

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

**PRESENCIA DE LA LARVA DE *Oestrus ovis*, EN OVINOS CON
SINTOMAS DE ENFERMEDAD RESPIRATORIA SUPERIOR
BENEFICIADOS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE LA CIUDAD DE
QUETZALTENANGO**

TESIS

**PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD
DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE LA UNIVERSIDAD DE
SAN CARLOS DE GUATEMALA**

POR

OSCAR ARTURO DE LEON CALDERON

**AL CONFERIRSELE EL TITULO ACADEMICO DE
MEDICO VETERINARIO**

GUATEMALA, AGOSTO DE 1999

JUNTA DIRECTIVA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

DECANO:	Lic. RODOLFO CHANG
SECRETARIO:	Dr. M.V. MIGUEL ANGEL AZAÑÓN
VOCAL I:	Lic. ROMULO GRAMAJO
VOCAL II:	Dr. M.V. FREDY GONZALEZ
VOCAL III:	Lic. EDUARDO SPIEGELER
VOCAL IV:	Br. JEAN PAUL RIVERA
VOCAL V:	Br. FREDY CALVILLO

ASESORES:

Dra. LESBIA CALDERON
Dr. BYRON GIL
Dr. JAIME MENDEZ
Dr. HELIODORO A. GARCIA

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

Cumpliendo con los preceptos que establece la ley de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de tesis
Titulado:

**PRESENCIA DE LA LARVA DE Oestrus ovis, EN OVINOS CON
SINTOMAS DE ENFERMEDAD RESPIRATORIA SUPERIOR BENEFICIADOS
EN EL RASTRO MUNICIPAL DE LA CIUDAD DE QUETZALTENANGO.**

Que me fuera aprobado por la junta directiva de la Facultad de
Medicina Veterinaria y Zootecnia
Previo a optar el título de:

MEDICO VETERINARIO

ACTO QUE DEDICO

A DIOS Y A LA VIRGEN MARIA

A MIS PADRES

Oscar Mariano de León Vides
Gilda G. Calderón de de León

A MIS HERMANOS

Luis Mariano, Hugo David y
Leonor

A MI ESPOSA

Tania Vanessa

A MI HIJO

Oscar Antonio

A MIS CUÑADAS

Lourdes y Jaqueline

A MIS SOBRINOS

Adriana, Luis Pedro y
Alejandra

A MIS AMIGOS

Especialmente a
Roberto Enriquez

TESIS QUE DEDICO

A MI PATRIA GUATEMALA

A LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

A LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

A MIS ASESORES

Dra. Lesbia Calderón

Dr. Byron Gil

Dr. Jaime Méndez

Dr. Heliodoro García

INDICE

1. Introducción	01
2. Hipótesis	02
3. Objetivos	03
4. Revisión de Literatura	04
4.1 Género Oestrus	04
4.2 Estrosis	04
4.2.1 Sinonimia	04
4.2.2 Definición	05
4.2.3 Hospedadores	05
4.2.4 Localización	05
4.2.5 Etiología	05
4.2.6 Ciclo Evolutivo	06
4.2.7 Patogenia	08
4.2.8 Síntomas y lesiones	09
4.2.9 Diagnóstico	10
4.2.10 Tratamiento	10
4.2.11 Control y Profilaxis	11
4.3. Métodos de Diagnóstico	12
4.3.1 Técnicas histológicas	12
4.3.2 Tinción de los cortes	13
4.3.3 Tinción con hematoxilina-eosina	14

5. Materiales y métodos	17
5.1. Materiales	17
5.1.1 Recurso humano	17
5.1.2 Recurso biológico	18
5.1.3 Recursos de campo	18
5.1.4 Recursos de laboratorio	18
5.1.5 Centros de referencia	18
5.2. Métodos	19
5.2.1 Diseño del estudio	19
5.2.2 Selección de animales	20
5.2.3 Procedimiento	20
5.2.4 Análisis de datos	20
6. Resultados y Discusión	21
7. Conclusiones	25
8. Recomendaciones	26
9. Resumen	27
Bibliografía	28
Anexo 1 Boleta de encuesta	31
Anexo 2 Cuadros y gráficas	32

1. INTRODUCCION

Entre las explotaciones ganaderas existentes en Guatemala se encuentra la ovina; la cual juega un papel muy importante en la nutrición humana, en la industria y en la agricultura, principalmente en las comunidades indígenas del altiplano occidental del país.

La raza ovina explotada en nuestro medio es la criolla, que es descendiente de razas españolas entre las cuales se cree que están la Churra, Aragonesa, Lacha, Manchega y Castellana, teniendo la ovina criolla características genotípicas y fenotípicas que posiblemente los hagan diferentes a las razas originales.

Se le encuentra principalmente en zonas altas, pobres y quebradas, donde existen algunas limitantes para su explotación como lo son: manejo deficiente, mala alimentación, enfermedades infecciosas y parasitarias, factores ecológicos y socio-económicos; los cuales en conjunto obstaculizan el desarrollo de los ovinos.

Dentro de las enfermedades parasitarias de mayor importancia para la población ovina está la oestrosis, la cual es diagnosticada por los síntomas observados. Sin embargo, estos son similares para otras enfermedades de tipo respiratorio; por lo que el propósito de la presente investigación es establecer si los síntomas de enfermedad respiratoria como: secreción nasal, estornudos y dificultad respiratoria; corresponden a la oestrosis ovina.

2. HIPOTESIS

Los síntomas observados de enfermedad respiratoria superior observados en ovejas son producidos por la larva de la mosca Oestrus ovis.

3. OBJETIVOS

GENERALES:

Obtener información local de la enfermedad causada por la larva de la mosca Oestrus ovis.

ESPECIFICOS:

Determinar la presencia de la larva de la mosca de Oestrus ovis, en ovinos que presentan síntomas de enfermedad respiratoria superior.

Determinar la localización por plano anatómico de la larva de la mosca Oestrus ovis, o de la lesión causada por la misma.

4. REVISION DE LITERATURA.

4.1 GENERO OESTRUS

A este género pertenece el moscardón o mosca de la nariz de las ovejas (Oestrus ovis), cuyas larvas son parásitas de las fosas nasales de las ovejas y cabras (16,19).

A diferencia de las hipodermas y de los estros, esta mosca no pone huevecillos. Sus larvas se desarrollan dentro de la mosca hembra que las deposita en las fosas nasales de las ovejas y raramente en la de las cabras (16,19).

En las fosas nasales de estos huéspedes se desarrollan las larvas hasta la madurez y después abandonan al huésped para convertirse en pupas en el suelo (16,19).

4.2 ESTROSIS

4.2.1 SINONIMIA

Estriásis del carnero (30).

Estros de la cabeza (19).

Estrido nasal (6).

Larvas de la cabeza (28).

Larvas nasales (5).

Miasis cavitaria de ovinos (25).

Nose bot (10).

Sinusitis parasitaria (14).

4.2.2 DEFINICION.

Es considerada como una miásis cavitaria.

Es una infestación causada por la acción de diferentes estados evolutivos de la larva de la mosca Oestrus ovis, que afecta a los animales lanares ocasionando mucho malestar (25,29).

4.2.3 HOSPEDADORES.

Ovejas y ocasionalmente cabras. Se ha presentado accidentalmente en el hombre y en perros, pero son huéspedes no característicos. En el hombre puede ocasionar miasis ocular o infección de las vías respiratorias superiores (6,11,14,16,25).

4.2.4 LOCALIZACION.

Cavidad nasal, senos frontales, senos maxilares y esporádicamente se le localiza en el cerebro (5,16,25).

4.2.5 ETIOLOGIA.

Oestrus ovis (Linneo 1761)

4.2.5.1 DESCRIPCION.

La mosca adulta de esta especie mide de 10 a 12 mm de largo y es mucho menos vellosa que los tábanos y los estros. Sus pelos son cortos y de color café pálido. La cabeza es grande y tanto ésta como el tórax son de color café claro; hay pequeños tubérculos negros redondos, muy juntos en la cara dorsal del tórax. Los ojos son de color café y las mejillas blancas. El abdomen es negro o café y tiene un brillo plateado. Las alas, de aspecto cristalino, tienen venas amarillas y una característica de ellas es la celdilla cerrada frente a la vena central. Los lóbulos basales de las escamas son

grandes y de color blanco céreo. Las patas son amarillas (16,25).

La larva I tiene forma de hilo y mide 1.3 mm después de ser puesta. Sobre el lado ventral, los segmentos de su margen anterior tienen dos o tres coronas completas de espinas. La segunda larva es de color blanco y mide de 3.5 a 12 mm. En la cara dorsal tiene solamente pocos y débiles dentículos en el segundo segmento. Los estigmas posteriores son más o menos circulares (16,25).

El tercer estado larvario llega a medir 20 mm de largo, de color amarillo cuando está joven; luego cambia a tonos de café, y en el estado maduro muestra bandas transversas de color obscuro. El segundo segmento está provisto con un número variable de pequeños dentículos. Ventralmente los segmentos tienen coronas de gruesas espinas, las que están irregularmente colocadas en el tercer segmento pero son regulares en los siguientes. Los estigmas posteriores son circulares con un botón central sin sutura discernible. La pupa es de color negro y mide de 16 a 26 mm de largo (16,25).

4.2.6 CICLO EVOLUTIVO.

Las moscas adultas son muy activas en los días soleados y calurosos del verano y las ovejas pronto dan signo de saber esto. Las ovejas se agrupan con la cabeza baja, manteniendo sus fosas nasales cerca del suelo o protegidas entre los cuerpos de los otros animales. Las moscas adultas no atacan para alimentarse porque sus órganos bucales han degenerado, a semejanza de los de las otras especies de la familia Oestridae. Las hembras se lanzan sobre una oveja, haciendo que ésta

levante la cabeza, en una fracción de segundo la mosca deposita una larva en las fosas de la nariz o bien en el hocico, cerca de las aberturas nasales. Esta es la primera larva (6,16,25).

Por lo general, las larvas requieren aproximadamente diez meses para madurar, o sea tanto tiempo como en las larvas de los estros. Durante este tiempo puede encontrárseles en cualquier lugar de las fosas nasales. Generalmente son muy activas y se desplazan con gran rapidez; se ocultan en los pliegues de los cornetes o entre estos huesos y los del cráneo, donde pueden pasar inadvertidas (6,16,25).

La duración del desarrollo larvario en las fosas nasales de la oveja varía considerablemente. Las larvas depositadas a principio del verano maduran en un mes. Las depositadas en septiembre permanecen en la primera fase larvaria todo el invierno y pueden iniciar su desarrollo hasta el siguiente mes de febrero. Por esta razón, las fosas nasales de la oveja pueden contener en cualquier tiempo larvas en diferente fase de desarrollo (6,16,25).

El desarrollo o metamorfosis en el pupario en verano es de 27 a 28 días; pero puede prolongarse durante el invierno de 49 a 66 días. Los adultos viven entre 1 a 2 meses, una hembra pone más o menos 500 larvas (6,16,25).

Las larvas del O. ovis pueden distinguirse fácilmente de las larvas de la hipoderma y estros, por su color y forma y por la limitación de las espinas a la superficie ventral (con la excepción de la primera larva) (6,16,25).

La pupa es constreñida y va del color café oscuro al negro. Se encuentra en la tierra, bajo las piedras o

bajo los macizos de pasto. La fase de pupa dura de 3 a 8 semanas. La mosca adulta sale presionando el opérculo del pupario (6,16,25).

4.2.7 PATOGENIA.

La estrosis está presente tanto en las explotaciones intensivas como extensivas; las moscas son sumamente activas durante el día, influyendo mucho las variaciones climáticas en su presencia en el medio ambiente. Las moscas depositan las larvas en los ollares de los animales, provocándoles desde el momento de la larviposición molestias debido al acoso. Las larvas ya instaladas sufren un desarrollo a corto o largo plazo, el cual está influido por las condiciones ambientales y posteriormente son expelidas por medio de estornudos, cayendo al suelo, para posteriormente pasar por un breve período de pupa, de la cual eclosiona la mosca adulta que da origen a nuevas generaciones de larvas. Esta parasitosis es crónica, siendo alta la morbilidad y baja la mortalidad; pero las alteraciones que producen repercuten en el desarrollo, al reducir el rendimiento de los animales y favorecer la presentación de otras enfermedades (6,16,25,29).

Las alteraciones producidas por ésta parasitosis son debidas a la irritación de las larvas en la mucosa que ocasionan un incremento en la producción de moco, el cual aumenta en viscosidad fluyendo continuamente por los ollares, dificultando el flujo de aire y acumulándose a nivel de los senos respiratorios. Las larvas en estado avanzado de desarrollo llegan a producir obstrucción y pueden originar una sinusitis. En ocasiones las

obstrucciones son por largo tiempo y causan gran malestar en los animales. Raramente las larvas llegan a atravesar las barreras óseas, incorporándose a la cavidad craneana, en donde pueden causar trastornos de tipo nervioso (6,16,25,29).

La transmisión se realiza durante la época de calor y seca, ya que la lluvia y la humedad tienen un efecto nocivo sobre las pupas al ser invadidas por hongos. Este dato es muy importante. La temporada del año en que hay moscas adultas varía ligeramente de una región a otra, por lo que conviene considerar la temporada de transmisión o de infestación para programar los tratamientos estratégicos durante la temporada del año en que no hay adultos (6,16,25,29).

4.2.8 SINTOMAS Y LESIONES.

Cuando se acercan las moscas, las ovejas se muestran inquietas, juntan sus cabezas o las apoyan en el suelo, tratan de tapar sus ollares con sus extremidades anteriores o se echan. Una vez realizada la puesta de las larvas, se frotan la cabeza contra el suelo, con las patas o contra los más diversos objetos y corren intranquilas de un lado a otro (6,16,25).

Los signos más comunes son: flujo nasal seroso o sero sanguinolento (que se puede mezclar con polvo o alimento seco), disnea y estornudos, y eliminación ocasional de larvas. Cuando hay localización cerebral los animales adoptan posiciones forzadas, presentan excitación, apatía, contracciones, bamboleo de la cabeza; otros síntomas confundibles con el vértigo solamente se presentan en raras ocasiones (6,16,25).

Las lesiones que se pueden observar son: acumulación abundante de moco seroso en cavidad y senos respiratorios, que pueden adquirir aspecto purulento. Las lesiones catarrales son de diversa intensidad en la mucosa, en ella se forman dilataciones y a veces colecciones purulentas grumosas que ocluyen las comunicaciones existentes entre las diversas cavidades. El numero de larvas por animal generalmente no es muy alto, de 12 a 20, y durante la estación cuando las larvas de segundo y tercer estado están presentes en los senos frontales, su numero varía de 5 a 25 por animal (6,16,25).

4.2.9 DIAGNOSTICO.

Este se realiza generalmente en forma clínica, basado en los síntomas, evidencia epidemiológica o por medio de necropsias de los ovinos o caprinos en donde los estados larvarios son evidentes (2,14,25,19).

El estado general del animal, la rinitis catarral, la sinusitis y los ocasionales síntomas nerviosos, orientan el diagnóstico. Debe de establecerse un diagnóstico diferencial con Coenurosis, Dictiocaulosis y con problemas respiratorios de otras etiologías (2,14,25,29).

4.2.10 TRATAMIENTO.

No se ha considerado práctico en numerosas regiones en donde los lanares son infestados en grado moderado. Pero en las zonas de climas calurosos, donde las moscas y sus larvas entorpecen significativamente la

producción lanar, sí se ha juzgado necesario tratarlos (25,29).

Un método de tratamiento usado hasta cierto punto es la inyección dentro de la cavidad nasal de 1 onza de cresol saponificado al 3% (lisol). Dicho tratamiento se aplica hacia finales de otoño, y sirve para eliminar el 90% de las larvas latentes en su primera fase de desarrollo (19).

Se puede utilizar triclorfón (Neguvón) por vía subcutánea en dosis de 40 mg/kg. También se emplea Rafoxanide (Ranide) por vía oral o por vía subcutánea en dosis de 10 mg/kg. También en los últimos años se ha probado la eficiencia de un nuevo principio, la ivermectina en dosis de 50 mcg/kg por vía subcutánea; esta tiene elevada eficiencia y un efecto residual prolongado, pero con el inconveniente de su elevado costo, su uso es restringido (25,29).

4.2.11 CONTROL Y PROFILAXIS.

Quizás en esta enfermedad el control es lo más difícil, por las características propias del parásito. El control de la miasis cavitaria se realiza mediante el tratamiento quimioterapéutico de los rebaños durante los meses en que la temperatura baja y no hay población de Oestrus ovis adultos. Otra forma es que los animales infestados, inmediatamente se les diagnostique la enfermedad, deben ser enviados a mataderos o sacrificados para consumo, antes de que desmejoren de estado, las cabezas deben de ser destruidas por el fuego o enterradas para cortar el ciclo evolutivo de la mosca (14,16,25,29).

4.3 METODOS DE DIAGNOSTICO.

4.3.1 TECNICAS HISTOLOGICAS.

La tecnica histológica comprende la preparación de los tejidos para su estudio microscópico, lo cual se logra sometiendo a la totalidad o a una parte seleccionada del tejido por examinar a una serie de procesos: fijación, deshidratación, aclaramiento, inclusión, corte y tinción (17).

En cuanto se extirpa un tejido del organismo o se priva de su irrigación, empieza a descomponerse, lo cual es una consecuencia de la falta de oxígeno y metabolitos esenciales, de la acumulación de bióxido de carbono y otros productos del metabolismo celular y de la acción de las diversas enzimas (autólisis). Este mismo proceso empieza en todos los tejidos del cuerpo en cuanto ocurre la muerte, y la rapidez de la descomposición parece ser proporcional a la actividad metabólica propia del tejido; por ejemplo es rápida en los tubos sinuosos del riñon y en el hígado, y sobre todo en el páncreas si la muerte tiene lugar pocas horas después de comer. Así pues, para preservar el estado natural de las células de los tejidos, es indispensable detener cuanto antes estos procesos de descomposición. Para este propósito, debe de colocarse el tejido en un volumen adecuado de una solución fijadora, lo más pronto posible después de la extirpación (17).

Hay otras razones por las cuales la fijación es un primer paso indispensable de cualquier técnica

histológica. La mayoría de las células consisten en una compleja membrana externa que rodea el protoplasma, fluido; mezcla de solución verdadera y coloidal de sales, proteínas, carbohidratos, lípidos, ácidos orgánicos y enzimas. Si las células no fueron fijadas muchas de estas sustancias se perderán por solución simple, por diálisis o por ingurgitación osmótica y rotura de las células en el proceso que debe preceder al corte y a la tinción. Además, y con el mismo propósito, la fijación debe de hacerse muy cuidadosamente, antes de proceder a la deshidratación (17).

4.3.2 TINCION DE LOS CORTES

Si los cortes de tejido no teñidos se examinan al microscopio con luz transmitida, no se ve más que los límites de la célula y el núcleo. La tinción del corte permite estudiar y conocer las características físicas de los tejidos y las relaciones entre las células que los constituyen. La utilidad del método se debe a que los distintos tejidos, y hasta los distintos componentes de la célula, muestran afinidades diferentes para casi todos los colorantes. Estas diferencias de tinción pueden explicarse por variaciones de estructura fisicoquímica y de composición de las células y de los tejidos. El examen de las células se facilita si se utilizan dos colorantes de contraste, por ejemplo la hematoxilina, que tinte las estructuras finas del núcleo, y la eosina o floxina, que permiten distinguir los detalles del citoplasma de las células. Por esta razón la tinción ordinaria más utilizada en histopatología es la

hematoxilina y eosina (15,17).

4.3.3 TINCION CON HEMATOXILINA Y EOSINA.

METODO.

1. Los cortes se disponen en un soporte especial de vidrio sin fondo, con una preparación en cada ranura. Se sumergen en el primer baño de xileno durante tres minutos (15,17).

2. Se pasan al segundo baño de xileno por dos o tres minutos. Siempre debe dejar escurrirse el exceso de solución inclinando el soporte y dejándolo en contacto con el borde del recipiente (15,17).

3. Se llevan al primer baño de alcohol etílico absoluto durante dos minutos. De pasarse a un segundo baño, la maniobra puede ser muy rápida; también se puede suprimir cuando se traten los cortes con agua (15,17).

4. Se sumergen en un baño de alcohol etílico de 95 a 100 durante uno o dos minutos. Si se emplea un fijador mercurico, el mercurio debe de eliminarse en esta etapa por inmersión durante cinco a 10 minutos en una solución al 0.5 por 100 de yodo en alcohol de 80 a 95 por 100. Luego, el corte debe enjuagarse en agua, y se elimina el yodo dejando las preparaciones durante unos cinco minutos en una solución al 3 por 100 de tiosulfato de sodio; finalmente, se lavan cuidadosamente en agua corriente durante tres a cinco minutos. Si se prefiere, los precipitados de mercurio se pueden quitar después de hidratar los cortes por inmersión en yodo de Gram o de Lugol durante cinco minutos, seguida de aplicación de

tiosulfato sódico y de lavado. En este momento los cortes de tejidos fijados con agentes mercuriales ya están listos para la tinción (15,17).

5. Se lava en agua corriente durante un minuto aproximadamente, y luego brevemente con agua destilada (15,17).

6. Se tinte durante cuatro a ocho minutos con hematoxilina de alumbre (por ejemplo la de Harris) (15,17).

7. Se aclara (después de un paso rápido por agua) sumergiendo tres a cuatro veces la preparación (de tres a 10 segundos cada vez) en alcohol ácido al 1 por 100 (1 ml de HCl concentrado para 99 ml de alcohol etílico al 80 por 100) (15,17).

8. Se enjuaga con agua (15,17).

9. Se colorea de azul poniendo la preparación en el sustituto de Scott para agua corriente, o en carbonato de litio al 1 por 100 en agua, o en alcohol amoniacal al 1 por 100 (un ml de amoniaco concentrado para 99 ml de alcohol al 80 por 100), hasta que los cortes tienen aspecto azulado (alrededor de 30 segundos para el litio y el amoniaco; un minuto para solución de Scott) (15,17).

10. Se enjuaga en agua (15,17).

11. Se tinte en eosina Y acidificada al uno por 100 en agua durante 15 segundos a dos minutos, según la intensidad deseada; o se enjuaga rápidamente con alcohol al 80 por 100 y se tinte de 30 segundos a tres minutos con eosina Y acidificada al 0.5 ó 1 por 100 en alcohol etílico al 80 por 100 (15,17).

12. Si se empleó eosina acuosa, se enjuaga brevemente con agua. Si se trabaja con eosina

alcohólica, en lavado en agua corriente durante 30 segundos a dos minutos permite diferenciar la tinción eosínica (15,17).

13. Se deshidrata por paso sucesivo en tres o cuatro baños de alcohol etílico absoluto, con agitación; bastan de 10 a 20 segundos cada vez (15,17).

14. Se pasa por dos o tres baños de xileno, de 15 a 20 segundos en cada uno (15,17).

15. Se monta en Permount, Clarita, Malinol o cualquier otro medio de montaje satisfactorio (15,17).

Al utilizar hematoxilina de Harris; se encuentra: núcleos, de pardo negruzco a azul negro. El hueso y calcio, semejantes al núcleo pero más pardo y menos intenso. Los eritrocitos, músculos, gránulos eosinófilos, en rojo brillante. El citoplasma, proteínas del líquido de edema, y otros de color rosa pálido (15,17).

5. MATERIALES Y METODOS

El presente estudio se realizó en el rastro municipal de la ciudad de Quetzaltenango. El departamento de Quetzaltenango está situado en el altiplano occidental del país, tiene una superficie de 1951 kilómetros cuadrados y está limitado al norte por el departamento de Huehuetenango, al sur por los departamento de Retalhuleu y Suchitepéquez, al oeste por el departamento de San Marcos y al este por los departamentos de Totonicapán y Sololá.

TOPOGRAFÍA:

En su mayor parte accidentada, con sistema montañoso, de pendientes pronunciadas, con valles estrechos y planicies de tierra cultivable. Su altitud sobre el nivel del mar es 2,300 metros, pero hay lugares que alcanzan los 3,600 metros.

El clima se presenta con una temperatura promedio anual de 15 a 24 grados centígrados.

5.1 MATERIALES:

Se contó con los siguientes recursos:

5.1.1 RECURSO HUMANO.

Cuatro asesores Médicos Veterinarios y un estudiante

de la carrera de Medicina Veterinaria.

5.1.2. RECURSO BIOLÓGICO

60 cabezas de ovejas sacrificadas en el rastro Municipal de Quetzaltenango.

5.1.3. RECURSOS DE CAMPO.

- a) Vehículo
- b) Boletas de necropsias
- c) Hielera
- d) Bolsas plásticas

5.1.4. RECURSOS DE LABORATORIO

Se utilizó para el presente estudio las instalaciones del laboratorio de patología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala; así como: laminas porta objetos, laminas cubre objetos, frascos de vidrio pequeños, bisturí, pinzas hemostáticas y Ellis, tijeras tipo mayo, formol, alcohol isopropílico, xilol y sierra.

5.1.5. CENTROS DE REFERENCIA.

Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y

Zootecnia.

Biblioteca del instituto de Nutrición para Centro América y panamá.

Instituto de Ciencia y Tecnología Agrícolas.

Laboratorio de parasitología y patología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

5.2. METODOS

El presente trabajo se realizó de la siguiente manera:

5.2.1. DISEÑO DEL ESTUDIO.

El estudio se llevó a cabo en el rastro municipal de la Ciudad de Quetzaltenango, en donde el número de ovejas sacrificadas al mes es de aproximadamente 240, las cuales procede de los municipios de Olintepeque y San Francisco El Alto, pertenecientes a Quetzaltenango y Totonicapán, respectivamente.

El muestreo se hizo por conveniencia, y se estudiaron un total de sesenta (60) ovejas seleccionadas durante los días de mayor afluencia de ovejas al rastro (lunes, miércoles y sábado).

5.2.2. SELECCIÓN DE ANIMALES PARA EL ESTUDIO

Únicamente fueron objeto de estudio las ovejas que presentaron síntomas de enfermedad respiratoria superior (estornudos, secreción nasal, dificultad respiratoria), la toma de la muestra fue en forma sistemática: a todas las ovejas que presentaron síntomas se les asignó un número, y únicamente cada cuarta oveja fue objeto de estudio hasta llegar a obtener las 60 muestras.

5.2.3. PROCEDIMIENTO

A las ovejas enfermas seleccionadas, después de sacrificadas se les examinó la región nasal para constatar la presencia de larvas en cavidad nasal o senos frontales, también se hicieron cortes de la mucosa de estas regiones para que fueran estudiadas histopatológicamente. A nivel de laboratorio se trabajaron las muestras con la coloración H.E.

5.2.4. ANALISIS DE DATOS

Se estableció el porcentaje de ovejas que manifestaron la presencia de la larva de la mosca de Oestrus ovis, y se estimó el riesgo relativo para determinar si existe asociación entre síntomas, presencia de la larva o lesiones en cavidad nasal.

6. RESULTADOS Y DISCUSION.

Este estudio se realizó en el Rastro Municipal de la ciudad de Quetzaltenango, en los meses de Febrero y Marzo, haciendo un muestreo por conveniencia con las ovejas que presentaban síntomas de enfermedad respiratoria superior, sin importar el sexo, la edad o el color de las ovejas.

Fueron muestreadas 60 ovejas, el 73.3% presentó la larva de la mosca Oestrus ovis, correspondiendo el 55% a hembras y 18.3% a los machos (cuadro 1 y gráfica 1). Las ovejas muestreadas presentaron en un 100% secreción nasal, observando que el 13.3% del total presentó estornudos y un 80% de las mismas presentó disnea, esta es provocada por el acúmulo de secreciones a nivel de cavidad nasal, por la presencia de la larva, o por la lesión que provocó la misma ocasionando que se inflamara el área, impidiendo con ello la libre circulación del aire hacia los pulmones (cuadro 2 y gráfica 2). Se pudo observar que un 68.3% de la secreción fué de tipo mucoso, la presencia de la larva irritó la mucosa nasal y como respuesta a la misma se produjo una mayor actividad de las células caliciformes incrementando con ello la producción de moco que fué aumentando de viscosidad debido a la descamación

que ocurrió en el área y a la proliferación de la flora bacteriana, este moco fué evidente al estar fluyendo constantemente por los ollares de la oveja (cuadro 3 y gráfica 3), estos mismos resultados son reportados en la literatura (6,16,25,29).

Las larvas se localizarón en un 75% en la región nasal, esta área es la que tiene contacto directo con el medio externo. Es precisamente en las fosas nasales en donde la mosca deposita la larva con un tamaño de 1.3 mm, la cual por lo general es muy activa desplazandose con rapidez ocultandose entre los pliegues de los cornetes o entre estos huesos y los del craneo, ya que es aquí en donde encuentra un medio adecuado para su desarrollo por ser un área húmeda, rica en oxígeno y con gran irrigación sanguínea, ya que es el paso directo del aire hacia los pulmones el cual al pasar por los cornetes, debe de ser calentado antes de llegar a las regiones inferiores del aparato respiratorio (cuadro 4 y gráfica 4). Con estos datos diremos que en los meses de Febrero y Marzo (época de calor), este parásito afecta a las ovejas en un alto porcentaje, y de acuerdo con la literatura: "La transmisión se realiza durante la época de calor y seca, presentandose una alta morbilidad y baja mortalidad en los animales" (6,15,24,27).

Con respecto al color de la lana se pudo establecer que el 48.3% de las ovejas blancas fué afectada (cuadro 5 y gráfica 5), y de acuerdo con la estimación del chí cuadrado el color de la lana de la ovejas es independiente de la presencia o no de larva de Oestrus ovis.

La presencia de la larva de Oestrus ovis dentro de la cavidad nasal causó una lesión a nivel macroscópico en un 91% de la población afectada (cuadro 6), iniciandose con ello un proceso inflamatorio (rinitis); provocando descamación epitelial, hiperemia y formación de gran cantidad de moco por aumento de la actividad las células caliciformes (cuadro 7).

De las ovejas evaluadas 26.7% no presentó la larva (cuadro 1 y gráfica 1) sin embargo se observó en el 75% presencia de lesión macroscópica y alteraciones a nivel celular (cuadros 8 y 9, gráfica 6), lo que nos indica que pudieron presentar la larva y después esta fué expulsada por medio de estornudos; también deben considerarse otros agentes que pueden provocar las mismas alteraciones: como el polvo, bacterias, agentes químicos, agentes físicos como el calor o el frío, traumas y/o agentes traumáticos, (alimento en polvo), u otros factores que bien pudieron afectar dicha área y presentar las mismas alteraciones a nivel microscópico

o que la respuesta celular a estos agentes se presentara de una forma más severa; por tal motivo la descamación, la hemorragia o la necrosis de la cavidad nasal y senos frontales fué más evidente (cuadro 9).

La estimación del riesgo relativo nos indicó que: existió 2.7 veces más el riesgo de presencia de la larva de Oestrus ovis, en las ovejas con síntomas de enfermedad respiratoria superior frente a las ovejas que no presentaron los mismos (cuadro 10 y gráfica 7); también existió 2 veces más el riesgo de presencia de lesiones macroscópicas causadas por la larva de Oestrus ovis, en las ovejas con síntomas de enfermedad respiratoria superior frente a las ovejas que no presentaron síntomas (cuadro 11 y gráfica 8).

Con estos resultados es válida la hipótesis planteada en este trabajo de tesis, la cual dice: Los síntomas de enfermedad respiratoria superior observados en ovejas son producidos por la larva de la mosca Oestrus ovis.

7. CONCLUSIONES

De las 60 ovejas muestreadas el 73.3% presentaron la larva de la mosca Oestrus ovis.

Los síntomas clínicos de enfermedad respiratoria de las vías superiores, sí está relacionado con la presencia de la larva de Oestrus ovis 100 por cien.

8. RECOMENDACIONES

Realizar un estudio de prevalencia de Oestrus ovis, en los departamentos del altiplano occidental de Guatemala, durante un año.

Con base en los resultados obtenidos se sugiere el control de este parásito dando tratamiento a las ovejas que presenten síntomas.

9. RESUMEN

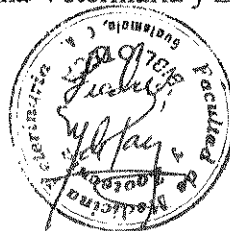
La oestrosis es una enfermedad parasitaria producida por la larva de la mosca Oestrus ovis, la cual afecta mayormente a ovejas y cabras. La larva puede ser localizada a nivel de senos frontales y región nasal, siendo una molestia fuerte para los animales que la presentan; no es común pero se le puede observar a nivel cerebral causando síntomas nerviosos.

El presente estudio se realizó en el rastro municipal de la ciudad de Quetzaltenango, en los meses de febrero y marzo, para lo cual fueron muestreadas 60 ovejas que presentaban síntomas de enfermedad respiratoria superior (disnea, secreción nasal y estornudos), sin que importara la edad, el sexo o el color.

Se obtuvo un 73.3 % de positividad sobre la presencia de la larva en la población evaluada, y un 91% de las ovejas muestreadas presentaron lesiones macroscópicas. A nivel histológico se observó descamación y aumento de las células caliciformes debido a la irritación producida por la larva.

BIBLIOGRAFIA

1. ACHA, P.N.; SZYFRES, B. 1986. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2 cd. Washington, OPS/OMS. p. 588.
2. ANDRADE DOS SANTOS, J.A. 1982. Patología especial de los animales domésticos. Trad. por Gladis López da Fontoura. 2 ed. México, Interamericana. p. 3-14.
3. ATENCIO-LEON, A.; RAMIREZ, A.J. 1980. La miasis cavitaria de las ovejas. Noticias Medico Veterinarias. (Alemania). 2(72):147-150.
4. BAGUR CASTILLO, R.A. 1977. La producción lactea de la oveja criolla en Guatemala y sus efectos en los pesos de los corderos. Tesis Lic. Zoot. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 1-2.
5. BLOOD, D.C.; HENDERSON, J.A., RADOSTITIS, O.M. 1982. Medicina Veterinaria. 5 ed. México, Interamericana. p. 849.
6. BORCHERT, A. 1964. Parasitología Veterinaria. Zaragoza, Esp., Acribia. p. 571-573.
7. BUEN, N. DE; et al. 1987. Patología sistémica veterinaria. México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. v.1. p. 199-200.
8. CATIE (C. R.). 1986. Resúmenes de las investigaciones realizadas con rumiantes menores, cabras y ovejas en el proyecto de sistemas de producción animal. Turrialba, C. R., CATIE. 13 p.
9. EL MANUAL merck de veterinaria; un manual de diagnóstico, tratamiento, prevención y control de las enfermedades para el veterinario. 1988. Ed. Por Clarence Fraser M. 3 ed. Barcelona, Esp., Centrum. 840 p.
10. FAO (ITALIA). 1985. Animal production and health paper the awass sheep. ROMA, FAO. 67 p.
11. FIEBIGER, J. 1942. Los parásitos animales del hombre y de los animales domésticos. 3 ed. Madrid, Esp., Viuda de Juan Pueyo. p. 458-469.
12. GARCIA ROMERO, D. R. 1995. Caracterización de los sistemas de producción ovina de seis aldeas del municipio de Todos Santos Cucumatán, Huehuetenango. Tesis Lic. Zoot. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 4-9.



13. GONZALES RODAS, L.P. 1982. Estudio del rendimiento en canal y calidad de carne de ovinos criollos del sexo macho en el altiplano occidental de Guatemala. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p- 1-3.
14. HELMAN, M.B. 1951. Ovinotecnia. Argentina, El Ateneo. p. 746-747.
15. KOLMER, J.A.; BOERNER, F. 1943. Métodos de laboratorio clínico. Trad. por Manuel Manrique. U.S.A., The University Society. p. 864-868.
16. LAPAGE, G. 1976. Parasitología veterinaria. México, Continental. p. 421-424.
17. LINCH, M.J.: et al. 1972. Métodos de laboratorio. 2 ed. México, Interamericana. v.2., p. 1099, 1144-1145.
18. LOPEZ CIFUENTES, B.A. 1993. Evaluación higiénico sanitaria del rastro municipal de Quetzaltenango. Tesis Med. Vet. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 32,37.
19. MARSH, H. 1969. Enfermedades de los lanares. Argentina, Troquel. p. 255-257.
20. MAY N., D.S. 1974. Anatomía del ovino: Manual de disección. México, Centro Regional de Ayuda Técnica. p. 545.
21. MEHLHORN, H.; DUWEL, D.; RAETHER, W. 1994. Manual de parasitología veterinaria. Bogotá, Col., Presencia. p. 217-222.
22. MELENEY, W.P.; APODACA, S.A. 1969. Regeneration of a population of Oestrus ovis in sheep on an isolated range. Journal American Veterinary Medicine Association., (USA). 155(2):136-138.
23. MIRELES MARTINEZ, E.J.; ALBARRAN CASTAÑEDA, U.; CORRO GARCIA, A. 1992. Frecuencia de Oestrus ovis (oestrosis) en caprinos sacrificados en Cd. Altamirano, Guerrero. Veterinaria México. (México). 23(1):73-74.
24. NORDBY, J.E.; LATTIG, H.E. 1971. Selección, preparación y exposición de ovinos. Trad. por Raúl Ramella. México, Centro Regional de Ayuda Técnica. p. 9-16.
25. QUINTERO, M.T.; ACEVEDO, H.A.; ENRIQUEZ, J.J. 1987. Frecuencia de Oestrus ovis y estudio de sus lesiones en caprinos de México. Veterinaria México. (México) 18(3):349-352.



26. QUIROZ, R.H. 1984. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México, Limusa. p. 680-683.
27. RANQUINI, J.H. 1974. Ganado lanar y cabrío ganado de cerda. Barcelona, Esp., Sintesis. v.3., p. 9-15.
28. RUNNELLS, R.; MONLUX, W.S., MONLUX, A.W. 1965. Principios de patología veterinaria: Anatomía patológica. Trad. por Guillermo Quezada Bravo. México, Continental. p. 471, 719.
29. STAMM, G.H. 1965. Guía veterinaria para granjeros. México, Hispanoamericana. p. 344-345.
30. TORTORA, M; DUPUIT, J. 1987. Enfermedades de los ovinos y caprinos. México, UNAM. p. 29-31.
31. WOOLDRIDGE, W.E. 1976. Enfermedades de los animales domésticos. México, Continental. p. 308-309.



ANEXO 1

HOJA DE PROTOCOLO

FECHA _____

NUMERO _____

PROCEDENCIA _____

SEXO: MACHO _____ HEMBRA _____

EDAD: JOVEN (menor de 12 meses) _____
ADULTO (mayor de 12 meses) _____

COLOR: BLANCO _____ NEGRO _____ OTRO _____

OBSERVACIONES ANTE-MORTEN

SECRECION NASAL _____
serosa _____ mucosa _____ purulenta _____

ESTORNUDOS _____

DIFICULTAD RESPIRATORIA _____

OBSERVACIONES POST-MORTEN

PRESENCIA DE LARVAS
EN REGION NASAL _____
EN SENOS FRONTALES _____
dorsales _____ ventrales _____

PRESENCIA DE LESIONES
EN REGION NASAL _____
EN SENOS FRONTALES _____

TOMA DE MUESTRA HISTOPATOLOGICA
DE REGION NASAL _____
DE SENOS FRONTALES _____

CUADRO 1

PRESENCIA DE LA LARVA DE Oestrus ovis, SEGUN EL SEXO DE LAS OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1998.

PRESENCIA	MACHOS	%	HEMBRAS	%	TOTAL	%
SI	11	18.3	33	55.0	44	73.3
NO	6	10.0	10	16.7	16	26.7
TOTAL	17	28.3	43	71.7	60	100

CUADRO 2

PRESENCIA DE SINTOMAS CAUSADOS POR LA LARVA DE Oestrus ovis, SEGUN EL SEXO DE LAS OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1988.

	MACHOS	%	HEMBRAS	%	TOTAL	%
SEC. NASAL	17	28.3	43	71.7	60	100
ESTORNUDOS	3	5.0	5	8.3	8	13.3
DISNEA	15	25.0	33	55.0	48	80

CUADRO 3

DIFERENTES TIPOS DE SECRECION NASAL CAUSADA POR LA PRESENCIA DE LA LARVA DE Oestrus ovis, SEGUN EL SEXO DE LAS OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1998.

	MACHOS	%	HEMBRAS	%	TOTAL	%
SEROSA	5	8.3	9	15	14	23.3
MUCOSA	12	20.0	29	48.3	41	68.3
PURULENTA	0	0.0	5	8.3	5	8.3
TOTAL	17	28.3	43	71.6	60	100

CUADRO 4

PRESENCIA DE LA LARVA DE Oestrus ovis, SEGUN EL SEXO Y LOCALIZACION ANATOMICA DE LAS OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1998.

REGION ANATOMICA	MACHOS	%	HEMBRAS	%	TOTAL	%
REGION NASAL	8	18.2	25	56.8	33	75
SENO FRONTAL	3	6.8	8	18.2	11	25
TOTAL	11	25.0	33	75.0	44	100

CUADRO 5

PRESENCIA DE LA LARVA DE Oestrus ovis, SEGUN EL COLOR DE LAS OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1998.

	SI	%	NO	%	TOTAL	%
BLANCO	29	48.3	7	11.7	36	60
NEGRO	10	16.7	8	13.3	18	30
OTRO	5	8.3	1	1.7	6	10
TOTAL	44	73.3	16	26.7	60	100

CUADRO 6

PRESENCIA DE LESIONES MACROSCOPICAS CAUSADAS POR LA LARVA DE *Oestrus ovis*, SEGUN EL SEXO Y LOCALIZACION ANATOMICA DE LAS OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1998.

	MACHOS	%	HEMBRAS	%	TOTAL	%
REGION NASAL	1	2.3	12	27.6	13	29.6
REGION FRONTAL	1	2.3	4	9.1	5	11.4
*NASAL/ FRONTAL	7	15.9	5	34.1	22	50.0
TOTAL	9	20.5	31	70.5	40	91.0

TAMAÑO DE LA MUESTRA = 44 OVEJAS

*REGION NASAL Y FRONTAL.

CUADRO 7

DIFERENTES TIPOS DE LESIONES A NIVEL CELULAR CAUSADAS POR LA PRESENCIA DE LA LARVA DE Oestrus ovis, EN OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1998.

LESION	OVEJAS MUESTREADAS			
	POSITIVAS	%	NEGATIVAS	%
DESCAMACION	31	49.2	32	50.8
CEL. CALICIFORMES	16	25.4	47	74.6
HIPEREMIA	16	25.4	47	74.6
HEMORRAGIA	15	23.8	48	76.2
NECROSIS	13	20.6	50	79.4
NECROSIS FOCAL	13	20.6	50	79.4
CONGESTION	8	12.7	55	87.3
HIPERTROFIA	3	4.8	60	95.2
HIPERPLASIA	2	3.2	61	96.8
MONOCITOS	2	3.2	61	96.8
NEUTROFILOS	2	3.2	61	96.8
EOSINOFILOS	2	3.2	61	96.8
COLONIA BACTERIANA	1	1.6	62	98.4

CUADRO 8

PRESENCIA DE LESIONES MACROSCOPICAS EN OVEJAS QUE NO PRESENTARON LA LARVA DE Oestrus ovis, SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1998.

	MACHOS	%	HIEMBRAS	%	TOTAL	%
REGION NASAL	2	12.5	0	0.0	2	12.5
REGION FRONTAL	0	0.0	2	12.5	2	12.5
NASAL/ FRONTAL	3	18.6	5	31.3	8	50.0
TOTAL	5	31.3	7	43.8	12	75.0

CUADRO 9

DIFERENTES TIPOS DE LESIONES A NIVEL CELULAR EN OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO QUE NO PRESENTARON LA LARVA DE Oestrus ovis EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1998.

LESION	OVEJAS MUESTREADAS			
	POSITIVAS	%	NEGATIVAS	%
DESCAMACION	7	33.3	14	66.7
CELULAS CALICIFORMES	6	28.6	15	71.4
NECROSIS	6	28.6	15	71.4
CONGESTION	5	23.8	16	76.2
HIPEREMIA	4	19.1	17	80.9
HEMORRAGIA	3	14.3	18	85.7
NECROSIS FOCAL	2	9.5	19	90.5
EDEMA	2	9.5	19	90.5
HIPERPLASIA	0	0.0	21	100.0
MONOCITOS	0	0.0	21	100.0
NEUTROFILOS	0	0.0	21	100.0
EOSINOFILOS	0	0.0	21	100.0
HIPERTROFIA	0	0.0	21	100.0
COLONIA BACTERIANA	0	0.0	21	100.0

TAMAÑO DE LA MUESTRA = 21 MUESTRAS

POSITIVAS = SI PRESENTARON LESION
 NEGATIVAS = NO PRESENTARON LESION

CUADRO 10

ESTIMACION DEL RIESGO RELATIVO PARA DETERMINAR SI EXISTIO RELACION ENTRE LAS OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO QUE MOSTRARON SINTOMAS DE ENFERMEDAD RESPIRATORIA SUPERIOR Y LAS QUE PRESENTARON LA LARVA DE Oestrus ovis.

PRESENCIA DE LA LARVA	SINTOMAS		TOTAL
	SI	NO	
SI	44.5	0.5	45
NO	16.5	0.5	17
TOTAL	61.0	1.0	62

$$\text{RIESGO RELATIVO} = \frac{44.5 \times 0.5}{16.5 \times 0.5} = 2.69$$

CUADRO 11

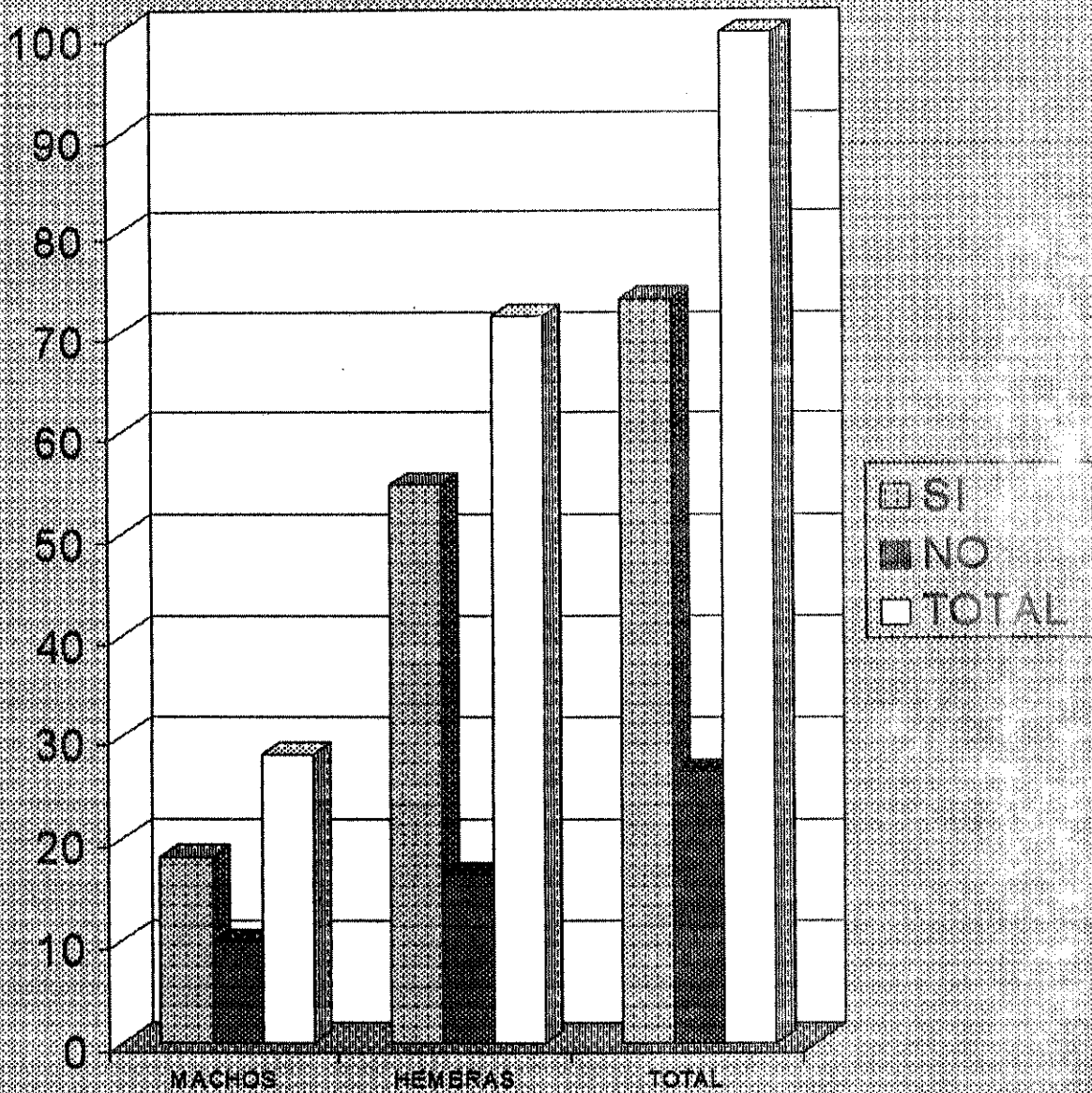
ESTIMACION DEL RIESGO RELATIVO PARA DETERMINAR SI EXISTIO RELACION ENTRE LAS OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO QUE MOSTRARON SINTOMAS DE ENFERMEDAD RESPIRATORIA SUPERIOR Y LAS QUE PRESENTARON LESIONES CAUSADAS POR LA LARVA DE Oestrus ovis.

PRESENCIA DE LESIONES	SINTOMAS		
	SI	NO	TOTAL
SI	40.5	0.5	41
NO	20.5	0.5	21
TOTAL	61	1	62

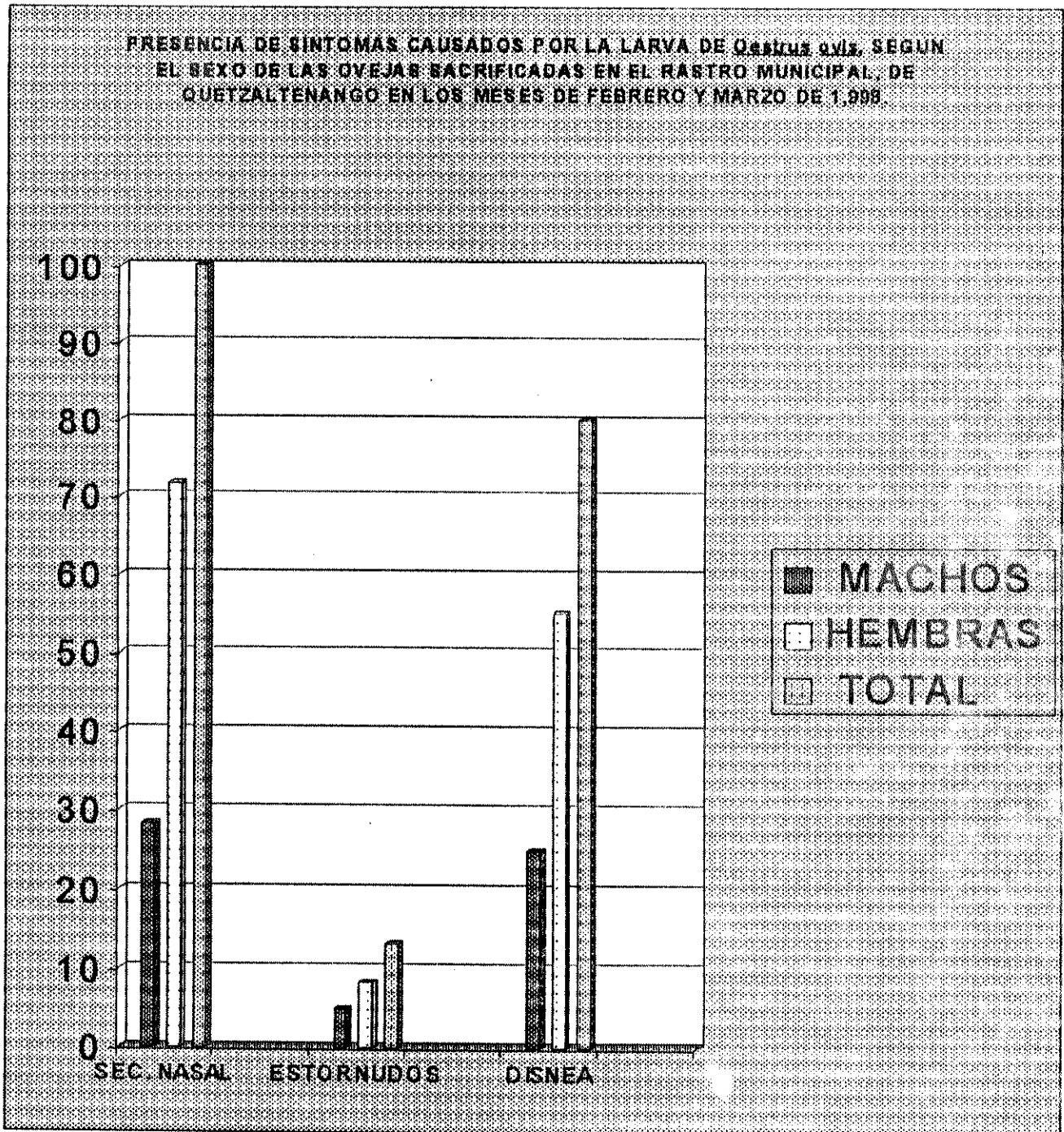
$$\text{RIESGO RELATIVO} = \frac{40.5 \times 0.5}{20.5 \times 0.5} = 2$$

GRAFICA 1.

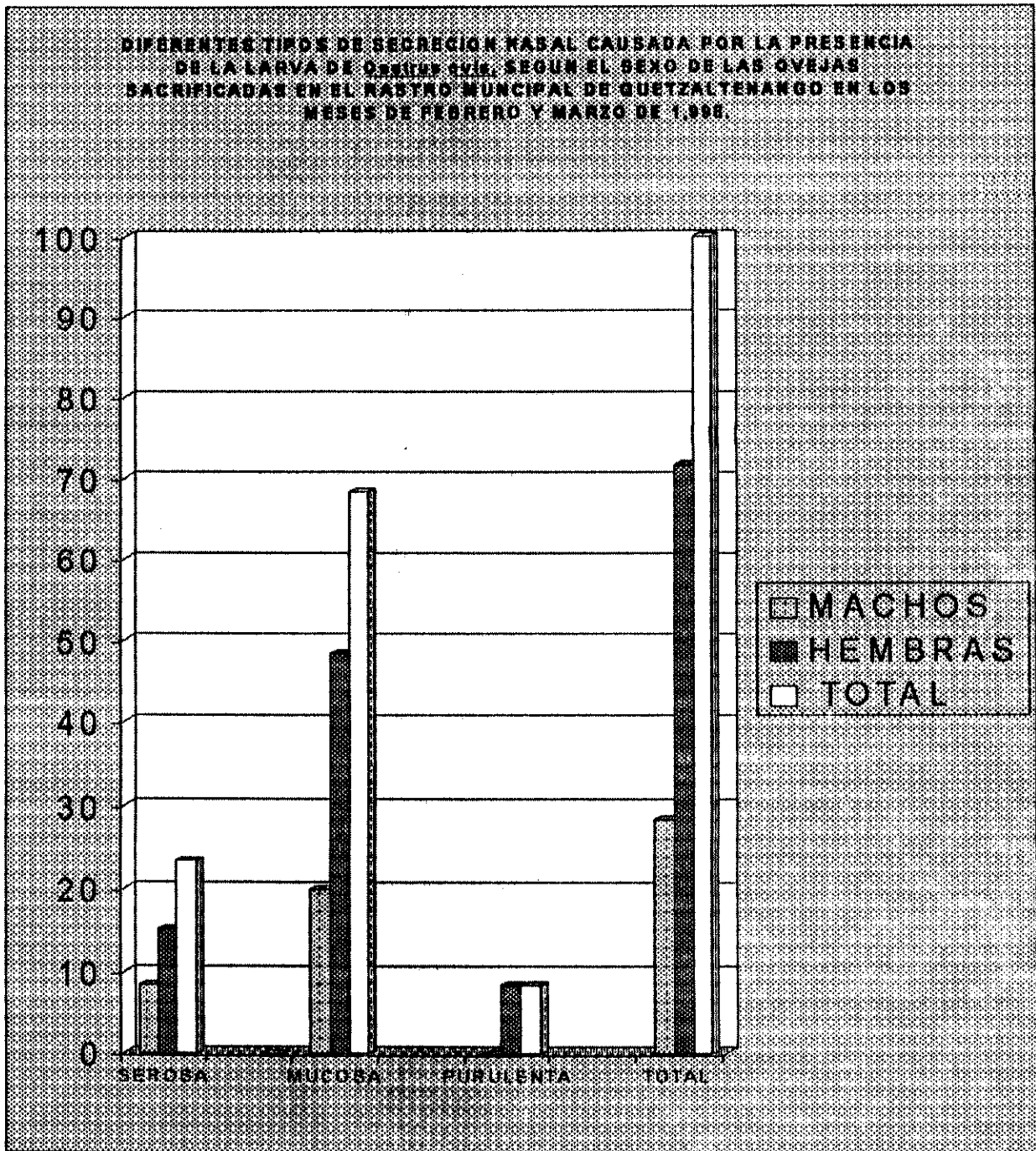
PRESENCIA DE LA LARVA DE *Q. DYB.* SEGUN EL SEXO DE LAS OVEJAS SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QUETZALTENANGO EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1998.



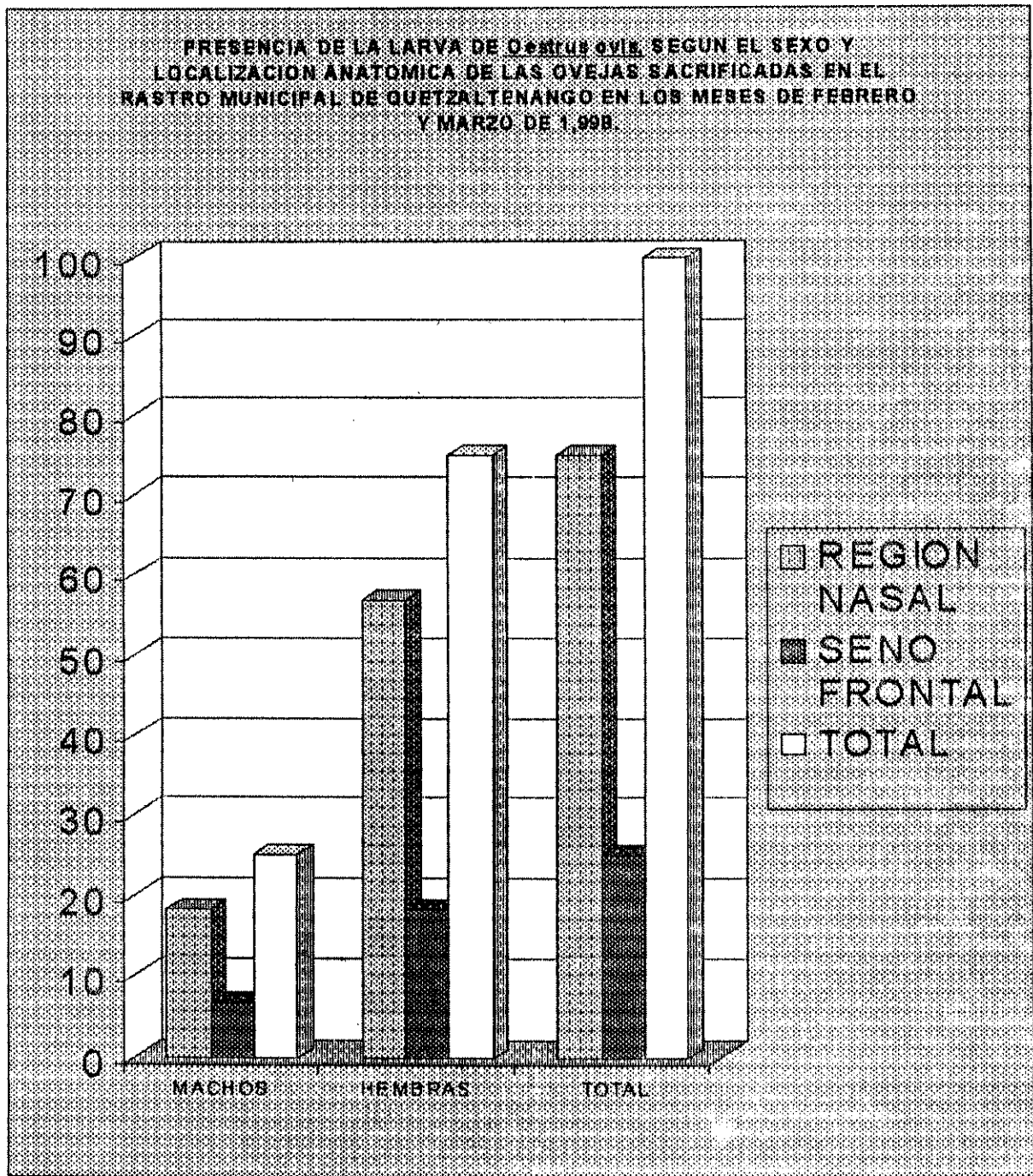
GRAFICA 2.



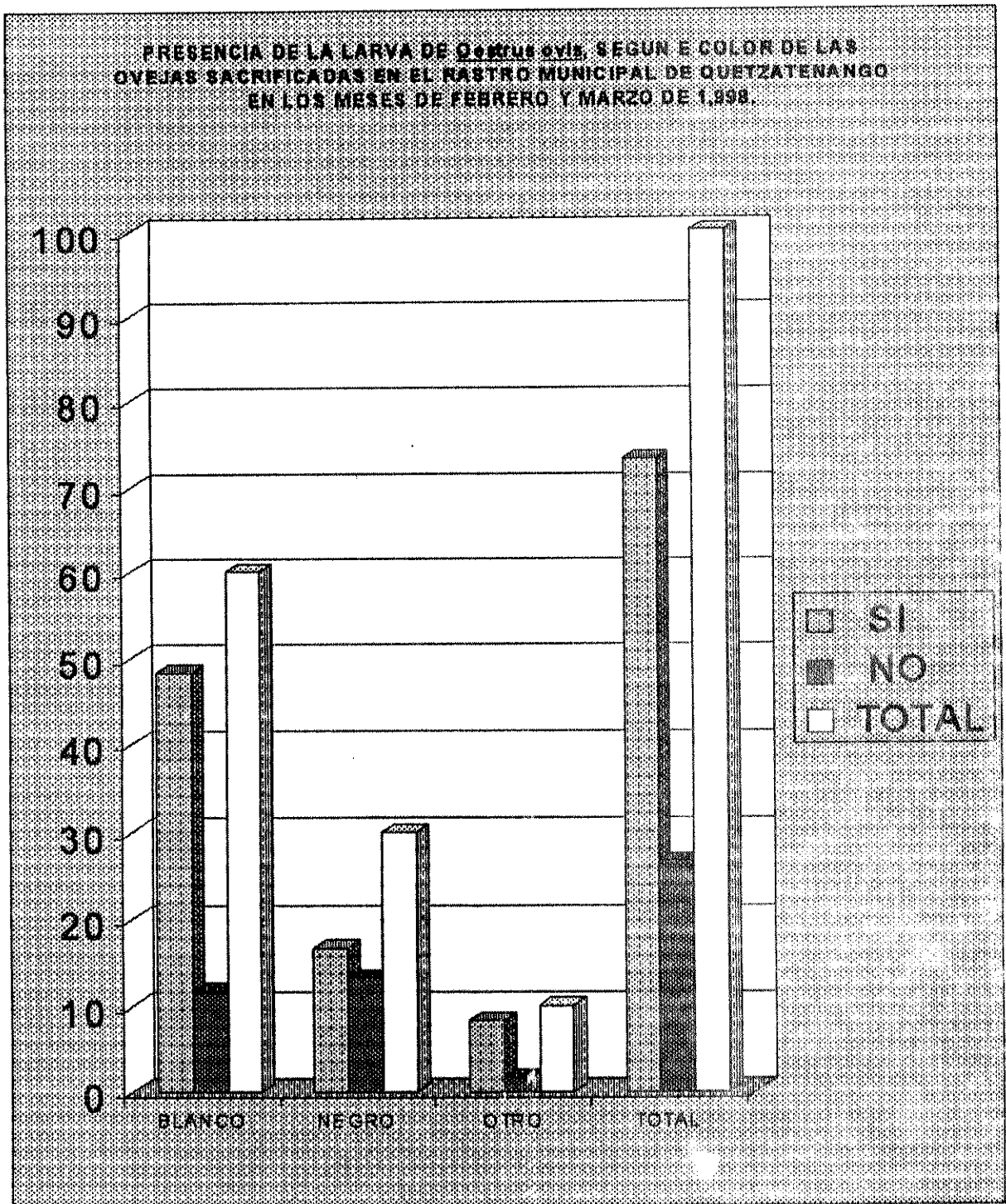
GRAFICA 3.



GRAFICA 4.

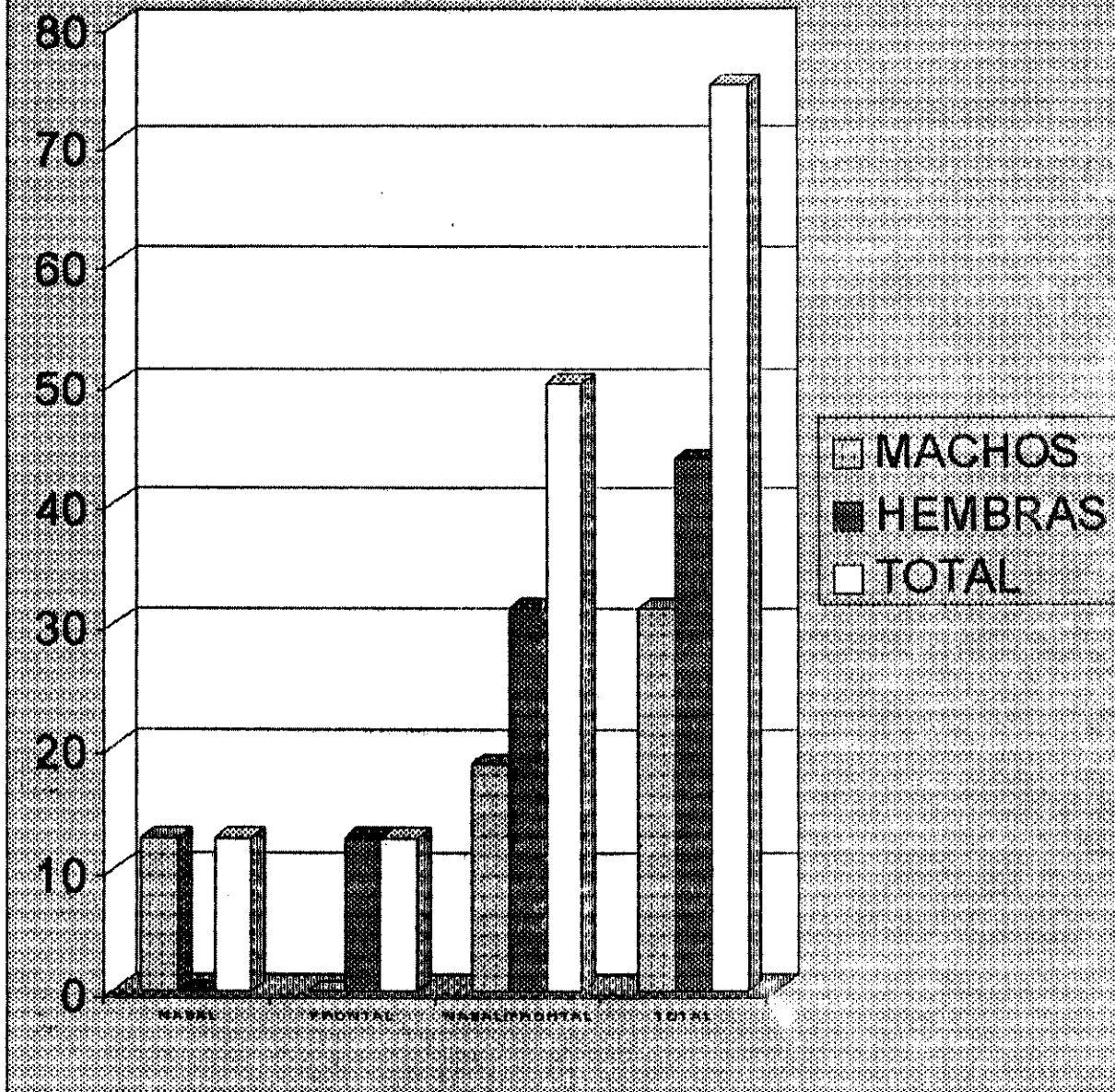


GRAFICA 5.

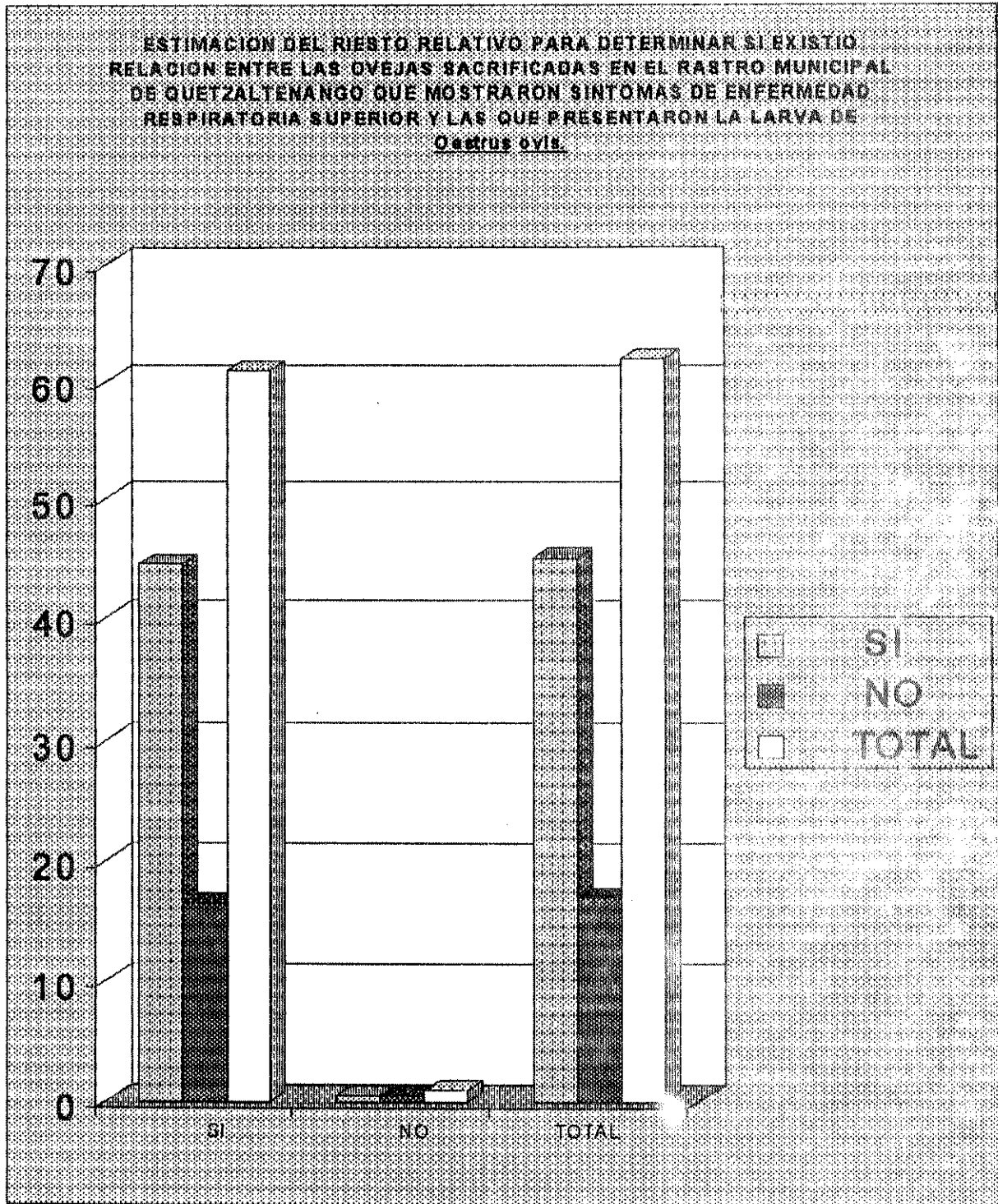


GRAFICA 6.

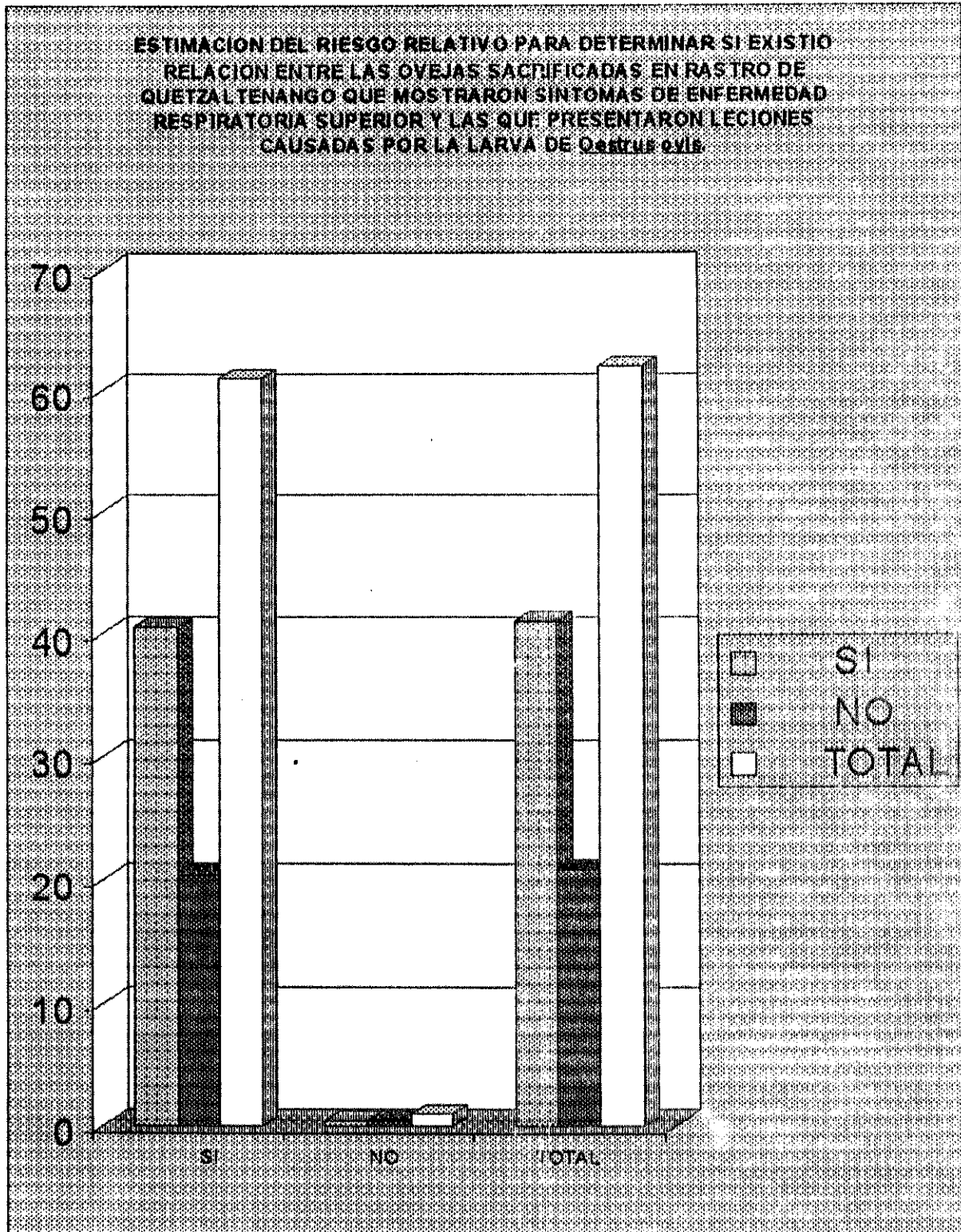
PRESENCIA DE LESIONES MACROSCOPICAS EN OVEJAS QUE NO PRESENTARON LA LARVA DE *Oedipoda ovib* SACRIFICADAS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE QLETZALTENANGO EN LOS MESES DE FEBRERO Y MARZO DE 1998.



GRAFICA 7



GRAFICA 8.



P.C. Oscar Arturo de Leon Calderon.

Dra. Lesbia Calderon.
Asesor principal

Dr. Byron Gill.
Asesor

Dr. Jaime Mendez.
Asesor

Dr. Heliodoro A. Garcia L.
Asesor

Lic. Rodolfo Chant
Decano

IMPRIMASE:

