguez

et al. 2006). Son eliminados en excretas de cánidos, presentan 5 capas (membrana uterina, capa vitelina, capa subyacente, capa granular, zona laminar), estas capas les atribuye soporte estructural para soportar diferentes factores ambientales y químicas desfavorables. (Espinoza, 2015).

Las larvas no progresan a una temperatura $< 10^{\circ}\text{C}$, pero si retrasan su desarrollo durante meses o años, permaneciendo en el interior del huevo, y a una temperatura de -15°C las larvas mueren. Llegando a ser infecciosos solo los huevos embrionados (Espinoza, 2015).

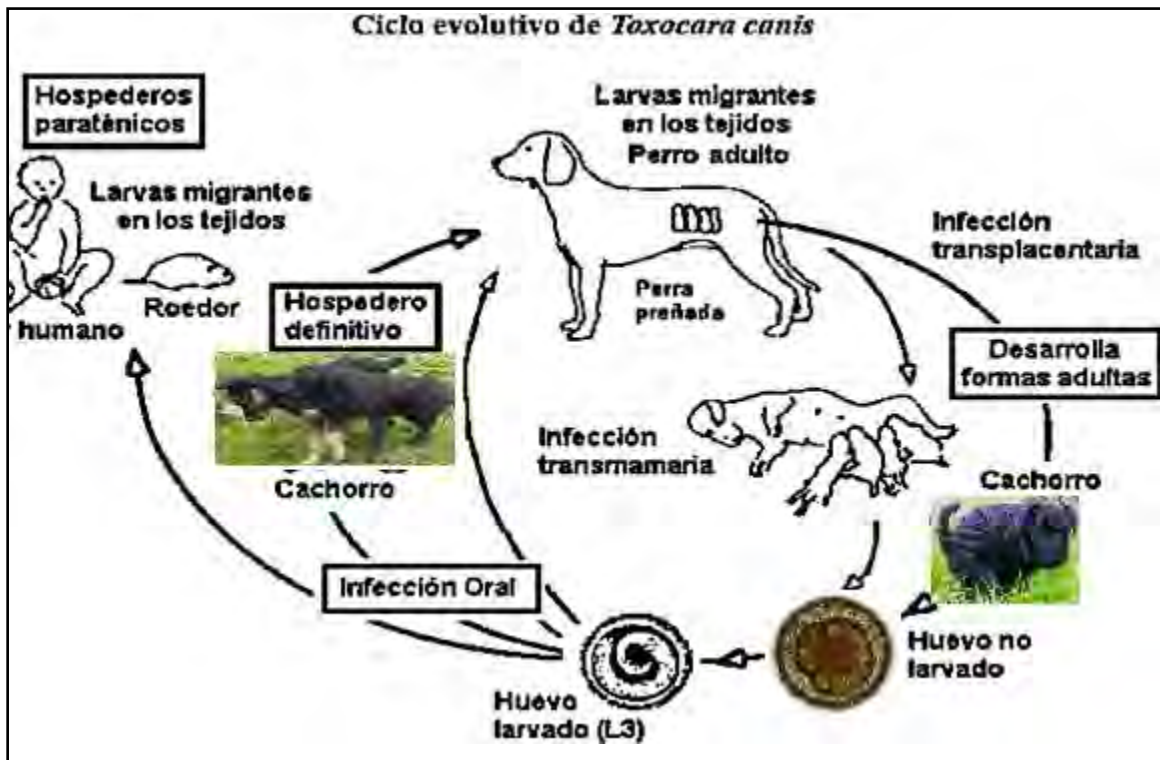
1.4.1.2 CICLO BIOLÓGICO *Toxocara canis* - HOSPEDERO DEFINITIVO

Hay diferentes rutas por la cual un cachorro puede llegar a infectarse: puede ser por medio transplacentaria, consumo leche materna, huevos embrionados y por el consumo de tejido de animales que actúan como hospedador intermediario de las larvas infectantes.

El ciclo da inicio al ingerir larvas infecciosas, los cuales son deglutidos, y en la primera porción del intestino delgado inician una migración somática, donde atraviesan la pared duodenal y mediante la circulación portal llegar al hígado, en un tiempo de 24 horas posterior a la infección, 12 horas más tarde las larvas llegan al corazón y posteriormente al pulmón a través de la arteria pulmonar. Allí rompen capilares, alveolos y ascienden a través de los bronquiolos, bronquios, tráquea y faringe, una vez que se encuentra en la faringe son deglutidos, de esta manera vuelven a llegar al intestino, donde termina su desarrollo hasta llegar al estadio adulto. Después de la copulación, y en un periodo de cuatro a cinco semanas aparecen en las excretas los primeros huevos, posterior a la infección. Los huevos son dispersados por las lluvias, vientos y entre otros factores ambientales, pudiendo lograr permanecer infectivos por meses o años. (Meza, 2011).

Figura 7

Ciclo biológico de *Toxocara canis*.



Fuente: (Espinoza, 2015).

1.4.1.3 LA TOXOCARIOSIS HUMANA

Enfermedad causada por *Toxocara canis*, infecta accidentalmente al hombre, en mayor frecuencia en niños menores de 10 años, se infectan a través de la ingesta de huevos larvados, en el humano estos parásitos no logran alcanzar su estadio adulto, (Rojas, 2016). Los huevos son liberados en la primera porción del intestino delgado, y atraviesan la mucosa intestinal. A través de la circulación portal las larvas migran al hígado y mediante el sistema venoso llegan al pulmón, corazón, cerebro y tejido muscular. (Hernández, 2011).

1.4.1.4 EPIDEMIOLOGÍA DE *Toxocara canis*

Esta enfermedad es una zoonosis relacionada con los animales domésticos, específicamente perros, que son los principales reservorios, esta enfermedad se presente en todo el mundo, es considerada endémica en el continente América, África y Asia; es una enfermedad desatendida a pesar de su alta prevalencia (Espinoza, 2015). En Australia reportaron prevalencias de 1,4% y 3,1% y en países bajos o tercermundistas 4,4% y 4,8%. En países del primer mundo reportaron prevalencias en cachorros y en perros adultos de 1% en EEUU., estudios recientes reportan que más de 77 millones de cachorros contaminan los parques, patios de recreo, calles el cual supone un alto peligro para la salud pública, así mismo, en lugares de clima cálido presentan una mayor prevalencia (Guangxu, 2017).

El síndrome de larva migrans ocular y de larva migrans visceral, son presentados en gran parte en niños menores de 10 años, habitualmente los antecedentes son por la ingesta de tierra con excretas de cánidos, una gran parte de los casos presentan informes de deficiente saneamiento ambiental en las viviendas y mala higiene personal (Mamani & Molero, 2011).

1.4.1.5 EFECTOS EN EL HOSPEDADOR

La toxocariasis es una enfermedad cosmopolita causada por las larvas de *Toxocara canis*, en los humanos se presenta como la forma más grave de la infección el síndrome de larva migrans visceral (LMV), esta enfermedad es ocasionada por ingerir huevos infectados de *Toxocara canis*, las larvas eclosionan en la primera parte del intestino delgado, migra a través del cuerpo del individuo hasta por más de seis meses, ocasionando hemorragias, necrosis e inflamación celular, finalmente se alojan en el hígado, pulmones, cerebro, ojos y ganglios, donde producen granulomas eosinofílicos de más de 1 cm de diámetro (Muñoz & Cuba, 2018). El síndrome de larva migrans ocular (LMO) es causada por larvas de *toxocara* que migran e ingresan en el ojo, causando una

reacción inflamatoria con la producción de tejido cicatrizado (granuloma) en la retina. En algunos casos puede reemerger y trasladarse dentro de la estructura del ojo. Como manifestaciones severas pueden causar glaucoma y ceguera (Shakespeare, 2009).

CAPÍTULO II. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 ÁREA DE ESTUDIO - COMUNIDAD CAMPESINA DE JUNTUMA.

Presenta una extensión territorial de 600 Ha, se encuentra ubicado en el Distrito de Tinta Provincia de Canchis - Departamento de Cusco, coordenadas UTM: 14° 07'78" latitud Sur, 71°24'61" longitud Oeste y una latitud de 14.1461, longitud de 71.4072.

Presenta una población estimada de 422 habitantes según el padrón agrícola del Departamento de Cusco con 118 comuneros electores activos (Anexo 1) (Fig. 12).

Sus límites geográficos son:

- Este: Comunidad de Machacmarca.
- Oeste: Comunidad de Uchu pampa.
- Norte: Comunidad Tinta-Callahua.
- Sur: Distrito de Combapata.

Figura 8

Mapa de ubicación de la Comunidad de Junttuma, Distrito de Tinta.



Figura 9

*Fotografía satelital de la ubicación de las viviendas en los cuales habitan cánidos domésticos (*Canis lupus familiaris*) menores aun año en la Comunidad de Jumtuma - Tinta*



Fuente: Google Earth Pro.

Codificación de viviendas en los cuales habitan los cánidos domésticos (*Canis lupus familiaris*).

La Comunidad de Junttuma según los pisos altitudinales está entre las regiones quechua 3,400 m de altitud y Suni 3,650 m de altitud, siendo esta zona la más apta para el desarrollo de la actividad agrícola, donde se cultiva maíz, papa, habas, trigo, avena, arveja, hortalizas y frutales como: durazno, manzano, capulí y otros, con actividad pecuaria de vacunos y ovinos. La comunidad de Junttuma tiene un importante potencial hídrico formado por el río Hatun Unu, que atraviesan longitudinalmente, el manantial Ojo pampa, como indican los comuneros, y otras masas de agua que forman la cuenca del Río Vilcanota, además de las fuentes de las subcuencas del río Salcca y Vilcanota transversalmente. Presenta una geografía heterogénea, con fertilidad variable, destacando suelos de formación de origen, volcánica y fluvial. En este espacio se desarrollan actividades agrícolas y pecuarias entre otras.

Presenta temperatura media anual de 7.4 °C, el mes de octubre y noviembre es el más caluroso registrando una temperatura de 14.1 °C y la temperatura más baja es de -0.1 °C registrándose en el mes de agosto. Teniendo una variación de 1.3°C durante el año (SENAMHI, 2019).

Con una precipitación promedio anual de 1344 mm, en el mes de julio se registran precipitaciones más bajas con un promedio de 15mm, y la más alta en el mes de enero con 239 mm. La humedad relativa más alta se mide de enero a marzo (80 %) y el más bajo en agosto (57 %) (SENAMHI, 2019).

Tabla 1*Parámetros climáticos promedio de Tinta.*

	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre
T°. media °C	8	8	8	7.5	6.8	6	5.6	6.4	7.5	8.2	8.6	8.3
T°. min. °C	4.3	4.3	4	2.8	1.2	0.1	-0.6	-0.1	1.5	3.1	3.8	4.3
T°. máx. °C	12.8	12.7	12.9	12.7	12.4	12.3	12.2	13.4	14	14.1	14.1	13.3
Precipitación	239	221	195	95	34	16	15	26	55	112	140	196
Humedad (%)	80%	80%	80%	76%	67%	60%	58%	57%	62%	70%	71%	77%
Días lluviosos	21	19	21	17	8	3	3	6	12	17	18	20
Horas de sol	5.7	5.3	5.4	6.0	7.2	8.2	8.2	8.3	7.8	7.1	7.5	6.4

Fuente: (SENAMHI, 2019).

2.1.1 ÁREA DE PROCESAMIENTO DE MUESTRAS

Las muestras se procesaron en el Laboratorio de Parasitología y Técnicas Microscópicas C-224, de la Escuela Profesional de Biología - Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, ubicado en el Distrito y Provincia del Cusco.

2.2 MATERIALES:

MATERIALES BIOLÓGICOS

- Cánidos menores de un año 80 ejemplares
- Muestras excretas = 80 (10 gr aproximadamente por cánido)
- Ooquistes de Coccidias
- Huevos de Ascaridios

APARATOS Y EQUIPOS

- Microscopio binocular de campo claro (OLIMPUS BX53F2)
- Balanza digital (WH-BO5)
- Centrífuga (NF 200 NUVE).
- Computadora portátil (HP corei 3)
- Cámara de celular Samsung s21a

MATERIAL DE VIDRIO

- Vasos de Precipitación 200 ml
- Probeta de 50 y 250 ml
- Láminas porta y cubre objetos
- Varilla de vidrio

MATERIAL AUXILIAR

- Frascos para la colecta
- Pinzas
- Colador de malla fina de 60 pulgadas.
- Pipetas descartables
- Gradilla
- Copas de sedimentación
- Viales
- Puentes de tinción
- Papel secante
- Gasa

- Plumón marcador
- Programa IBM SPSS Statistics 27.0

ELEMENTOS DE PROTECCIÓN PERSONAL

- Mascarilla
- Guantes
- Gorras
- Guardapolvo

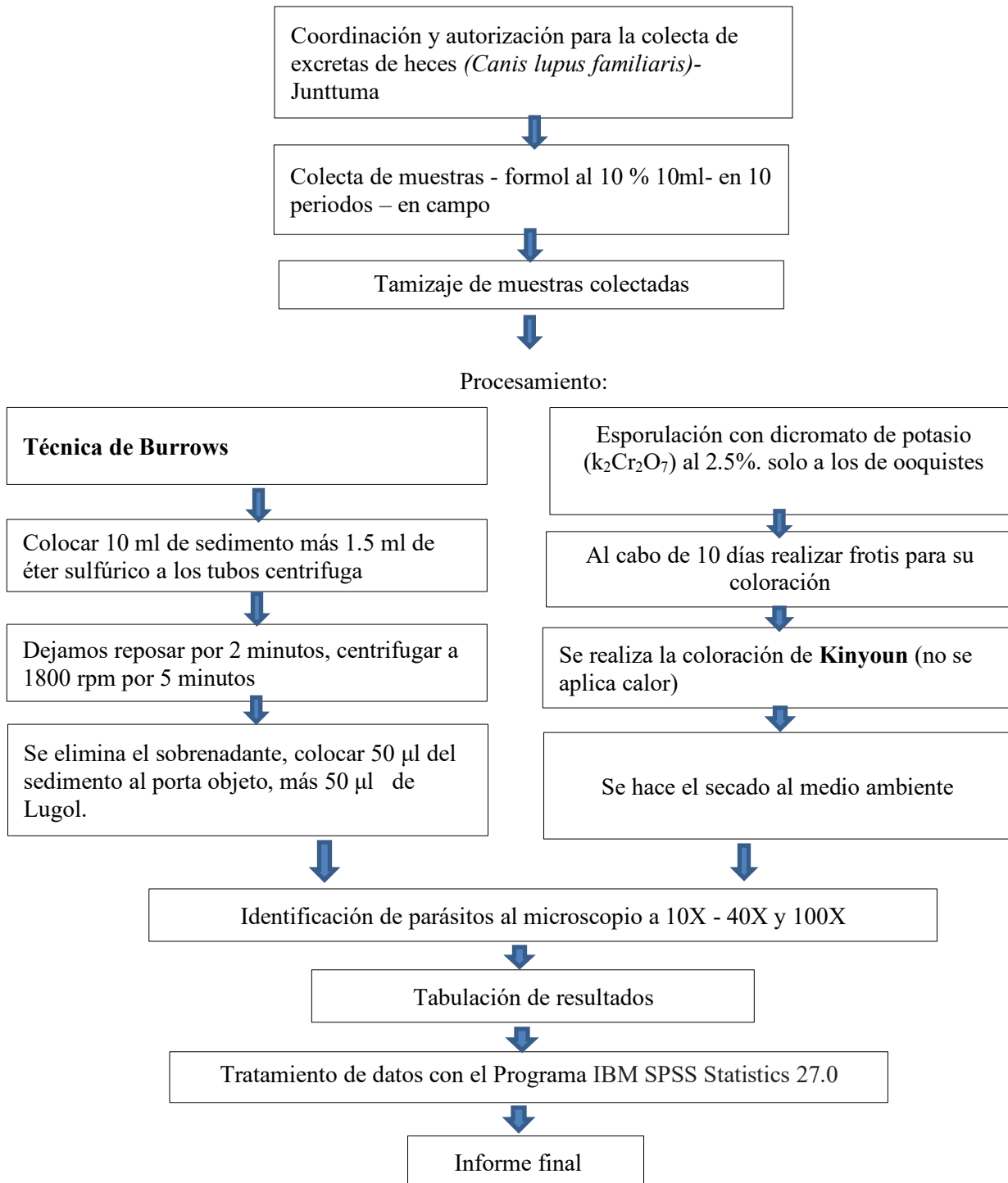
SOLUCIONES Y COLORANTES

- Formol (CH_2O) al 10% (100 ml de formol al 40% + 900ml de agua destilada).
- Lugol de Dobell O'connor (Iodo 2 gr + 4 gr de yoduro de potasio + 100 ml agua destilada).
- Suero Fisiológico de Nace NaCl al 0.85% (0.85gr de cloruro de sodio + 100ml de agua destilada).
- Dicromato de Potasio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) al 2,5%
- Fenol 8 gr
- Agua destilada 100ml
- Fucsina básica ($\text{C}_{20}\text{H}_{20}\text{ClN}_3$)_{gr}
- Alcohol acido al 95%
- Azul de metileno Loeffler

2.3 METODOLOGÍA

Corresponde a un estudio descriptivo transversal de enfoque cualitativo-cuantitativo, realizado durante los meses de febrero a septiembre del 2019.

2.4 FLUJOGRAMA DE LA METODOLOGÍA



2.5 MARCO MUESTRAL

Conformado por una población de 80 muestras de excretas seleccionadas solo de *Canis lupus familiaris* menores a un año, colectados en la comunidad de Junttuma.

2.5.1 COORDINACIÓN DE TOMA DE MUESTRAS CON LOS COMUNEROS DE JUNTTUMA

Para la colecta de muestras, previamente se coordinó con los comuneros que tienen cánidos domésticos (*Canis lupus familiaris*), realizado durante los meses de febrero a septiembre del 2019, posteriormente solicitando su respectiva autorización verbal y teniendo el pleno conocimiento de lo que se va a realizar, una vez autorizado se coordinó las fechas de colectas de las muestras, según el padrón de comuneros, siendo en total 118 comuneros (electores activos), asimismo se llegó a determinar que solo 50 comuneros activos tienen cánidos domésticos (*Canis lupus familiaris*) menores a un año. La colecta de excretas se efectúa en horas de la mañana (6:00am-7:30 am).

2.5.2 COLECTA DE MUESTRAS

En las fechas indicadas se colectó aproximadamente 10 gr de excretas del hospedero de estudio por seguimiento, ubicando la excreta fresca expuesta, para ello se utilizó guantes, paletas de madera, lo cual fue depositado en frascos de boca ancha, al cual se le agrega 10 ml de formol (CH_2O) al 10% (conservador ideal para quistes, huevos y larvas). Cerrado el frasco se rotula la fecha, código del ejemplar, edad, sexo y raza.

Posteriormente las muestras para ser procesadas, fueron transportadas al Laboratorio de Parasitología y Técnicas Microscópicas C-224 de la Escuela Profesional de Biología, Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

2.6 ESPORULACIÓN DE OOQUISTES DE COCCIDEAS CON DICROMATO DE POTASIO ($K_2Cr_2O_7$) AL 2,5%

La esporulación es una serie de divisiones del núcleo de ooquistes de coccideas, para ello se agregó 2 ml de muestra de excreta de *Canis lupus familiaris* ya tamizadas trasvasadas a viales de 5 ml, a ello se le agrega 1 ml Dicromato de Potasio ($K_2Cr_2O_7$) a una concentración de 2,5% para lograr la esporulación de Coccideas. Después de 10 días se realizó los frotises para ser coloreados mediante la técnica de Kinyoun considerando la propuesta de Huiza (2004).

2.7 PROCESAMIENTO POR LA TÉCNICA DE BURROWS (Fenol-Alcohol-Formaldehido)

Es una técnica que permite determinar los diferentes estadios de los parásitos (Jercic. 2013).

1. Rotular los códigos en los tubos correspondientes de cada muestra colecta para procesarla.
2. Abrir los frascos con muestras y homogenizar el contenido con una varilla.
3. Tamizar las muestras colectadas.
4. Colocar 10 ml de material tamizado en cada tubo de centrifuga debidamente codificado.
5. Agregar al tubo 1.5 ml de éter sulfúrico, taponar con parafilm y agitar enérgicamente.
6. Dejar reposar el tubo 2 minutos.
7. Centrifugar a 1800 rpm durante 5 minutos y eliminar el sobrenadante.
8. Sobre un portaobjeto se coloca 50 μ l de Lugol más 50 μ l del sedimento obtenido.
9. Finalmente se examina al microscopio a un aumento de 10X, 40X.

10. El reconocimiento de ascaridios se efectúa por comparación comprensión con la morfología (Jercic. 2013).

2.8 TÉCNICA DE LA TINCIÓN DE KINYOUN

Esta técnica se utiliza en el frotis fecal, para su precoz determinación de Coccideas.

Preparación del colorante Kinyoun:

El colorante principal es la fucsina fenicada, contiene (Fucsina básica 4 gr, fenol 8 gr, etanol 95% 20ml, agua destilada 100 ml primero se disuelve la fucsina en etanol a continuación, se añade el fenol al agua destilada), este colorante tiene la propiedad de poderse unir a los ácidos carbólicos que existen dentro de la pared celular.

En esta técnica de Kinyoun, no se aplica calor, este colorante se queda fijo a pesar del lavado con el alcohol-ácido. Los microorganismos ácido alcohol resistentes se tornan de color rojo y los microorganismos que no son resistentes al alcohol ácido se tienen de color azul (Gil, 2019).

2.8.1 PROCEDIMIENTO DE LA TÉCNICA DE KINYOUN

- 1.- Se extiende la muestra fecal que pasó por proceso de esporulación en un porta objeto.
- 2.- Fijar el frotis con etanol durante 5 minutos.
- 3.- Colocar el frotis sobre el puente de coloración y cubrir con el reactivo de fucsina fenicada de Kinyoun preparado. Se deja reposar durante 3 o 5 minutos.
- 4.- Enjuagar a chorro suave.
- 5.- Decolorar con alcohol ácido por un tiempo de 3 minutos y enjuagar nuevamente a chorro suave.

- 6.- Decolorar nuevamente con alcohol ácido durante 1 o 2 minutos hasta que no arrastre más colorante.
- 7.- Lavar a chorro suave y dejar secar, colocando el portaobjetos en posición vertical.
- 8.- Cubrir la preparación con azul de metileno y dejar actuar por 4 minutos.
- 9.- Lavar a chorro suave y dejar secar al aire.
- 10.- Examinar al microscopio a un aumento de 40X y luego a 100X (Mendo,.2002).

El reconocimiento de Coccideas se efectúa por comparación comprensión con la morfología (Jercic, 2013).

2.9 PREVALENCIA

La prevalencia es igual al número de hospederos infectados por una determinada especie dividido entre el número total de hospederos muestreados, todo ello multiplicado por cien. Donde se les clasifica a los hospederos infectados y no infectados (Gutiérrez, 2017).

$$Prevalencia = \frac{Nro. de hospederos infectados por una sp.}{Nro. total de hospederos examinados} * 100$$

2.10 CHI – CUADRADO (X^2) (Gamarra et al., 2008)

Esta dentro de las pruebas no paramétricas, descriptivas y es usado para comparar dos o más muestras independientes, y diferir si existen razones para aceptar que la variable tiene como distribución de probabilidad. La hipótesis nula H_0 , hace entender que las observaciones muestrales componen un conjunto de N valores originarios de una variable aleatoria con una distribución de probabilidad, y la hipótesis alterna H_a que no sucede.

Para calcular X^2 , primero se debe determinar la frecuencia que esperamos obtener en cada celda si se hace el muestreo aleatorio en la población de hipótesis nula. A estos cálculos se llama frecuencia esperada y se denota como f_e . las frecuencias que en realidad se obtienen en el experimento se denomina frecuencias observadas y se denotan como f_o . mientras más se acerca la frecuencia observada de cada celda a la frecuencia esperada de dicha celda, más razonable será H_0 . Por otro lado, mientras mayor sea la diferencia entre f_e y f_o , será más razonable la H_0 . Se determina frecuencia esperada para cada celda, obtenemos las diferencias entre frecuencia esperada y frecuencia observada la elevamos al cuadrado y la dividimos entre frecuencia esperada.

$$x_{obt}^2 = \sum \frac{(f_o - f_e)^2}{f_e}$$

Dónde:

f_e : Frecuencia esperada.

f_o : Frecuencia observada.

El grado de libertad queda determinado por, número de datos de frecuencia observada que varían libremente. Para una variable será:

$$gl = (c - 1)$$

Para dos o más variables categóricas será:

$$gl = (F - 1)(C - 1)$$

Dónde:

F: Fila

C: Columna

La tabla de valores críticos X^2 para diversos niveles α . Como X^2 es básicamente una medida de la discrepancia general entre frecuencia observada y esperada, más alto será el valor de x^2 . Por lo tanto, mientras mayor sea el valor x^2_{obt} menos razonable será la hipótesis nula.

La regla de decisión establece:

$$X^2_{obt} \geq X_{crit}, \text{rechazamos } H_0$$

CAPÍTULO III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 RESULTADO OBTENIDO DE LA COLECTA DE EXCRETAS DE *Canis lupus familiaris*.

Las excretas de *Canis lupus familiaris* fueron obtenidos de las viviendas como se muestra en la tabla 2.

Tabla 2

Distribución del número de cánidos domésticos por sexo menores a un año por vivienda trabajados de la Comunidad de Jumtuma-Tinta.

Cánidos/ Ejemplares (n)	Ocurrencia de viviendas	Sexo		Total
		♂	♀	
1	26	14	12	26
2	18	19	17	36
3	6	11	7	18
Total	50	44	36	80

n: Número de ejemplares

♂: Ejemplar macho

♀: Ejemplar hembra

En la Tabla 2 se observa que, de 80 ejemplares trabajados, 44 son machos y 36 son hembras, dándose mayor tenencia de un ejemplar por vivienda (26), es decir, que en cada uno de los 26 viviendas existe un cánido y el menor con la tenencia de 3 ejemplares por vivienda (6) comparando estos resultados con los de Mamani & Molero (2011) efectuados en la C. P. Chimpahuaylla, Distrito de San Jerónimo Provincia de Cusco, de una población de 120 viviendas que tienen

cánidos y gatos, 28 viviendas solo poseen un cánido, y 28 viviendas poseen cánidos y gatos, determinándose que el cánido tiene mayor preferencia como mascota.

3.2 RESULTADO DE LA PRESENCIA DE COCCIDEAS DE LA POBLACIÓN DE ESTUDIO.

Como se indicó en la metodología se reconoce a las coccidias en técnicas directas parasitoscópicas por su morfología particular. Así se tiene en frotices de la concentración de los Coccideas por la **Técnica Burrows** en la (Fig. 10) y (Fig. 11).

Figura 10

Ooquistes esporoblásticos de Cystoisospora canis visto a un aumento de 40X.

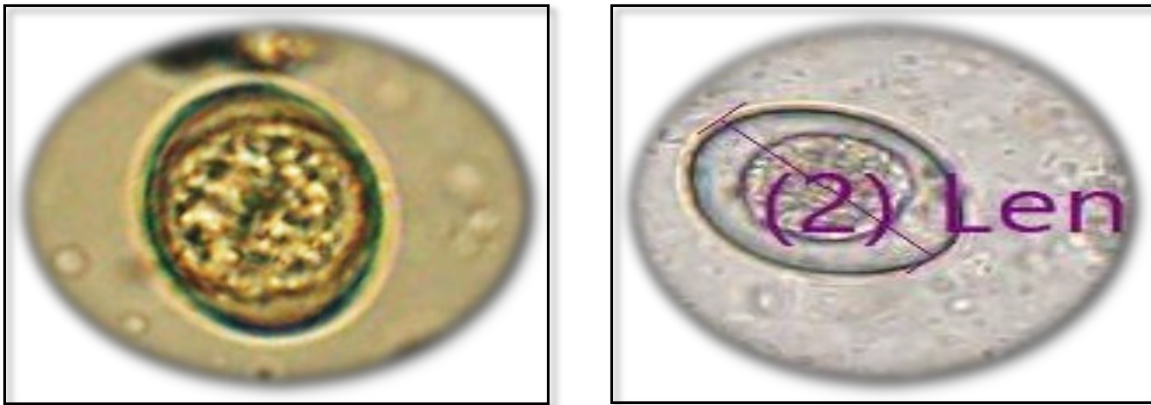


Figura 11

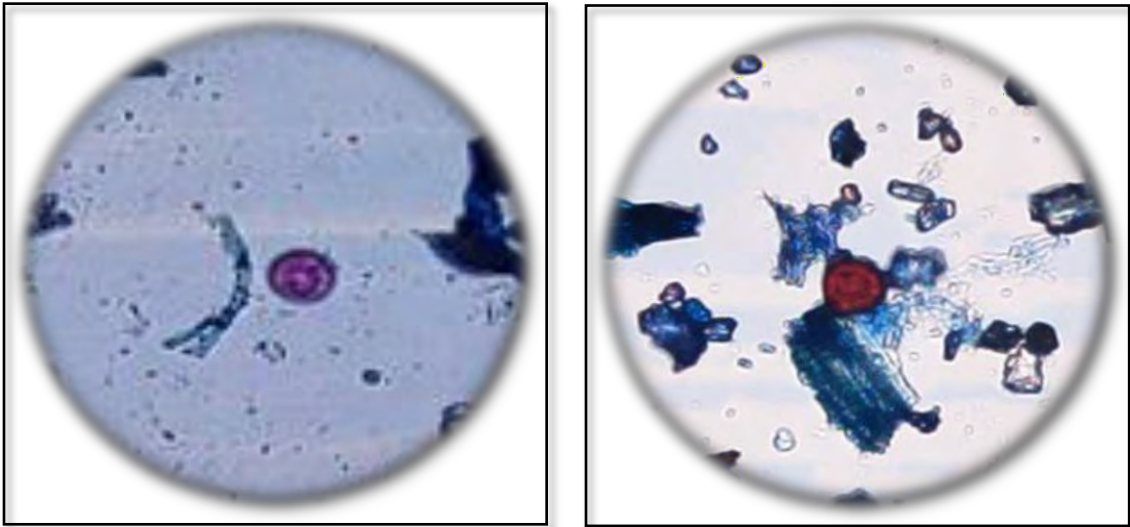
Ooquistes esporoblásticos de Sarcocystis spp visto a un aumento de 40X.



Determinación de Coccideas por la técnica **Técnica Kinyoun** en la (Fig. 12).

Figura 12

Ooquistes de Cryptosporidium spp. visto a un aumento de 100X.



3.2.1 RESULTADOS DE LA PREVALENCIA DE COCCIDEAS.

Tabla 3

Distribución de Canis lupus familiaris según su edad, sexo, frecuencia y prevalencia de Coccideas en la comunidad de Junttuma-Tinta.

Edad por meses de <i>Canis lupus familiaris</i>	Coccideas							Frecuencia	
	<i>Cystoisospora canis</i>		<i>Sarcocystis spp.</i>		<i>Cryptosporidium spp.</i>				
	♂	♀	♂	♀	♂	♀	+	-	
2 meses / 1	0	0	0	0	0	0	0	1	
3 meses / 3	0	0	0	0	0	1	1	2	
4 meses / 5	0	0	0	0	0	0	0	5	
5 meses / 6	0	0	0	0	0	0	0	6	
6 meses / 11	0	0	0	0	0	0	0	11	
7 meses / 10	0	0	1	0	0	0	1	9	
8 meses / 13	0	1	0	0	0	0	1	12	
9 meses / 7	0	0	1	0	0	0	1	6	
10 meses / 13	0	1	0	0	1	1	3	10	
11 meses / 11	0	0	0	0	0	0	0	11	
Total = 80	0	2	2	0	1	2	7	73	
Prevalencia % (MP + BP)	2.5		2.5		3.75		8.8	91.3	
Prevalencia % (MP)	2.5		1.3		2.5				

MP: Monoparasitismo.

BP: Biparasitismo.

En la tabla 3 se observa la distribución de ocurrencias de coccideas para 80 *Canis lupus familiaris* de dos a 11 meses, habiendo resultado 8.8% de prevalencia, de los cuales 3.75% resultaron con *Cryptosporidium spp.*, seguidos de 2.5% de prevalencia para *Cystiosospora canis* e idéntica para *Sarcocystis spp.*, cuya ocurrencia mayor se da en cachorros de 10 meses de edad y menor prevalencia en los de 3, 7, 8, 9 meses de edad, ausencia en los de 2, 4, 5, 6 y, 11 meses. No

obstante, Vidal (2019) menciona que las Coccideas se evidencian en cánidos domésticos menores a 6 meses, diagnosticándose con mayor gravedad al primer mes de edad, pudiendo ocasionar la muerte si no se determina y trata en su momento. En su defecto, los perros adultos, pueden ser portadores asintomáticos el cual coadyuva a la diseminación de estos parásitos y, las condiciones crianza más, condiciones ambientales favorables propician las coccidiosis, así mismo Rodríguez & col (2009) mencionan que en cánidos menores a un año hay más posibilidades de presentar la enfermedad. Siendo el factor importante la edad, debido a que la inmunidad materna es traspasada por el calostro y dura un par de meses, mientras que la inmunidad adquirida se encuentra en pleno desarrollo.

Por referencia verbal de los comuneros criadores de los cánidos domésticos y, haber constatado in toto los cánidos domésticos coadyuvan en labores de pastoreo de vacunos y ovinos, caprinos, principalmente a partir de los 6 meses, ya que tienen prestancia para acorrallar, apurar, acechar, hacer retornar a los ovinos u vacunos rebeldes, espantar a los zorros, y a otras amenazas. Como afirma también Arroyo (2017) mencionando que perros mestizos no cazan, y que solo acechan y que desde los 4 o 5 meses empiezan a afanarse en el campo.

Los estimados de Coccideas (8.8%) en el presente estudio son menores a los reportados por, Calderón & Olivera (2008) (27.7%) realizados en cánidos menores a 6 meses en el área Metropolitana de Costa Rica. Y siendo mayor a los estimados de, Marquez (2014) (6%), trabajo realizado en la Provincia de El Oro – Ecuador, determinó una prevalencia mayor en cánidos domésticos de 0 a 6 meses de edad, no habiendo diferencia significativa entre machos y hembras, sin embargo, en el presente estudio se presenta mayor casuística en hembras, correspondiendo al 5% y, machos 3.75%. De manera similar Ordoñez & Ordoñez (2004) en España determinó 6.7%

de prevalencia para Coccideas, probablemente los resultados obtenidos de Coccideas, sean debido a índices de pobreza en la que se encuentra la comunidad de Junttuma y deficiencia nutricional del cánido doméstico, falta de atención veterinaria, falta de higiene, falta de eliminación adecuada de excretas y deficiente a nula educación sanitaria ya que la Comunidad de Junttuma está registrado como zona de pobreza, según el censo realizado por el Instituto Nacional de Estadística e Informática (INEI, 2017).

La prevalencia de Coccideas por especie parece baja, sin embargo, Altamirano & Águila (2019) afirman que su sola presencia ocasiona lesiones intestinales en cachorros, que se ven afectados por la destrucción de los enterocitos, provocando grandes áreas de inflamación lo que ocasiona pérdida del apetito, pérdida de peso, retardo en el desarrollo y diarrea.

En cuanto a las especies la más prevalente con 3.75% es *Cryptosporidium spp.*, pudiendo estar la especie *Cryptosporidium parvum* que es el único que afecta al hombre y a otros mamíferos. Así también Ortega et al., (1999) indica que la especie de mayor importancia es *Cryptosporidium parvum*, llegando a multiplicarse en los enterocitos del intestino delgado de los mamíferos, provocando un proceso diarreico de aproximadamente 2 semanas. Urquhart et al., (2001) alude que, por su baja especificidad, pueden transmitir a las personas, mamíferos y ocasionalmente a aves. Pudiendo tratarse de infección cruzada humano-cánido-humano, lo que pondría en riesgo principalmente a infantes, ancianos y personas con SIDA/VIH, cáncer, malnutrición, etc. por otro lado, De Arango et al., (2006) afirma que la tercera causa de diarrea en niños, es causada por la infección de *Cryptosporidium spp.*, después de Rotavirus y de *E. coli*. Así también Dabanch, (2003); Shukla et al., (2006) afirman que las personas que no tienen una adecuada higiene personal, pueden infectarse con *Cryptosporidium spp.* Celis et al. (2015) realizó sus estudios usando la

Técnica de Ziel-Neelsen modificado y obteniendo una prevalencia general de *cryptosporidium spp.*, de 26.8%, demostraron que la presencia de *Crypstosporidium spp* en cánidos domésticos es un riesgo zoonótico.

3.3 RESULTADOS DE LA PRESENCIA DE ASCARIDIOS DE LA POBLACIÓN DE ESTUDIO.

Determinación de los parásitos de Ascaridios por la técnica Técnica Burrows

Figura 13

Huevos de Toxocara canis vista a un aumento de 40X.

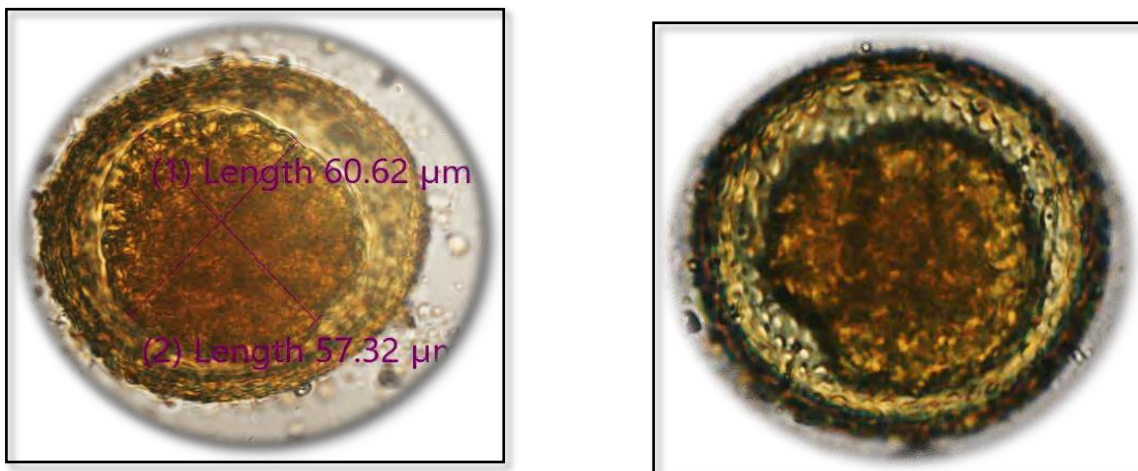
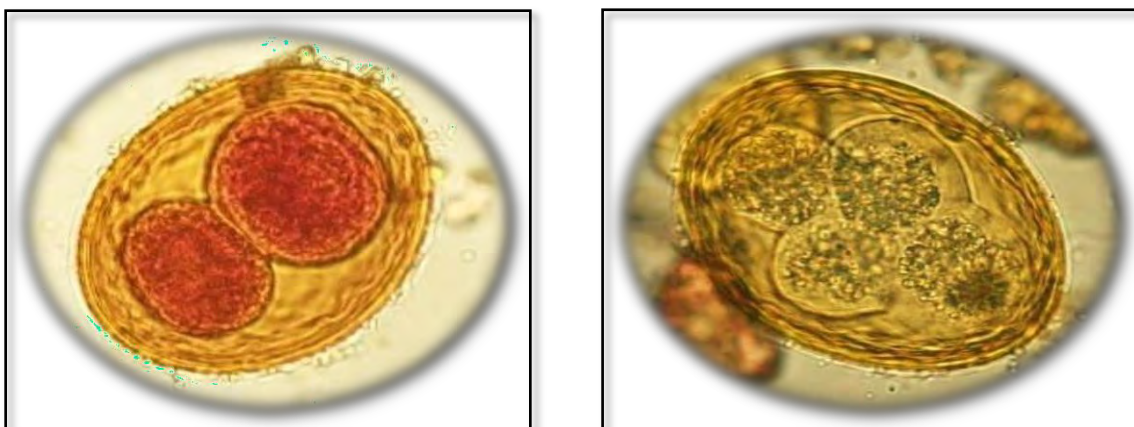


Figura 14

Huevos de Toxascaris leonina vista a un aumento de 40X.



3.3.1 RESULTADOS DE LA PREVALENCIA DE ASCARIDIOS.

Tabla 4

Distribución de Canis lupus familiaris según su edad, sexo, frecuencia y prevalencia de Ascaridios en la comunidad de Junttuma-Tinta.

Edad por meses de <i>Canis lupus familiaris</i>	Ascaridios					
	<i>Toxocara canis</i>		<i>Toxascaris leonina</i>		Frecuencia	
	♂	♀	♂	♀	+	-
2 meses / 1	0	0	0	0	0	1
3 meses / 3	0	0	1	0	1	2
4 meses / 5	0	1	1	0	2	3
5 meses / 6	2	0	0	0	2	4
6 meses / 11	1	0	1	0	2	9
7 meses / 10	0	0	0	2	2	8
8 meses / 13	1	1	1	0	3	10
9 meses / 7	0	2	1	0	3	4
10 meses / 13	0	1	1	0	2	11
11 meses / 11	3	2	0	0	5	6
Total = 80	7	7	6	2	22	58
Prevalencia %	8.75	8.75	7.5	2.5		
Prevalencia % (MP + BP)	17.5		10		27.5	72.5
Prevalencia % (MP)	16.25		8.75			

En la tabla 4 se observa la distribución de ocurrencia de Ascaridios en *Canis lupus familiaris* según su edad y sexo, habiendo resultado 27.5% de prevalencia, para 80 coproparasitoscópicos trabajados, de los cuales 17.5% resultaron con *Toxocara canis*, seguidos de 10% de prevalencia para *Toxascaris leonina*. Cuya ocurrencia mayor se da en cachorros de 11 meses de edad, y menor prevalencia en cachorros de 2 meses, probablemente la presencia de Ascaridios sea debido a índices de pobreza de la población de Junttuma y en ello deficiencia

nutricional del cánido, falta de atención veterinaria, falta de eliminación adecuada de excretas y deficiente a nula educación sanitaria. La comunidad de Junttuma está registrado como zona de pobreza según la encuesta realiza por INEI (2017), así mismo a OMS, afirma que las infecciones por *Toxocara canis* en el humano, es considerado como la más importante parasitosis desatendida y distribuido a nivel mundial, impacta principalmente a personas de escasos recursos económicos a causa de presentar condiciones precarias de higiene personal como social, de igual modo Coello (2019) menciona que la presencia de Ascaridios es considerado como indicador de subdesarrollo y pobreza vinculada directamente con las condiciones de vida de la población.

Cuya ocurrencia mayor de Ascaridios se da en cachorros de 11 meses de edad, y menor prevalencia en los de 2 meses. Sin embargo, Archelli (2006) alude que los Ascaridios se evidencian en los cachorros de cuatro a cinco semanas de edad. Por otro lado, Bowman (2004) asevera que cánidos domésticos pueden llegar a infectarse a cualquier edad al ingerir larvas hipo bióticas.

En el trabajo de investigación en cuanto a especies de Ascaridios, la más prevalente con 17.5% es *Toxocara canis*, estos resultados son semejantes a los encontrados por Collantes (2017), quien menciona que la mayor prevalencia se da en cachorros, cuyas edades no superan los 12 meses, de 0 a 6 meses (18.2%), 7 a 11 meses de edad (5.45%), por el mismo hecho de que no tienen bien desarrollo el sistema inmunológico. Por otra parte, Radman et al. (2006) afirma que los huevos de *Toxocara canis*, emergen en la primera porción del intestino delgado ocasionado la destrucción de los enterocitos, provocando hemorragias, muerte de células e inflamación; en ocasiones algunas larvas son destruidas por el sistema inmunológico formando granulomaseosinofílicos. Y Collantes (2017) menciona que las perras preñadas son infectadas por larvas hipo

bióticas, que se activan en el último periodo de preñez, y que varias de ellas penetran en el útero o glándulas mamarias infectando de esta manera a los cachorros.

Siendo mayor estos estimados de *Toxocara canis* (10%) en comparación a los reportados por Trillo et al. (2003) (6.17%) realizado en zonas urbanas de Ica – Perú, Iza (2015) (8.7%) analizó 125 cachorros provenientes de tres refugios del Distrito Metropolitano de Quito. Estas diferencias probablemente sean debido a índices de pobreza en el que se encuentra la Comunidad de Junttuma y la deficiencia nutricional, falta de higiene y deficiente a nula educación sanitaria.

En el presente estudio se presenta mayor casuística en machos, correspondiendo 16.25%, y hembras 11.25%. Así mismo la prevalencia para *Toxocara canis* es 8.75% en cánidos machos, hembras 8.75%, *Toxascaris leonina* en cánidos machos 7.5%, hembras 2.5%. por último, en cánidos con dos meses de edad no se presentó ningún Ascaridio.

3.4 RESULTADOS DE LA PREVALENCIA DE CONCOMITANCIA DE COCCIDEAS Y ASCARIDIOS

Tabla 5

Determinación de la prevalencia de Coccideas y Ascaridios aplicando la prueba Chi-cuadrado (X^2).

Tabla cruzada Ascaridios y Coccideas

		Coccideas		Total	
		Negativo	Positivo		
Ascaridios	Negativo	Recuento	53	58	
		% del total	66,3%	6,3%	72,5%
	Positivo	Recuento	20	2	22
		Prevalencia	% del total	25,0%	2,5%
Total	Recuento	73	7	80	
	% del total	91,3%	8,8%	100%	

En la tabla 5, el 6.3% representa monoparasitismo en Coccideas, 25% en Ascaridios y la prevalencia de la concomitancia de Coccideas y Ascaridios (2.5%), *Cryptosporidium spp.* - *Toxocara canis* (1.25%) y *Sarcocystis spp.*- *Toxocaris leonina* (1.25%). Semejante a la prevalencia de 1.7% de biparasitismo entre Ascaridios – Coccideas, de un total de 172 ejemplares de cachorros comercializados en Puno - Perú mencionado por Añamuro (2019), donde las condiciones climáticas que muestran durante el año rondan entre -4 °C a 17 °C de temperatura. En la comunidad de Junttuma la temperatura ronda entre -0.1°C a 14.1°C (SENAMHI, 2019). Resultando menor a lo reportado por Naupay et al. (2019), quien determinó biparasitismo (13.4%) entre nematodos y protozoarios de un total de 74 cachorros en la localidad de Retes, Lima, Perú. Calderón et al. (2008) determinó biparasitismo, *Toxocara canis* – Coccidios (21.2%) en cachorros

menores de 6 meses vendidos en las veterinarias de Gran Área Metropolitana - Costa Rica, que está a 16°C a 27°C. Siendo estas prevalencias mayores a los encontrados en el presente trabajo.

3.5 DETERMINACIÓN DE LA PROPORCIÓN DE CONCOMITANCIA MEDIANTE PRUEBA CHI-CUADRADO

Tabla 6

Concomitancia de Coccideas – especies de Ascaridios y Ascaridios - especies de Coccideas.

Concomitancia	Significación asintótica (bilateral) (P)
Coccideas y Ascaridios	0,947
Coccideas y <i>Toxocara canis</i>	0,815
Coccideas y <i>Toxascaris leonina</i>	0,692
Ascaridios y <i>Cystoisospora canis</i>	0,378
Ascaridios y <i>Sarcocystis spp</i>	0,470
Ascaridios y <i>Cryptosporidium spp</i>	0,818

Como el valor $p > 0.05$, aceptamos la hipótesis alterna, es decir, se confirma que si hay relación significativa entre Coccideas y Ascaridios.

Como el valor $p > 0.05$, aceptamos la hipótesis alterna, afirmando que si hay una relación significativa entre Coccideas - *Toxocara canis*, Coccideas - *Toxascaris leonina*, Ascaridios - *Cystoisospora canis*, Ascaridios - *Sarcocystis spp.*, y Ascaridios y *Cryptosporidium spp*.

CONCLUSIONES

1. En la comunidad de Junttuma, Tinta-Cusco. Se trabajó 80 ejemplares de *Canis lupus familiaris*, de los cuales 7 cánidos presentaron Coccideas, correspondiendo la prevalencia a 8.8% donde *Cryptosporidium spp.*, es la especie más prevalente con 3.75% seguidos de 2.5% para *Cystiospora canis* y *Sarcocistis spp.*
2. Se determinó la presencia de Ascaridios en 22 ejemplares de *Canis lupus familiaris*, correspondiendo al 27.5% de prevalencia, de los cuales 17.5% resultaron con *Toxocara canis* y 10% para *Toxascaris leonina*.
3. La prevalencia de concomitancia de Coccideas y Ascaridios es de 2.5%, de los cuales 1.25% es para *Cryptosporidium spp.* - *Toxocara canis*, de igual manera para *Sarcocystis spp.* - *Toxocaris leonina*, así mismo 6.3% representa monoparasitismo en Coccideas y 25% en Ascaridios.
4. Se determinó las proporciones de Coccideas y Ascaridios: Coccideas y Ascaridios ($0.947 > 0.05$), Coccideas y *Toxocara canis* ($0.815 > 0.05$), Coccideas y *Toxascaris leonina* ($0.692 > 0.05$), Ascaridios y *Cystoisospora canis* ($0.378 > 0.05$), Ascaridios y *Sarcocystis spp.* ($0.470 > 0.05$), Ascaridios y *Cryptosporidium spp.* ($0.818 > 0.05$).

RECOMENDACIONES

1. Impartir educación preventiva sobre Coccideas y Ascaridios en la comunidad de Junttuma distrito de Tinta, en particular a los dueños de *Canis lupus familiaris*.
2. Realizar investigaciones de Coccideas y Ascaridios en diferentes épocas del año y en otras comunidades por el riesgo implícito que conllevan para la salud del propio animal y el del humano.
3. Proyectar y ejecutar planes de monitoreo constante de la crianza de mascotas en el entorno rural y urbana para reducir riesgos de zoonosis parasitarias.
4. Dar a conocer estos resultados a entidades gubernamentales para que asuman responsabilidad frente a esta problemática.

BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA

- Andresiuk, M. (2004) Relevamiento de parásitos zoonóticos en materia fecal canina y su importancia para la salud de los niños, *thermoFisher*, 102(5).
- Anzoategui, D. (2006) *Prevalencia de Toxócaro canis en caninos (Canis familiaris) utilizando el método de flotación-sedimentación de Willis*.
<https://repositorio.unsm.edu.pe/bitstream/handle/11458/3183/TESIS%20PEDRO%20SALVADOR%20COLLANTES%20SANDOVAL.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Añamuro, C., Watanabe, R., Vilca, F., Suarez, A. (2019) Prevalencia de enteroparásitos en cachorros comercializados en Puno, Perú. *Scielo*, 30(1).
http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172019000100031
- Ayala, C. (2018) Sarcocistiosis (Arrocillo, Falsa triquina, Falso cisticercos, Sarcosporidiosis) Revisión literaria. Instituto de Investigaciones Agropecuarias y de Recursos Naturales. Junio del 2022. http://www.scielo.org.bo/pdf/riarn/v5nEspecial/v5_a21.pdf
- Becerril, M. (2008) *Parasitología médica*. Quinta edición. MC Graw Hill.
- Becerril, M. (2014) *Parasitología médica*. Cuarta edición. Interamericana editores.
- Bowman, D. (2004) *Parasitología para veterinarios*. Octava edición. Elsevier.
- Bravo, W. (2015) Contaminación de los suelos en los parques del distrito de wanchaq, cusco con *Toxocara canis*, cusco 2015. Alicia. Junio del 2022.
https://alicia.concytec.gob.pe/vufind/Record/UCSM_9912cbe6dfc63e40c2857818532a4c4e
- Bruno, J. (2010) Avaliação das alterações hematológicas nas infecções por helmintos e protozoários em cães (canis lupus familiaris, Linnaeus, 1758). *Dialnet*, 4(1).
- Jauregui, Z. (2017) Prevalencia de *sarcocystis spp.*, en bovinos beneficiados en el camal municipal de chachapoyas, periodo octubre 2016 a enero 2017. Repositorio.unprg. junio del 2022.

<https://repositorio.unprg.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12893/1391/BC-TES-TMP-226.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Cáceres, C., Bustinza, R., Valderrama, A. (2017) Contaminación con Huevos de *Toxocara sp* y Evaluación Sanitaria de Parques en la Ciudad de Abancay, Perú. *Scielo*, 28(2).
http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S1609-91172017000200017

Calderón, F., Olivera, P (2008) *Toxocara and toxocariosis. Acta Bioquím Clín Latinoam.*
<http://www.cdc.gov/E/13/1/06-040.htm>.

Carvajal, F. (2018) Enfermedades del intestino grueso de resolución quirúrgica y sus técnicas operatorias para el canino doméstico (*canis lupus familiaris*). Repositorio uchile. Junio del 2022.
<https://repositorio.uchile.cl/bitstream/handle/2250/170950/Enfermedades-del-intestino-grueso-de-resolucion-quirurgica-y-sus-tecnicas-operatorias-para-el-canino-domestico-Canis-lupus-familiaris.pdf?sequence=1>

Celis, N., Chavez, A., Suarez, F., Falcon, N., Fernandez, V. (2015) Criptosporidiosis en Caninos Criados en Comunidades Campesinas de Puno, Perú. *Scielo*, 26(2).

Choque, J., Chavez, A., Pachaco, A., Leyva, V., Panez, S., Ticona, D. (2007) Frecuencia de *Sarcocystis sp.* en perros pastores de asociaciones alpaqueras de Maranganí, Cusco. *Scielo*, 18(1).
http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172007000100011

Collantes, P. (2017) *Prevalencia de toxocariasis (toxócaro canis) en caninos (canis familiaris) utilizando el método de flotación, en el distrito de Tarapoto.* Repositorio unsm. Junio del 2022.
<https://repositorio.unsm.edu.pe/bitstream/handle/11458/3183/TESIS%20PEDRO%20SALVADOR%20COLLANTES%20SANDOVAL.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Contreras, G. (2017) Prevalencia de *Toxocara canis* en caninos domésticos del distrito de Patatz, región La Libertad, Perú, enero -marzo 2016. UPAO. Junio del 2022.
<https://hdl.handle.net/20.500.12759/2925>

- Dávila, A., Fernández, R. (2017) Contaminación de los suelos con huevos de *Toxócaro canis* en parques públicos de Santiago de Surco, Lima, Perú. *Scielo*, 12(3).
<https://sisbib.unmsm.edu.pe/bvrevistas/neohel/v6n1/pdf/a10v06n1.pdf>
- Delgado, O., Rodríguez, A. (2009) Aspectos clínico-epidemiológicos de la toxocariasis: una enfermedad desatendida en Venezuela y América Latina. *Scielo*, 49(1).
http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1690-46482009000100001
- Dubey, J., Calero, R., Rosenthal, B., Speer C., Fayer R. (2016) *Sarcocystosis of Animals and Humans*. Second Edition.
- Enríquez, C., Watanabe, Vilca, F., Suárez, F. (2019) Prevalencia de enteroparásitos en cachorros comercializados en Puno, Perú, *Scielo*.30(1).
http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172019000100031
- Espinoza, A. (2015) Evaluación del comportamiento de conejos parasitados con *Toxocara canis*. Core. Junio del 2022. <https://core.ac.uk/download/pdf/55524609.pdf>
- Gamra, G., Berrospi, F., Pujay, O., Cuevas, R. (2008) *Estadística e investigación*. Editorial San Marcos.
- García, I., Muñoz, B., Aguirre, A., Polo, I., García, A., Refoyo, P. (2008) Manual de laboratorio de Parasitología. *Reduca*, 1(1).
[http://www.revistareduca.es/index.php/biologia/article/viewFile/778/794#:~:text=MORFOLOG%C3%8DA%20DEL%20OOQUISTE%20ESPORULADO,2\)](http://www.revistareduca.es/index.php/biologia/article/viewFile/778/794#:~:text=MORFOLOG%C3%8DA%20DEL%20OOQUISTE%20ESPORULADO,2)).
- García, P., Rivera, N. (2017) El ciclo biológico de los coccidios intestinales y su aplicación clínica. *Scielo*, 60(6). http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0026-17422017000600040
- Gil, M. (2019) *Tinción de Kinyoun: fundamento y técnicas*. Lifeder. Junio del 2022.

- Gutierrez, A. (2017) Medición en epidemiología: prevalencia, incidencia, riesgo, medidas de impacto. *Scielo*, 64(1). <http://www.scielo.org.mx/pdf/ram/v64n1/2448-9190-ram-64-01-00109.pdf>
- Hernández, G. (2011) Evolución de interacciones parásito-hospedero: coevolución, selección sexual y otras teorías propuestas. *Scielo*, 14(2). <http://www.scielo.org.co/pdf/rudca/v14n2/v14n2a13.pdf>
- Hernández, L. (2018) *Evaluación in vitro de complejos con metales de transición derivados de ligandos azoles sobre huevos embrionados de Toxocara canis*. Eprints. Junio del 2022. <http://eprints.uanl.mx/15855/1/1080290912.pdf>
- http://ve.scielo.org/scielo.php?pid=S1315-25562008100004&script=sci_artext
- http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1025-55832004000400004
- https://www.ispch.cl/sites/default/files/rec_EPSD.pdf
- <https://www.seimc.org/contenidos/ccs/revisionestematicas/parasitologia/crypto.pdf>
- Huiza, A., Espinoza, Y., rojas, R., Sevilla, C., Alva, P. (2004) Detección de coccidios
- Iannacone, J., Alvarino, L., Cardenas, L. (2012) Contaminación de los suelos con huevos de *Toxocara Canis* en parques públicos de Santiago de Surco, Lima, Perú 2007 - 2008. *Researchgat*, 6(1).
- Jercic, M. (2013) recomendaciones para la realización del examen parasitológico seriado de deposiciones. Instituto de salud pública de Chile.
- Leonardo, M., Morales, D. (2008) Evaluación y prevalencia de parásitos intestinales. *Scielo*, 28(1).
- Lindsay, D., Dubey, P., Santín, M. (2019) *Coccidia and Other Protozoa*. Onlinelibrary.wiley. Junio del 2022. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/9781119350927.ch66>
- Llop. (2008) *Libro de Microbiología y Parasitología médica*. La Habana: Ciencias Médicas.
- López, T., Chavez, A., Casa, E. (2005) Contaminación de los parques públicos de los distritos de lima oeste con huevos de *Toxocara sp*. *Revistasinvestigación*, 16(1).

- Lujan, R. (2004) *Prevalencia de Toxócaro canis y Coccideas en caninos utilizando el método de flotación y sedimentación de Willis en Argentina*.
<https://repositorio.unsm.edu.pe/bitstream/handle/11458/3183/TESIS%20PEDRO%20SALVADOR%20COLLANTES%20SANDOVAL.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Lucas, J. (2012) *Sarcocystis spp.* en el Perú. *Peruvian journal of parasitology*, 20(2).
https://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/pjp/v20_n2/pdf/a03v20n2.pdf
- Martínez, B., Gutiérrez, M., Ruiz, L., Fernández, A., Gutiérrez, E., Aguilar, J., Shea, M., Gaona, E. (2015) Detección de *Cryptosporidium* spp. y otros parásitos zoonóticos entéricos en perros domiciliados de la Ciudad de México. *Scielo*, 47(3).
https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-732X2015000300012
- Marquez, J. (2014) *Determinación de coccidias en canidos mediante la técnica de flotación*.
http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1025-55832004000400004
- Meza, O., (2011) Larva migrans visceral (LMV) (toxocariosis), *Rev del Col Med Vet del Edo Lar*, 1(2).
- Milano, A., Oscherov, E. (2002) Contaminación por parásitos caninos de importancia zoonótica en playas de la ciudad de Corrientes, Argentina. *Scielo*, 57(3-4).
https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-77122002000300006
- Muñoz, M., Cuba, M. (2018) Larva migrans visceral. Presentación de un caso. *Scileo*, 40(2).
http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1684-18242018000200020
- Niles, J., Williams, J. (2012) *Manual de cirugía abdominal en pequeños animales*. Ediciones S. Barcelona.
- Peña, H., Flores, M. (2014) *Sarcocistosis*. Cuarta edición. Interamericana editores.
- Pereira D. (2005) *Parasitología humana*. 11ª ed. Atheneu.
- Pulcha, R., Figueroa, V., Lazo, M., Maguiña, C. (2021) Infección por *Toxocara canis* en niños de una escuela pública de Iquitos, Perú. *Rpmesp*, 38(2).
<https://rpmesp.ins.gob.pe/index.php/rpmesp/article/view/7580/4414>

- Quiroz, H. (2002) *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. Limusa.
- Requema, E., Lozano, A. (2017) Nivel de contaminación de los parques recreacionales con huevos de *Toxocara canis* en el distrito La Esperanza, Trujillo, Perú, enero - marzo, 2015. UPAO. Junio del 2022. <https://hdl.handle.net/20.500.12759/3057>
- Rodriguez, J., Royo, G. (2015) *Cryptosporidium* y criptosporidiosis. Seimc.
- Rojas, A., León, M., Bustamante, O. (2016) *Toxocara canis: una zoonosis frecuente a nivel mundial*. Redalyc. Jinio del 2022. P. 19-27 <https://www.redalyc.org/journal/5600/560062814003/html/>
- Roldan, W., Espinoza, Y., Huapaya, P., Jimenez, S. (2010) Diagnóstico de la toxocarosis humana. *Scielo*, 27(4). P. 20 <http://www.scielo.org.pe/pdf/rins/v27n4/a19v27n4.pdf>
- Saavedra, D. (2009) Estudios preliminares sobre las coccidias tisulares como posible causa de dermatitis en caninos. Repositorio latinoamericanos. Enero del 2022. <https://repositorioslatinoamericanos.uchile.cl/handle/2250/1138045>
- Sarría, R. (2013) Validación de la enteroscopia de doble balón (EDB) en el perro (*Canis lupus familiaris*). <https://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/128496/TRSC.pdf?sequence=1>
- SENAMHI (2019) *Datos Hidrometeorológicos en Cusco*. Marzo del 2019. <https://www.senamhi.gob.pe/main.php?dp=cusco&=estaciones>.
- Urquhart, G., Armour, J., Duncan, J., Jenmings, F. (2001) *Parasitología Veterinaria*. 2 ed. Zaragoza: Acribia.
- Vidal, A. (2019) Aspectos clínico coccidiosis en perros. *Veterinariadigital*. <https://www.veterinariadigital.com/articulos/la-coccidiosis-en-perros>
- Washabau, R. (2013) *Canine and feline gastroenterology*. Elsevier.
- Williams, J. (2012) *Veterinary surgery small animal*. volume two Saunders Elsevier.

Ydrogo, M. (2018) Frecuencia de *Sarcocystis spp.* en perros (*Canis lupus familiaris*) criados en tres empresas alpaqueras de Cajamarca, 2017. Universidad Nacional de Cajamarca. Junio del 2022. <https://repositorio.unc.edu.pe/handle/20.500.14074/2966>

Zambrano, A. (2020) *Prevalencia de Toxocara canis en perros menores de 6 semanas de edad y su relación con sus madres en el distrito de Víctor Larco – Trujillo.* Junio del 2022. <https://hdl.handle.net/20.500.12759/5999>

ANEXOS

Anexo 1

Lista de padrón de Comuneros Activos Electores.

Figura 15

Lista de padrón de los 118 comuneros electores - Comunidad de Junttuma.

DPS SECTOR HIDRAULICO MRO. R. ALTO VILCANOTA

PREDIO		UBICACION		COMUNIDAD	CANTIDAD	SUPERFICIE (Hectáreas)		TIPO
CANT. HECT.	DESCRIPCION	COMUNIDAD	UBICACION			AREA TOTAL	AREA BALD. PUBLICA	
021	Junttuma	Katayo	Canal	Comunidad Cantata Tawari	2999004			Comunidad
		Aloaymsha				1000	Maiz	
		Chaqoni				200	Maiz	
		Chayllaylla				420	Maiz	
		Chayllaylla				350	Maiz	
		Chayllaylla				900	Maiz	
		Chayllaylla				775	Maiz	
		Chayllaylla				20	Maiz	
		Katayo				3165		
021	Junttuma	comunidad	Canal	Comunidad Cantata Tawari	2999004			
		Planera				242	Maiz	
		Chayllaylla				236	Maiz	
		Chayllaylla				559	Maiz	
						1234		

PREDIO		UBICACION		COMUNIDAD	CANTIDAD	SUPERFICIE (Hectáreas)		TIPO
CANT. HECT.	DESCRIPCION	COMUNIDAD	UBICACION			AREA TOTAL	AREA BALD. PUBLICA	
118	Junttuma	Ita	Canal	Comunidad Cantata Tawari	2999004			Comunidad
		Walla Paja				866	Maiz	
		Walla Paja				1050	Maiz	
		Walla Paja				622	Maiz	
						2538		
114	Junttuma	comunidad	Canal	Comunidad Sanjama	2999004			
		Chayllaylla				1000	Maiz	
		Chayllaylla				300	Maiz	
		Chayllaylla				1434	Maiz	
		Chayllaylla				900	Maiz	
		Chayllaylla				1696	Maiz	
		Chayllaylla				4088	Maiz	
						26402		

Anexo 2

Casística de las 80 muestras de excretas colectadas de canes domésticos menores aun año, en la comunidad de Junttuma

Fechas: colecta de muestras	Código de Muestr a	Edad	Sexo	Raza	Técnica de Burrows							Técnica de Kinyoun
					Ascaridios		Coccideas		Otros parásitos			Coccideas
					<i>Toxocara canis</i>	<i>Toxascaris leonina</i>	<i>Cystoisospora canis</i>	<i>Sarcocystis spp.</i>	<i>Trichuris sp.</i>	<i>Ancilostoma sp.</i>	<i>Taenia sp.</i>	<i>Cryptosporidium spp.</i>
08/03/2019	01-CJ	6 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/03/2019	02- CJ	8 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/03/2019	03- CJ	9 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/03/2019	04- CJ	11 meses	Macho	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
08/03/2019	05- CJ	7 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	+	-	-
08/03/2019	06- CJ	3 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/03/2019	07- CJ	3 meses	Macho	Mestizo	-	+	-	-	-	-	-	-
08/03/2019	08- CJ	3 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	+

08/03/2019	09- CJ	9 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/03/2019	10- CJ	11 meses	Hembra	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
12/03/2019	11- CJ	6 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
12/03/2019	12- CJ	6 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
12/03/2019	13- CJ	8 meses	Hembra	Mestizo	-	-	+	-	-	-	-	-
12/03/2019	14- CJ	8 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
12/03/2019	15- CJ	10 meses	Macho	Mestizo	-	+	-	-	-	-	-	-
12/03/2019	16- CJ	6 meses	Macho	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
12/03/2019	17- CJ	7 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	+	-	-	-	-
12/03/2019	18- CJ	7 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
12/03/2019	19- CJ	11 meses	Macho	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
19/03/2019	20- CJ	9 meses	Hembra	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
19/03/2019	21- CJ	6 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
19/03/2019	22- CJ	10 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
19/03/2019	23- CJ	5 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
19/03/2019	24- CJ	8 meses	Macho	Mestizo	-	+	-	-	-	-	-	-
19/03/2019	25- CJ	9 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
19/03/2019	26- CJ	10 meses	Hembra	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	+
27/03/2019	27- CJ	11 meses	Macho	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-

27/03/2019	28- CJ	5 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
27/03/2019	29- CJ	8 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
27/03/2019	30- CJ	7 meses	Hembra	Mestizo	-	+	-	-	-	-	-	-
27/03/2019	31- CJ	11 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
27/03/2019	32- CJ	7 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
27/03/2019	33- CJ	6 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
27/03/2019	34- CJ	5 meses	Macho	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
04/04/2019	35- CJ	11 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
04/04/2019	36- CJ	9 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
04/04/2019	37- CJ	10 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	+
04/04/2019	38- CJ	7 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
04/04/2019	39- CJ	10 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	+	-	-	-
04/04/2019	40- CJ	8 meses	Macho	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
04/04/2019	41- CJ	8 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
10/04/2019	42- CJ	11 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
10/04/2019	43- CJ	4 meses	Macho	Mestizo	-	+	-	-	-	-	-	-
10/04/2019	44- CJ	5 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
10/04/2019	45- CJ	5 meses	Macho	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
10/04/2019	46- CJ	6 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-

10/04/2019	47-CJ	8 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
10/04/2019	48-CJ	8 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
10/04/2019	49-CJ	10 meses	Hembra	Mestizo	-	-	+	-	-	-	-	-
16/04/2019	50-CJ	4 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
16/04/2019	51-CJ	4 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
16/04/2019	52-CJ	4 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
16/04/2019	53-CJ	2 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
16/04/2019	54-CJ	9 meses	Hembra	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
23/04/2019	55-CJ	11 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
23/04/2019	56-CJ	6 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	+	-
23/04/2019	57-CJ	8 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
23/04/2019	58-CJ	7 meses	Hembra	Mestizo	-	+	-	-	-	-	-	-
23/04/2019	59-CJ	11 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
23/04/2019	60-CJ	10 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	61-CJ	6 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	62-CJ	8 meses	Hembra	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	63-CJ	10 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	64-CJ	10 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	65-CJ	9 meses	Macho	Mestizo	-	+	-	+	-	-	-	-

01/05/2019	66-CJ	4 meses	Macho	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	67-CJ	7 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	68-CJ	6 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	69-CJ	8 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	70—CJ	10 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	71-CJ	11 meses	Hembra	Mestizo	+	-	-	-	-	-	-	-
01/05/2019	72-CJ	7 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/05/2019	73-CJ	10 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/05/2019	74-CJ	11 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/05/2019	75-CJ	6 meses	Macho	Mestizo	-	+	-	-	-	-	-	-
08/05/2019	76-CJ	8 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/05/2019	77-CJ	5 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/05/2019	78-CJ	10 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	+	-
08/05/2019	79-CJ	10 meses	Macho	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
08/05/2019	80-CJ	7 meses	Hembra	Mestizo	-	-	-	-	-	-	-	-
Total=80 Machos 44 (55%) / Hembras 36 (45%)					14/66	8/72	2/78	2/78	1/79	1/79	2/78	3/77

Anexo 3

Distribución de ejemplares y ubicación de viviendas de dueños de los cánidos menores a un año de la Comunidad de Jumttuma-Tinta.

Código de Muestras (Canis lupus familiaris)	Ejemplares	Código de Vivienda	Latitud Sur	Longitud Oeste
1CJ	1	A1	14°07'37.6''	71°24'42.1''
2CJ	1	A2	14°07'35.3''	71°24'43.9''
3CJ, 4CJ	2	A3	14°07'38.7''	71°24'40.8''
5CJ,6CJ	2	A4	14°07'40.5''	71°24'41.5''
7CJ, 8CJ, 9CJ	3	A5	14°07'31.9''	71°24'46.1''
10CJ	1	A6	14°07'35.5''	71°24'45.2''
11CJ, 12CJ	2	A7	14°07'38.7''	71°24'46.4''
13CJ, 14CJ, 15CJ	3	A8	14°07'31.0''	71°24'44.0''
16CJ	1	A9	14°07'33.6''	71°24'42.0''
17CJ	1	A10	14°07'35.2''	71°24'45.6''
18CJ	1	A11	14°07'34.8''	71°24'45.2''
19CJ	1	A12	14°07'42.5''	71°24'38.4''
20CJ,21CJ	2	A13	14°07'41.5''	71°24'40.4''
23CJ, 23CJ	2	A14	14°07'39.6''	71°24'46.0''
24CJ, 25CJ	2	A15	14°07'34.6''	71°24'46.3''
26CJ, 27CJ, 28CJ	3	A16	14°07'32.4''	71°24'42.0''
29CJ	1	A17	14°07'33.0''	71°24'42.5''
30CJ, 31CJ	2	A18	14°07'32.5''	71°24'43.6''
32CJ	1	A19	14°07'30.3''	71°24'48.7''
33CJ	1	A20	14°07'32.6''	71°24'47.2''
34CJ, 35CJ	2	A21	14°07'31.1''	71°24'48.7''
36CJ, 37CJ, 38CJ	3	A22	14°07'34.2''	71°24'44.4''
39CJ	1	A23	14°07'31.8''	71°24'47.2''
40CJ, 41CJ	2	A24	14°07'32.2''	71°24'48.4''
42CJ	1	A25	14°07'30.5''	71°24'48.2''
43CJ, 44CJ	2	A26	14°07'38.2''	71°24'36.7''
45CJ	1	A27	14°07'39.9''	71°24'36.9''
46CJ	1	A28	14°07'40.7''	71°24'39.7''
47CJ	1	A29	14°07'40.9''	71°24'36.7''
48CJ, 49CJ	2	A30	14°07'40.2''	71°24'36.1''
50CJ, 51CJ, 52CJ	3	A31	14°07'39.7''	71°24'39.9''

53CJ	1	A32	14°07'42.9''	71°24'40.1''
54CJ, 55CJ	2	A33	14°07'44.4''	71°24'37.8''
56CJ, 57CJ	2	A34	14°07'45.4''	71°24'37.1''
58CJ	1	A35	14°07'45.5''	71°24'37.9''
59CJ	1	A36	14°08'15.9''	71°24'16.3''
60CJ, 61CJ	2	A37	14°08'12.7''	71°24'18.7''
62CJ, 63CJ	2	A38	14°08'17.8''	71°24'11.7''
64CJ	1	A39	14°08'20.5''	71°24'18.3''
65CJ, 66CJ, 67CJ	3	A40	14°08'16.9''	71°24'15.4''
68CJ	1	A41	14°08'20.1''	71°24'13.6''
69CJ	1	A42	14°08'21.9''	71°24'13.0''
70CJ	1	A43	14°08'19.7''	71°24'16.3''
71CJ	1	A44	14°08'23.3''	71°24'12.6''
72CJ, 73CJ	2	A45	14°08'19.5''	71°24'12.1''
74CJ	1	A46	14°08'24.8''	71°24'08.8''
75CJ	1	A47	14°08'23.9''	71°24'09.7''
76CJ, 77CJ	2	A48	14°08'24.6''	71°24'13.5''
78CJ	1	A49	14°08'21.1''	71°24'14.2''
79CJ, 80CJ	2	A50	14°08'20.9''	71°24'12.6''
Total = 80	80	50		

En el cuadro se constata los 80 ejemplares de cánidos menores aun año y la ubicación de viviendas (50 viviendas), en el cual residen los dueños y canidos menores aun año.

Anexo 4

Resultados de datos estadísticos determinados por la prueba chi-cuadrado.

Tabla 7

Cuadro de concomitancia de Coccideas y Ascaridios determinado por la Prueba de chi-cuadrado

Pruebas de chi-cuadrado					
	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	0,004 ^a	1	0,947		
Corrección de continuidad ^b	0,000	1	1,000		
Razón de verosimilitud	0,004	1	0,947		
Prueba exacta de Fisher				1,000	0,625
Asociación lineal por lineal	0,004	1	0,947		
N de casos válidos	80				

a. 1 casillas (25,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 1,93.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

H0: Coccideas y Ascaridios son independientes

H1: Coccideas y Ascaridios son dependientes

Como pvalor (pvalor = 0.947) es mayor a 0.05, rechazamos la hipótesis nula y aceptamos la hipótesis alterna, es decir, confirmamos que si existe una concomitancia significativa entre Coccideas y Ascaridios.

Tabla 8*Concomitancia de Coccideas y Toxocara canis.*

	Resumen de procesamiento de casos					
	Casos					
	Válido		Perdido		Total	
	N	Porcenta je	N	Porcenta je	N	Porcenta je
<i>Toxocara canis</i> *	80	100,0%	0	0,0%	80	100,0%
Coccideas						

	Pruebas de chi-cuadrado				
	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	,055 ^a	1	0,815		
Corrección de continuidad ^b	,000	1	1,000		
Razón de verosimilitud	,058	1	,810		
Prueba exacta de Fisher				1,000	,646
Asociación lineal por lineal	,054	1	,816		
N de casos válidos	80				

a. 1 casillas (25,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 1,22.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

H0: Coccideas y *Toxocara canis* son independientes

H1: Coccideas y *Toxocara canis* son dependientes

Como pvalor (pvalor = 0.815) es mayor a 0.05, rechazamos la hipótesis nula es decir existe relación significativa entre **Coccideas y *Toxocara canis***.

Tabla 9*Concomitancia de Coccideas y Toxascaris leonina.*

	Resumen de procesamiento de casos					
	Válido		Perdido		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
<i>Toxascaris leonina</i> *	80	100,0%	0	0,0%	80	100,0%
Coccideas						

	Pruebas de chi-cuadrado				
	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	,157 ^a	1	,692		
Corrección de continuidad ^b	,000	1	1,000		
Razón de verosimilitud	,142	1	,707		
Prueba exacta de Fisher				,536	,536
Asociación lineal por lineal	,155	1	,694		
N de casos válidos	80				

a. 1 casillas (25,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es ,70.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

H0: Coccideas y *Toxascaris leonina* son independientes

H1: Coccideas y *Toxascaris leonina* son dependientes

Como pvalor (pvalor = 0.692) es mayor a 0.05, rechazamos la hipótesis nula es decir existe relación significativa entre **Coccideas y *Toxascaris leonina***.

Tabla 10*Concomitancia de Ascaridios y Cystoisospora canis.*

	Resumen de procesamiento de casos					
	Casos					
	Válido		Perdido		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
Ascaridios *	80	100,0%	0	0,0%	80	100,0%
<i>Cystoisospora canis</i>						

Pruebas de chi-cuadrado					
	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	,778 ^a	1	,378		
Corrección de continuidad ^b	,006	1	,936		
Razón de verosimilitud	1,306	1	,253		
Prueba exacta de Fisher				1,000	,523
Asociación lineal por lineal	,768	1	,381		
N de casos válidos	80				

a. 2 casillas (50,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es ,55.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

H0: Ascaridios y *Cystoisospora canis* son independientes

H1: Ascaridios y *Cystoisospora canis* son dependientes

Como pvalor (pvalor=0.378) es mayor a 0.05, rechazamos la hipótesis nula es decir existe relación significativa entre Ascaridios y *Cystoisospora*.

Tabla 11*Concomitancia de Ascaridios y Sarcocystis spp.*

	Resumen de procesamiento de casos					
	Casos				Total	
	Válido		Perdido		N	Porcentaje
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
Ascaridios *	80	100,0%	0	0,0%	80	100,0%
<i>Sarcocystis spp.</i>						

Pruebas de chi-cuadrado					
	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	,521 ^a	1	,470		
Corrección de continuidad ^b	,000	1	1,000		
Razón de verosimilitud	,466	1	,495		
Prueba exacta de Fisher				,477	,477
Asociación lineal por lineal	,514	1	,473		
N de casos válidos	80				

a. 2 casillas (50,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es ,55.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

H0: Ascaridios y *Sarcocystis spp* son independientes

H1: Ascaridios y *Sarcocystis spp* son dependientes

Como pvalor (pvalor=0.470) es mayor a 0.05, rechazamos la hipótesis nula es decir existe relación significativa entre **Ascaridios y *Sarcocystis spp***.

Tabla 12*Concomitancia de Ascaridios y Cryptosporidium spp.*

	Resumen de procesamiento de casos					
	Casos					
	Válido		Perdido		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
Ascaridios * <i>Cryptosporidium spp.</i>	80	100,0%	0	0,0%	80	100,0%

Pruebas de chi-cuadrado					
	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	,053 ^a	1	,818		
Corrección de continuidad ^b	,000	1	1,000		
Razón de verosimilitud	,051	1	,821		
Prueba exacta de Fisher				1,000	,624
Asociación lineal por lineal	,053	1	,819		
N de casos válidos	80				

a. 2 casillas (50,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es ,83.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

H0: Ascaridios y *Cryptosporidium spp* son independientes

H1: Ascaridios y *Cryptosporidium spp* son dependientes

Como pvalor (pvalor=0.818) es mayor a 0.05, rechazamos la hipótesis nula es decir existe relación significativa entre **Ascaridios y *Cryptosporidium spp***.

Anexo 5

*Visita a los comuneros para la coordinación de colecta de excretas de *Canis lupus familiaris*.*

Figura 16

Coordinación con los comuneros de la Comunidad Campesina de Junttuma.



Figura 17

Vista de la Comunidad de Junttuma- colecta de excretas de cánidos domésticos menores aun año.



Figura 18

Vista de la Comunidad de Junttuma- colecta de excretas de cánidos domésticos menores aun año.



Anexo 6

Área de procesamiento de muestras-tamizaje de excretas.

Figura 19

Área de procesamiento de muestras.



Laboratorio de Parasitología y Técnicas Microscópicas C-224, de la Escuela Profesional de Biología - Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

Figura 20

Frascos con muestras de excretas de Canis lupus familiaris

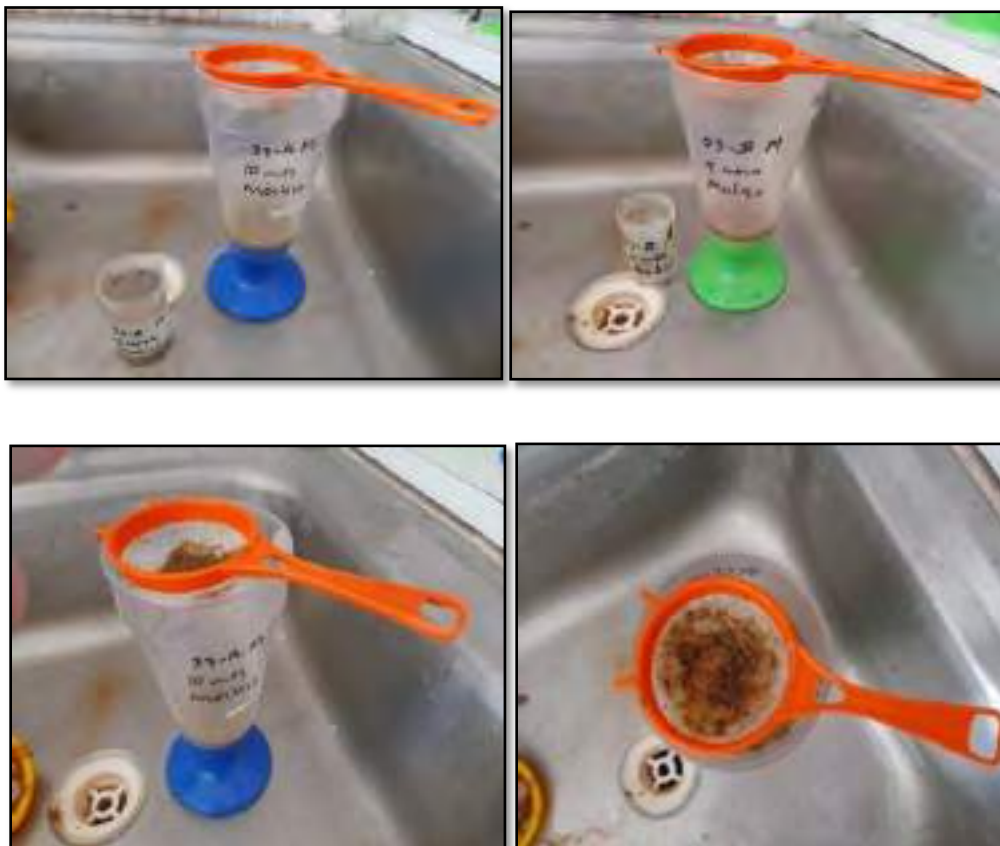


Muestras de excretas sin homogenizar.

Muestras de excretas homogenizadas.

Figura 21

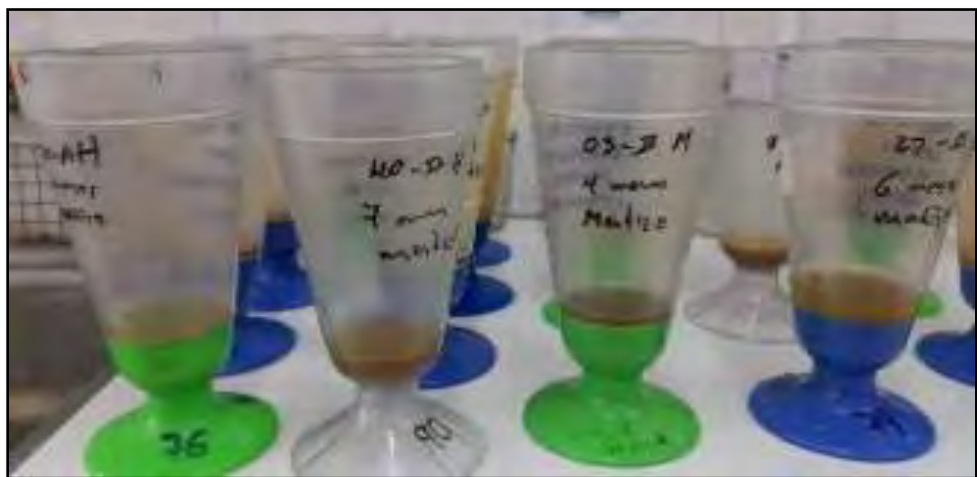
Tamizaje de excretas de Canis lupus familiaris.



Para poder colar se hace uso de un colador de malla fina de 60 pulgadas.

Figura 22

Se espera 30 minutos para la sedimentación, luego se elimina el sobrenadante.



Este proceso se repite 4 a 5 veces hasta obtener un sobrenadante limpio y transparente.

Anexo 7

Procesamiento de muestras por Técnica de Burrows.

Figura 23

Vertir 10 ml de muestra sedimentada a los tubos de centrifuga.



Figura 24

Agregar 1.5 ml de éter sulfúrico a los tubos de centrifuga y dejar reposar por 2 minutos.



Figura 25

Centrifugamos a 1800 rpm durante 5 minutos.



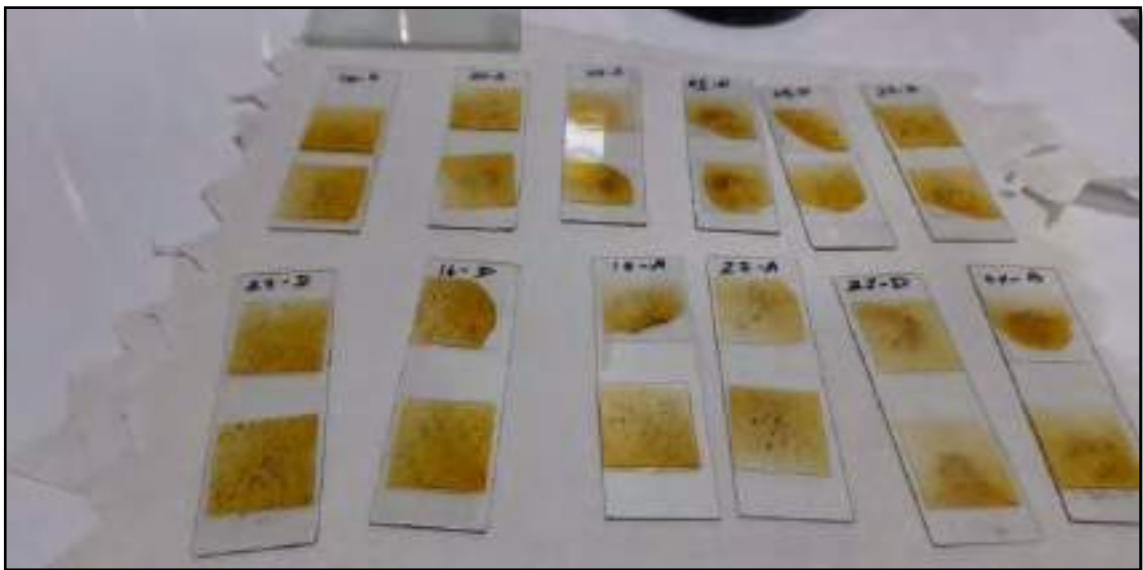
Figura 26

Se elimina el sobrenadante para su posterior observación al microscopio.



Figura 27

Se realiza el frotis, colocar 50 ul de muestras más 5 ul de Lugol sobre el porta objeto, se homogeniza y se cubre con una lámina de cubre objeto para su respectiva observación en el microscopio.



Anexo 8

Observación y reconocimiento de parásitos – “Técnica Burrows”.

Figura 28

Huevos de Toxocara canis observado a un aumento de 40X.

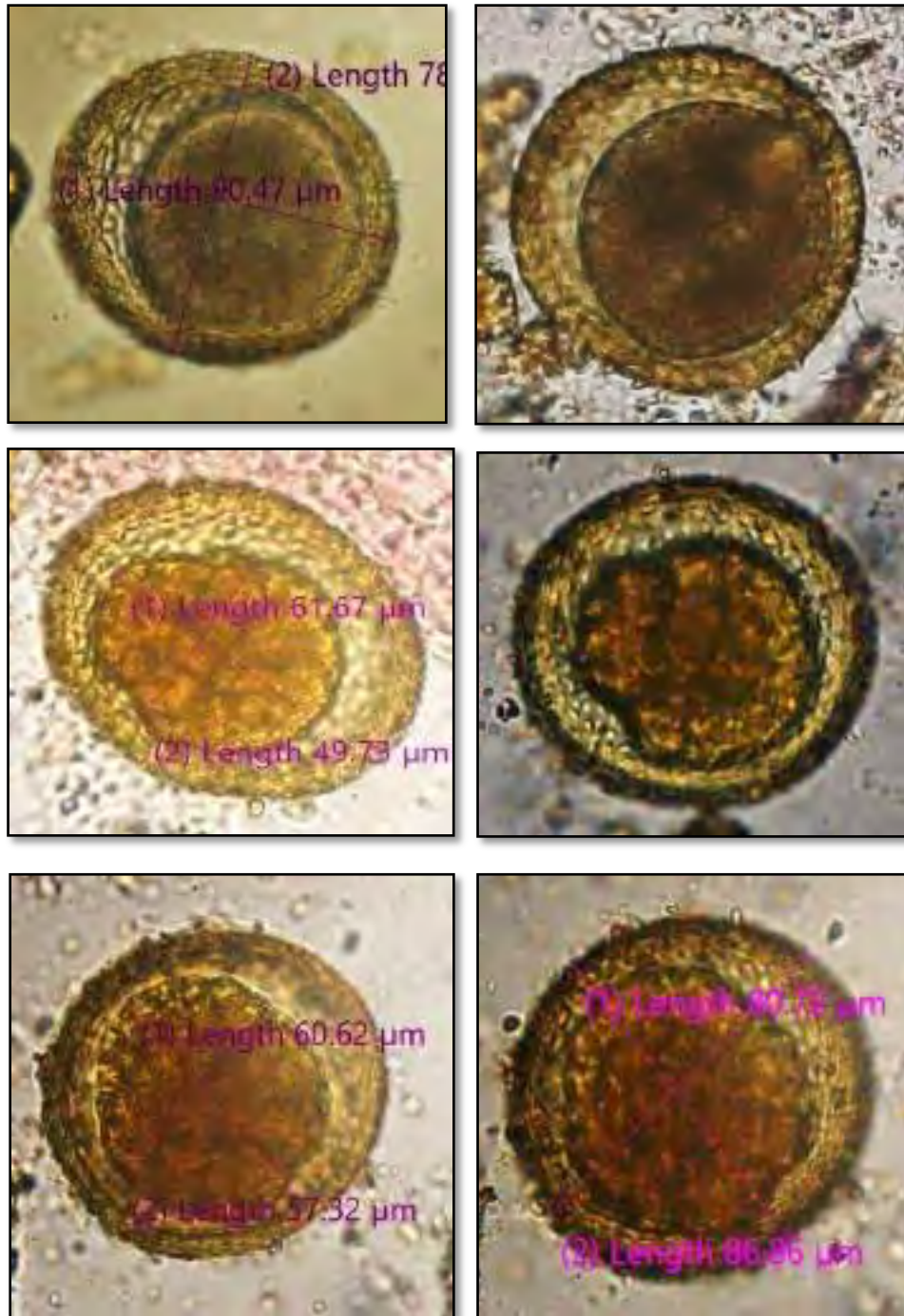


Figura 29

Huevos de Toxascaris leonina-observado a un aumento de 40X.

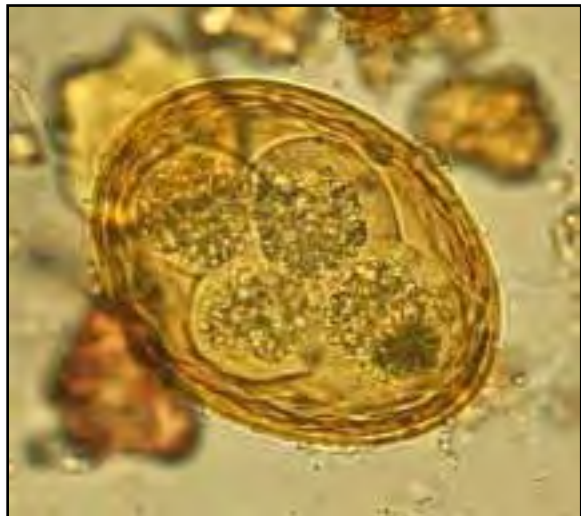
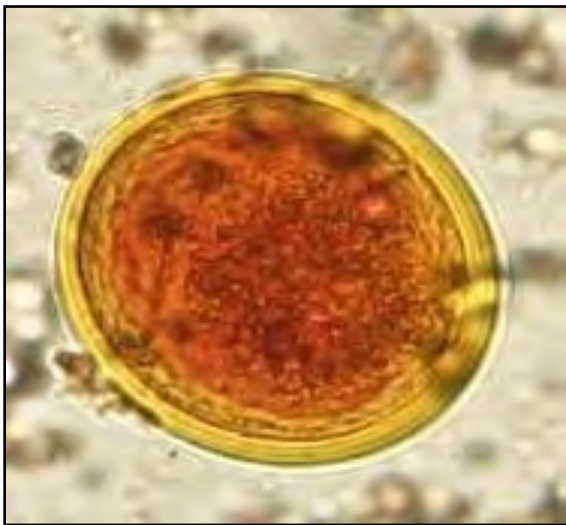
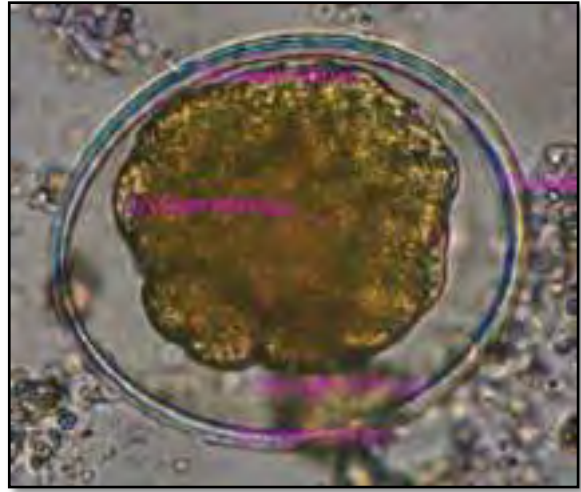
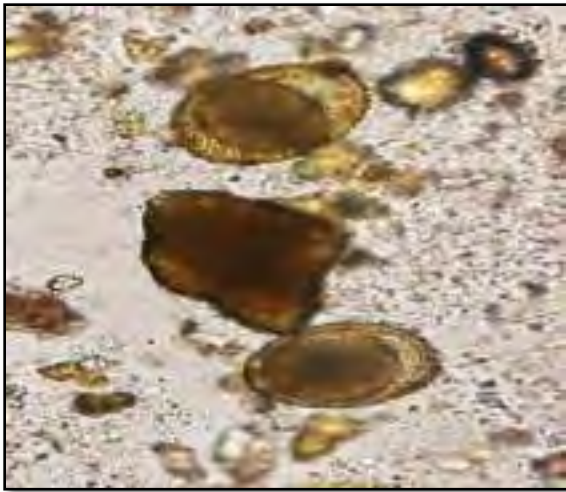
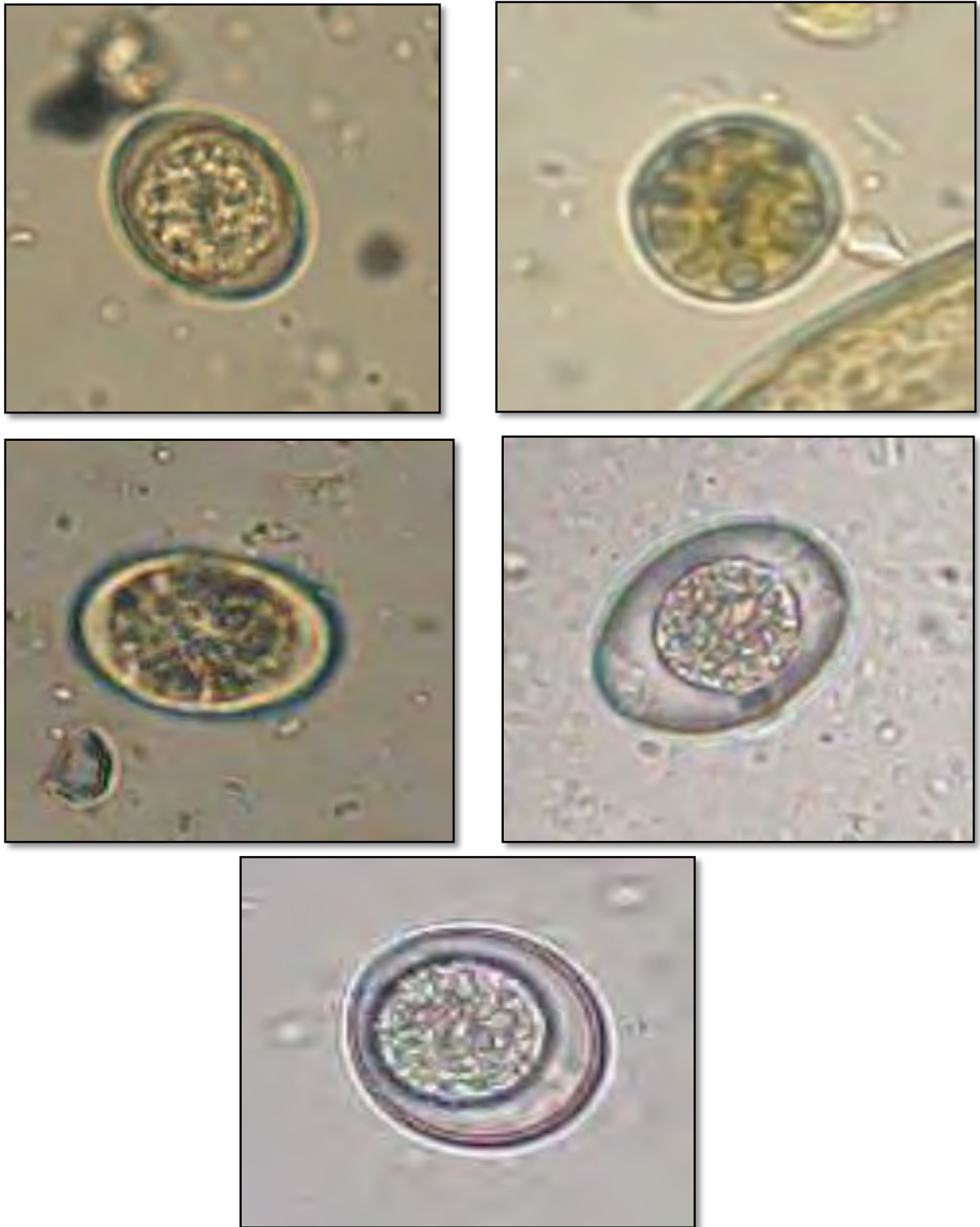


Figura 30

Ooquiste de Cystoisospora canis observado aun aumento de 40X.



Anexo 9

Otros parásitos observados, aplicando la técnica de Burrows.

Figura 31

Huevos de Taenia sp. observado a un aumento de 40X.

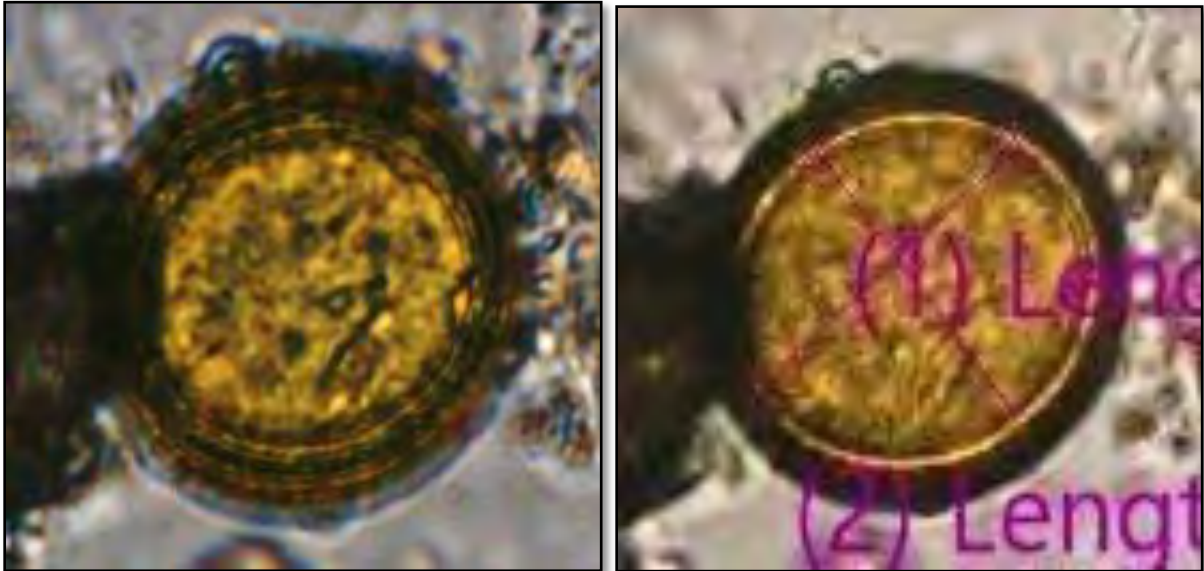
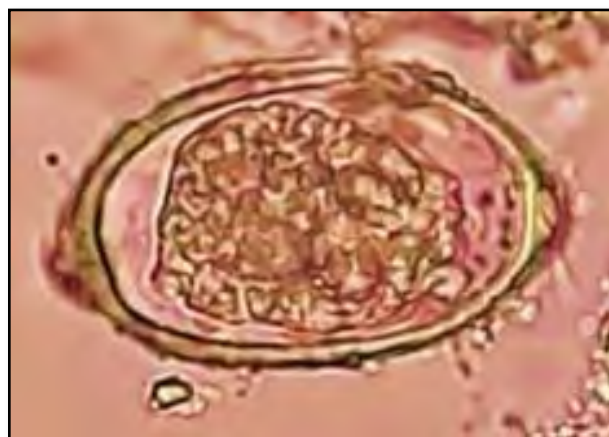


Figura 32

Huevos de Trichuris spp. observado a un aumento de 40X.



Anexo 10
Esporulación

Figura 33

Agregando Dicromato de Potasio ($K_2Cr_2O_7$) al 2.5%.



A 2 ml de muestra tamizada se agrega 1 ml de dicromato de potasio y pasado los 10 días se realiza el frotis.

Anexo 11

Preparación Fucsina Fenicada:

Figura 34

Se disuelve 4gr de fucsina en 20ml de etanol. A continuación, se añade 8 gr de fenol a 100 ml de agua destilada.



Anexo 12

Procesamiento de muestras por Técnica Kinyoun.

Figura 35

Extendido y secado de muestras fijadas con etanol durante 5 minutos.

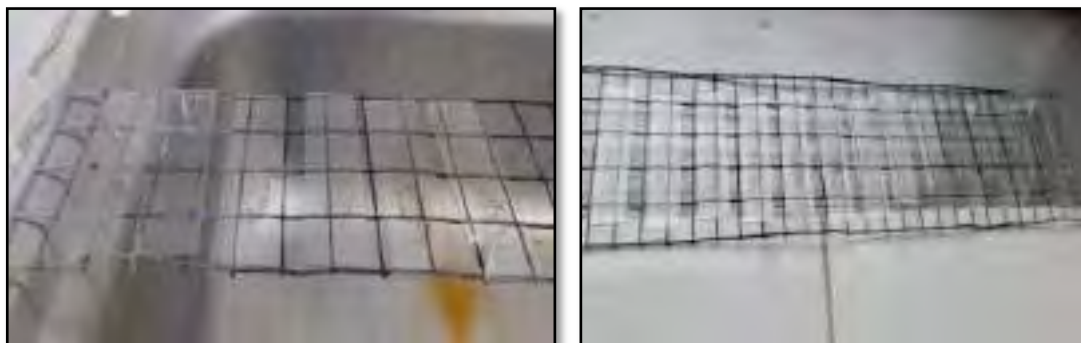


Figura 36

Colocar el frotis sobre el puente de coloración y cubrir con el reactivo de fucsina fenicada de Kinyoun preparado. Se deja reposar durante 3 o 5 minutos.



Figura 37

Enjuagar a chorro suave.



Figura 38

Decoloración con alcohol ácido durante 3 minutos y lavar nuevamente a chorro.



Figura 39

Cubrir la preparación con azul de metileno y dejar actuar por 4 minutos. Finalmente lavar a chorro y dejar secar.



Anexo 13

Observación y determinación de parásitos, aplicando la técnica de kinyoun.

Figura 40

Cryptosporidium spp. - Observado a un aumento de 100X

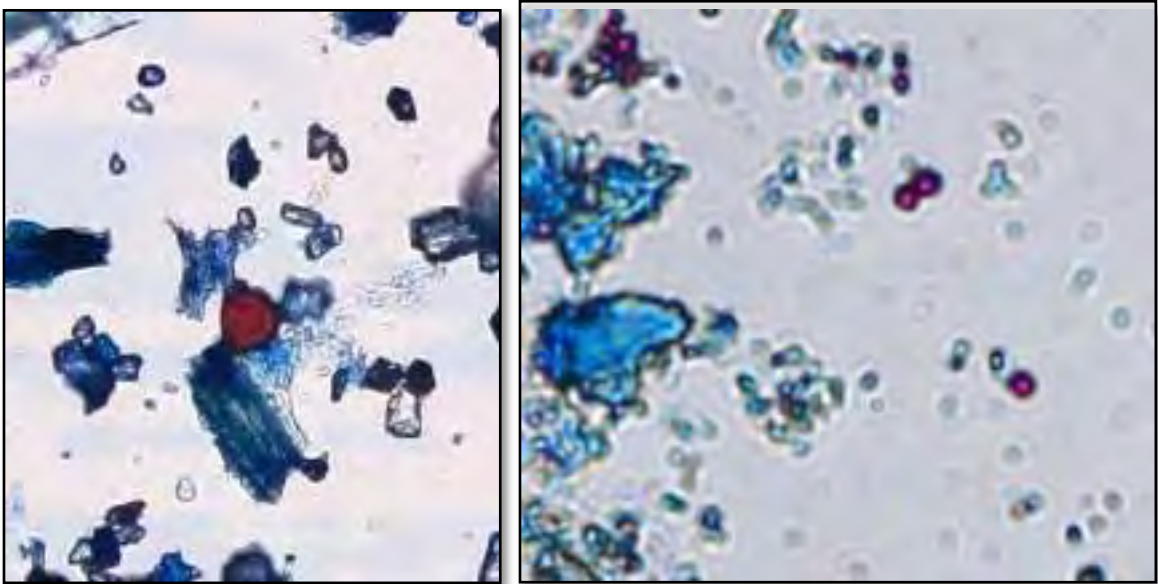
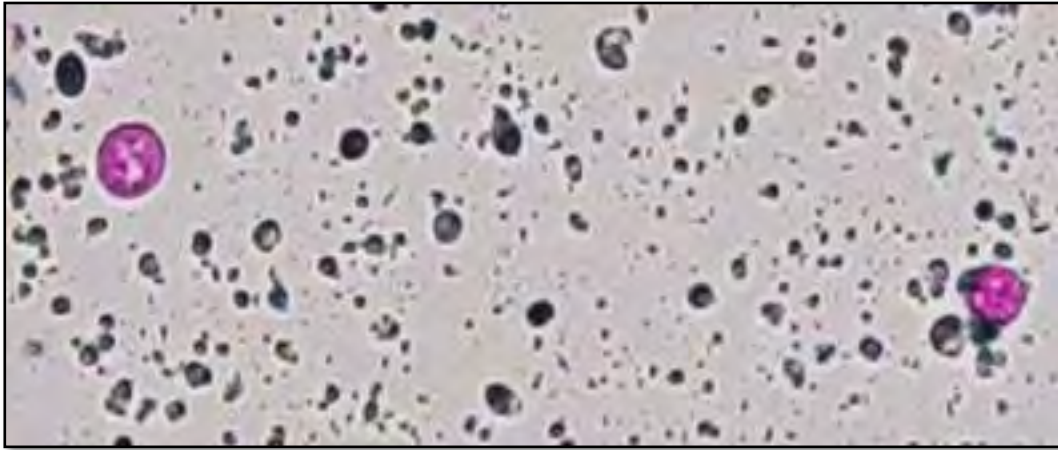


Figura 41

Ooquiste de Cystoisospora canis-Observado a un aumento de 40X

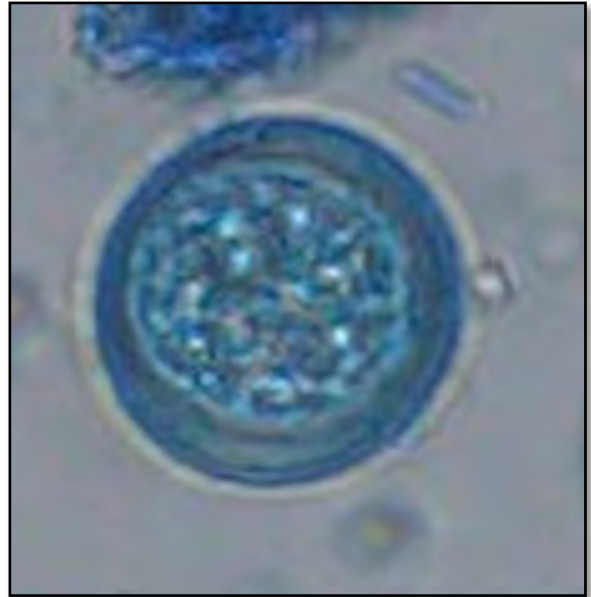
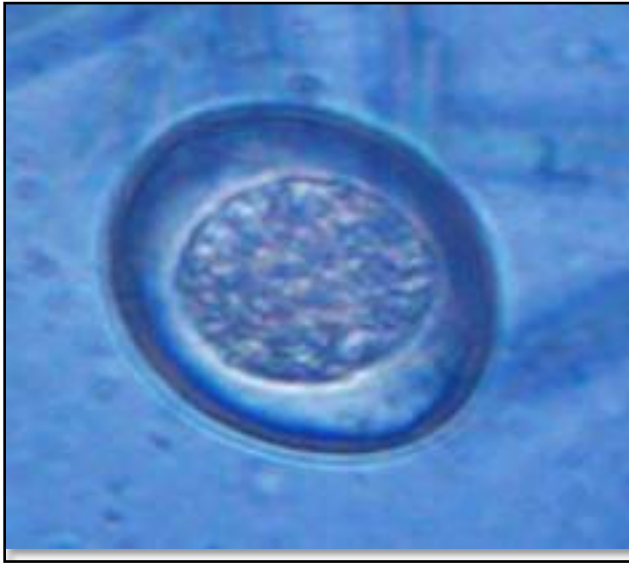


Figura 42

Ooquiste de Sarcocystis spp. Observado a un aumento de 40X

