



UNIVERSIDAD
SAN SEBASTIAN

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
CARRERA MEDICINA VETERINARIA
SEDE CONCEPCIÓN**

**COMPARACIÓN ENTRE LAS TÉCNICAS DE FLOTACIÓN CON
SULFATO DE ZINC Y SOLUCIÓN DE SHEATHER PARA LA
IDENTIFICACIÓN DE HUEVOS DE PARÁSITOS
GASTROINTESTINALES EN HECES DE RUMIANTES DE
PRODUCCIÓN.**

Memoria para optar al título de Médico Veterinario

Profesor Patrocinante: MCs Javier Neumann Vásquez, MV

Estudiante: Sonya Conejeros Molina

® SONYA CONEJEROS MOLINA, JAVIER AGUSTÍN NEUMANN VÁSQUEZ.

Se autoriza la reproducción parcial o total de esta obra, con fines académicos, por cualquier forma, medio o procedimiento, siempre y cuando se incluya la cita bibliográfica del documento.

Concepción, Chile
2025

CALIFICACIÓN DE LA MEMORIA

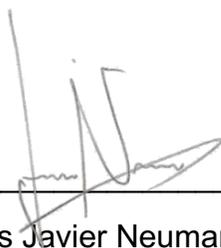
En Concepción, el día 08 de Julio del año 2025, los abajo firmantes dejan constancia que la estudiante Sonya Conejeros Molina de la Carrera de Medicina Veterinaria ha aprobado la memoria para optar al título de Médico Veterinario con una nota de 6,1.-



Mg Camila Altamirano Vásquez MV
Presidente Comisión



Mg Edgardo Sepúlveda Navarrete MV
Profesor Evaluador



MCs Javier Neumann Vásquez MV
Profesor Patrocinante

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mis agradecimientos a mis padres, Evelyn y Robert, por ser mi refugio constante, por acompañarme incluso en los momentos en que ni yo misma sabía que necesitaba apoyo.

A mi hermano Adonis y a mi cuñada Varinia, gracias por preocuparse siempre por mí, por preguntarme cómo estoy más allá de lo académico y por estar atentos a cada desafío que ha ido surgiendo con el paso de los años.

A mis compañeros de vida, mis perritos Macco y Kichiro, gracias por regalarme alegrías en los días más difíciles y por sacarme sonrisas con sus travesuras.

A mi familia y amigos cercanos, no tengo palabras suficientes para agradecerles por estar ahí, sin importar la hora, el lugar o la razón. Por escucharme con el corazón abierto y brindarme siempre su compañía sincera.

A mis compañeros y futuros colegas, gracias por la complicidad, el apoyo mutuo, por compartir conmigo no solo en lo académico, sino también los momentos de cansancio, risas y entusiasmo que nos ha unido durante estos años.

Y finalmente, a mi profesor guía, Dr. Javier Neumann, gracias por su generosidad, por abrirme las puertas de su oficina incluso en sus días más ocupados, por responder siempre a mis inquietudes cuando más lo necesitaba. Su compañía ha sido fundamental en este proceso.

TABLA DE CONTENIDOS

INDICE DE TABLAS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
RESUMEN.....	viii
ABSTRACT.....	ix
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. HIPÓTESIS.....	6
3. OBJETIVOS	7
4. MATERIALES Y MÉTODOS.....	8
5. RESULTADOS	11
6. DISCUSIÓN.....	14
7. CONCLUSIÓN.....	17
8. REFERENCIAS	18
9. ANEXOS.....	21

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Cantidad de análisis coproparasitarios por especie y solución de flotación utilizada en muestras de heces de rumiantes de producción de la comuna de Hualqui, 2024.....**11**

Tabla 2. Resultados por género, solución de flotación y calificación de presencia de formas parasitarias en muestras de heces de rumiantes de producción de la comuna de Hualqui, 2024. **12**

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Técnica de flotación.....	3
Figura 2. Distribución porcentual de la carga parasitaria de estrogilídeos al comparar ambas técnicas de flotación	13

RESUMEN

Las parasitosis gastrointestinales representan uno de los problemas sanitarios que afectan a los rumiantes de producción, impactando negativamente en su salud, bienestar y productividad. Estas enfermedades, especialmente en su forma subclínica, generan importantes pérdidas económicas debido a la reducción en la ganancia de peso, producción de leche y, en casos graves, la muerte del animal. Un diagnóstico oportuno y preciso es fundamental para aplicar medidas de tratamiento y control eficaces. En este estudio se compararon dos técnicas coproparasitarias de flotación, la solución con sulfato de zinc ($ZnSO_4$) y la solución de Sheather, para determinar su eficacia en la identificación de huevos de parásitos gastrointestinales en muestras fecales de rumiantes clínicamente sanos provenientes de predios de la comuna de Hualqui, región del Biobío, Chile bajo el contexto de del proyecto de vinculación con el medio USS N°3736. Se realizó un estudio retrospectivo con registros de análisis coproparasitarios efectuados en 58 muestras de heces de bovinos, ovinos y caprinos clínicamente sanos, analizadas mediante la técnica de flotación con sulfato de zinc y flotación con solución de Sheather, lo que generó un total de 116 exámenes coproparasitarios. Se identificaron 5 géneros de parásitos: huevos de tipo estongilídeo, *Nematodirus*, *Moniezia*, *Eimeria* y *Fasciola*. Los resultados fueron clasificados cualitativamente y analizados mediante estadística descriptiva y la prueba de Wilcoxon para muestras pareadas. Se identificó una diferencia significativa ($p < 0.05$) en la detección de huevos de tipo estrongilídeo, donde la solución de sulfato de zinc presentó un mayor porcentaje de muestras positivas, mientras que para el resto de las formas parasitarias no hubo diferencias ($p > 0.05$). Estos hallazgos sugieren que el uso de sulfato de zinc puede ser más adecuado para el diagnóstico de nemátodos gastrointestinales de tipo estrongilídeo en rumiantes, mientras que ambas técnicas muestran un rendimiento similar para los demás géneros. La baja frecuencia de *Moniezia* en las muestras analizadas indica la necesidad de realizar estudios adicionales para evaluar adecuadamente su detección.

Palabras claves: Parasitosis gastrointestinal, rumiantes de producción, flotación, muestras fecales , sulfato de zinc, solución de Sheather.

ABSTRACT

Gastrointestinal parasitoses are one of the main health problems affecting production ruminants, negatively impacting their health, welfare, and productivity. These diseases, especially in their subclinical form, cause significant economic losses due to reduced weight gain, milk production, and, in severe cases, animal death. Timely and accurate diagnosis is essential for implementing effective treatment and control measures. This study compared two coproparasitological flotation techniques zinc sulfate ($ZnSO_4$) solution and Sheather's solution to evaluate their effectiveness in identifying gastrointestinal parasite eggs in fecal samples from clinically healthy ruminants from farms in the commune of Hualqui, Biobío Region, Chile, within the framework of the community outreach project USS N° 3736. A retrospective study was conducted using records of coproparasitological analyses performed on 58 fecal samples from clinically healthy cattle, sheep, and goats, analyzed using both flotation techniques, resulting in a total of 116 coproparasitological examinations. 5 parasite genus were identified: strongylid type eggs, *Nematodirus*, *Moniezia*, *Eimeria* and *Fasciola*. The results were classified qualitatively and analyzed using descriptive statistics and the Wilcoxon signed-rank test. A significant difference ($p < 0.05$) was identified in the detection of strongyle-type eggs, with the zinc sulfate solution showing a higher percentage of positive samples, whereas no differences were observed for the other parasitic forms ($p > 0.05$). These findings suggest that zinc sulfate may be more suitable for diagnosing strongylid-type nematodes in ruminants, while both techniques show similar performance for other genus. The low frequency of *Moniezia* in the samples analyzed highlights the need for further studies to adequately evaluate its detection.

Key words: Gastrointestinal parasitosis, production ruminants, flotation, fecal samples, zinc sulfate, Sheather's solution.

1. INTRODUCCIÓN

Uno de los problemas sanitarios más importantes en los rumiantes de producción son las parasitosis gastrointestinales, estas afectan la salud y bienestar de los animales, manifestándose a través de diferentes signos clínicos, sin embargo, las infecciones subclínicas son las mayores causantes de pérdidas económicas, principalmente por la disminución en la productividad o por el deceso de algunos animales (Maderos & Banchemo, 2013). Los decesos se deben a las altas cargas parasitarias que perduran en el tiempo, los animales se debilitan hasta no poder mantener las funciones vitales, esto es mucho más rápido si enfrentan otros factores como el clima extremo, infecciones secundarias o incluso, el mal manejo (Fitzpatrick, 2013). La disminución en la productividad ocurre porque los parásitos causan daño a las paredes del tracto gastrointestinal, esto reduce la eficacia en la digestión y absorción de los nutrientes, afectando directamente el crecimiento, producción de leche y ganancia de peso (Van Houtert & Sykes, 1996). Paralelo a esto, el organismo del animal infectado utiliza energía para mantener en equilibrio al sistema inmune, por lo que hay menor energía disponible para la producción de carne, leche y lana (Charlier et al., 2009).

Existen múltiples maneras para definir a un parásito, la más sencilla es como un “organismo que vive a expensas de otro organismo más grande y de una especie diferente” (Barriga, 2002a). Además, según su relación con el hospedador, los parásitos pueden clasificarse en; ectoparásitos, estos se encuentran sobre la piel, pelaje o plumaje del hospedador; y los endoparásitos, se localizan en el interior del organismo, afectando vísceras, musculatura y otros órganos (Cordero del Campillo et al., 1999). Dentro del estudio de los endoparásitos, se destacan la protozoología y la helmintología, disciplinas que estudian a los protozoos y helmintos respectivamente (Urquhart et al., 2001).

En el campo de la helmintología, se describen dos phylum principales: los Nematelminthes, comúnmente conocidos como vermes redondos, de los cuales la clase nematoda es de importancia parasitaria, y los Platyhelminthes o vermes planos, que

incluyen las clases Trematoda y Cestoda, ambas con gran relevancia parasitaria (Urquhart et al., 2001).

Las parasitosis gastrointestinales están fuertemente influenciadas por factores ambientales como la temperatura, humedad y la gran cantidad de animales en pastoreo, en zonas con climas cálidos y húmedos, las condiciones son óptimas para el desarrollo de los parásitos en las pasturas, aumentando la tasa de infección entre los animales (Villar, 2009). La localidad de Hualqui se caracteriza por un clima cálido templado, aproximadamente el 9,5% de su superficie corresponde a suelos de uso agrícola, y su proximidad al río Biobío favorece condiciones de humedad relativamente constantes durante todo el año (SIT Rural, 2021). Todas estas características previamente descritas favorecen la aparición y persistencia de parasitosis gastrointestinales en la zona.

Tanto nemátodos como cestodos desarrollan una parte de su ciclo de vida en la pastura. Estos al ingresar hacia el interior del sistema del animal afectado, se alojan en el tracto digestivo generando lesiones y trastornos funcionales los cuales afectan a la ganancia de peso y el desarrollo de los animales (Fiel & Steffan, 2017). Los huevos de estos parásitos son excretados por las heces y luego eclosionan a su primer estado larval en cuanto las condiciones ambientales son las adecuadas (Villar, 2009).

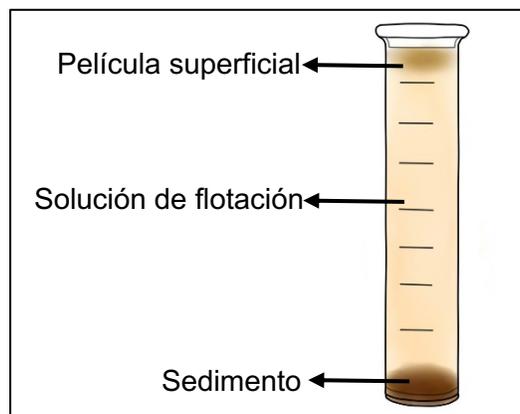
El correcto diagnóstico de los parásitos nos permite tomar medidas de tratamiento y prevención en contra de estos (Guevara et al., 1999, citado en Blanco et al., 2013).

Martínez et al. (1999) definen el examen coproparasitario como “un conjunto de técnicas diagnósticas que constituyen la indicación metodológica para la identificación de la mayoría de las enteroparasitosis motivadas por protozoarios o helmintos”. La muestra coprológica, al ser operador dependiente, puede tener errores de interpretación, para evitarlas, la muestra debe tomarse en condiciones favorables, por ejemplo, en envases limpios que no estén contaminados y su almacenamiento debe realizarse en lugares frescos para no acelerar la eclosión de los huevos que se quieren estudiar (Martínez et al., 2008, citado en González & Pérez, 2009). Las técnicas de concentración más utilizadas son las de flotación y sedimentación (Pajuelo-Camacho et al., 2006).

Los métodos de sedimentación se utilizan para la recolección de protozoos, huevos y larvas, las desventajas de este tipo de técnicas es que comúnmente presentan muchos más desechos de los que presentan las muestras procesadas por flotación, aun así, como técnica de rutina es mucho más sencilla de realizar y se obtienen buenos resultados (García, 2007).

La técnica de flotación (Figura 1) permite la separación de quistes de protozoos y ciertos huevos de helmintos a través de soluciones con elevada gravedad específica, el

Figura 1. Técnica de flotación.



Fuente: modificado de García, 2007.

contenido necesario flota hacia la superficie y el material de desecho cae hacia el fondo del tubo, algunos huevos de helmintos al ser muy densos, no se concentran de manera correcta con esta técnica por lo que no siempre se recuperan todos los parásitos presentes (García, 2007).

La técnica de Sheather, también conocida como técnica de flotación en solución saturada de azúcar, fue descrita por primera vez en el año 1923 por A.G. Sheather cuando realizó una publicación sobre la detección de protozoos intestinales y parásitos de la sarna mediante una técnica de flotación (Sheather, 1923). Es un método de flotación muy común para la detección de parásitos intestinales en muestras de heces, este método aprovecha la diferencia entre la densidad de las formas parasitarias y la solución utilizada, permitiendo que los elementos requeridos floten y sean analizados a través de microscopio (Zajac & Conboy, 2012).

Posee ventajas y desventajas sobre otras técnicas descritas para la flotación de formas parasitarias. Una de las ventajas es que posee una alta sensibilidad hacia los helmintos y protozoos debido a la alta densidad de la solución, además, el azúcar permite conservar la morfología de las formas parasitarias durante mucho más tiempo; las desventajas que posee es que no es adecuada para todos los tipos de parásitos, algunos tipos de huevos de cestodos son más densos que la propia solución por lo que tiene una eficacia limitada (Zajac & Conboy, 2012).

La técnica de flotación con sulfato de zinc, como se ha mencionado anteriormente, al ser un método de flotación permite separar las formas parasitarias que se quieren estudiar del resto de sobrantes, el sulfato de Zinc ($ZnSO_4$) al tener una gravedad específica alta permite que algunos de los elementos parasitarios se recuperen en una capa superficial y los elementos que son más pesados permanezcan en el fondo del tubo en donde se está realizando la flotación (García, 2007). Este tipo de técnica no harán flotar de manera confiable la mayoría de los huevos de trematodos, huevos de tenia y nematodos muy densos (Zajac & Conboy, 2012).

Cuando la técnica se realiza con muestras frescas, la gravedad específica debe ser de 1,18; cuando la técnica se realiza con muestras conservadas en formalina, la gravedad específica aumenta a 1,20 lo cual suele causar distorsión de los parásitos por lo que no se recomienda realizarlo habitualmente (García, 2007). Barriga (2002b) menciona que tanto la solución saturada de sulfato de zinc como la de Sheather distorsionan en menor medida los quistes, ooquistes y larvas en comparación a otros tipos de soluciones como la de NaCl, de esta manera interfieren menos en la identificación de los huevos.

La sensibilidad de las técnicas de flotación con sulfato de zinc y solución de Sheather puede variar según el tipo de parásito, la carga parasitaria, la especie animal y el protocolo utilizado (Zajac & Conboy, 2012). Akande & Philip (2020) mencionan que, en general, la solución de Sheather tiene una sensibilidad del 57.80% en cambio la flotación con sulfato de zinc tiene una sensibilidad del 45.76%, esto puede variar dependiendo de las condiciones ya mencionadas.

Dado lo expuesto anteriormente y considerando la información obtenida a través de diferentes medios sobre ambos métodos, surge la pregunta de investigación ¿Existe

diferencia en la identificación de huevos de parásitos gastrointestinales en muestras de heces de rumiantes de producción al comparar la técnica de flotación con sulfato de zinc y la solución de Sheather?

2. HIPÓTESIS

Hipótesis Nula (H0):

No existe una diferencia en la identificación de huevos de parásitos gastrointestinales en muestras de heces de rumiantes de producción entre la técnica de flotación con sulfato de zinc y la técnica de flotación con solución de Sheather.

Hipótesis Alterna (H1):

Existe una diferencia en la identificación de huevos de parásitos gastrointestinales en muestras de heces de rumiantes de producción entre la técnica de flotación con sulfato de zinc y la técnica de flotación con solución de Sheather.

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo general

Evaluar las técnicas de flotación con sulfato de zinc y solución de Sheather para la identificación de huevos de parásitos en muestras de heces de rumiantes de producción.

3.2 Objetivos específicos

1. Identificar huevos de parásitos gastrointestinales de rumiantes de producción de manera cualitativa con los métodos de flotación por sulfato de zinc y solución de Sheather.
2. Comparar los resultados obtenidos con ambas técnicas en la detección de huevos de parásitos gastrointestinales en heces de rumiantes de producción.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Evaluación bioética

Este estudio no requiere de protocolo de bioética ya que se trabaja con los datos obtenidos a través de las muestras fecales recolectadas de los rumiantes bajo el proyecto de vinculación con el medio número 3736, por lo que no hubo manipulación de los animales.

4.2 Tipo de estudio

Se realiza un estudio experimental de tipo retrospectivo basado en los resultados de análisis coproparasitarios obtenidos de rebaños comerciales de predios de la comuna de Hualqui. Esto en el marco del proyecto VCM “Aprendamos sobre zoonosis de animales de campo” con código 3736.

4.3 Zona de estudio

Los análisis coproparasitarios fueron realizados en muestras provenientes de diversos predios de la comuna de Hualqui ubicado en la región del Bío- Bío, Chile, mientras que su procesamiento se llevó a cabo en laboratorio clínico veterinario de la Universidad San Sebastian sede Tres Pascualas.

4.4 Tamaño de muestra

El número de muestra fue determinado de manera no probabilística a conveniencia según el número de rumiantes de producción que se encontraron en los diferentes predios de la comuna de Hualqui durante el segundo semestre del año 2024, utilizando muestras coproparasitarias de 58 individuos que cumplieron los criterios de inclusión.

4.5 Criterios de inclusión y exclusión

Se incluyeron todos aquellos rumiantes de producción (bovinos, ovinos, caprinos) clínicamente sanos a la inspección visual y que su manejo no implicó un riesgo para el operario.

Se excluyeron todos aquellos animales en los que se observaron enfermedades evidentes y que su manejo implicó un riesgo para el operario.

Los criterios fueron evaluados por el médico veterinario encargado del proyecto de vinculación con el medio.

4.6 Toma de muestra

La toma de muestra fue realizada entre los meses de agosto y noviembre del año 2024 en diversos predios de la comuna de Hualqui en la región del Bío- Bío, Chile.

Las heces fueron obtenidas directamente desde el recto de los animales con guantes de látex por el profesional encargado y fueron depositadas en tubos de transporte de plástico con tapa hermética de 50 ml, fueron refrigeradas y transportadas en cajas isotérmicas hacia el laboratorio clínico veterinario de la Universidad San Sebastián sede Tres Pascualas para su posterior procesamiento con ambas soluciones de flotación.

4.7 Análisis coproscópico

El material fecal obtenido fue procesado con las técnicas de flotación por sulfato de Zinc y solución de Sheather (Anexo I) con los respectivos insumos (Anexo II). Posteriormente fueron observadas bajo el microscopio en donde se evaluaron cualitativamente dando resultados expresados como:

- (-) ausencia o cantidad muy baja de la variable observada
- (+) presencia escasa
- (++) presencia moderada
- (+++) presencia alta

4.8 Análisis de datos

Los datos fueron tabulados en Excel. Se determinó estadística descriptiva (media, moda, mediana, DE, EE, varianza). La determinación de las posibles diferencias entre técnicas se hizo con la prueba de Wilcoxon. Para los análisis se utilizó el software Jamovi (versión 2.6.44).

5. RESULTADOS

Se obtienen muestras coprológicas de 58 rumiantes de diferentes especies que se encuentran clínicamente sanos a la inspección visual. Cada una de estas muestras se analiza con ambos métodos de flotación por lo que existen un total de 116 análisis coproparasitarios (Tabla 1).

Tabla 1. Cantidad de análisis coproparasitarios por especie y solución de flotación utilizada en muestras de heces de rumiantes de producción de la comuna de Hualqui, 2024.

	Solución de sulfato de zinc	Solución de Sheather	Total
Bovinos	18	18	36
Caprinos	20	20	40
Ovinos	20	20	40
			116

Fuente: elaboración propia.

Dentro de las 116 muestras analizadas hay presencia de 5 géneros diferentes de huevos de parásitos, los cuales corresponden a huevos tipo estrombilideo, *nematodirus*, *moniezia*, *eimeria* y *fasciola*. La tabla 2 muestra los resultados agrupados por solución de flotación utilizada y grado de formas parasitarias diagnosticadas.

Tabla 2. Resultados por género, solución de flotación y calificación de presencia de formas parasitarias en muestras de heces de rumiantes de producción de la comuna de Hualqui, 2024.

Resultado	Estrongilideo SZ	Estrongilideo SS	Nematodirus SZ	Nematodirus SS	Moniezia SZ	Moniezia SS	Eimeria SZ	Eimeria SS	Fasciola SZ	Fasciola SS	Valor p (Anexo III)
-	12	19	47	51	56	57	40	38	53	56	0.188
+	37	36	8	6	1	0	14	17	3	1	0.586
++	6	3	1	1	0	0	2	1	1	1	0.371
+++	3	0	2	0	1	1	2	2	1	0	0.181
Valor p (Anexo IV)	0.009		0.124		1.0		0.749		0.089		

SZ: Sulfato Zinc

SS: Solución Sheather

Fuente: elaboración propia.

Los valores de p obtenidos mediante la prueba de Wilcoxon para muestras pareadas fueron mayores a 0.05 en todas las categorías de carga parasitaria (Tabla 2), lo que indica que no existen diferencias estadísticamente significativas entre las técnicas de flotación con sulfato de zinc y solución de Sheather (Anexo I) en relación con los niveles de carga parasitaria (categorías), por lo que se acepta la hipótesis nula (H0).

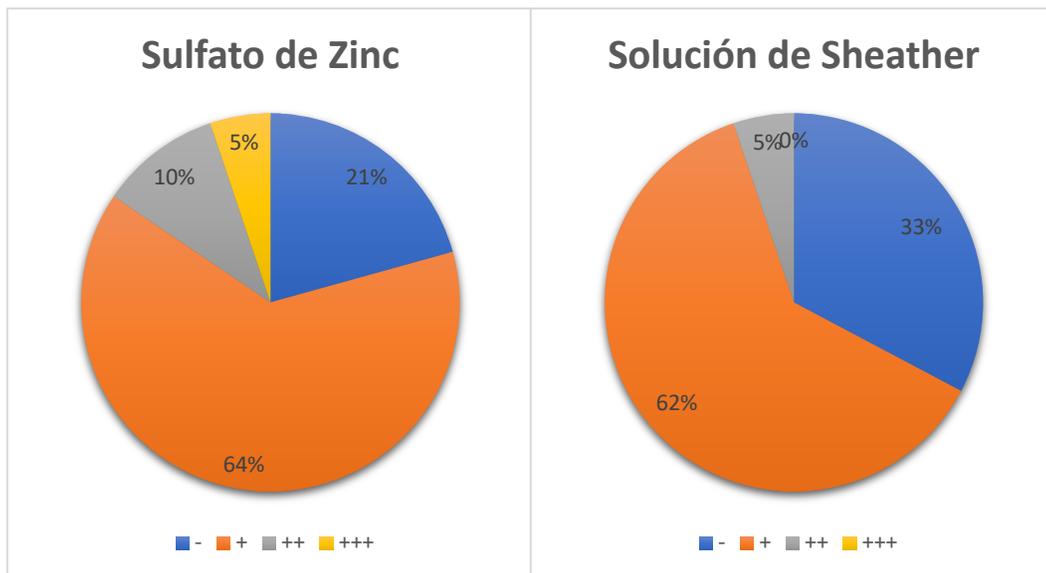
Sin embargo, al analizar los resultados por género parasitario (Anexo IV y Tabla 2), se identificó una diferencia estadísticamente significativa en la detección de huevos perteneciente al género *estrongilideo* entre ambas técnicas. Esto se ve reflejado en el valor de p obtenido ($p < 0.05$), lo cual nos lleva a rechazar la hipótesis nula para este caso

en específico ya que los dos métodos utilizados nos ofrecen un rendimiento desigual para este género de parásitos (Figura 2).

Por otro lado, al observar los resultados correspondientes a los géneros *Nematodirus*, *Eimeria* y *Fasciola*, los valores de p obtenidos para cada uno fueron mayor a 0.05 ($p > 0.05$), lo que nos indica que se acepta la hipótesis nula, sugiriendo que ambos métodos de flotación utilizados ofrecen un rendimiento similar para la detección de este tipo de huevos.

Respecto a los huevos del género *Moniezia*, se identificó únicamente un caso ($n=1$) en que se presentó diferencia entre ambas técnicas. Debido a que se trata de un tamaño de muestra reducido, no es posible aplicar de forma válida la prueba de Wilcoxon, ya que esta requiere una cantidad mínima de datos para que los resultados sean estadísticamente confiables. Por lo tanto, no se puede obtener una conclusión sobre las diferencias entre técnicas en relación con este tipo de parásito en específico.

Figura 2. Distribución porcentual de la carga parasitaria de estrogilídeos al comparar ambas técnicas de flotación.



Fuente: elaboración propia

6. DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos en el estudio muestran que, en términos generales, no existen diferencias estadísticamente significativas entre las técnicas de flotación con sulfato de zinc y solución de Sheather para la detección de huevos de parásitos gastrointestinales en rumiantes. Esto respalda la hipótesis nula en la mayoría de los casos analizados, es decir, ambas técnicas de flotación parecen ofrecer un rendimiento similar en cuanto a la eficacia diagnóstica general.

Sin embargo, al separar los datos por género parasitario, se observó una diferencia significativa en la detección de huevos de tipo estrombilídeo, donde la técnica con sulfato de zinc mostró capacidad de diagnosticar de mejor manera la presencia de huevos de este tipo. Este hallazgo coincide con lo reportado por Dryden et al. (2005), quienes señalaron que la solución de sulfato de zinc, especialmente a una gravedad específica de 1.2, facilita una mejor flotación y conservación de huevos de baja densidad, como es el caso de algunos huevos de tipo estrombilídeos. De hecho, mencionan que el recuento de huevos fecales tiende a ser significativamente mayor con esta solución cuando se utiliza esta densidad, en comparación con una gravedad específica más baja, como 1.1.

No obstante, hay estudios que presentan conclusiones diferentes. Por ejemplo, Ghafar et al. (2021) indican que las soluciones a base de azúcar, como la solución de Sheather, mostraron un mejor rendimiento en la recuperación de huevos de tipo estrombilídeo en comparación con otras técnicas, incluyendo la flotación con sulfato de zinc o incluso el método de McMaster. Según estos autores, un rango de gravedad específica entre 1.22 y 1.35 optimiza considerablemente la recuperación de este tipo de huevos.

A pesar de su eficacia, Zajac y Conboy (2012) advierten que la solución de Sheather también presenta ciertas desventajas. Por ejemplo, algunos huevos de nemátodos no logran flotar en ella, y su textura viscosa o pegajosa puede dificultar la recuperación de ciertos tipos de huevos, especialmente si el tiempo de flotación no es el adecuado.

En cuanto a los otros géneros parasitarios, como *Nematodirus*, *Eimeria* y *Fasciola*, los resultados no mostraron diferencias estadísticamente significativas entre ambas técnicas, lo que sugiere que, tanto la solución de Sheather como el sulfato de zinc ofrecen un desempeño similar. Taglioretti et al. (2014) respaldan esta conclusión al señalar que no se evidencian diferencias marcadas entre ambas técnicas para el recuento de huevos de *Nematodirus*. En el caso de *Eimeria*, si bien no se observó una diferencia estadísticamente significativa, se reportó un recuento levemente mayor con el uso de sulfato de zinc.

Por otro lado, Cringoli et al. (2010) mencionan que la eficacia de la detección de *Eimeria* y *Fasciola* puede depender de la densidad y viscosidad de la solución utilizada. En su estudio realizado con muestras frescas, se logró detectar huevos de *Fasciola* eficientemente a una densidad de 1.35, que es considerablemente más alta que la comúnmente usada en soluciones de sulfato de zinc. Los ooquistes de *Eimeria* fueron detectados a una densidad de 1.20, lo cual indica que pueden ser recuperados tanto con la solución de Sheather como con la de sulfato de zinc, siempre que la densidad esté dentro del rango adecuado.

Respecto a *Moniezia*, los resultados obtenidos en este estudio permiten concluir que ambas técnicas, mostraron un desempeño bastante similar en la detección de sus huevos. No se observaron diferencias significativas entre ambas técnicas.

Sin embargo, es importante considerar que los huevos de *Moniezia* son generalmente más pesados o densos en comparación con otros tipos de huevos parasitarios. Bliss & Kvasnicka (1997) señalan que, para lograr una mejor recuperación de este tipo de huevos, se recomienda utilizar técnicas más específicas, como la técnica de flotación de azúcar de Wisconsin modificada. Esta técnica ha demostrado ser particularmente más eficaz para la detección de huevos más pesados o densos, además, se considera altamente sensible, permitiendo la detección de niveles bajos de parasitismo o la presencia de parásitos adultos.

Si bien en este estudio no se encontraron diferencias significativas con las técnicas empleadas, es posible que la aplicación de métodos más específicos como el de

Wisconsin modificado, podría mejorar aún más la capacidad diagnóstica en casos específicos donde se sospeche de cierto parásito en particular.

7. CONCLUSIÓN

La aplicación de las soluciones de flotación con sulfato de zinc y solución de Sheather en técnicas coproparasitarias permitió la identificación de 5 tipos de formas parasitarias presentes en heces de rumiantes provenientes de la comuna de Hualqui. Entre los géneros detectados se encuentran huevos de tipo estrombilídeo, *Nematodirus*, *Moniezia*, *Eimeria* y *Fasciola*.

La solución de sulfato de zinc presenta una mayor capacidad de detección de huevos de tipo estrombilídeo en comparación con la solución de Sheather en muestras de heces de rumiantes de producción.

Para los géneros *Nematodirus*, *Eimeria* y *Fasciola*, tanto la flotación con sulfato de zinc como la solución de Sheather mostraron resultados similares por lo que permiten su identificación con igual eficacia.

La evaluación del género *Moniezia* se vio limitada debido a la baja frecuencia en las muestras analizadas, por lo que no se pudo evaluar la eficacia comparativa entre ambas técnicas para este género. La escasa presencia sugiere la necesidad de realizar estudios adicionales para caracterizar adecuadamente la eficacia de las técnicas en la detección de este género en particular.

En resumen, se concluye que, si existe una diferencia en la identificación de huevos de parásitos gastrointestinales al comparar ambas técnicas, específicamente en la detección de huevos de tipo estrombilídeo, siendo la técnica con sulfato de zinc más eficaz para este género. Para los demás géneros evaluados, ambas técnicas resultan ser útiles.

8. REFERENCIAS

- Akande F, & Alohutade M. (2020). Diagnosis of bovine gastrointestinal parasites: comparison of different techniques and different solutions. *Research Square*. Preprint (Version 1) <https://doi.org/10.21203/rs.2.21588/v1>
- Barriga, O. (2002a). Introducción a la parasitología veterinaria. En *Las Enfermedades Parasitarias De Los Animales Domésticos en la América Latina* (1ª ed., pp 1- 4). Editorial Germinal.
- Barriga, O. (2002b). Diagnóstico en laboratorio de parasitología. En *Las Enfermedades Parasitarias De Los Animales Domésticos en la América Latina* (1ª ed., pp 222-223). Editorial Germinal.
- Blanco, Y., Hernández, M., Monroy, F., Amaya, I., Romero, M., & Deberá, R. (2013). Control de calidad en el diagnóstico coproparasitológico en laboratorios clínicos públicos de ciudad bolívar, Venezuela. *Sabre (Cumaná, Venezuela), Saber*, 25(2), 166-175. https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1315-01622013000200006
- Bliss, D., & Kvasnicka, W. (1997). The modified Wisconsin Sugar Flotation Technique. *The fecal examination: A missing link in food animal practice (Compendium on continuing education for the practicing veterinarian*, 19(4), 104-109. <https://midamericaagresearch.net/documents/The%20Modified%20Wisconsin%20Sugar%20Flotation%20Technique.pdf>
- Charlier, J., Höglund, J., von Samson- Himmelsterna, G., Dorny, P. & Vercruyse, J. (2009). Gastrointestinal nematode infections in adult dairy cattle: Impact on production, diagnosis and control. *Veterinary Parasitology*, 164(1), 70- 79. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.04.012>.
- Cordero del Campillo, M., Rojo, F., Martínez, A., Sánchez, M., Hernández, S., Navarrete, I., Diez, H., Quiroz, H. & Carvalho, M. (1999). El parasitismo y otras asociaciones biológicas. Parásitos y hospedadores. En A.R. Martinez y M. Cordero del Campillo (Ed), *Parasitología veterinaria* (1ª ed., pp 31-33). McGraw-Hill-Interamericana.

- Cringoli, G., Rinaldi, L., Maurelli, M., & Utzinger, J. (2010). FLOTAC: new multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. *Nature Protocols*, 5(3), 503–515. <https://doi.org/10.1038/nprot.2009.235>
- Dryden, M., Payne, P., Ridley, R. & Smith, V. (2005). Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts. *Veterinary Therapeutics*, 6(1), 15-28. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/15906267/>
- Fiel, C. & Steffan, P. (2017). Parasitosis gastrointestinal en bovinos de carne: Enfoque bioecológico para un control integrado y sustentable (Cuadernillo Técnico N° 16). *Instituto de Promoción de la Carne Vacuna Argentina (IPCVA)*. <https://www.ipcva.com.ar/files/ct16.pdf>
- Fitzpatrick, J. (2013). Global food security: The impact of veterinary parasites and parasitologist. *Veterinary Parasitology*, 195(3-4), 233- 248. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.04.005>
- García, L. (2007). Macroscopic and microscopic examination of fecal specimens. En *Diagnostic medical parasitology* (5ª ed., pp 788- 794). American Society for Microbiology.
- Ghafar, A., Abbas, G., King, J., Jacobson, C., Hughes, K.J., El-Hage, C., Beasley, A., Bauquier, J., Wilkes, E.J.A., Hurley, J., Cudmore, L., Carrigan, P., Tennent-Brown, B., Nielsen, M.K., Gauci, C.G., Beveridge, I., & Jabbar, A. (2021). Comparative studies on faecan egg counting techniques used for the detection of gastrointestinal parasites of equines: A systemic review. *Current research in parasitology & Vector-Borne diseases*, 1, 100046. <https://doi.org/10.1016/j.crpvbd.2021.100046>
- González J. & Pérez, M. (2009). Control de calidad de los laboratorios clínicos en el área de coproparasitología, Ciudad Bolívar, Estado Bolívar [Tesis de licenciatura, Universidad de Oriente]. <https://goo.su/dBEIth>
- Maderos, A. & Banchemo, G. (2013). parasitosis gastrointestinales de ovinos y bovinos: situación actual y avances de la investigación. *Revista INIA*, 34, 10-15. http://inia.uy/Publicaciones/Paginas/revista-INIA_34.aspx

- Martínez, A., Muro, A & Simón, F. (1999). Diagnóstico de las parasitosis. En Cordero, M (ed). *Parasitología Veterinaria*. (1ª Ed. Pp 158 164). MacGraw Hill Interamericana.
- Pajuelo-Camacho, G., Luján-Roca, D., Paredes-Pérez, B., & Tello-Casanova, R. (2006). Aplicación de la técnica de sedimentación espontánea en tubo en el diagnóstico de parásitos intestinales. *Revista Biomedica*, 17(2), 96–101. <https://www.medigraphic.com/cgi-bin/new/resumen.cgi?IDARTICULO=13831>
- Sheather, A. (1923). The detection of intestinal protozoa and mange parasites by a floatation technique. *The Journal of Comparative Pathology and Therapeutics*, 36, 266-275. [https://doi.org/10.1016/S0368-1742\(23\)80052-2](https://doi.org/10.1016/S0368-1742(23)80052-2)
- SIT Rural. (2021). Recursos naturales: comuna de Hualqui. *SitRural*. Recuperado de https://www.sitrural.cl/wp-content/uploads/2022/03/HUALQUI_rrnn.pdf
- Taglioretti, V., Sardella, N., & Fugassa, M. (2014). Effectiveness of coproscopic concentration techniques. *Helminthologia*, 51(3), 210–214. <https://doi.org/10.2478/s11687-014-0231-x>
- Urquhart, G., Armour, J., Duncan, J., Dunn, A. & Jennings, F. (2001). *Veterinary Parasitology* (2a ed.). Blackwell Science Ltd.
- Van Houtert, M. & Skyes, A. (1996). Implications of nutrition for the ability of ruminants to withstand gastrointestinal nematode infections. *International Journal for Parasitology*, 26(11), 1151- 1167. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(96\)00120-8](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(96)00120-8)
- Villar, C. (2009). Efecto de los parasitismos sobre la reproducción bovina. *Agrovét Market Animal Health*. Recuperado de https://www.engormix.com/ganaderia/parasitos-ganado-carne/efecto-parasitismos-sobre-reproduccion_f10387/
- Zajac, A., & Conboy, G. (2012). Fecal examination for the diagnosis of parasitism. En *Veterinary clinical parasitology* (8a ed., pp 5-7). John Woley & Sons.

9. ANEXOS

Anexo I: Procesamiento de muestras.

Sulfato de Zinc

Se pesan 3 gramos de heces y se agregan 10 mL de agua corriente. Luego, se macera con una bayeta o en un mortero, y se tamiza hacia un vaso con un colador. A continuación, se traspasa la mezcla a un tubo de centrifuga de fondo redondo y se centrifuga por 2 minutos a 1500 rpm. Después, se elimina el sobrenadante y se agrega ZnSO_4 hasta llenar aproximadamente tres cuartas partes del tubo, disolviendo el sedimento con una bayeta. Se centrifuga nuevamente por 3 minutos a 1500 rpm. Posteriormente, hay que llenar el tubo con ZnSO_4 mediante un gotario hasta formar un pequeño menisco y se coloca un cubreobjetos. Se deja reposar por al menos 10 minutos. Finalmente, se retira cuidadosamente el cubreobjetos, se deposita sobre un portaobjetos y se observa al microscopio con un objetivo de 10x (aumento 100).

Solución de Sheather

El procedimiento se llevará a cabo pesando 3 gramos de heces y agregando 10 mL de agua. Luego, se macerarán y tamizarán las muestras con un colador hacia un vaso. La mezcla se transfiere a un tubo y se centrifuga a 1500 rpm por 2 minutos. Se elimina el sobrenadante y se agrega solución de Sheather, llenando tres cuartas partes del tubo y disolviendo el sedimento. Se centrifuga nuevamente por 3 minutos a 1500 rpm. Se completa el llenado del tubo con solución de Sheather hasta formar un menisco y se coloca un cubreobjetos. Tras reposar 10 minutos, se retira el cubreobjetos, se deposita en un portaobjetos y se examina en el microscopio.

Anexo II: Materiales/ insumos

- Agua corriente
- Balanza portátil (Ohaus ® Scout™ Pro)
- Bayeta o mortero
- Vaso de transporte de muestras plástico
- Colador
- Tubo de centrifuga de fondo redondo
- Centrifuga (Hettich ® Rotofix 32)
- Solución de flotación: Sulfato de Zinc ($ZnSO_4$)
- Solución de flotación de Sheather.
- Pipeta plástica de 1 mL
- Cubreobjetos
- Portaobjetos
- Microscopio (Leica ® DM500)
- Guantes de látex.

Anexo III: valor p para categorías.

W de Wilcoxon para Muestras Pareadas

	Estadístico	p
SZ - SS - W de Wilcoxon	2.00	0.188

Nota. $H_a \mu_{\text{Medida 1}} - \text{Medida 2} \neq 0$

W de Wilcoxon para Muestras Pareadas

	Estadístico	p
SZ + SS + W de Wilcoxon	10.0	0.586

Nota. $H_a \mu_{\text{Medida 1}} - \text{Medida 2} \neq 0$

W de Wilcoxon para Muestras Pareadas

	Estadístico	p
SZ ++ SS ++ W de Wilcoxon	3.00^a	0.371

Nota. $H_a \mu_{\text{Medida 1}} - \text{Medida 2} \neq 0$

^a 3 par(es) de valores estaban repetidos

W de Wilcoxon para Muestras Pareadas

			Estadístico	p
SZ+++	SS+++	W de Wilcoxon	6.00 ^a	0.181

Nota. $H_a \mu_{\text{Medida 1}} - \mu_{\text{Medida 2}} \neq 0$

^a 2 par(es) de valores estaban repetidos

Anexo IV: Pruebas de Wilcoxon

Nivel de significancia	0.05
Valor crítico	± 1.96

Huevos de tipo Estrongilideo.

W de Wilcoxon para Muestras Pareadas

			Estadístico	p
SZ estrongilídeo	SS estrongilídeo	W de Wilcoxon	186 ^a	0.009

Nota. $H_a \mu_{\text{Medida 1}} - \text{Medida 2} \neq 0$

^a 37 par(es) de valores estaban repetidos

W	186
Observaciones	21
Z	2.45
p	0.009

Se aplicó la prueba de Wilcoxon para muestras pareadas a 21 observaciones. El estadístico obtenido fue $W = 186$, correspondiente a un valor $Z \approx 2.45$, con un valor $p < 0.05$. Por ende, se rechaza la hipótesis nula establecida ya que si existen diferencia en la identificación de huevos de estrongilideo en muestras de heces de rumiantes de producción entre ambas técnicas.

Huevos de Nematodirus.

W de Wilcoxon para Muestras Pareadas

			Estadístico	p
SZ nematodirus	SS nematodirus	W de Wilcoxon	29.0 ^a	0.124

Nota. $H_a \mu_{Medida 1} - Medida 2 \neq 0$

^a 50 par(es) de valores estaban repetidos

W	29
Observaciones	8
Z	1.54
p	0.124

Se aplicó la prueba de Wilcoxon para muestras pareadas a 8 observaciones. Se obtuvo un estadístico $W = 29$, correspondiente a un valor $Z \approx 1.54$. El valor p fue 0.124 (>0.05). Por ende, se acepta la hipótesis nula (H_0) establecida ya que no existe diferencia en la identificación de huevos de nematodirus en muestras de heces de rumiantes de producción entre ambas técnicas de flotación.

Huevos de Moniezia.

W de Wilcoxon para Muestras Pareadas

			Estadístico	p
SZ moniezia	SS moniezia	W de Wilcoxon	1.00 ^a	1.000

Nota. $H_a \mu_{Medida 1} - Medida 2 \neq 0$

^a 57 par(es) de valores estaban repetidos

W	1.00
Observaciones	1
Z	x
p	1.00

En este tipo de huevos de parásitos solo se registró una observación (n=1) con diferencia entre técnicas. Debido al tamaño insuficiente de la muestra, no es posible aplicar la prueba de Wilcoxon ya que no es estadísticamente válido.

Ooquistes de Eimeria.

W de Wilcoxon para Muestras Pareadas

			Estadístico	p
SZ eimeria	SS eimeria	W de Wilcoxon	107 ^a	0.749

Nota. $H_a \mu_{Medida 1 - Medida 2} \neq 0$

^a 37 par(es) de valores estaban repetidos

W	107
Observaciones	21
Z	-0.29
p	0.749

Se aplicó la prueba de Wilcoxon para muestras pareadas a 21 observaciones. El valor del estadístico fue $W = 107$, con un valor $Z \approx -0.29$ y un valor $p = 0.749 (>0.05)$. Por ende, se acepta la hipótesis nula (H_0) establecida ya que no existe diferencia en la identificación de ooquistes de eimeria en muestras de heces de rumiantes de producción entre ambas técnicas de flotación.

Huevos de Fasciola.

W de Wilcoxon para Muestras Pareadas

			Estadístico	p
SZ fasciola	SS fasciola	W de Wilcoxon	10.0 ^a	0.089

Nota. $H_a: \mu_{Medida 1} - Medida 2 \neq 0$

^a 54 par(es) de valores estaban repetidos

W	10
Observaciones	4
Z	1.83
p	0.089

Se aplicó la prueba de Wilcoxon para muestras pareadas a 4 observaciones. Se obtuvo un estadístico $W = 10$, correspondiente a un valor $Z \approx 1.83$, con un valor $p = 0.089$ (>0.05). Por ende, se acepta la hipótesis nula (H_0) establecida ya que no existe diferencia en la identificación de huevos de fasciola en muestras de heces de rumiantes de producción entre ambas técnicas de flotación.