

UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

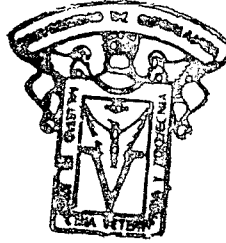
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



ESTUDIO COMPARATIVO DEL USO DE SOLUCIONES AZUCARADAS A
DIFERENTES CONCENTRACIONES Y DE LA SOLUCION SALINA SATURADA
PARA LA ELABORACION DE EXAMENES COPROPARASITOSCOPICOS DE LA
ESPECIE CANINA, VALORANDO LA EFECTIVIDAD Y ECONOMIA DE
ESTAS PRUEBAS

TESIS PROFESIONAL
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
MEDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA
P R E S E N T A
JAVIER RICARDO LOMELI ALTAMIRANO
GUADALAJARA, JALISCO. NOV. DE 1983

INDICE.



INTRODUCCION.	1
OBJETIVO.	6
MATERIAL Y METODO.	8
RESULTADOS.	17
DISCUSION.	27
CONCLUSIONES.	37
SUMARIO.	42
BIBLIOGRAFIA.	45

A mis padres, Sr. Ricardo-
Lomell López y Sra. Ma. --
Agapita Altamirano de Lome
ll, gracias por la vida y
por el apoyo que siempre
me han brindado.

A mis hermanos Luis Germán, Ce-
sar Saul, Marco Arturo y Omar, -
gracias por su entusiasmo y for-
taleza que siempre me motivó.

A Susy, por su gran ayuda
y comprensión, todo enmar-
cado con amor.

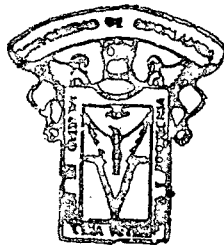
A mi Universidad, que me-
dió la oportunidad de for-
marme Profesionalmente.

Al Sr. MVZ Rodolfo Javier Barba-
López, Director de la Facultad
de Medicina Veterinaria y Zootec-
nia, por su amistad y valiosa
ayuda.

Al grupo de amigos y jura-
do: MVZ Jaime Aranda Ve-
lasco, MVZ Irma Elizondo-
Espinoza, MVZ Gustavo Co-
rona Cuellar, MVZ Luis En-
rique Espinoza Páez, MVZ-
Javier Sánchez Arias.

Gracias.

A mis maestros.



OFICINA DE
RELACIONES CIENTÍFICAS

A MI ASESOR MVZ EFRAIN VELASCO ROSAS
POR SU GRAN AYUDA PARA LA ELABORACION
DE ESTA TESIS.

A TODAS AQUELLAS PERSONAS QUE DE
ALGUNA FORMA CONTRIBUYERON EN LA
REALIZACION DE MI FORMACION.

GRACIAS.

INTRODUCCION.

INTRODUCCION:

Un diagnóstico preciso por medio del examen coproparasitológico, depende de la seguridad de las técnicas y los métodos empleados y, especialmente, del reconocimiento de la morfología de los huevos y las larvas de parásitos (7).

Los parásitos provocan en ocasiones la muerte de los animales y, lo más importante es el daño crónico que lleva a la disminución de la producción (1). Cuando existen fundadas sospechas de que puede haber una infestación parasitaria por nemátodos y coccideas, imprescindible es el estudio microscópico y macroscópico de las heces fecales para asegurar el diagnóstico, y actuar terapéuticamente bien (5).

Muchas de las técnicas utilizadas en el trabajo parasitológico comprenden la separación de los parásitos o de sus huevos o larvas de las sustancias con las que están mezcladas, o en los que se hallan contenidos, por ejemplo, tejidos, heces fecales, hierba, medios de cultivo. Se toman en cuenta para este fin las diferencias entre las propiedades de los parásitos y del material del que deben separarse. Las propiedades comprenden el peso específico -

de las formas parasitarias, y la densidad de la solución empleada (7).

La demostración de la presencia de huevos o larvas de vermes y protozoarios en la heces fecales, proporciona una evidencia positiva de que el animal se halla infestado. El desarrollo de métodos cuantitativos para determinar la concentración de los huevos de vermes y protozoarios en las heces instituyó un importante avance, pero la suposición de que la carga de vermes puede deducirse con seguridad de los recuentos de huevos en heces no ha demostrado estar justificada (7).

Los recuentos de huevos en heces no son menos valiosos en trabajos experimentales y de investigación, en los que una serie de recuentos o una comparación entre los recuentos de los animales de historia clínica conocida, -- pueden proporcionar una información importante sobre la -- carga de vermes o sobre la relación del hospedador y los vermes (7).

Es importante reconocer que, aunque la presencia de grandes cantidades de huevos, larvas y protozoarios en las heces fecales tiende a confirmar un diagnóstico semejante, su ausencia o la presencia de un pequeño número no

significa necesariamente que el animal no padezca una para
sitosis (7).

Aún así, la determinación exacta del número de -
huevos y protozoarios en las heces fecales es de gran im-
portancia, tanto para determinar aproximadamente el grado
de infestación como para comprobar el resultado de los pro
cedimientos empleados en el tratamiento y control (3).

Dentro de las técnicas que se utilizan actualmen-
te en los exámenes coproparasitológicos, encontramos la -
utilización de soluciones azucaradas muy concentradas. Di-
cho de otra forma, encontramos que tales soluciones son --
preparadas a base de grandes cantidades de azúcar, compi-
tiendo así, con el consumo humano, con la rapidez dentro -
del laboratorio como en la separación y el filtrado, y con
la economía (5).

Las técnicas de la elaboración de los exámenes -
coproparasitológicos por flotación, son tomadas y copia--
das generalmente de libros editados en otros países donde
los estándares del material (el azúcar en este caso), di-
fieren de los materiales usados en nuestro país (9). La di
ferencia de densidades resultantes en las soluciones azuca-
radas, entre los estándares y lo que obtenemos, repercute

en la variación de resultados.

En este trabajo se estudió la reducción de la concentración de azúcar en la elaboración de la solución azucarada saturada, con base a pruebas realizadas con anterioridad en el laboratorio de parasitología de la facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

Estos antecedentes arrojaron las siguientes conclusiones:

1.- Aún utilizando menos cantidad de azúcar en los preparados, la solución poseía una densidad suficiente como para que flotaran algunos huevecillos, y 2.- esto nos lleva a reflexionar en el factor económico con respecto al costo del azúcar.

De aquí la importancia de establecer la concentración ideal de la solución azucarada, para la elaboración de los exámenes coproparasitológicos por flotación, en la especie canina.

OBJETIVO.

OBJETIVO:

1.- Obtener la concentración ideal de la solución azucarada, para la elaboración de los exámenes coproparasitológicos en la especie canina.

2.- Hacer un estudio comparativo entre la solución azucarada y la solución salina saturada, en relación a costo y efectividad de las pruebas.

MATERIAL Y METODO.

MATERIAL:

Para la preparación de las soluciones azucaradas saturadas, y de la solución salina saturada, se utilizó el siguiente material:

- 1 mechero Bunsen.
- 1 soporte Universal.
- 1 rejilla de asbesto.
- 1 matraz de 1000 ml.
- 1 guante de asbesto.
- 1 agitador de vidrio de 50 cm.
- 1,280 grs. de azúcar p/solución Sheater.
- 500 grs. de azúcar p/solución al 50%
- 450 grs. de azúcar p/solución al 45%
- 400 grs. de azúcar p/solución al 40%.
- 300 grs. de azúcar p/solución al 30%
- 400 grs. de sal p/solución salina saturada.
- 1 lt. de agua destilada por cada solución (6).
- 10 ml de formol al 40% en cada solución azucarada.
- 6 frascos de vidrio de 1 lt.

Material para el procedimiento práctico de las técnicas coproparasitoscópicas:

- 2 probetas de 100 ml. (graduada).
- 12 vasos de plástico.
- 6 mallas cernidoras de 1 mm.
- 10 agitadores de vidrio de 10 cm.
- 1 balanza.
- 6 tubos de centrifuga de 15 ml. (graduados).
- 1 centrifuga eléctrica.
- 10 portaobjetos.
- 1 microscopio de luz.
- 3 cámaras Mc. Master.
- 2 vasos de plástico de 30 ml.
- 25 frascos de vidrio con tapa hermética.

Material biológico:

- 100 muestras de heces de canino positivas a diversas parasitosis (20 grs. c/muestra).

METODO:

Se recolectaron heces fecales de caninos directamente del recto con cucharillas y se depositaron en frascos previamente lavados y secos. Para evitar alteraciones en los resultados, estos frascos se mantuvieron en hielo mientras se trasladaban al laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, y se procedió a realizar los exámenes coproparasitoscópicos por la técnica de flotación. Así, progresivamente, analizando cada una de las muestras, se llegó a completar cien positivas.

El estudio de las muestras se hizo en forma cualitativa (centrifugación), y en forma cuantitativa (Mc. -- Master).

Para hacer la comparación de las soluciones probadas, se utilizó la solución de Sheather como patrón --- [1,280 grs de azúcar en un litro de agua destilada, con -- 10 ml. de formol] (7).

Las soluciones pruebas, a base de azúcar morena [comercial], se prepararon a las siguientes concentraciones:

a.- al 50% (500 grs de azúcar + agua c.b.p. 1 --
lt).

b.- al 45% (450 grs de azúcar + agua c.b.p. 1 --
lt).

c.- al 40% (400 grs. de azúcar + agua c.b.p. 1 -
lt).

d.- al 30% (300 grs. de azúcar + agua c.b.p. 1 -
lt).

Estas soluciones se examinaron en la Facultad de Ciencias Químicas para conocer su densidad, y dieron los siguientes resultados:

Solución (a) al 50% (densidad 1.19043 grs./cc a-
12°C).

Solución (b) al 45% (densidad 1.17385 grs./cc a-
12°C).

Solución (c) al 40% (densidad 1.15781 grs./cc a-
12°C).

Solución (d) al 30% (densidad 1.12799 grs./cc a-
12°C).

La solución salina saturada (400 grs. de sal no-refinada, en un litro de agua destilada), marcó una densidad de: 1.16918 grs. /cc a 12°C., e indica ser una solu-

ción al 40%.

La solución Sheather (1,280 grs. de azúcar en un litro de agua destilada, con 10 ml. de formol), marcó una densidad de: 1.21035 grs./cc a 12°C., e indica ser una solución al 128%.

DETERMINACION DE MUESTRAS POSITIVAS:

1).- Técnica coproparasitoscópica cualitativa -- (flotación):

Una muestra reciente de heces fecales de canino, es el material básico para la prueba. De esta muestra se pesan 2 grs. exactamente, taradas junto con su vaso de plástico, en la balanza. Se le agregó 28 ml. de solución azucarada saturada, calibrándola en una probeta graduada. Se procedió a homogenizar el contenido, agitándolo con una varilla pequeña de vidrio. Es muy importante realizar este paso correctamente, fragmentando al máximo las heces fecales. Esta solución se pasa al cernidor (con coladera-malla con 64 cuadros X cm²), vertiéndose a otro vaso de plástico. Aquí la solución ya no presenta grumos. De estos vasos, se pasa al llenado de los tubos de ensaye graduados para centrifuga con capacidad de 15 ml. de cristal, hasta

marcar 10 ml. en estos. Se colocan en la centrífuga durante 5 minutos a 1,500 r.p.m.

Va centrifugada la solución, se obtiene el sobrenadante con un agitador de vidrio por tensión superficial y se colocan algunas gotas en porta-objetos, previamente secados y perfectamente limpios. Se procede a la observación al microscopio con el objetivo de seco débil, con la técnica de ida y vuelta.

Si la muestra fue positiva a algún huevecillo de parásito, se marca el frasco de recolección, y se realiza la prueba cuantitativa.

11).- Técnica coproparasitológica cuantitativa (Mc. Master):

De la muestra marcada como positiva, se separan 6 partes de 2 grs. cada una, en su respectivo vaso de plástico. Se numeran progresivamente del uno al seis, quedando la relación con las respectivas soluciones de la siguiente forma:

No. 1 = solución Sheather (patrón) [128%]

No. 2 = solución [a] [50%]

No. 3 = solución (b) (45%)

No. 4 = solución (c) (40%)

No. 5 = solución (d) (30%)

No. 6 = solución salina saturada (40%)

De cada solución, se agregan 28 ml. a cada respectivo vaso, y se homogeniza con los agitadores de vidrio. Cada vaso utilizará un solo agitador para evitar contaminación entre sí.

Luego se filtró en los cernidores (uno para cada solución).

Se dejó reposar 45 minutos y después se procedió a tomar un poco de sobrenadante de cada solución, para colocarlo uno a uno en las cámaras McMaster. El método de conteo es de ida y vuelta, de izquierda a derecha, considerando sólo el conteo de los huevecillos que se encuentran en el espacio libre de las líneas divisorias. Se utilizó un solo espacio de cámara McMaster, el resultado del conteo se multiplicó por cien, y esto nos indica el número de huevecillos por gramo de excremento.

Durante todas las pruebas se logró mantener un margen de temperatura para las soluciones de 12°C a 18°C,

siendo aceptables para mantener la densidad de cada solución.

Fue necesario renovar frecuentemente la solución salina saturada, porque se formaban constantemente placas cristalizadas de sal en el fondo de los frascos, y lógicamente, se afectaba la densidad específica. Esta renovación se llevaba a cabo cada 5 días.

RESULTADOS.

RESULTADOS:

De las 100 muestras positivas, se presentaron -- los siguientes resultados, con respecto a los diferentes - tipos de huevecillos de nemátodos y protozoarios encontrados:

81 positivas a *Ancylostoma* c.

39 positivas a *Toxocara* c.

8 positivas a *Isosporas*.

7 positivas a *Uncinaria*.

Los resultados mixtos se presentaron de la siguiente manera:

26 de *Ancylostoma* con *Toxocara*.

7 de *Ancylostoma* con *Isosporas*.

3 de *Toxocara* con *Isosporas*.

1 de *Uncinaria* con *Toxocara*.

Para obtener el promedio de huevos por gramo de heces fecales y hacer el estudio comparativo entre las soluciones utilizadas, se sumaron el total de huevecillos encontrados en las muestras positivas y se dividieron entre el número de estas.

Esto se hizo en cada una de las soluciones y los resultados obtenidos fueron los siguientes:

Conteo de *Ancylostoma*: [81 muestras positivas]

Sol. Sheather: 287,600 = 3,550 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 50% : 279,500 = 3,450 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 45% : 232,100 = 2,865 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 40% : 203,700 = 2,524 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 30% : 154,800 = 1,911 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. salina : 294,000 = 3,629 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Conteo de *Toxocara*: [39 muestras positivas].

Sol Sheather : 43,500 = 1,115 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 50% : 46,000 = 1,179 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 45% : 36,300 = 930 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol al 40% : 24,200 = 620 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 30% : 17,200 = 441 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. salina : 43,900 = 1,125 (promedio de huevos/gramo de heces).

Conteo de Uncinaria: (7 muestras positivas).

Sol. Sheather: 8,100 = 1,157 (Promedio de huevos/gramo de heces)

Sol. al 50% : 8,100 = 1,157 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 45% : 5,200 = 842 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 40% : 4,600 = 657 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 30% : 2,600 = 371 (Promedio de huevos/gramo de heces).

So. salina : 9,400 = 1,342 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Conteo de Isosporas: [8 muestras positivas]

Sol. Sheather: 17,000 = 2,125 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 50% : 16,300 = 2,037 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 45% : 15,300 = 1,912 (Promedio de huevos/gramo de heces).

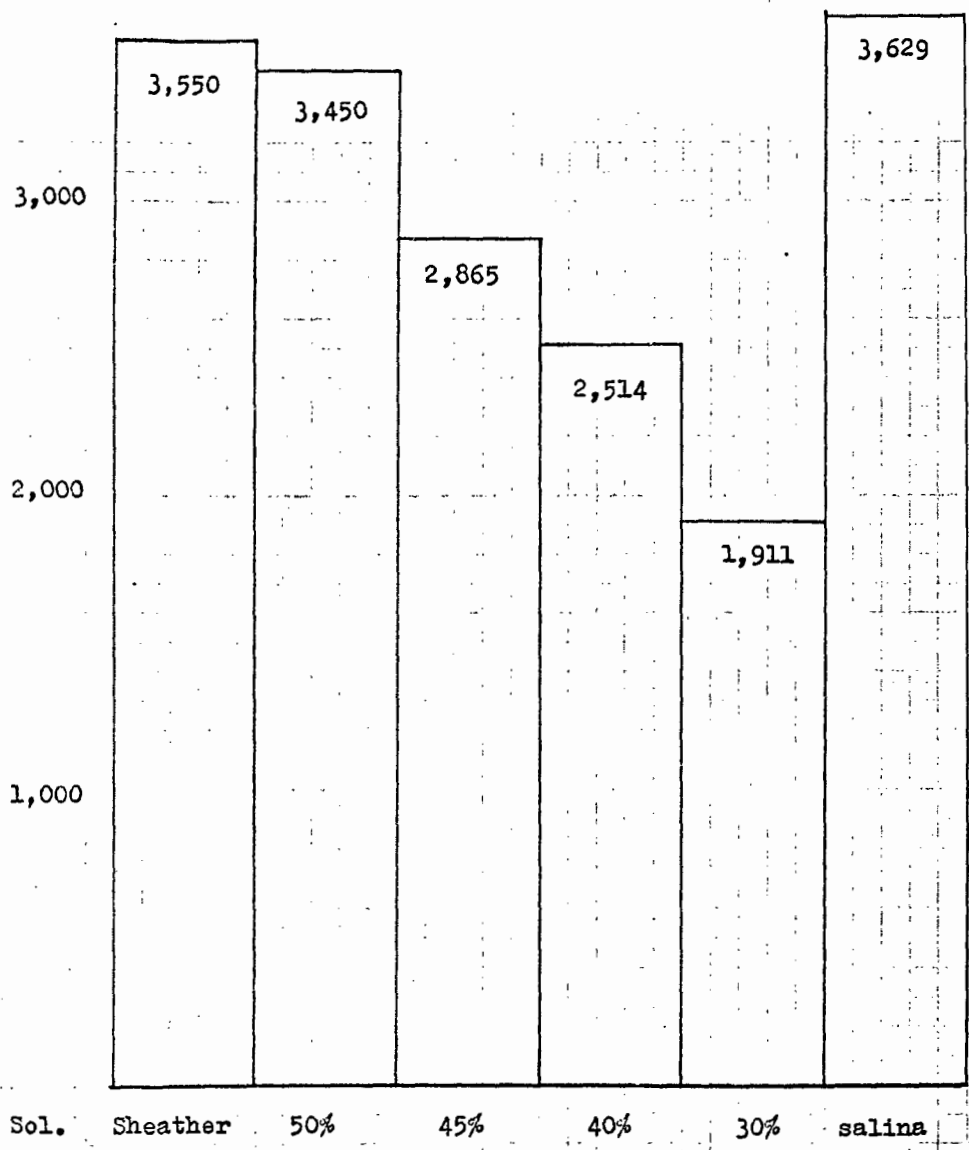
Sol. al 40% : 11,200 = 1,400 (Promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. al 30% : $8,700 = 1,087$ (promedio de huevos/gramo de heces).

Sol. salina : $12,800 = 2,475$ (Promedio de huevos/gramo de heces).

Para cada tipo de huevecillo o protozoario, se considera el número de muestras positivas como base para diferenciar el promedio en un gramo de heces fecales. Es importante considerar que los errores de muestreo se producen por el hecho de que los huevos o coccideas no se hallan distribuidos uniformemente en las heces fecales. Este margen de error no es excesivamente grande.

GRAFICA No. 1
PROMEDIO DE HUEVECILLOS DE ANCYLOSTOMA/GRAMO DE HECES.



PROMEDIO DE HUEVECILLOS DE TOXOCARA/GRAMO DE HECES.

3,000

2,000

1,000

Sol. Sheather 50% 45% 40% 30% salina

1,115

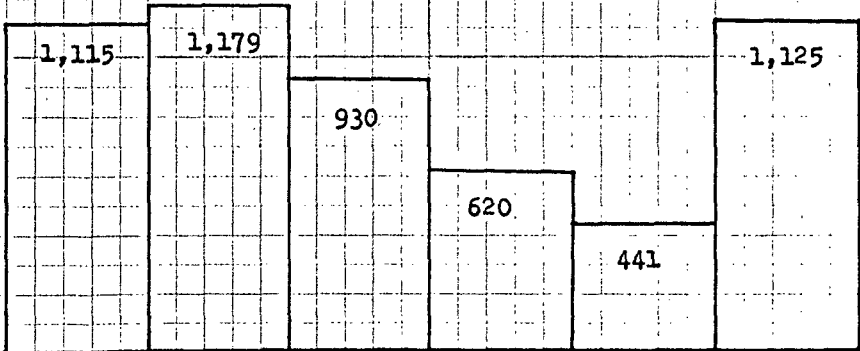
1,179

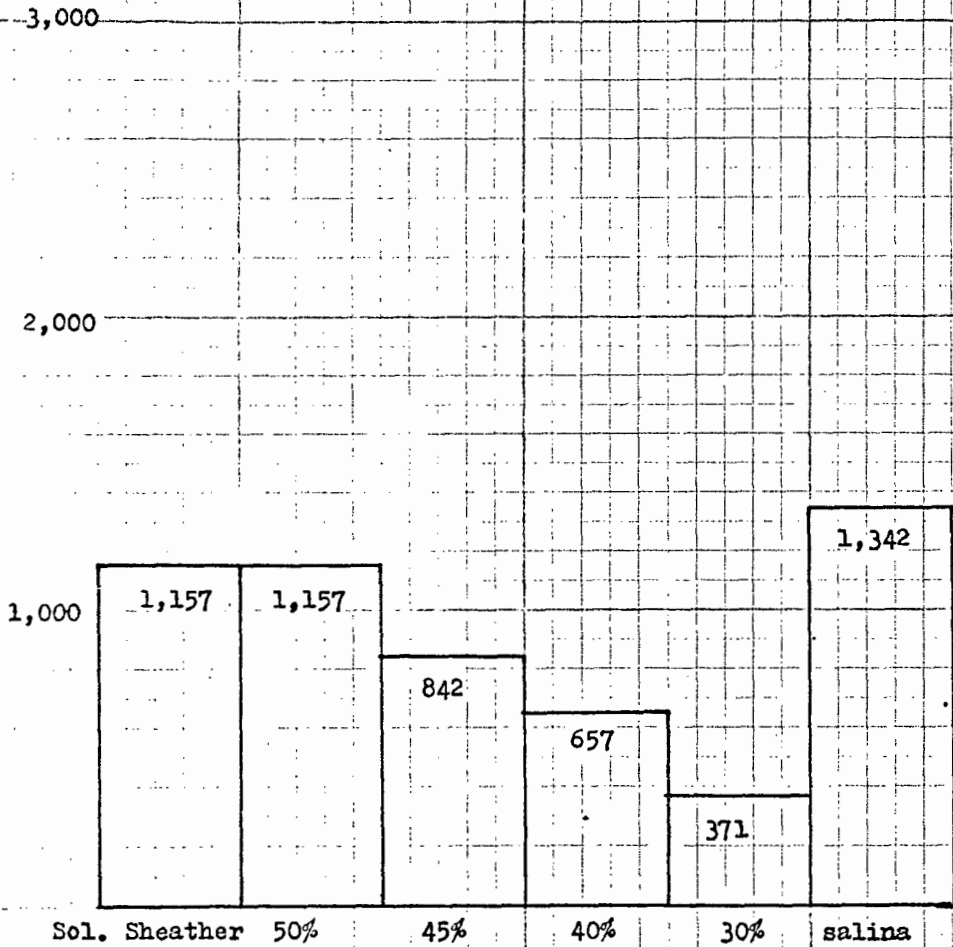
930

620

441

1,125





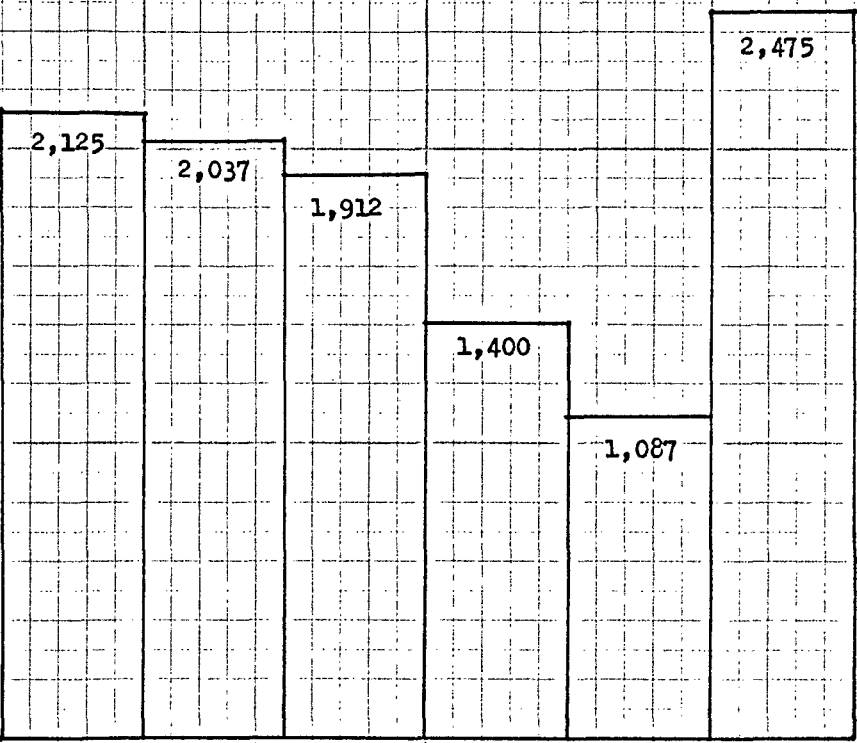
GRAFICA No. 4
PROMEDIO DE ISOSPORAS/GRAMO DE HECES

3,000

2,000

1,000

Sol.



Sheather

50%

45%

40%

30%

salina

2,125

2,037

1,912

1,400

1,087

2,475

DISCUSSION.

DISCUSION:

Al observar los resultados, se obtienen los siguientes puntos a analizar:

1).- Al comparar los porcentajes de conteo de cada una de las soluciones en estudio, resulta que la solución azucarada al 50%, da un resultado muy cercano al que se nos muestra en la solución Sheather (patrón), siendo exactamente iguales en el conteo de Uncinarias. Esto nos indica que la densidad específica para lograr la flotación de los huevos y protozoarios en los preparados coproparasitoloscópicos, es la correcta utilizando únicamente el 39.06% del azúcar que se utilizaría en la solución Sheather, o sea, 780 grs. menos.

2).- El margen de diferencia, que es mínimo, entre las soluciones Sheather y la de 500 grs. (50%), nos da una aceptable relación de semejanza, siendo esto confiable para obtener resultados verdaderos. Esto se presenta en los conteos de Ancylostoma, Toxocara e Isosporas.

3).- Los resultados de las soluciones a más baja concentración de azúcar, para cada tipo de huevecillo, se alejan lo suficiente como para no aceptarlos verdaderos; -

pero podemos considerárlas como útiles, cuando se intente realizar un examen coproparasitológico de características cualitativas. Dicho de otro modo, podemos hacer una interpretación exacta del tipo de huevecillos y de protozoarios en las heces fecales, haciendo coproparasitológicos con las soluciones al 45, 40, y 30 por ciento, pero estas no son útiles para el conteo de los mismos. Aunque es más sencillo volver al método de flotación que es más simplificado y rápido.

4).- Es importante observar la relación de resultados entre las soluciones azucaradas, la solución Sheather y la solución salina saturada. Lo marcado en serie de los Ancylostomas, nos da casi un 1% de más, entre la solución Sheather y la salina. En el conteo de Toxocara, la diferencia es de solo 0.1%. En el correspondiente de Uncinarias, los resultados se separan solo el 1.9%. Y en Trisporas, el 3.5%. De esto resulta, un apoyo más a la positividad de las pruebas al considerar que: a).- Las soluciones azucaradas al 50%, la solución Sheather y la solución salina saturada, se asemejan bastante a los resultados. b).- Esta relación de datos parecidos, se repiten en todas las series de parásitos más comunes en el perro, y c).- consideramos la efectividad de la solución al 50%, poniéndole en comparación a la solución Sheather y a la

solución salina saturada.

5).- Si se reflexiona en el aspecto práctico, notaremos que existe un inconveniente en la elaboración de la solución salina saturada. A los 5 días de su preparación, encontramos que se forman placas de cristales de sal en el fondo del frasco que la contiene. Por lo tanto se considera que baja la densidad. Si la comparamos con las soluciones azucaradas, en este mismo aspecto, veremos que la conservación de las mismas, queda asegurada con la adición del formol y la manutención de la temperatura ambiental.

6).- Uno de los objetivos de esta tesis, es el de hacer un estudio comparativo entre las soluciones azucaradas y la solución salina saturada en relación a costos. - Primero analizaremos las cantidades básicas de uso de componentes en los exámenes. En cada estudio coproparasitoscópico se utilizan 28 ml. de solución azucarada. Por lo tanto, de cada litro de solución, se pueden utilizar 35 exámenes aproximadamente. Esto también es aplicable a la solución salina. Si el costo de 1kg. de azúcar, se determina como X, tendremos que para hacer la solución Sheather se necesita $(X + 28\%$ de X). Comparándola con la solución al 50% azucarada, que ocupa [el 50% de X], observaremos una

gran reducción de costo. Explicado de otra forma: 500 grs. de azúcar que se utilizan para preparar la solución al 50%, es solo el 39.06% requerido en la solución Sheather. Aunque el costo en las soluciones de menor concentración sea gradualmente inferior, no tendrá el mismo índice comparativo por su relativa eficiencia en el estudio coproparasitoscópico cuantitativo.

En este estudio, no se estandarizó el tipo de muestras.

Se recolectó excremento de perros de todo tipo de tallas, edades, actividad y sexo.

El conteo de Isosporas en la solución salina saturada, marcó un promedio más elevado que en la solución Sheather y en la solución al 50%. Esto se explica porque la solución salina saturada, es la específica para conteo de coccidias.

Durante el tiempo que se hizo esta prueba, el kilogramo de azúcar morena costaba 28.00 pesos M.N.; el de sal costaba 15.00 M.N., por lo tanto, el costo de cada solución por concepto de estos ingredientes es:

Solución Sheather (1,280 grs de azúcar) = 35.84 -
pesos.

Solución al 50% (500 grs. de azúcar) = 14.00 -
pesos.

Solución al 45% (450 grs. de azúcar) = 12.60 -
pesos.

Solución al 40% (400 grs. de azúcar) = 11.20 -
pesos.

Solución al 30% (300 grs. de azúcar) = 8.40 -
pesos.

Solución salina sat. (400 grs. de sal) = 6.00 -
pesos.

Para obtener el costo de un solo exámen coproparasitológico, con respecto al material utilizado para cada solución, se desglosarán los elementos de la siguiente manera:

Sol. Sheather:

1,280 grs. de azúcar + 1 lt. de agua + 10 ml. =
formol = 2,200 ml.

$$2,200 \text{ ml. de sol. Sheather} = \frac{35.84 + 0.90}{2,200} = \dots$$

$$0.0167 \times 28 = 0.467.$$

0.467 pesos = costo/1 examen coproparasitoscópico en sol. Sheather.

Sol. al 50%:

500 grs. de azúcar + agua cbp 1 lt. + 10 ml. =
formol = 1,000 ml.

$$1,000 \text{ ml de sol. al 50\%} = \frac{14.00 + 0.90}{1,000} = 0.0149$$

$$\times 28 = 0.417.$$

0.417 pesos = costo/1 examen coproparasitoscópico en sol. al 50%.

Sol al 45%

450 grs. de azúcar + agua cbp 1 lt. = 10 ml. =
formol = 1,000 ml.

$$1,000 \text{ ml. de sol. al } 45\% = \frac{12.60 + 0.90}{1,000} = 0.0135$$

$$\times 28 = 0.378.$$

0.378 pesos = costo/1 examen coproparasitoscópico en sol. al 45%.

Sol. al 40%:

400 grs. de azúcar + agua cbp 1 lt. + 10 ml. formol = 1,000 ml.

$$1,000 \text{ ml. de sol. al } 40\% = \frac{11.20 + 0.90}{1000} = 0.0121-$$

$$\times 28 = 0.338$$

0.338 pesos = costo/1 examen coproparasitoscópico en sol. al 40%.

Sol. al 30%:

300 grs. de azúcar + agua cbp 1 lt. + 10 ml. formol = 1,000 ml.

$$1,000 \text{ ml. de sol. al } 30\% = \frac{8.40 + 0.90}{1,000} = 0.0093$$

$$\times 28 = 0.260.$$

0.260 pesos = costo/1 examen coproparasitoscópico en sol. al 30%.

Sol. Salina Saturada:

400 grs. de sal + agua cbp 1 lt. = 1,000 ml.

$$1,000 \text{ ml. de sol. salina} = \frac{6.00}{1,000} = 0.006 \times 28 =$$

0.168.

0.168 pesos = costo/1 examen coproparasitoscópico en sol. salina.

1,000 ml. de formol puro cuesta 90.10 pesos M.N.

10 ml de formol puro cuesta 0.90 pesos M.N.

El costo por examen coproparasitoscópico, para cada tipo de solución es:

Sol. Sheather

0.467 pesos.

<i>Sol. al 50%.</i>	<i>0.417 pesos.</i>
<i>Sol. al 45%</i>	<i>0.378 pesos.</i>
<i>Sol. al 40%</i>	<i>0.338 pesos.</i>
<i>Sol. al 30%</i>	<i>0.260 pesos.</i>
<i>Sol. salina.</i>	<i>0.168 pesos.</i>

CONCLUSIONES.

CONCLUSIONES:

Siendo tan importante el estudio coproparasitológico como factor comprobativo en la clínica veterinaria, era indispensable examinarlo desde el punto de vista económico. Entre más se reduce el costo de material, a nivel de todo proceso laboratorial, estaremos favoreciendo su costeabilidad práctico profesional.

Siempre y cuando encontremos resultados verdaderos y representativos de las parasitosis en los animales, todo cambio laboratorial está permitido; cambios que eviten el encarecimiento de la práctica. Así, enmarcando los resultados en conclusiones, se determina lo siguiente:

a).- Las soluciones en examen (azucaradas al 50, 45, 40 y 30 por ciento), demostraron tener un valor coprológico. Todas marcaron positividad al estudio cualitativo en la prueba de observación de huevecillos y protozoarios en heces fecales de canino.

b).- La solución azucarada al 50% fue la que presentó resultados idénticos o muy parecidos, a los expuestos por la solución Sheather, (que fungió como patrón). Esto nos demuestra su efectividad, al marcar la densidad ne-

cesaria, para que floten los huevecillos y protozoarios en el preparado. La comparación de densidades entre las soluciones al 50%, solución Sheather y la solución salina, nos da la siguiente conclusión.

Sol. Sheather : densidad 1.21035 grs./cc a 12-
grados centígrados.

Sol. al 50% : densidad 1.19043 grs./cc a 12-
grados centígrados.

Sol. salina sat.: densidad 1.16918 grs./cc a 12-
grados centígrados.

La densidad ideal de las soluciones azucaradas, para hacer un examen coproparasitológico, es la que marca la solución al 50% = 1.19043 grs./cc a 12°C.

c).- La comparación de los resultados de las soluciones azucaradas y la solución Sheather, fueron aunadas a los resultados de la solución salina saturada, que también se utilizó al mismo tiempo y con las mismas muestras, de las anteriores. Esto nos dió como resultado la observación de la semejanza de efectividad, entre la solución Sheather, la solución al 50%, y la solución salina satura-

da.

d).- Por lo observado, no es factible utilizar la solución salina saturada para exámenes coproparasitoscópicos, almacenada durante mucho tiempo, dado que, se precipita la sal formando cristales en el fondo del frasco que la contiene, y esto representa una baja en la densidad necesaria para que floten los huevecillos y los protozoarios

e).- Los indicios de parasitosis demostrados en los exámenes, delatan un alto índice de *Ancylostoma c. enheces fecales*. Le sigue *Toxocara*, y en menor cantidad, *Uncinarias* e *Isosporas*.

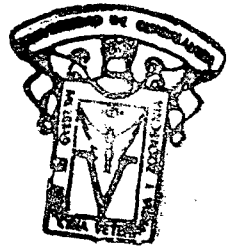
De 100 muestras positivas:

81 positivas a *Ancylostoma c.*

39 positivas a *Toxocara c.*

8 positivas a *Isosporas*.

7 positivas a *Uncinarias*.



OFICINA DE
DIFUSIÓN CIENTÍFICA

Es importante considerar los resultados mixtos.-

En tres muestras se encontró *Demodex c.* como parásito en tránsito intestinal.

f).- El factor económico diferencial, nos muestra que la solución salina saturada es la más económica, siguiéndole la solución azucarada al 50%. Pero con los inconvenientes prácticos de la solución salina saturada, queda como la más completa económica y practicamente, la solución azucarada al 50%. Esta relación comparativa se basa en:

1).- Con 1,280 grs. de azúcar, se hace la solución Sheather.

2).- Con 500 grs. de azúcar se prepara la solución al 50%.

3).- Esto equivale a una reducción del 60.94% de azúcar, si utilizamos la solución al 50%.

4).- La diferencia económica indica que el azúcar es casi el doble más cara que la sal, pero esto pierde importancia al considerar que la solución salina saturada, pierde su estabilidad de densidad con el paso de los días, provocando falsos resultados en los exámenes coproparasitoscópicos.

SUMARIO.

SUMARIO:

En esta investigación, se valoró la efectividad y economía de 4 soluciones azucaradas a las concentraciones de 50%, 45%, 40%, y 30%, comparativamente con la solución azucarada Sheather, que se utiliza regularmente en los exámenes coproparasitológicos; así mismo se evaluó también diferencialmente, con la solución salina saturada.

Se utilizaron 100 muestras de excrementos de caninos positivos a parasitosis gastrointestinales por nemátodos y protozoarios, sin clasificarlos por edades, ni raza, ni talla, ni sexo.

Se hicieron las pruebas coproparasitológicas de viendo cada muestra en seis soluciones, [600 resultados] y se reportó lo siguiente: La solución azucarada al 50% -- dió resultados idénticos o muy parecidos, a los obtenidos en la solución Sheather.

Esto nos indica que es la solución más confiable y económica, para realizar estudios coproparasitológicos cualitativos y cuantitativos. Las soluciones de más baja concentración, solo nos dieron resultados confiables para exponerlos a pruebas cualitativas.

También se comparó la efectividad y economía de la solución salina saturada, con las azucaradas, siendo igual o semejante el resultado entre la solución salina, la solución Sheather y la solución al 50%. El inconveniente de la solución salina saturada, es que se cristaliza demasiado pronto, formándose placas en el fondo del frasco que la contenga.

El ahorro de azúcar al preparar la solución azucarada al 50%, equivale al 60.94%, con relación a la solución Sheather.

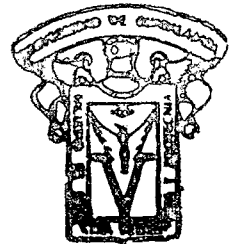
BIBLIOGRAFIA.

BIBLIOGRAFIA:

- 1.- Benbrook Edward A. ; Slos Margaret W.
Parasitología Clínica Veterinaria.
Editorial Continental S.A.; C.E.C.S.A. 3a. Edición ---
(1970).
Pags. 15-21
- 2.- Bill Margan Banner; Hawkins Phillip A.
Veterinary Helminthology.
Editorial Continental; Edición 1973.
Pag. 163
- 3.- Flynn Robert J. DVM
Parasites of Laboratory Animals.
Argonne Illinois 1973
Pag. 507:
- 4.- Geoffrey Lapage.
Parasitología Veterinaria.
Editorial Continental; 3a. Impresión (1975)
Pag. 111.
- 5.- Kelly J.D.; NG B.K.V. Whitlock H.V.
Helminth Parasites of Dogs and Cats.

- Australian Veterinary Practitioner.*
[1976] [6] 2 Pags. 89-100.
- 6.- Kelly W.R.
Diagnóstico Clínico Veterinario
London 1976; Editorial Continental.
C.E.C.S.A.
- 7.- Laboratorio Central Veterinario, Weybridge, Gran Bretaña.
Manual de Técnicas de Parasitología Veterinaria.
Editorial Acribia, Zaragoza, España.
London [1971] Pags. 9-25
- 8.- Marek Josef; Mocs Johannes.
Tratado de diagnóstico Clínico de las Enfermedades Internas de los Animales Domésticos.
Editorial Labor; 2a. Edición 1978.
Pags. 352-353.
- 9.- Mines J.J.
Modifications of the McMaster worm egg counting method
Australian Veterinary Journal [1977] 53 (7).
Pags. 342-343.

- 10.- Ministry of Agriculture, Fisheries and Food.
 Manual of Veterinary Parasitological Laboratory Techniques.
 London UK; HM Stationery Office. (1977) 2nd. edition -
 v.
 + 129 p.p. 1 sbn 0-11-241117-7
- 11.- Thienpont D.; Rochette F.; Vamparlis O.F.J.
 Diagnosing Helminthiasis Through Coprological Examination.
 Beerse, Belgium; Janssen Research Foundation.
 [1979] 197 p.p.
- 12.- Zajicek D.
 Comparison of Efficacy of two Faecal Egg Counting Methods.
 Veterinary Medicine (1978) 23 (5)
 Pags. 275-282.



OFICINA DE
 FUSIÓN CIENTÍFICA