



ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**EVALUACIÓN DE PARASITÓISIS POR DICTYOCAULUS VIVIPARUS  
(PARÁSITO PULMONAR) EN TERNERAS CRIADAS EN SISTEMA DE  
PASTOREO, EN EL CANTÓN MEJÍA DE LA PROVINCIA DE PICHINCHA.**

Trabajo de Titulación presentado en conformidad a los requisitos para optar por el  
título de título profesional de Médico Veterinario Zootecnista.

Profesor Guía.  
FREDDY PROAÑO PÉREZ. PhD.

Autora.  
CARLA HURTADO PONCE

Año  
2012

## DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

“Declaro haber dirigido este trabajo a través de reuniones periódicas con la estudiante, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”

---

Freddy Proaño Pérez.  
PhD.  
CC. 100208116-2

## DECLARACIÓN DE AUTORÍA DEL ESTUDIANTE

“Declaro que este trabajo es original, de mi (cuenta) autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se respetaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes”.

---

Carla Hurtado Ponce.  
CC. 171909077-9

## **AGRADECIMIENTOS**

A la Universidad de las Américas, a la Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias, a la Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia por haberme brindado los conocimientos necesarios para poder ser una profesional. Al profesor Dr. Carlos Paz, por ser un apoyo y amigo durante toda mi carrera estudiantil, a los demás docentes que me dedicaron su tiempo, conocimientos y experiencias.

A la empresa CENAPEC Cía. Ltda. por su apoyo y a todo su personal por brindarme su tiempo y comprensión; a sus clientes por haberme acogido y apoyado para la elaboración de mi Trabajo de Titulación.

Al Doctor Freddy Proaño por su ayuda, apoyo incondicional, comprensión y por transmitirme sus conocimientos durante la elaboración de mi trabajo de titulación.

A mis padres por todo el esfuerzo, apoyo, comprensión, amor, que me brindaron para que pueda ser una profesional, estando siempre a mi lado y dándome todo el amor del mundo, muchas gracias, sin ellos no hubiera podido alcanzar esta meta.

A mi novio por siempre estar presente, apoyándome y ayudándome, por su cariño, comprensión, por su cooperación en este duro trabajo, los malos y agotadores días y en todos los momentos del desarrollo del presente trabajo.

A mi familia por ofrecerme su apoyo absoluto en los momentos más críticos en la elaboración de este trabajo.

A mis amigos, en especial a José Luis Espinoza por su buena amistad, por ayudarme en los momentos más dificultosos del desarrollo del presente trabajo.

**DEDICATORIA**

A mis padres por ser la base en mi vida, el pilar de mis valores y educación, la inspiración para seguir adelante, la razón por la cual hoy estoy aquí.

## RESUMEN

Las parasitosis pulmonares en terneras causan importantes consecuencias en la salud y predisponen al desarrollo de infecciones respiratorias. Este estudio se ejecutó en el cantón de Mejía provincia de Pichincha, en los meses de Octubre, Noviembre y Diciembre del 2011. El objetivo del estudio fue investigar la presencia de *Dictyocaulus viviparus* en terneras criadas en un sistema de pastoreo. En total, se seleccionaron 12 haciendas ubicadas en las parroquias de Tambillo, Alóag, Machachi y El Chaupi, identificándose 200 terneras, en las cuales se realizó un muestreo seriado por tres días consecutivos dando un total de 600 muestras. El método de laboratorio utilizado fue la "Técnica de Baermann". Los resultados del análisis de laboratorio demostraron la presencia de *Dictyocaulus* spp. en un 12% (24/200), en el Chaupi se identificaron 27,3% (3/11), en Tambillo fue del 8% (6/75), en Alóag 8% (2/25), y en Machachi 7,9% (7/189). La identificación de especie del genero *Dictyocaulus* spp. mostró un 9% (18/200) de *D. viviparus* y un 3% (6/200) de *D. filaria*. El sistema de crianza se basó en dos tipos de pastoreo: estacas y colectivos, se puede decir que un 70% de las haciendas cría a las terneras en estacas y el 30% restante en colectivos, el manejo general de las terneras depende de cada hacienda.

En conclusión, el alto porcentaje de esta parasitosis demuestra la falta de un buen sistema de manejo en estos animales. Se recomienda mejorar las condiciones de crianza de terneras y establecer un diagnóstico preciso antes de aplicar un tratamiento.

## ABSTRACT

Parasites located in lungs from calves have a major health consequence and increase the probability of future development of respiratory infections. This study was carried out during October, November and December 2011 in the Mejía canton, Pichincha province, Ecuador. The aim of this study was to investigate the presence of *Dictyocaulus viviparus* in calves raised in a grazing system. In total, 12 farms were selected in the districts of Tambillo, Alóag, Machachi and El Chaupi, 200 calves were selected and sampling was performed serially for three consecutive days giving a total of 600 samples. The method used in the laboratory was the "Baermann Technique". The results of the laboratory tests showed the presence of *Dictyocaulus* spp. in 12% (24/200). According to the districts the presence of the parasite was in El Chaupi 27.3% (3/11), in Tambillo 8% (6/75) in Alóag 8% (2/25) and in Machachi 7.9% (7/189). The identification of species of the genus *Dictyocaulus* spp. showed 9% (18/200) for *D. viviparus* and 3% (6/200) for *D. filaria*. The raising system was based on two types of grazing: stakes and collective, it was observed that 70% of farms raise calves on stakes and the remaining 30% in groups, the general management of calves depends on each estate.

In conclusion, the high percentage of presence of parasites demonstrates the lack of a good management system in the raising of these calves. It is recommended to improve the rearing of calves and to establish an accurate diagnosis before applying any treatment.

## ÍNDICE

INTRODUCCIÓN.....	1
1. CAPÍTULO I: MARCO TEÓRICO .....	4
1.1. Crianza de terneras en un sistema de pastoreo .....	4
1.1.1. Introducción.....	4
1.1.2. Descripción Anatómo-fisiológica del Aparato Digestivo.....	5
1.1.3. Alimentación del ternero en las distintas etapas de su crecimiento.....	6
1.2. Descripción y características del parásito <i>Dictyocaulus</i> <i>Viviparus</i> .....	8
1.2.1. Clasificación Taxonómica.....	8
1.2.2. Descripción de la clase Nematodos.....	9
1.2.3. Características del parásito <i>Dictyocaulus viviparus</i> .....	11
1.2.4. Patología del parásito <i>Dictyocaulus viviparus</i> .....	16
1.3. Descripción Del Diagnóstico De Laboratorio .....	25
1.3.1. Introducción.....	25
1.3.2. Técnica de Baermann.....	26
2. CAPÍTULO II: MATERIALES Y MÉTODOS.....	33
2.1. Diseño del Estudio.....	33
2.2. Descripción de la población del estudio.....	35
2.3. Materiales.....	36
2.3.1. Materiales de Campo.....	36
2.4. Métodos.....	37
2.4.1. Muestreo.....	37
2.4.2. "Técnica de Baermann" .....	38

3. CAPÍTULO III: ANÁLISIS Y RESULTADOS.....	41
3.1. Sistema de crianza de terneras en las haciendas seleccionadas .....	41
3.1.1. San Juan.....	41
3.1.2. San Esteban.....	41
3.1.3. Pasochoa.....	42
3.1.4. San Carlos.....	43
3.1.5. El Cisne.....	43
3.1.6. Santa Rosa.....	44
3.1.7. La Merced.....	44
3.1.8. Leonor.....	45
3.1.9. La Ponderosa.....	46
3.1.10. Santa Teresa.....	46
3.1.11. Altamira.....	47
3.1.12. Santa Isabel.....	47
3.2. Análisis del Sistema de Crianza.....	49
3.2.1. Instalaciones sobre el tipo de crianza al pastoreo de las terneras.....	49
3.2.2. Tipo de Pastos en las haciendas estudiadas.....	50
3.2.3. Edad de Destete de las terneras.....	51
3.2.4. Consumo Balanceado de las terneras.....	52
3.2.5. Consumo Sales Minerales.....	52
3.2.6. Vacunaciones de las terneras muestreadas.....	53
3.2.7. Enfermedades en las terneras estudiadas.....	54
3.2.8. Desparasitantes utilizados en las terneras muestreadas..	55

3.2.9. Frecuencia de Desparasitación de las terneras.....	56
3.2.10. Tiempo de Desparasitación en el que fueron recolectadas las muestras.....	57
3.3. Resultados del Análisis Coproparasitario.....	58
3.3.1. Identificación de Casos Positivos en las haciendas estudiadas.....	58
3.3.2. Casos Positivos y Negativos de <i>D. viviparus</i> en el Cantón Mejía.....	59
3.3.3. Casos Positivos por Parroquias del cantón Mejía.....	60
3.3.4. Casos Positivos por Edad de las terneras.....	61
3.3.5. Total de Parásitos encontrados.....	61
3.3.6. Casos Positivos de las especies <i>Dictyocaulus</i> .....	62
4. CAPÍTULO IV: DISCUSIÓN.....	65
4.1. Conclusiones.....	70
4.2. Recomendaciones.....	71
BIBLIOGRAFÍA.....	72
ANEXOS.....	75

# INTRODUCCIÓN

## Antecedentes

La parasitosis en bovinos es uno de los temas más preocupantes para el productor, debido a que disminuyen su producción y por ende compromete la salud del hato, causando importantes pérdidas para la ganadería.

Las enfermedades parasitarias son muy comunes en el ganado vacuno, causadas por una gran variedad de agentes parasitarios como ejemplo podemos citar a: *Ostertagia* spp., *Haemonchus* spp., *Cooperia* spp., *Nematodirus* spp., *Oesophagostomum* spp., *Trichuris* spp., *Trichostrongylus* spp., entre los más comunes. Algunos son llamados por nombres comunes como “gusano del cuajo” y otros son desconocidos ya que no son visibles a simple vista. La mayor parte de parásitos afectan al sistema gastrointestinal, de forma directa, o durante el cumplimiento de su ciclo biológico, sin embargo también los encontramos en el sistema respiratorio (pulmones), circulatorio y nervioso.

El agente más usual encontrado en bovinos en la región pulmonar es un gusano de la clase de los nematodos llamando *Dictyocaulus viviparus*, el cual es sumamente perjudicial para el ganado causando bronquitis y neumonía verminosas (Junquera, 2010, pp.1). La mayor incidencia de este parásito se da desde los 4 a 6 meses de edad. En el periodo de destete, debido a que los animales están expuestos a pastizales que se encuentran infestados por este nematodo, mientras que en los adultos raramente se desarrolla el cuadro porque son portadores sanos. Como se indicó anteriormente las terneras son las más afectadas, alterando su salud y retrasando su desarrollo, siendo esta etapa fundamental para su crecimiento y futura producción dentro del hato.

Actualmente, respecto a la crianza de terneras se ha implementado un sistema basado en el pastoreo (exterior), el mismo que fue desarrollado para una mejor adaptación y resistencia frente a cambios; es un sistema que ha tenido gran acogida en la sierra ecuatoriana por las necesidades del productor y la zona

en donde se encuentra la explotación, obteniéndose excelentes resultados en base al manejo técnico.

### **Alcance del Estudio**

Por medio de este estudio se podrá determinar la presencia de la parasitosis y a futuro se podrá aportar con un diagnóstico confiable, este estudio contribuirá para tener un mejor control, prevención y tratamiento de esta parasitosis, el cual permitirá un adecuado cuidado de las terneras y a su vez incrementará su producción.

Los resultados obtenidos serán de gran utilidad en las haciendas de estudio, así como en zonas ganaderas en condiciones climáticas y zootécnicas y en los sistemas de producción bovina en general.

La zona de estudio será el cantón Mejía de la provincia de Pichincha.

### **Justificación**

Por la falta de información y estudios de este parásito en el país no se ha podido dar un tratamiento efectivo ante la enfermedad que causa y ofrecer un buen control en los animales. Con este estudio se desea demostrar sin lugar a dudas la importancia de *Dictyocaulus viviparus* como agente causal de neumonía y bronquitis verminosas, para realizar correctamente la aplicación de un tratamiento efectivo sobre la base de un diagnóstico confiable y así poder mantener o mejorar la producción lechera de la zona.

## **Objetivos**

### **Objetivo General**

Evaluar la presencia de *Dictyocaulus viviparus* (parásito pulmonar) en terneras criadas en sistema de pastoreo, en haciendas ganaderas del cantón Mejía.

### **Objetivos Específicos**

1. Identificar la presencia de *Dictyocaulus viviparus* a través del uso de la prueba de Baermann en muestras coproparasitarias provenientes de terneras criadas al pastoreo en haciendas del cantón Mejía.
2. Analizar estadísticamente la presencia del parásito en las ganaderías seleccionadas.
3. Ofrecer información útil a los productores, acerca de este agente y sobre la patología que causa, para que se pueda emplear un tratamiento y control efectivo para su eliminación.

# CAPÍTULO I

## MARCO TEÓRICO

### 1.1. Crianza de terneras en un sistema de pastoreo

#### 1.1.1. Introducción.

En un sistema de producción lechera es muy importante la crianza de terneras de reemplazo para el crecimiento o mantenimiento del hato. Para tener una mejor productividad se deben tener en cuenta los siguientes objetivos:

- Mortalidad de animales menor al 5%
- Desarrollo y crecimiento continuo para las hembras
- Reducir costos de crianza sin olvidar los dos primeros objetivos.

Para el logro de lo antes planteado se debe prevenir y controlar factores higiénicos, alimenticios, de manejo animal y ambiental, la salud de los animales, el personal encargado de los animales, entre otros (Lanuza, 2006, pp.1).

Dos factores primordiales son la alimentación y el manejo, enfocándose a los sistemas de pastoreo los cuales deben ser de buena calidad y en cantidades suficientes, para evitar que en su primera etapa de vida se vuelvan más selectivos en cuanto al hábito de pastoreo que los animales adultos lo cual sería una desventaja económica (Simón, 2011, pp.6).

Otra desventaja de este sistema surge en zonas de alta humedad o en la estación de invierno, esto significa una disminución en su curva de crecimiento y desarrollo, debido a que se producen infestaciones por parásitos u otras enfermedades influenciadas por los cambios ambientales, cuyo objetivo del productor es vencer estas desventajas frente a cualquier tipo de parasitosis evitando de esta manera una infestación masiva al rebaño haciendo a los animales más resistentes a estos agentes (Simón, 2011, pp.6).

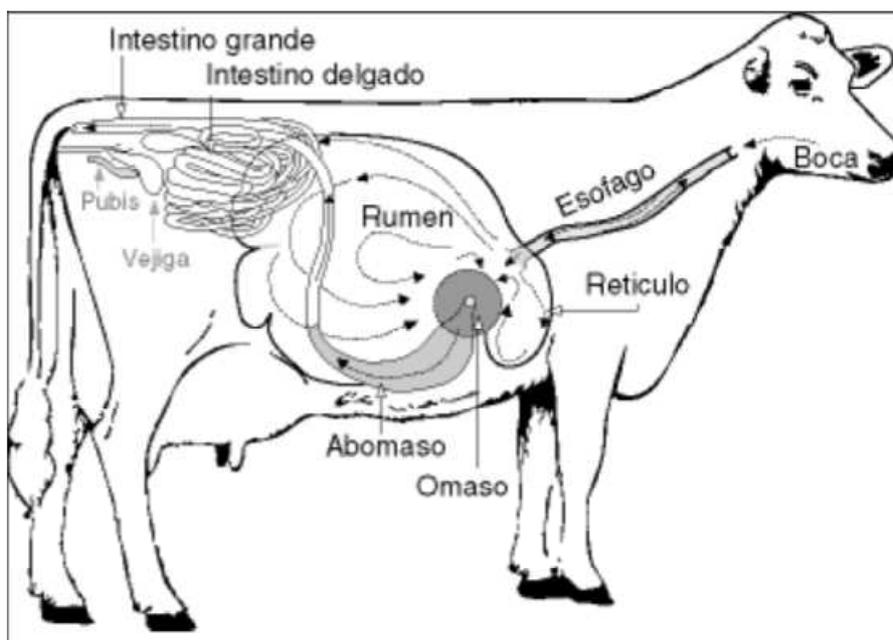
### 1.1.2. Descripción Anatómo-fisiológica del Aparato Digestivo del Ternero.

El sistema digestivo de los bovinos adultos tiene un funcionamiento de los cuatro estómagos retículo, rumen, abomaso y omaso.

Los dos primeros sirven para digerir y fermentar el material vegetal consumido, esta fermentación se da por medio de microorganismos que se encuentran en estos compartimentos. El omaso tiene la función de absorber el agua y el abomaso permite la digestión ácida de los alimentos (Mella, 2010, pp.1).

En los adultos y recién nacidos la digestión alcalina de los alimentos se da lugar en el intestino delgado (Mella, 2010, pp.1).

**Gráfico N° 1-1.- Sistema Digestivo del bovino**



Fuente: Wattiaux & Howard, 2010

El sistema digestivo de los recién nacidos se encuentra funcionando por el abomaso en su primera etapa de vida, esto restringe la capacidad de digerir material vegetal, por tal razón su dieta se basa en leche y progresivamente concentrado. En esta etapa el rumen tiene la capacidad máxima de 2 litros, a los tres meses pasa a ser el compartimento más importante del animal teniendo una capacidad de 25 a 30 litros (Mella, 2010, pp.1).

**Tabla N° 1-1.-Crecimiento diferenciado de los distintos compartimientos del estómago de un rumiante.**

<b>Compartimentos %</b>	<b>Semanas</b>			
	<b>0</b>	<b>4</b>	<b>8</b>	<b>12</b>
Retículo-Rumen	38	52	60	64
Omaso	13	12	13	14
Abomaso	49	36	27	22

Fuente: Garzón, 2007

En un estudio en donde se realizó pruebas de digestibilidad se pudo comprobar que los terneros que se encontraban en los potreros desde los primeros días de nacidos tuvieron la capacidad de digerir fibra y rumiar a los 7 días de su nacimiento y absorber ácidos grasos volátiles antes de las 2 semanas de edad.

Estos animales fueron comparados con otros que fueron criados a base de concentrado y heno sacando la conclusión de que los que fueron criados en potreros tuvieron un rápido crecimiento y desarrollo del rumen; siendo una ventaja para los sistemas de producción lechera a base de pastoreo (Mella, 2010, pp.1).

### **1.1.3. Alimentación del ternero en las distintas etapas de su crecimiento.**

El sistema digestivo de los terneros que consumen alimentos líquidos (leche o subproductos lácteos), sólidos (concentrados, forrajes) pasa por diferentes fases o etapas de desarrollo. Hay tres etapas fundamentales las cuales son:

- 1.1.3.1 Etapa prerrumiante.
- 1.1.3.2 Etapa de transición.
- 1.1.3.3 Etapa de rumiante.

#### **1.1.3.1. Etapa prerrumiante.**

El abomaso es el órgano principal dentro del sistema digestivo en esta etapa, la alimentación del ternero es a base de alimentos lácteos o sustitutos líquidos. Este componente será esencial en el aporte nutritivo para su mantenimiento y crecimiento. Esta etapa va desde el nacimiento hasta las 2 o 3 semanas de edad, cuando el animal empezará a consumir alimento sólido. Esta etapa puede ser tan larga dependiendo de las necesidades y manejo de la producción (Garzón, 2007, pp.3).

### **1.1.3.2. Etapa de transición.**

Cuando el ternero comienza a consumir concentrado y dependiendo de factores como el estado de salud, las tasas de ganancias, programa de alimentación láctea y disponibilidad de agua se da inicio a la fermentación ruminal. Los ácidos grasos volátiles (AGV) junto con el efecto físico de la dieta son los encargados del desarrollo del rumen, junto con el abomaso son los órganos más importantes en su digestión ya que el ternero sigue consumiendo alimentos líquidos más que el concentrado, siendo los alimentos esenciales en esta etapa, la cual se extenderá hasta que se siga ofreciendo alimentos lácteos (Garzón, 2007, pp.3).

### **1.1.3.3. Etapa de rumiante.**

En esta etapa se da el destete del animal y continúa por toda su vida, siendo los productos secos y el agua la única fuente de alimentos. En esta etapa el rumen es el órgano principal de la digestión, produciendo grandes cantidades de AGV y proteína microbiana producto de la degradación de los alimentos (Garzón, 2007, pp.3).

## 1.2. Descripción y características del parásito *Dictyocaulus viviparus*.

### 1.2.1. Clasificación Taxonómica

**Phylum:** Aschelminthes

**Clase:** Nematoda

**Subclase:** Secernentasida

**Orden:** Strongylida

**Superfamilia:** Trichostrongyloidea

**Familia:** Dictyocaulidae

**Género:** *Dictyocaulus*

**Especie:** *viviparus*, *filaria*, *amfieldi*

***Dictyocaulus viviparus*** es un parásito perteneciente a la clase de los nematodos (Shapiro, 2005, pp.3).

**Gráfico N° 1-2.- Especies de *Dictyocaulus* spp.**

Especie de nematode	Huéspedes	Sitio de predilección
<i>D. viviparus</i>		Tráquea y bronquios
<i>D. filaria</i>		Tráquea y bronquios
<i>D. amfieldi</i>		Tráquea y bronquios

**Fuente:** Shapiro, 2005

### 1.2.2. Descripción de la clase Nematodos

Los nematodos son un filo de vermes pseudocelomados llamados también asquelmintos, se los conoce vulgarmente como gusanos redondos por su forma al realizar un corte transversal. Son organismos acuáticos pero también se los encuentra en ambientes terrestres, hay especies de nematodos que viven a nivel del agua, tierra u otros que parasitan a plantas, animales y humanos (Soulsby, 200, pp.266).

Se los diferencia de otros géneros de parásitos ya que estos son pseudocelomados (falso celoma) a comparación de los anélidos que son celomados (Gómez, 2005, pp.1).

Este género es de forma redonda, su cuerpo es alargado, cilíndrico y no segmentado con simetría bilateral, son de pequeño tamaño.

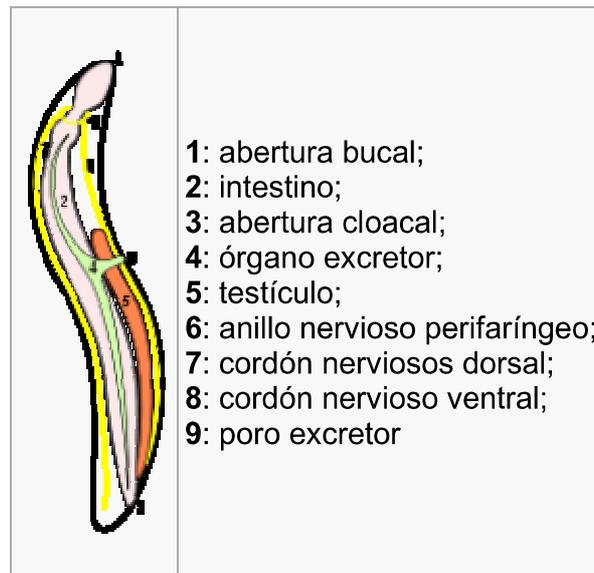
Algunas características asociadas con su tamaño:

- Su locomoción es ciliar
- El sistema excretor es protonefridial
- Poseen un insuficiente número de células.
- No tienen sistema circulatorio
- Su sistema digestivo se encuentra completo.

En el macho encontramos un extremo posterior curvado o helicoidal con espículas copulatorias y en algunas especies una bolsa caudal denominada bursa.

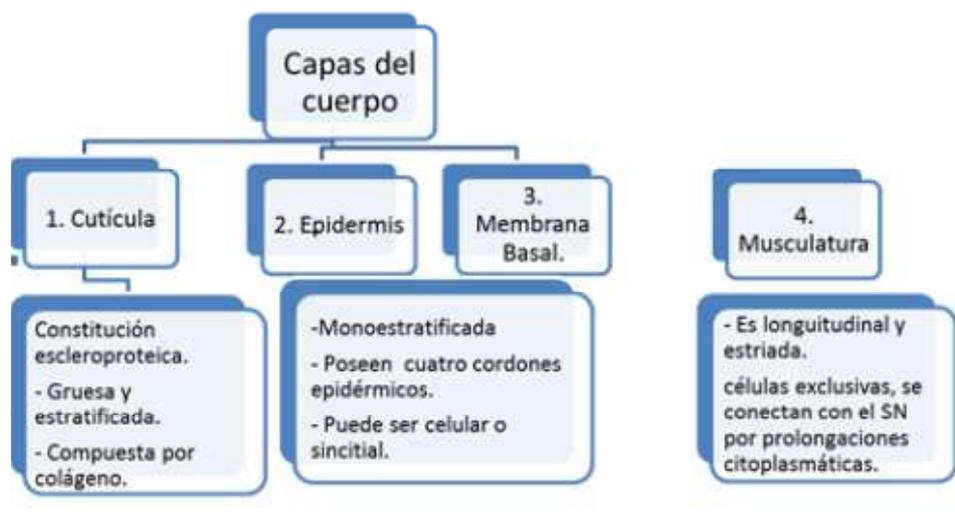
Los adultos poseen ganchillos orales, dientes o placas en el extremo anterior en la cápsula bucal, que sirven para adherirse a los tejidos (Shapiro, 2005, pp.6).

### Gráfico N° 1-3.- Morfología de los nematodos



Fuente: Uwe Guille, 2006

### Cuadro N° 1-1.- Capas del cuerpo de los nematodos



Elaboración: La Autora, 2011

### 1.2.3. Características del parásito *Dictyocaulus viviparus*

*Dictyocaulus viviparus* se localiza en los pulmones siendo perjudicial para el ganado, afectando a especies como los camélidos, cérvidos y en especial a los bovinos (Shapiro, 2005, pp.5).

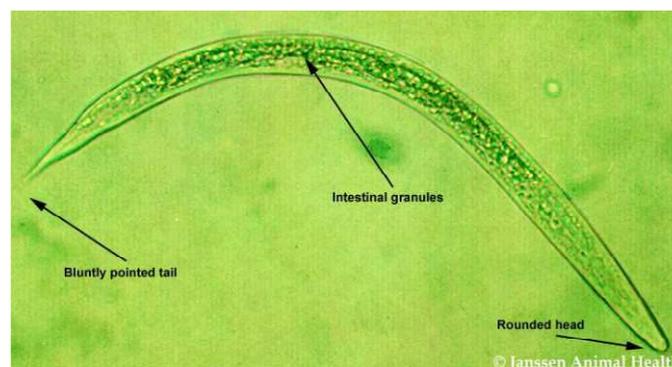
#### 1.2.3.1. Descripción.

Son nematodos anchos, el macho mide de 4 a 6 cm y la hembra de 6 a 8cm (Junquera, 2011, pp.1), sus radios medio y posterolateral se encuentran soldados completamente y las espículas miden de 0.195 a 0.295 mm (Soulsby, 1987, pp. 266).

Presentan en su interior una raya oscura que representa a su sistema digestivo, a comparación de estos *D. filaria* es un poco más grande, esbelto y de color blanquecino grisáceo (Junquera, 2011, pp.1).

Los huevos de *D. viviparus* miden unos 40x85 micras y los *D. filaria* unas 75x120 micras (Junquera, 2011, pp.1).

**Gráfico N° 1-4.- *Dictyocaulus viviparus***

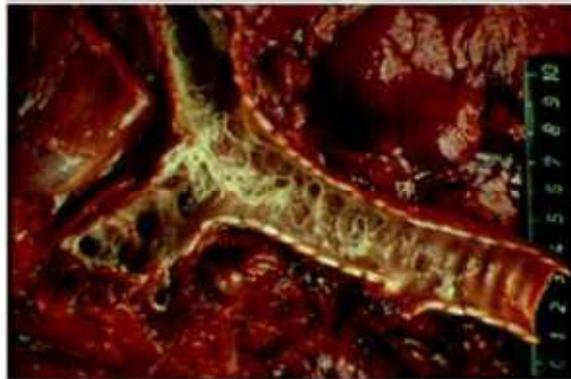


Fuente: RVC /FAO Guide, 2010

#### 1.2.3.2. Localización.

Los órganos predilectos son la tráquea, los bronquios y bronquiolos. Se han encontrado larvas migratorias a nivel intestinal, en ganglios linfáticos, ducto torácico, vena yugular y corazón (Junquera, 2011, pp.1).

### Gráfico N° 1-5.- D. viviparus en tráquea y bronquios



Fuente: Plainfield East High School, 2008

#### 1.2.3.3. Biología y Ciclo de vida.

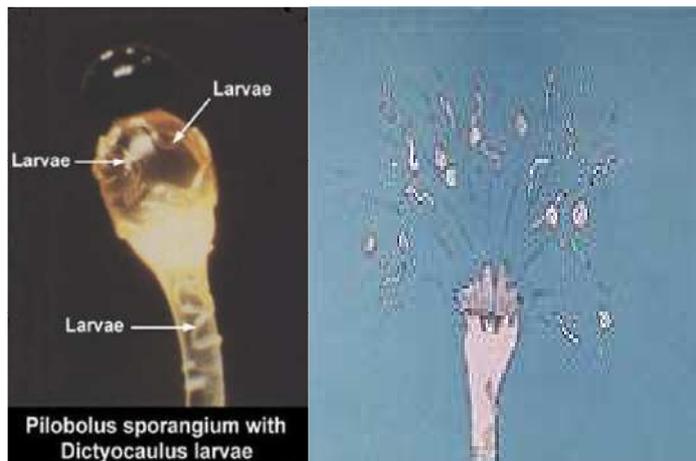
Tiene un ciclo de vida directo, los adultos depositan sus huevos en las vías respiratorias del hospedador, las secreciones propias de las vías aéreas los transportan hacia la faringe donde pueden ser expulsados mediante el reflejo de la tos o ser ingeridos (Junquera, 2011, pp.1).

Las larvas en estadio I eclosionan durante su paso por el intestino, donde son expulsadas con las heces, éstas miden 0.3 a 0.36 mm, careciendo de prominencia cefálica, aunque las células intestinales contienen numerosos gránulos parduzcos (Soulsby, 1987, pp.266).

Las larvas en estadio II se desarrollan en el exterior a larvas infestivas del estadio III cerca de una semana.

Las larvas de este parásito tienen reducida motilidad y permanecen cerca de los excrementos, a menudo viven en un hongo llamado Pilobus que se encuentra en las heces bovinas (Soulsby, 1987, pp.267).

### Gráfico N° 1-6.- Hongo *Pilobolus* con larvas de *D. viviparus*



Fuente: Shapiro, 2005

Las larvas en estadio III son sensibles a la sequedad y no sobreviven más de cuatro semanas, aunque pueden hibernar si las condiciones son favorables (Junquera, 2007, pp.1).

La infestación al hospedador se ocasiona al momento de pastar o también en los establos a través del heno fresco o paja contaminada

Cuando son ingeridas las larvas infestivas llegan al intestino atravesando pared intestinal, llegando a los ganglios linfáticos locales donde maduran a larvas en estadio IV (Soulsby, 1987, pp.266).

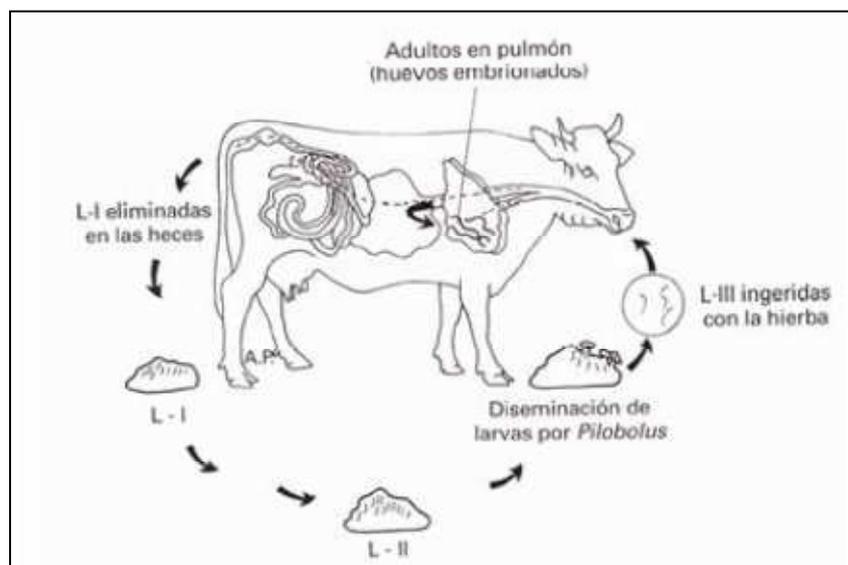
Al estar en este estadio se trasladan al ducto torácico donde llegan al corazón por la vena yugular y son bombeadas a los pulmones. En un estudio realizado por Jarret y Sharp. (1963), en donde fueron “incapaces de recuperar larvas pulmonares antes del séptimo día de la infestación y en “condiciones normales”, indican que la larva de cuarto estado no aparece en los pulmones hasta los días 13 a 15 de la infestación” (Soulsby, 1987, pp.266).

En los pulmones se detienen por los capilares donde pasan para llegar a las vías aéreas donde maduran a adultos, alcanzando su madurez sexual en el día 22 y el período prelatente es de 4 a 5 semanas (Cordero et. al., 2002, pp.376).

La longevidad del parásito en los pulmones depende de la cantidad de helmintos, la mayoría de la carga parasitaria se expulsa entre los 50 a 70 días de la infestación. Las larvas que se encuentran en los pulmones pueden entrar en una fase de hipobiosis (interrupción del desarrollo larvario) hasta 5 meses. Estas larvas retoman al inicio de la primavera y pueden contaminar los pastos de la temporada siguiente (Junquera, 2011, pp.2).

Cuando hay infestaciones masivas (240000 larvas), la larva III ya puede localizarse en los pulmones desde las 24 horas post-infestación, se han encontrado tanto en bovinos como en cobayos (Soulsby, 1987, pp.266).

**Gráfico N° 1-7.- Ciclo de vida del agente**



**Fuente:** Cordero et. al., 2002

#### 1.2.3.4. Epidemiología.

Las diferentes especies de *Dictyocaulus* tienen una amplia distribución mundial, variando de acuerdo a las condiciones climáticas de cada región. Tienen mayor incidencia en las regiones con clima tropical, subtropical y templado húmedas, como también en valles altos y zonas montañosas para prevenir la desecación de las larvas (Quiroz, 2005, pp. 528).

Tiene una amplia distribución al oeste de Europa en países como: Francia, Holanda, Bélgica, Alemania, Suiza, Dinamarca, Gran Bretaña e Irlanda. Se encuentra también en comunidades de España (Cordero et. al., 2002, pp.376).

Se lo reconoce endémico en países como: Cuba, México, Brasil y en algunas zonas de Estados Unidos y Canadá (Cordero et. al., 2002, pp.376).

La enfermedad producida por este agente se observa sobretodo en terneros de 4 a 6 meses de edad, durante su primer verano en el pastizal, los brotes se presentan en julio, agosto y septiembre, aunque se puede presentar desde junio hasta noviembre en el Hemisferio Norte (Soulsby, 1987, pp.266).

Los bovinos adultos presentan un alto nivel de inmunidad adquirida, aunque pueden decaer en ausencia de reinfestación, siendo sensibles a reinfestaciones larvarias masivas. (Cordero et. al., 2002, pp.376).

En la primavera hay tres fuentes de infestación:

Las larvas invernan en los pastos o sobreviven al invierno en el hospedador (bovino) tanto en forma adulta como en formas inmaduras hipobiónicas.

Las larvas que se encuentran en los pastos en otoño e invierno anteriores pueden invernar en número suficiente de larvas para iniciar una infestación en primavera en los hatos susceptibles, siendo posible que puedan sobrevivir hasta mediados de agosto. Estas larvas pueden sobrevivir en el estiércol como en el suelo (Soulsby, 1987, pp.266), pudiendo sobrevivir en estos dos componentes por largo tiempo.

Apoyándose en las experiencias de Duncan et al., (1979), los cuales usaron dos vacas testigos para pastar durante 17 días a inicios de mayo los campos que fueron pastoreados el otoño anterior, donde se obtuvo de 0 a 12 parásitos; sin embargo se llevó otro grupo de animales a pastar en el mismo campo inmediatamente los animales mostraron signos de bronquitis verminosa a los 42 días, sugiriendo que las larvas infestantes invernarón en el suelo y brotaron al pasto a mediados o finales de mayo (Soulsby, 1987, pp.266).

Como ya se mencionó antes también existe la contaminación por vía aérea por medio de los esporangios del hongo *Pilobus*, demostrando Robinson (1962), la importancia en la transmisión de larvas a otros potreros, indicando que el hongo acumula las larvas de *D. viviparus* en la superficie externa del esporangio, cuando estos explotan pueden diseminar a las larvas tres metros (10 pies) de distancia de la boñiga. Este hongo se encuentra a menudo en las heces de los vacunos. Encuestas realizadas en Gran Bretaña indicaron que el hongo estaba presente en el 95% del total de heces examinadas (Soulsby, 1987, pp.267).

Otra fuente de infestación de los pastos en primavera es la reducida cantidad de *D. viviparus* adultos que posiblemente sobrevivan en los pulmones durante 6 meses o más. En un estudio de Cunningham et al., (1956) demostraron que del 0 y el 4.5% de adultos y del 9 al 41% de añojos estaban infestados por *D. viviparus*, examinando entre enero y mayo los mataderos de Escocia (Soulsby, 1987, pp.267).

Este agente es capaz de sobrevivir al invierno en forma hipobiótica como larva IV o inicialmente como larva V en el hospedador, reiniciando su desarrollo en primavera con la contaminación de los pastos (Soulsby, 1987, pp.267).

#### **1.2.4. Patología: Bronquitis Verminosa**

##### **1.2.4.1.1. Etiología**

*Dictyocaulus viviparus* es el principal causante de esta patología, donde se ven afectados más los bovinos al momento de pastar o ingerir agua contaminada, se encuentra presente en toda clase de climas pero la mayor incidencia se da en climas fríos y medios, en especial en animales jóvenes (Soulsby, 1987, pp.266).

Patológicamente este parásito obstruye los bronquios y bronquiolos, produciendo traqueobronquitis catarral con atelectasia, enfisema y áreas consolidadas.

El animal que se encuentra infestado por este agente resulta negativo a los 55 a 90 días post infestación (Shapiro, 2005, pp.16).

#### **1.2.4.1.2. Patogenia y Sintomatología**

La patogenia de la bronquitis verminosa se divide en tres fases: Prepatente pulmonar, patente y postpatente.

La fase prepatente de la enfermedad se caracteriza por la obstrucción de los múltiples bronquiolos con exudado eosinofílico y colapso alveolar, los signos son asintomáticos ya que la carga parasitaria es baja, en este cuadro puede presentarse:

- Fiebre ligera
- Taquipnea
- Tos
- Posible enfisema

La fase patente se presenta entre los días 25 a 55 y se caracteriza por la presencia de parásitos adultos en la tráquea y bronquios provocando un daño intenso del epitelio de estos órganos, con un intenso exudado bronquial y el bloqueo de los conductos aéreos. Hay aspiración de huevos y larvas al interior de los bronquiolos y alveolos llevando a la consolidación de los lóbulos. (Soulsby, 1987, pp.267).

Las lesiones evidentes en la fase prepatente tardía de la infestación, se denomina epitelización del epitelio alveolar y formación del membrana hialina donde persisten o pueden intensificarse (Soulsby, 1987, pp.267).

En cuadros graves el animal presenta:

- Pérdida de peso
- Tos más frecuente e intensa
- Dificultad respiratoria (el animal respira por la boca)
- Taquipnea
- Edema pulmonar

- Enfisema
- Pérdida de apetito
- Disnea cada vez más grave
- Muerte

En ciertos casos se produce una complicación secundaria por acción bacteriana a nivel pulmonar.

Si el animal sobrevive pasa a la fase postpatente a los 50 días siendo un proceso de recuperación (Soulsby, 1987, pp.267).

Clínicamente se reduce el ritmo respiratorio, la tos se hace menos frecuente y comienza haber ganancia de peso, a los 90 días hay ausencia de helmintos y las lesiones residuales consisten en fibrosis peribronquial y epitelización de unos pocos alveolos que rodean alguno de los bronquios (Soulsby, 1987, pp. 267).

En algunos animales se observa una brusca exacerbación de la disnea pudiendo llegar a ser letal caracterizándose por la epitelización alveolar que afecta a la totalidad de los lóbulos pulmonares (Soulsby, 1987, pp. 267).

Se observa signos medios y transitorios en animales inmunes con intensa reinfestación. Las larvas que llegan a los pulmones son destruidas por una respuesta inmune fuerte, formándose granulomas linforreticulares de unos cinco mm de diámetro con obstrucción bronquial (Soulsby, 1987, pp. 267).

#### **Gráfico N° 1-8.- Ternero en mal estado general por parasitismo pulmonar**



**Fuente:** Corpoica, 2003

#### **1.2.4.1.3. Inmunidad**

Los animales adultos adquieren una alta inmunidad durante la primera temporada de pastoreo, el grado de resistencia dependerá del número de carga parasitaria, siendo más fuerte cuando hay grandes cargas.

Los animales se vuelven sensibles a una nueva infestación cuando han pasado algún tiempo y no han tenido contacto con larvas infestantes. La resistencia a este agente se debe a una respuesta celular humoral (Cordero et. al., 2002, pp. 377).

En los ganglios pulmonares y linfáticos es en donde se destruyen las larvas. Cuando el bovino inmune vuelve ingiere larvas infestantes, llegando al pulmón y migrando a los bronquiolos, donde una gran parte quedan retenidas y mueren, logrando sobrevivir un escaso número de larvas adultas. Todo este proceso logra activar la respuesta de células inflamatorias y linfoides, las cuales envuelven a las larvas, cuya presencia está mediada por linfoquinas sintetizadas por células CD-4, que a su vez son estimuladas por antígenos parasitarios (Cordero et. al., 2002, pp. 377).

Este parásito también provoca la aparición de anticuerpos de los isotipos IgG, IgM, IgA e IgE las cuales son fácilmente detectables frente a los antígenos parasitarios, desde la segunda a la sexta semana postinfestación (Cordero et. al., 2002, pp. 377).

En una infestación primaria se lleva a cabo una inmunidad rápida, donde se detecta una inmunidad elevada a los diez días de la infestación.

En la inmunización artificial que ha sido un éxito donde se ha utilizado larvas irradiadas con rayos X, para la creación de una vacuna que contiene 1000 larvas irradiadas que se administran con un mes de intervalo, llevando más de dos décadas en el mercado. Las edades precisas para la vacunación son a partir de los dos meses de edad o más (Soulsby, 1987, pp. 268).

#### **1.2.4.1.4. Diagnóstico**

En los animales jóvenes se puede diagnosticar por los signos respiratorios que se presentan cuando se encuentran ya pastoreando, otros métodos son por medio de antecedentes de infestación en el hato que lo podemos comprobar a través de los registros de la hacienda (Cordero et. al., 2002, pp. 280).

La confirmación del diagnóstico presuntivo se lo puede realizar por medio de exámenes coproparasitarios para *D. viviparus* lo cual nos permite observar las larvas en estadio I. Los métodos más utilizados son la técnica de Baermann que es eficaz por su fototropismo y termotropismo; el método de flotación para el conteo de huevos (Cordero et. al., 2002, pp. 280).

El examen de aspirado traqueobronquial con obtención directa o por medio de solución salina estéril, es recomendable en el caso de los equinos. (Cordero et. al., 2002, pp. 280).

Por medio de la secreción pulmonar de animales infestados se observa un crecimiento celular significativo en especial de eosinófilos y mastocitos (Cordero et. al., 2002, pp. 280).

Cuando el animal fallece y presenta signos respiratorios se puede confirmar la parasitosis mediante la necropsia ya que a nivel del árbol respiratorio se puede evidenciar la presencia de estos patógenos (Cordero et. al., 2002, pp. 280).

#### **1.2.4.1.5. Tratamiento**

Los de mayor elección por su amplia acción contra *Dictyocaulus viviparus* son los antihelmínticos como:

- Bencimidazoles:
  - Fenbendazol (5mg/kg), administrada vía oral (V.O)
  - Mebendazol (15-20 mg/kg), administrada por 5 días seguidos.
  - Albendazol (7.5mg/kg), administrada vía oral
  - Oxfendazol (4.5mg/kg), administrada vía oral

- Cyanacethydrasida (Helmox, Cydrasin, Dictycide) dosis de 15 mg/kg vía subcutánea, puede ser también por vía oral a 17.5 mg/kg. Su mecanismo de acción es contra parásitos adultos, con resultados no consistentes (Soulsby, 1987, pp. 268).
- Diethylcarbamazina (Pulmazina) dosis de 22 mg/kg/día por tres días, vía intramuscular IM, o puede ser en dosis única de 50 mg/kg, siendo efectiva contra parásitos inmaduros, mejorando las infestaciones recientes (Soulsby, 1987, pp. 268).
- Tetramisol a dosis de 15 mg/kg vía oral o parenteral y Levamisol con una dosis de 7.5 mg/kg vía parenteral. El mecanismo de acción de estos dos fármacos es frente a los parásitos inmaduros que adultos, existiendo discusión al respecto (Soulsby, 1987, pp. 268).
- Morantel vía oral en forma de cápsulas con liberación retardada, es positiva contra *Dictyocaulus viviparus* como también para parásitos gastrointestinales (Soulsby, 1987, pp. 268).
- Ivermectina a dosis de 0.2 mg/kg vía parenteral, también tiene una presentación en forma de pasta con la misma dosificación por vía oral, siendo eficaz contra adultos y larvas inmaduras (Cordero et. al., 2002, pp. 281).

En la evaluación realizada por Inderbitzen, Eckert y Pfeiffer (1978), de la eficacia del Fenbendazol contra las formas hipobióticas de *D. viviparus*, en donde se realizaron dos tratamientos para constatar cual era el más efectivo. El primero fue con una dosis única de 7.5- 10 mg/kg la cual tuvo un resultado del 70-87% y el segundo fue administrado por cinco días seguidos con una dosis de 1.5-2 mg/kg con un resultado de 99,6% reduciendo significativamente el número de larvas hipobióticas en bovinos infestados (Soulsby, 1987, pp. 268).

Según estudios realizados por Jarret et. al., (1980), los cuales detectaron nuevas lesiones a unos pocos días de haber implementado un tratamiento a animales infestados con levamisol y derivados del bencimidazol, las cuales eran lesiones que afectaron las paredes bronquiales y alveolares lo que conllevaron a bronquitis obstructiva crónica junto con epitelización alveolar

aguda y edema intenso de los septos intralobulares y del tejido peribronquial. Esto está relacionado ya que los bencimidazoles destruyen rápidamente a los parásitos y los restos de su desintegración tanto de los adultos como de las larvas, pueden ocasionar daños histopatológicos graves (Soulsby, 1987, pp. 268).

El levamisol paraliza a los parásitos permitiendo su lenta eliminación sin ocasionar mayores lesiones, mediante mecanismos fisiológicos y con menor desintegración de los agentes (Soulsby, 1987, pp. 269).

#### **1.2.4.1.6. Pronóstico**

La mayoría de los bovinos afectados logran superar la dictiocaulosis, gracias a un tratamiento específico y eficaz, pero para que los animales logren restablecerse completamente puede tardar semanas convirtiéndose en portadores por un tiempo dando origen a nuevas infestaciones (Cordero et. al., 2002, pp. 281).

Al contrario si no se realiza un buen diagnóstico y se trata al animal sin saber bien la causa de la enfermedad se puede presentar la mortalidad por primoinfección. Cuando hay complicaciones secundarias por presencia de bacterias o virus se puede producir una bronquitis verminosa postpatente (Cordero et. al., 2002, pp. 281).

#### **1.2.4.1.7. Prevención y Control**

Es difícil de controlar en zonas bajas con alta humedad, evitando la crianza de los terneros en estas áreas.

Se debe evitar que los terneros pastoreen junto con animales adultos debido a que éstos son portadores sanos los mismos que les hacen susceptibles a la enfermedad a los terneros; así como también el sobrepastoreo y la ingestión de aguas estancadas (Mateus, 1983, pp. 21).

Brindando un buen plan de alimentación a los terneros exponiendo a los animales poco a poco a poblaciones bajas de larvas en estadio III, conlleva a que los animales obtengan una inmunidad adquirida pudiendo resistir al

parásito y combatirlo por sí mismos a cargas mayores de larvas (Mateus, 1983, pp. 21).

Establecer en la hacienda un programa y registros de desparasitación, junto con la utilización de desparasitantes específicos y variados, para evitar la resistencia a estos antihelmínticos (Hurtado, 2012).

Implementar el uso de una vacuna contra bronquitis parasitaria que contribuiría a disminuir gradualmente la parasitosis y por ende controlaría la enfermedad (Mateus, 1983, pp. 21).

Para garantizar un mejor control y prevención de estos agentes se debe tomar en cuenta las siguientes acciones:

- Limpieza de instalaciones
- Desinfección química y tratamiento de aguas.
- Para explotaciones grandes la implementación de estercoleros y/o biodigestores.
- Rotación de potreros y división de potreros para mejorar su manejo.
- Evitar las sobrecargas de animales en los potreros.
- Evitar deficiencias alimentarias e implementación de programas nutricionales.
- Exámenes coprológicos cuantitativos periódicos.
- Capacitación a ganaderos y a todo el personal que labora en las haciendas (Bayer, 2006, pp. 4).

#### **1.2.4.1.8. Lesiones e Histopatológico**

Las lesiones microscópicas dependen si el cuadro bronquial es crónico o agudo, en las lesiones macroscópicas a nivel de tráquea y bronquios se observa una gran cantidad de mucus espumoso, viscoso a veces purulento, con la presencia de nematodos en forma de ovillos, obstruyendo la luz de los bronquiolos y bronquios (Cordero et. al., 2002, pp. 279).

El pulmón se encuentra aumentado de tamaño por las diversas lesiones como: zonas de atelectasia, petequias, zonas deprimidas y densas de consistencia dura.

Los bordes pulmonares se ven distendidos con una apariencia suave por la acción del enfisema pulmonar. Los pulmones y la tráquea tienen un color blanquecino, encontrándose envueltos por una sustancia espumosa con algunos coágulos de sangre de distintos tamaños. Hay presencia de “edema alveolar y larvas IV en la luz de los alveólos rodeados de células gigantes. No hay parásitos adultos en los grandes bronquios, ni en la tráquea” (Cordero et. al., 2002, pp. 279). Hay presencia de focos de neumonía lobular, que se localizan en la parte posterior del pulmón con incisiones rojas y exudado líquido producto de las infecciones secundarias. A nivel de bronquios su mucosa se encuentra irritada, inflamada y engrosada, con un color gris rosáceo, siendo lesiones de una traqueobronquitis catarral crónica, infiltrada de linfocitos, eosinófilos y depósitos de fibrina (Cordero et. al., 2002, pp. 279).

El tipo de lesiones de esta enfermedad depende de la antigüedad de la infestación.

#### **Gráfico N° 1-9.- D. viviparus ubicados en tráquea y bronquios**



Fuente: Quizlet, 2010

#### **1.2.4.1.9. Importancia Económica y Sanitaria**

Las enfermedades producidas por parásitos son un factor muy importante por su atribución negativa en los resultados de las producciones, exactamente no se conoce el cálculo de las consecuencias económicas de las parasitosis, por

lo que depende de ciertos factores ecológicos, sociales, comerciales, entre otros (Cordero et. al., 2002, pp. 374).

En general se acepta pérdidas que fluctúan entre el 10-15% y aumentar las pérdidas productivas como el decomiso de vísceras a nivel de camal y la mortalidad que estas enfermedades producen (Bayer, 2006, pp. 3).

Cuando se trata de parasitismo subclínico el bajo rendimiento del animal pasa desapercibido ya que los ganaderos consideran estas ganancias normales. Todo esto puede deberse a una disminución en la ingesta de alimento, mala absorción, alteración en la digestibilidad, menor eficacia por acción de proteínas y energía, pérdida de agua, vitaminas, electrolitos, entre otros (Bayer, 2006, pp. 3).

### **1.3. Descripción Del Diagnóstico Clínico De Laboratorio**

#### **1.3.1. Introducción**

El diagnóstico de parasitosis internas en rumiantes es indispensable realizarlo para conocer la situación parasitaria del hato y para poder establecer un tratamiento adecuado, previniendo ciertas enfermedades provocadas por estos agentes. Los principales agentes que afectan al ganado son los nematodos gastroentéricos (NGE); para diagnosticar a esta clase de parásitos se realizan exámenes coprológicos que pueden ser por técnicas cualitativas y cuantitativas, las cuales son complementarias y confiables:

Las técnicas cuantitativas poseen un rango de sensibilidad de 10 a 50 huevos por gramo de heces, algunas son: técnica Universal (>10 hpg), de Stroll (>20 hpg), técnica de Mc Master (>50 hpg) (López, 2003, p.1).

Las técnicas cualitativas también permiten la identificación de huevos de NGE, como es la técnica de flotación, tienen alta especificidad ya que se pueden identificar los estadios larvales de estos agentes, a través de los métodos de sedimentación (Baermann) y coprocultivos para poder diagnosticar específicamente el género de algunos nematodos, en este caso se utiliza la

técnica de Baermann tradicional, modificada y el coprocultivo, estas deben tener un alto grado de especificidad para poder observar los estadios biológicos. Para el diagnóstico de *Dictyocaulus viviparus* la técnica recomendada es la de Baermann por sus características de fototropismo y termotropismo ya que las larvas son atraídas por la luz y la temperatura del agua (López, 2003, pp.1).

### **1.3.2. Técnica de Baermann**

El propósito de esta técnica es separar las larvas del material fecal. Se basa en la migración de las larvas hacia el agua y luz, para esto las heces o tejidos procesados son suspendidos en agua tibia, al migrar las larvas se hunden por su incapacidad de nadar contra la gravedad hasta el fondo del tubo o recipiente usado donde pueden ser colectadas para su identificación (RVC/ FAO, 2010, pp.3).

No existe un equipo específico para esta técnica.

#### **1.3.2.1. Materiales y Reactivos**

- Embudo dependiendo su tamaño al requerimiento.
- Base de embudo
- Tubo de hule o plástico
- Clip de abrazadera o resorte
- Estopilla o gasas
- Varilla fina o barra de metal
- Colador
- Microscopio
- Tubo de ensayo
- Pipeta de Pasteur Cajas Petri pequeñas
- Toallas de papel desechable
- Cuchara o espátula
- Banda de hule o tramo de hilo
- Vaso o frasco
- Cubre objetos y portaobjetos

- Yodo
- Agua (RVC/ FAO, 2010, pp.3)

### 1.3.2.2. Procedimiento

#### 1.3.2.2.1. Paso 1

- Se toma el embudo y se ajusta un pedazo corto de tubo de hule o plástico en el cuello.
- Se cierra el tubo con el clip.
- Se sujeta el embudo con una base de embudo sencilla.

**Gráfico N° 1-10.- T. de Baermann 1**



**Fuente:** RVC/FAO, 2010

Si se desea procesar más de una muestra al mismo tiempo se puede usar un tablón con varios agujeros para colocar los embudos de menor tamaño (FAO, 2010, pp. 4)

**Gráfico N° 1-11.- T. de Baermann 2**

Fuente: RVC/FAO, 2010

**1.3.2.2.2. Paso 2**

Se coloca doble capa de gasas sobre una toalla de papel desechable sobre la mesa de trabajo.

Con la espátula se coloca 20gr de heces en el centro de las gasas.

**Gráfico N° 1-12.- T. de Baermann 3**

Fuente: RVC/FAO, 2010

Se forma una bolsa cerrando las esquinas de las gasas.

**Gráfico N° 1-13.- T. de Baermann 4**

Fuente: RVC/FAO, 2010

Se cierra la gasa con un hilo o banda de hule, se debe atar una barra de metal a la bolsa de tal forma que la bolsa quede suspendida (FAO, 2010, pp. 5)

**Gráfico N° 1-14.- T. de Baermann 5**

Fuente: RVC/FAO, 2010

**1.3.2.2.3. Paso 3**

Se coloca la bolsa que contiene las heces en el embudo, se corta la parte extra de la gasa (FAO, 2010, pp. 5)

**Gráfico N° 1-15.- T. de Baermann 6**

Fuente: RVC/FAO, 2010

Se llena el embudo con agua tibia, la bolsa con las heces deben quedar sumergidas (FAO, 2010, pp. 6).

#### Gráfico N° 1-16.- T. de Baermann 7



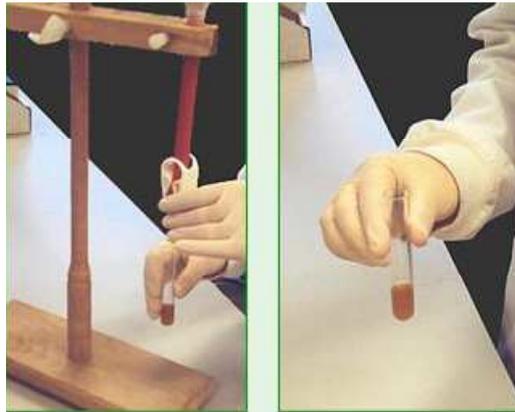
Fuente: RVC/FAO, 2010

Se debe dejar por 24 horas (FAO, 2010, p.6).

#### 1.3.2.2.4. Paso 4

Se colecta unos cuantos mililitros del fluido por el tubo de hule o plástico hacia un tubo de ensayo.

Se debe sedimentar por 30 minutos o se puede centrifugar a 1000rpm por 2 minutos (FAO, 2010, pp. 7)

**Gráfico N° 1-17.- T. de Baermann 8**

Fuente: RVC/FAO, 2010

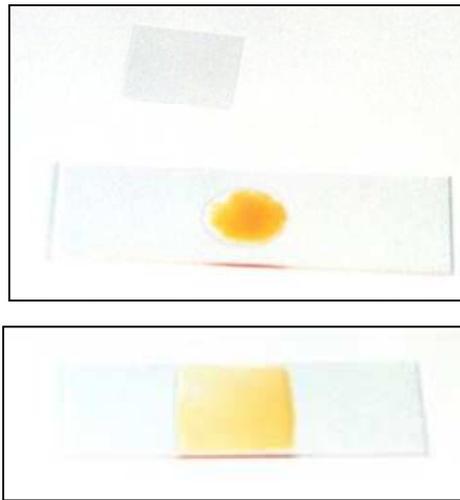
**1.3.2.2.5. Paso 5.- Observación de las larvas a través del microscopio**

Con una pipeta de Pasteur se recoge una pequeña muestra del tubo de ensayo y se coloca una gota en el portaobjetos (FAO, 2010, pp. 8).

**Gráfico N° 1-18.- T. de Baermann 9**

Fuente: RVC/FAO, 2010

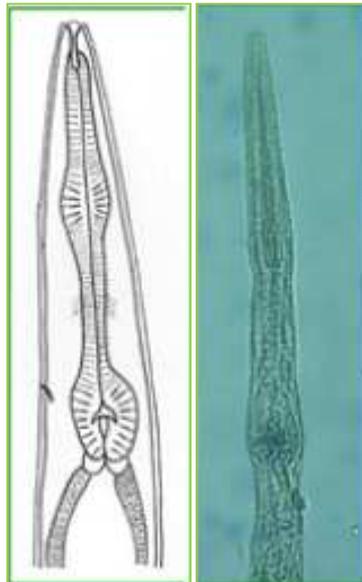
Se añade yodo para fijar a las larvas y se coloca un cubreobjetos.

**Gráfico N° 1-19.- T. de Baermann 10**

**Fuente:** RVC/FAO, 2010

Se observa en el microscopio con un aumento de 10x10

A los nematodos se los observa con manchas marrones por acción del yodo, se los identifica por su doble esófago (FAO, 2010, pp.11).

**Gráfico N° 1-20.- Identificación de *Dictyocaulus viviparus* microscópicamente.**

**Fuente:** RVC/FAO, 2010

## **CAPÍTULO II**

### **MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **2.1. Diseño del Estudio**

Se determinó una población total de 200 terneras seleccionadas de manera aleatoria, distribuidas en 12 haciendas ubicadas en el cantón Mejía en las parroquias de Tambillo (3), Aloag (1), Machachi (6) y El Chaupi (2).

El cantón Mejía se encuentra ubicado en: latitud 0° 31' 5,23", longitud 78° 34' 40,48" y una altura de 2990 msnm, tiene una humedad relativa del 77,6%, precipitación óptima 178,50 mm, temperatura óptima de 11,85° C (INAMHI, 2008).

El cantón Mejía según el III Censo Nacional Agropecuario consta con 55.531 cabezas de ganado, siendo el cantón con más producción lechera de 220.666 litros.

La cantidad de animales que se posee en cada hacienda ganadera es diferente, variando el número de terneras, para obtener el número de animales que se va a muestrear en cada hacienda se procedió a realizar lo siguiente: elegir la hacienda con mayor número de terneras seleccionando el 50% del total, dando como resultado 27 terneras de donde se basó el estudio para la selección de las haciendas restantes.

El método de Baermann fue utilizado en el laboratorio para el diagnóstico de la presencia de *Dictyocaulus viviparus*, el mismo se basa en la realización de un examen coproparasitario seriado de 3 días continuos, dando un total de 600 muestras.

Tabla N° 2-1.- Número de haciendas y Localización

Hacienda	Propietario	Provincia	Cantón	Parroquia	Barrio
LEONOR	Jorge Guerrero Mora	Pichincha	Meja	Tambillo	Las Texas
SAN CARLOS DE PASOCHOA	Sebastián Pérez	Pichincha	Meja	Tambillo	Pasochoa
PASOCHOA	Juan Montufar	Pichincha	Meja	Tambillo	El Murco
LA MERCED	María Eugenia Loza	Pichincha	Meja	Aloag	Musúa
SANTA TERESA	Consuelo Calvachi	Pichincha	Meja	Machachi	Guitig alto
SAN JUAN	Juan Eduardo Sambache	Pichincha	Meja	Machachi	Guitig alto
LA PONDEROSA	Consuelo Calvachi	Pichincha	Meja	Machachi	Guitig alto
ALTAMIRA	José Yáñez	Pichincha	Meja	Machachi	Guitig alto
STA. ISABEL	Susana Gangotena	Pichincha	Meja	Machachi	Obraje
SAN ESTEBAN	Ma. Dolores Guarderas	Pichincha	Meja	Machachi	Tucuso
EL CISNE	Juan Eduardo Sambache	Pichincha	Meja	El chaupi	Llano largo
SANTA ROSA	Juan Eduardo Sambache	Pichincha	Meja	El chaupi	Llulluchis

Elaboración: La Autora, 2011  
Fuente: Registro haciendas, 2011

Son en total 12 haciendas seleccionadas que se encuentran en el cantón Mejía de la provincia de Pichincha en las parroquias de Tambillo, Aloag, Machachi y El Chaupi con sus barrios respectivos.

La parroquia de Tambillo se encuentra en: 0° 30' 36. 00" Sur 78°34'12.00" Norte con una elevación de 2937 m.s.n.m (Google Earth, 2012).

La parroquia de Alóag se encuentra en: 0°28'04.53" Sur 78°35'04.33" Norte con una elevación de 2886 m.s.n.m (Google Earth, 2012).

La parroquia de Machachi se encuentra en: 0° 30' 36. 00" Sur 78°34'12.00" Norte con una elevación de 2937 m.s.n.m (Google Earth, 2012).

La parroquia de El Chaupi se encuentra en: 0°35'59.29" Sur 78°38'21.54"Norte con una elevación de 3341 m.s.n.m (Google Earth, 2012).

## **2.2. Descripción de la población del estudio**

Se seleccionaron terneras entre 2 a 7 meses de edad, que se criaban en un sistema de pastoreo al sogueo (estacas) y en colectivos; sin poner énfasis en: raza, altura, estado de salud, alimentación.

Los animales fueron estratificados en 3 grupos:

**Grupo Pequeñas:** De 2 a 3 meses

**Grupo Medianas:** De 4 a 5 meses

**Grupo Grandes:** De 6 a 7 meses

**Tabla N° 2-1.- Número de terneras para muestra**

Hacienda	# de terneras para muestra	2 a 3 meses	4 a 5 meses	6 a 7 meses
LEONOR	21	7	9	5
SAN CARLOS DE PASOCHOA	27	9	8	10
PASOCHOA	27	9	10	8
LA MERCED	25	8	8	9
SANTA TERESA	7	2	2	3
SAN JUAN	11	7	4	0
LA PONDEROSA	17	4	7	6
ALTAMIRA	15	6	5	4
STA. ISABEL	20	7	4	9
SAN ESTEBAN	19	5	7	7
EL CISNE	7	4	0	3
SANTA ROSA	4	2	2	0
<b>TOTAL</b>	<b>200</b>	<b>70</b>	<b>66</b>	<b>64</b>

**Elaboración:** La Autora, 2012

**Fuente:** Registros haciendas, 2011

En la tabla N° 2-2, se observa el número de terneras que fueron seleccionadas de cada hacienda del estudio y la clasificación según la edad.

- **Cronograma de toma de muestras y procesamiento en el Laboratorio.** (Ver Anexo N° 1)

## 2.3. Materiales

### 2.3.1. Materiales de Campo

- Frascos herméticos recolectores orina 150cc estériles nacionales
- Enfriadores (Cooler)
- Hielos químicos
- Guantes ginecológicos
- Etiquetas
- Fundas plásticas

- Marcadores
- Overol
- Botas
- Registros

## **2.4. Métodos**

### **2.4.1. Muestreo**

- Se coordinó con el responsable de cada hacienda para organizar el cronograma de muestreo los días en que se va a intervenir para la recolección de las muestras, evitando de esta manera cualquier inconveniente.
- Antes del muestreo se anotó los datos de cada animal: código, grupo al que pertenece cada animal dentro de la investigación (pequeña, mediana o grande) según su edad, nombre o identificación y fecha de nacimiento, además se registró la fecha y número de muestra de cada día y animal para tener un mejor control de cada muestra y no provocar una confusión entre muestras y terneras. (Ver Anexo N° 3)

En el registro también constó unos datos sobre la crianza de las terneras de cada hacienda en general: instalaciones, alimentación (tipo de pasto), vacunas, enfermedades en terneras, desparasitaciones. Para mejor manejo y éxito de la investigación se obtendrá la muestra directo del recto del animal para evitar la contaminación de otros agentes, con un guante ginecológico de chequeo. (Ver Anexo N° 4)

- Al obtener la muestra se colocó en un frasco estéril de 150cc debidamente identificado con el código de cada animal con el número de muestra 1, 2 ó 3 dependiendo el día de muestreo. La cantidad que se recogió fue de 150g en variadas consistencias fecales. (Ver Anexo N° 7)

- Se colocó los frascos debidamente protegidos por una funda individualmente para evitar su contaminación entre muestras en un enfriador de espuma flex con los hielos químicos para mantener baja temperatura evitando el crecimiento y desarrollo de otros parásitos que puedan afectar el diagnóstico.
- Para la obtención de muestras si las terneras se encuentran en estaca se obtuvo en el mismo lugar, pero los que se encuentran en un sistema colectivo se los trasladó a las mangas para un mejor manejo. (Ver Anexo N° 4-5)
- Al finalizar el muestreo se transportó las muestras fecales en una caja térmica con hielo químico, las mismas que fueron llevadas directamente al laboratorio para su procesamiento.

#### **2.4.2. “Técnica de Baermann”**

##### **2.4.2.1. Reactivo**

- Yodo
- Cloro
- Jabón

##### **2.4.2.2. Materiales**

- Embudos de plástico
- Tubos de goma
- Pinzas
- Recipientes plásticos
- Mallas o colador de plástico
- Yargas de gasa
- Pipetas de Pasteur

- Gotero
- Tubos de ensayo de 5ml y 10 ml
- Centrífuga
- Microscopio
- Cubreobjetos
- Portaobjetos
- Balanza digital
- Paletas de madera
- Toallas de papel
- Etiquetas (Ver Anexo 7)

#### **2.4.2.3. Procedimiento**

1. Se colocó el tubo de goma (10cm) en el embudo el cual se inserta en un recipiente de plástico (25cm) transparente y se cerró con una pinza para que el sedimento no se derrame. (Ver Anexo N° 8)
2. Para comprobar que el tubo esté cerrado se procede a añadir agua, si es así se coloca una malla en el embudo donde se ubicó la muestra.
3. En las etiquetas de identificación adheridas en cada embudo constó:
  - Código del animal
  - Nombre o identificación
  - Fecha de procesamiento
  - Día de muestreo (Ver Anexo N° 8)
4. En el frasco recolector se homogenizó las heces, se colocó de 20 a 22g de heces frescas sobre un recipiente el cual se encontraba sobre la

balanza para su correcto pesaje, evitando el contacto de las heces con la balanza.

5. Se colocó la muestra sobre gasas y se hizo un lazo para cerrarla correctamente y evitar que las heces se derramen. Algunas heces fueron muy líquidas donde se usó más capas de gasa. (Ver Anexo N° 8)
6. Se llenó el embudo con agua tibia (37° C) en el cual se sumergió las heces completamente.
7. Se dejó a temperatura ambiente durante 24 horas.
8. Al transcurrir 24 horas se recolectó de 4 a 7ml de sedimento en tubos de ensayo correctamente identificados, el cual se centrifugó a una velocidad de 1000rpm por 2 minutos. (Ver Anexo 8)

- **Observación de las larvas por microscopio**

1. En un registro de resultados se anotaron los códigos con los resultados de cada muestra.
2. Una vez ya centrifugadas las muestras en un recipiente vacío se colocó el líquido sobrante de cada muestra para obtener solo el sedimento. (Ver Anexo 9)
3. Se homogenizó el sedimento con un gotero y se agregó una gota en el portaobjetos.
4. Se añadió un gota de yodo sobre la muestra, con el cubreobjetos se homogenizó para lograr que las larvas se tinturen y lograr una mejor visualización.
5. Al estar la placa lista se observó a través del microscopio con un lente de 10x, se aumentó a 40x para mejorar la identificación del agente y lograr un mejor diagnóstico. (Ver Anexo 10)

## **CAPÍTULO III**

### **ANÁLISIS Y RESULTADOS**

#### **3.1. Sistema de crianza de terneras en las haciendas seleccionadas.**

##### **3.1.1. San Juan**

**Instalaciones:** Potreros colectivos con rotación cada dos días, pasto no contaminado de heces.

**Tipo de pasto:** Raygrass, trébol blanco, pasto azul.

**Alimentación:** Leche 4lt diarios dos veces al día hasta los 6 meses,

Balanceado 1kg diario.

Fuente de Agua: Bebederos colectivos, proveniente de vertientes.

**Salud:**

**Vacunas:** Neomobac (neumonías y diarreas causadas por bacterias)

**Enfermedades:** Neumonías

**Desparasitaciones:** No se encuentran desparasitadas. (Registros Hcda. San Juan, 2011)

##### **3.1.2. San Esteban**

**Instalaciones:** Potreros con estaca hasta los 6 meses pasando a colectivos

A las de estacas se les rota diariamente y colectivos cada dos días, pasto no contaminado de heces.

**Tipo de pasto:** Raygrass, kikuyo.

**Alimentación:** Leche 4 lt diarios dos veces al día hasta los 5 meses.

Balanceado 2kg diario hasta los 6 meses, agua a voluntad.

Sales cada dos días  $\frac{1}{4}$  hasta los 3 meses y 2kg a las grandes.

Fuente de agua: Bebederos individuales (estacas) y bebederos colectivos, proveniente de sequia entubada.

**Salud:**

**Vacunas:** Aftosa

**Enfermedades:** Gastroentéricas (Diarreas de leche)

**Desparasitaciones:** Desparasitación actual: Hace 6 meses (Abril 2011) con Microtel (Closantel y Albendazol). Desparasitación periódica: Cada 6 meses. (Registros Hcda. San Esteban, 2011)

### 3.1.3. Pasochoa

**Instalaciones:** Estacas hasta los 4 meses, pastos contaminados de heces.

**Tipo de pasto:** Raygrass, kikuyo

**Alimentación:** Leche 4lt hasta los 4 meses.

Balanceados 1 kg, mayores de 4 meses 2 kg mezclados con sales

Fuente de Agua: Bebederos individuales (estacas) y bebederos colectivos, proveniente de vertiente.

**Salud:**

**Vacunas:** Neumobac, Brucella

**Enfermedades:** Gastroentéricas (diarreas)

**Desparasitaciones:** Desparasitación actual: En septiembre del 2011 con Dextomax. Desparasitación periódica: Cada 2 meses. (Registros Hcda. Pasochoa, 2011)

#### **3.1.4. San Carlos**

**Instalaciones:** Estacas hasta los 4 meses rotación diaria de potrero, pastos contaminados.

Colectivos desde los 5 meses rotación cada 8 días.

**Tipo de pasto:** Raygrass, kikuyo

**Alimentación:** 2 a 3 meses leche 4lt dos veces al día, suero 4lt dos veces al día.

Balanceado 500gr 2 veces diario. Sales 200 gr.

3 a 4 meses  $\frac{1}{2}$  quintal de balanceado dos veces al día mezclado con sales para 18 terneras.

4 a 7 meses  $\frac{1}{2}$  quintal una vez al día.

Fuente de agua: Bebederos individuales (estacas) y bebederos colectivos, proveniente de vertiente.

**Salud:**

**Vacunas:** Neomobac, Prolif L8 (Leptospira: canicola, grippotyphosa, hardjo)

**Enfermedades:** No

**Desparasitaciones:** Desparasitación actual: Septiembre 2011 con Levalif 15% (Levamisol clorhidrato) junto con vitamina E. Desparasitación periódica: Cada mes. (Registros Hcda. San Carlos, 2011)

#### **3.1.5. El Cisne**

**Instalaciones:** Potreros en estacas, rotación diaria, pastos contaminados de heces.

**Tipo de pasto:** Kikuyo, trébol blanco.

**Alimentación:** Leche 4lt dos veces al día. Balanceado 150gr.

Fuente de agua: Bebederos individuales, proveniente de vertiente.

**Salud:**

**Vacunas:** Neumobac

**Enfermedades:** Neumonías

**Desparasitaciones:** Desparasitación actual: De 2 a 3 meses no se encuentran desparasitadas y de 6 a 7 meses se encuentran desparasitadas con Albendazol hace un mes (Septiembre 2011). Desparasitación periódica: Cada 3 meses (Registros Hcda. El Cisne, 2011).

**3.1.6. Santa Rosa**

**Instalaciones:** Potreros en estacas, rotación diaria, pastos contaminados

**Tipo de pasto:** Kikuyo, trébol blanco.

**Alimentación:** Leche 4lt dos veces al día. Balanceado 150gr

Fuente de agua: Bebederos individuales, proveniente de vertiente.

**Salud:**

**Vacunas:** Neumobac

**Enfermedades:** Neumonías

**Desparasitaciones:** No están desparasitadas (Registros Hcda. Santa Rosa, 2011).

**3.1.7. La Merced**

**Instalaciones:** En estacas hasta los 4 meses rotación diaria, pasan a colectivos, pastos contaminados

**Tipo de pasto:** Raygrass, trébol blanco

**Alimentación:** hasta 3 meses dan 6lt de leche diarios.

Balanceado 200gr.

Medianas y grandes 2 a 3 kg diarios de balanceado y sales minerales.

Fuente de Agua: Bebederon individuales, proveniente de sequia entubada.

**Salud:**

**Vacunas:** Bobact- 8 (pasteurelosis neumonica, carbón sintomático, edema maligno, gangrena gaseosa, hepatitis necrótica infecciosa, riñón pulposo, enterotoxemia), Vira shield (virales+leptospira), RB51 (Brucella)

**Enfermedades:** Gastroentéricas (Diarreas)

**Desparasitaciones:** Desparasitación actual: Septiembre 2011.  
Desparasitación periódica: Cada mes.

Usan dos métodos: 1. Oral con Bifetacel 10% (Fenbendazol) +ictiovit

2. Ivermectina subcutáneo (Registros Hcda. La Merced, 2011).

**3.1.8. Leonor**

**Instalaciones:** Se encuentran en estacas se les rota cada mes, pastos contaminados de heces.

**Tipo de pasto:** Raygrass

**Alimentación:** leche 5 lt dos veces al día hasta los 5 meses.

Balanceado 1kg a las pequeñas y 2kg a las medianas y grandes diario

Fuente de agua: Bebederos individuales, proveniente de vertiente.

**Salud:**

**Vacunas:** Brucella

**Enfermedades:** Neumonías

**Desparasitaciones:** Desparasitación actual: Septiembre 2011 con Dectomax (Doramectina). Desparasitación periódica: Cada mes (Registros Hcda. Leonor, 2011).

### 3.1.9. La Ponderosa

**Instalaciones:** Se encuentran en estacas se les rota tres veces al día, pastos contaminados de heces.

**Tipo de pasto:** Pasto azul, trébol blanco, kikuyo

**Alimentación:** Leche 4 lt dos veces al día hasta los 6 meses.

Mayores de 3 meses se les ofrecen balanceado 2lbs y sales 100mg.

Fuente de Agua: Bebederos individuales, ocho litros a todas, proveniente de vertiente.

**Salud:**

**Vacunas:** Neumobac, Triángulo a los tres meses.

**Enfermedades:** Gastroentéricas (Diarrea de leche)

**Desparasitaciones:** Se desparasita a mayores de 3 meses. Desparasitación actual: Septiembre 2011. Desparasitación periódica: Cada 3 meses con Fenacur (febendazol 10%) (Registros Hcda. La Ponderosa, 2011).

### 3.1.10. Santa Teresa

**Instalaciones:** Se encuentran en estacas se les rota tres veces al día, pastos contaminados

**Tipo de pasto:** Pasto azul, trébol blanco, kikuyo

**Alimentación:** Leche 4 lt dos veces al día hasta los 6 meses.

Mayores de 3 meses se les ofrecen balanceado 2lbs y sales 100mg.

Fuente de agua: Bebederos individuales, ocho litros a todas, proveniente de vertiente.

**Salud:**

**Vacunas:** Neumobac, Triángulo a los tres meses.

**Enfermedades:** Gastroentéricas (Cólicos) y Neumonías

**Desparasitaciones:** Se desparasita a mayores de 3 meses. Desparasitación actual: Septiembre 2011. Desparasitación periódica: Cada 3 meses con Fenacur (febendazol 10%) (Registros Hcda. Santa Teresa, 2011).

### 3.1.11. Altamira

**Instalaciones:** Se encuentran en estacas se les rota una vez al día, pasto contaminado de heces

**Tipo de pasto:** Raygrass, trébol blanco, kikuyo, holco

**Alimentación:** Leche 4 lt dos veces al día hasta los 6 meses.

Balanceado ½ lb a voluntad sales 100mg.

Fuente de agua: Bebederos individuales, proveniente de vertiente.

**Salud:**

**Vacunas:** Triángulo y Brucella

**Enfermedades:** Neumonías

**Desparasitaciones:** Desparasitación actual: Hace un mes Octubre 2011. Desparasitación periódica: Cada 3 meses con Albendazol. (Registros Hcda. Altamira, 2011)

### 3.1.12. Santa Isabel

**Instalaciones:** Se encuentran en un sistema de pastoreo colectivo desde los 15 días de nacidos, con rotación diaria, pastos no contaminados

**Tipo de pasto:** Raygrass, kikuyo y trébol blanco

**Alimentación:** Toman 4 lt diarios dos veces al día hasta los 6 meses

Balanceado 1 kg diario con sales minerales.

Fuente de agua: Bebederos colectivos, proveniente de sequia entubada.

**Salud:**

**Vacunas:** Neumobac, Brucella.

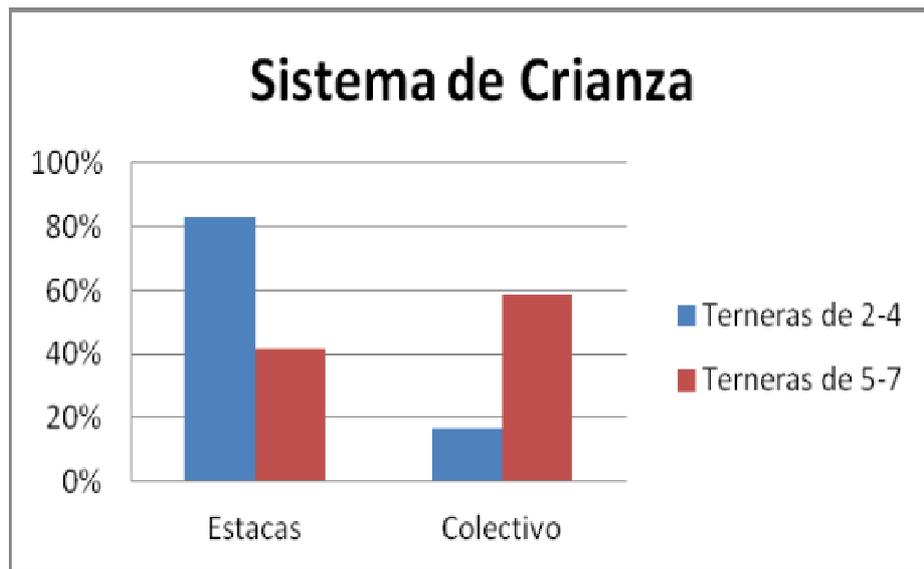
**Enfermedades:** Gastroentéricas (Diarreas)

**Desparasitaciones:** Desparasitación actual: Hace un mes Octubre 2011 con Albendazol. Desparasitación periódica: Cada mes. (Registros Hcda. Santa Isabel, 2011)

## 3.2. Análisis del Sistema de Crianza

### 3.2.1. Instalaciones sobre el tipo de crianza al pastoreo de las terneras

**Gráfico N° 3-1.- Comparación de los tipos de sistemas de crianza al pastoreo**



**Elaboración:** La Autora, 2012

**Fuente:** Registros de las haciendas, 2011

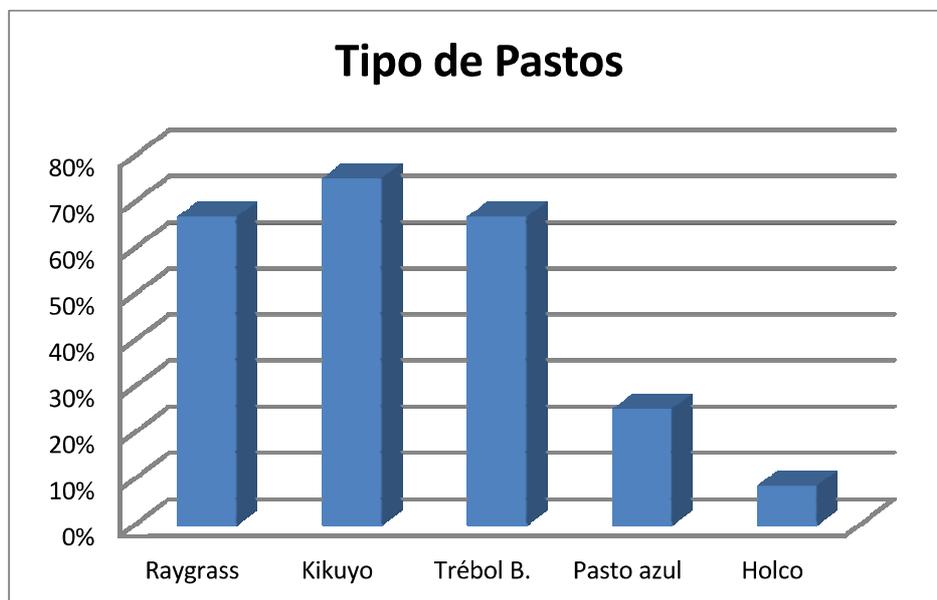
En el gráfico N° 3-1, se observa la distribución de los animales de acuerdo al sistema de crianza utilizado en estacas o en colectivos. En terneras criadas en estacas de 2 a 4 meses de edad con el 83% y el sistema colectivo con 42% en terneras de la misma edad.

De 5 a 7 meses el más usado es el colectivo con 58% y en estacas en terneras de 2 a 4 meses es el 17%.

Algunos productores prefieren el sistema de estacas ya que se puede lograr un mejor manejo de las terneras en cuanto a su alimentación, ganancia de peso, salubridad. (La Autora, 2012)

### 3.2.2. Tipo de Pastos en las haciendas estudiadas

**Gráfico N° 3-2.- Diferenciación de los pastos más usados en el cantón Mejía**



**Elaboración:** La Autora, 2012

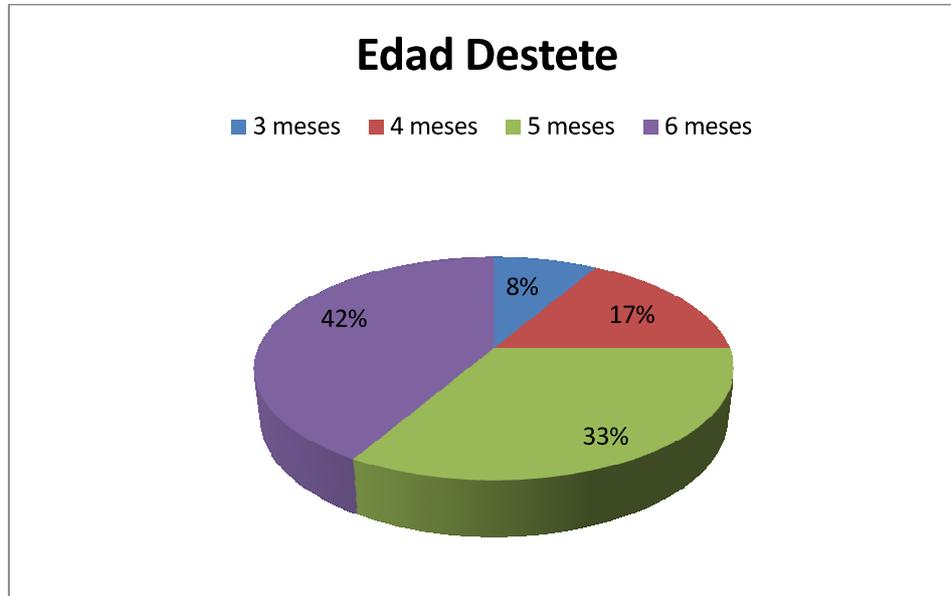
**Fuente:** Registros de las haciendas, 2011

En el gráfico N° 3-2, se observa los pastos más utilizados en el cantón Mejía.

Estos pastos se adaptan bien al clima, humedad y temperatura de la zona de Mejía, siendo los más convenientes para la alimentación del hato, aparte son altamente nutritivos para el crecimiento y mantenimiento de la producción lechera. (La Autora, 2012)

### 3.2.3. Edad de Destete de las terneras

Gráfico N° 3-3.- Comparación de las edades a las que se realiza el destete



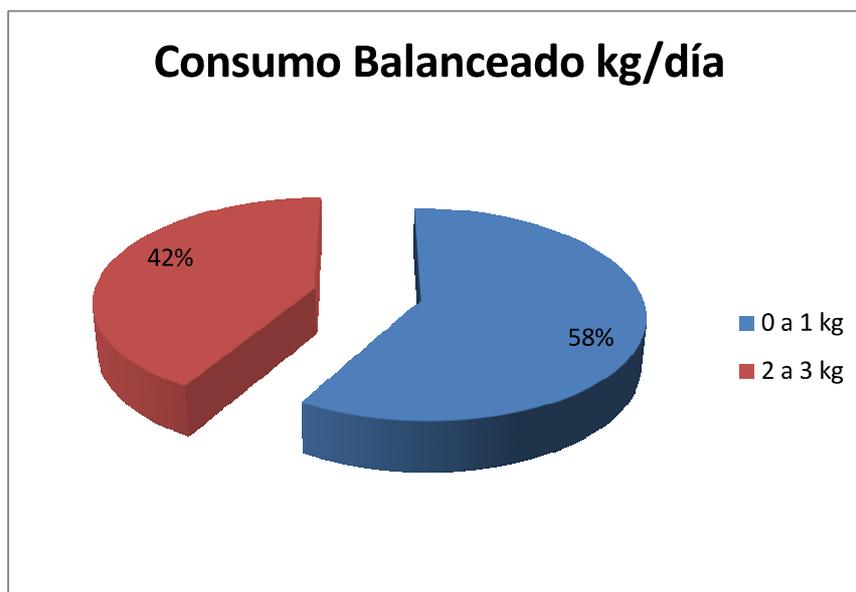
**Elaboración:** La Autora, 2012

**Fuente:** Registros de las haciendas, 2011

En el gráfico N° 3-3, se puede observar las diferentes edades del destete en las terneras siendo el mayor a los 6 meses (42%) y el menor a los 3 meses (8%) con un promedio de 5 litros de leche al día por cada ternera, la manera de alimentación es dependiente de cada hacienda. (La Autora, 2012)

### 3.2.4. Consumo Balanceado de las terneras

Gráfico N° 3-4.- Consumo diario de balanceado de las terneras



Elaboración: La Autora, 2012

Fuente: Registros de las haciendas, 2011

En el gráfico N° 3-4, se observa la cantidad de balanceado consumido por las terneras. En la edad de 0 a 7 meses el consumo es de 0 a 1kg diario con el 58% y las restantes de 2 a 3kg diarios con el 42%, esto depende del requerimiento de cada animal en la etapa de desarrollo y crecimiento, dependiendo del sistema de producción implementado en cada hacienda. (La Autora, 2012)

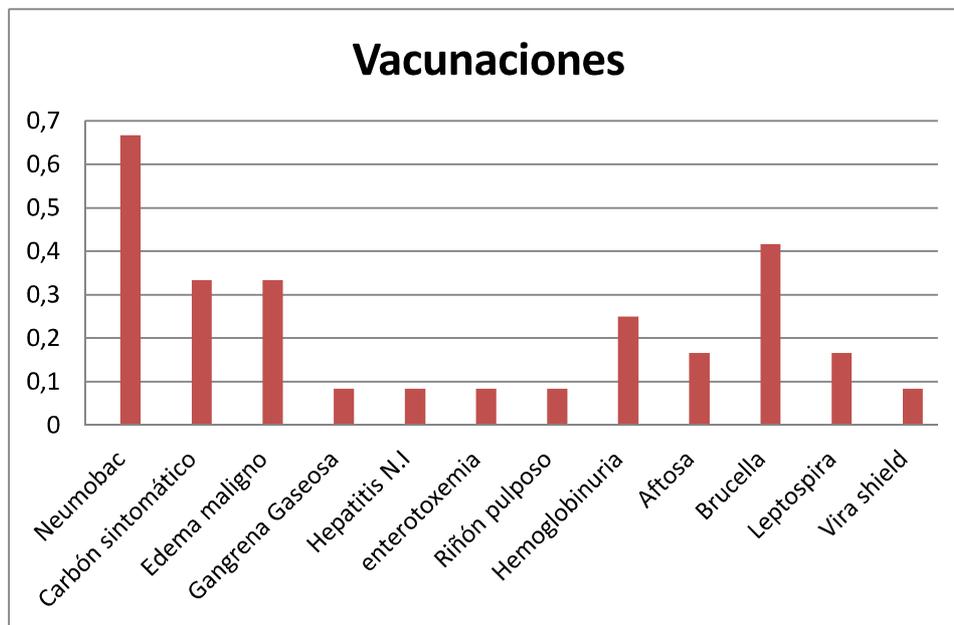
### 3.2.5. Consumo Sales Minerales

Se puede analizar el consumo de sales minerales en terneras de 2 a 7 meses en las haciendas estudiadas que fue del 67%.

Se conoce que las sales minerales son importantes en cualquier hacienda destinada a la producción lechera, ya que ejercen acciones importantes en el metabolismo y nutrición del organismo; manteniendo la salud, estimulando al crecimiento y rendimiento del hato. (La Autora, 2012)

### 3.2.6. Vacunaciones de las terneras muestreadas

Gráfico N° 3-5.- Vacunaciones realizadas en las terneras muestreadas



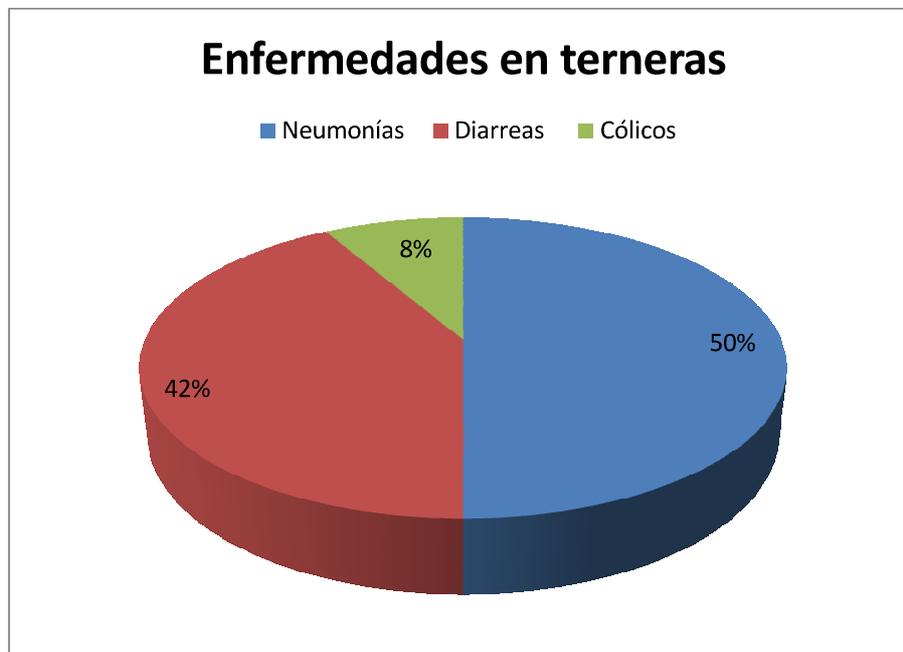
**Elaboración:** La Autora, 2012

**Fuente:** Registros de las haciendas, 2011

El gráfico N° 3-5 se refiere a las vacunaciones, se puede observar que la vacuna más usada en terneras es la Neumobac (67%) para la prevención de neumoenteritis en terneras recién nacidas, evitando diarreas y neumonías causadas por bacterias gram + y gram -, la segunda más usada es contra Brucelosis (42%) y las restantes en un menor porcentaje del 33%. Con esto se puede concretar que no se tiene un protocolo general de vacunación en el ganado vacuno lechero, el cual es de mucha importancia para la prevención de varias enfermedades, evitando un descenso en la producción. (La Autora, 2012)

### 3.2.7. Enfermedades en las terneras estudiadas

**Gráfico N° 3-6.- Enfermedades que se han presentado en las terneras muestreadas**



**Elaboración:** La Autora, 2012

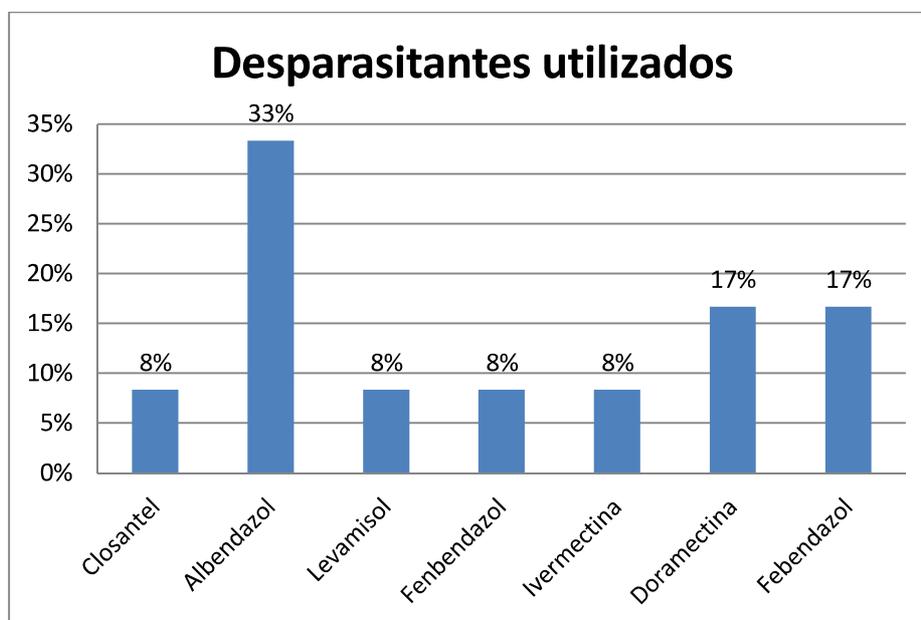
**Fuente:** Registros de las haciendas, 2011

En el gráfico N° 3-6, se observa las enfermedades más presentes en terneras siendo la más alta la neumonía con el 50%, gastrointestinales como: diarreas con el 42% y los cólicos con el 8%.

Los factores que pueden provocar estas enfermedades son el tipo de clima y manejo. Siendo la neumonía la patología más común en esta zona, la cual se podría decir que es producida por el clima, pero también se debe a otras causas como la presencia de parásitos como *Dictyocaulus viviparus* que causa bronquitis o neumonía verminosa. (La Autora, 2012)

### 3.2.8. Desparasitantes utilizados en las terneras muestreadas

**Gráfico N° 3-7.- Comparación de los desparasitantes empleados en las terneras**



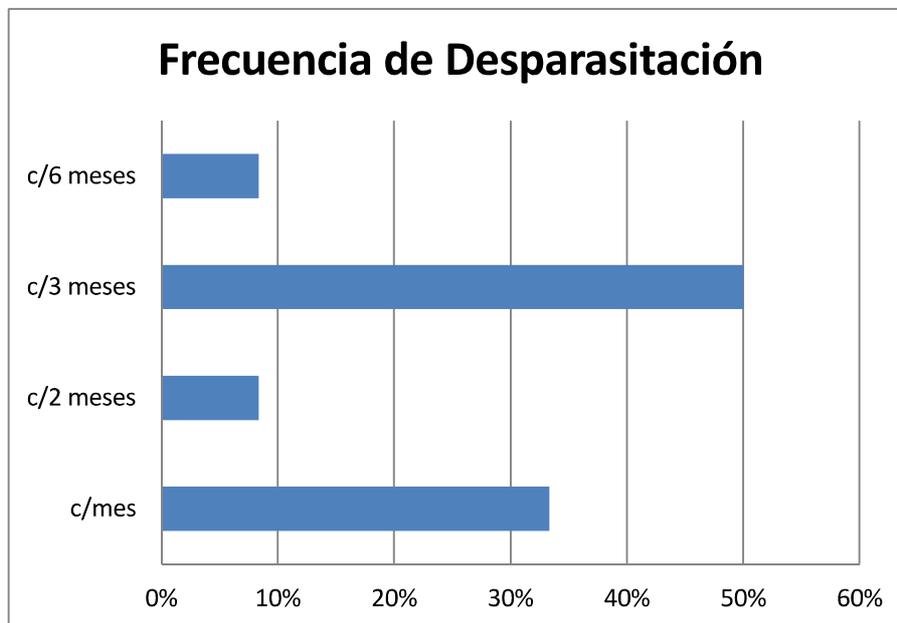
**Elaboración:** La Autora, 2012

**Fuente:** Registros de las haciendas, 2011

En el gráfico N° 3-7, se encuentran los desparasitantes utilizados en terneras, el de mayor uso es el albendazol (33%), doramectina y febendazol con el 17% y levamisol, closantel, fenbendazol e ivermectina con el 8%, siendo todos efectivos contra parásitos pulmonares, pero con diferente mecanismo de acción atacando unos a formas adultas y otros a inmaduras. Se debe tomar en cuenta que tipo de parásito se encuentra afectando al ganado para la utilización del fármaco específico, para obtener un mejor resultado y poder controlarlo. Se deben hacer exámenes coproparasitarios para no causar resistencia parasitaria por el mal uso de desparasitantes. (La Autora, 2012)

### 3.2.9. Frecuencia de Desparasitación de las terneras

Gráfico N° 3-8.-Diferenciación en la frecuencia de desparasitación



**Elaboración:** La Autora, 2012

**Fuente:** Registros de las haciendas, 2011

En el gráfico N° 3-8, se analiza la frecuencia de desparasitaciones de las terneras en las haciendas estudiadas, la desparasitación cada 3 meses es la más empleada (50%) y la de cada mes (33%) ésto establece un margen de protección mayor contra parásitos, pero es dependiente del tipo de antiparasitario que se utilice ya que no todos los antiparasitarios tienen una acción de amplio espectro. (La Autora, 2012)

### 3.2.10. Tiempo de Desparasitación en el que fueron recolectadas las muestras

Gráfico N° 3-9.- Tiempo de Desparasitación en el que fueron recolectadas las muestras



**Elaboración:** La Autora, 2012

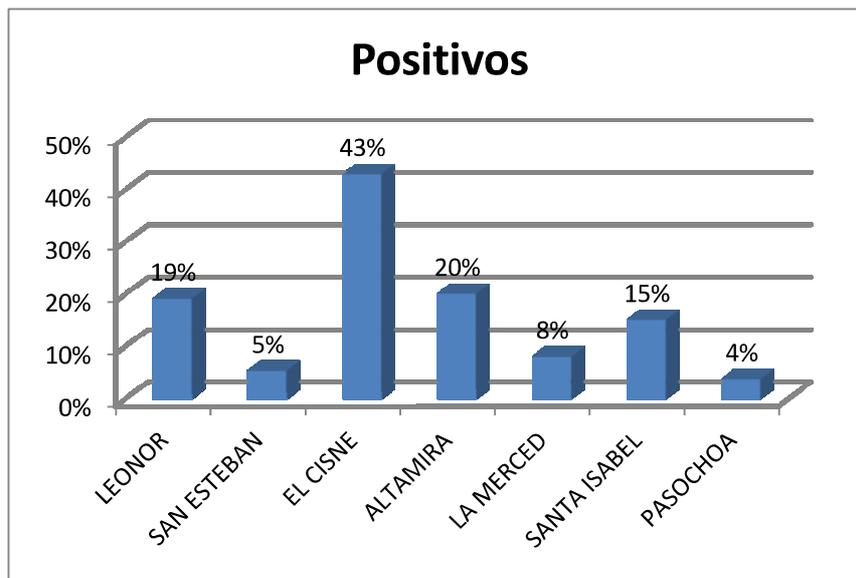
**Fuente:** Registros de las haciendas, 2011

En el gráfico N° 3-9, se observa los diferentes porcentajes del tiempo de desparasitación en el que fueron recolectadas las muestras, donde la mayoría fueron desparasitadas hace un mes antes del muestreo. (La Autora, 2012)

### 3.3. Resultados del Análisis Coproparasitario

#### 3.3.1. Identificación de Casos Positivos en las haciendas estudiadas

**Gráfico N° 3-10.- Distribución de casos positivos en las haciendas estudiadas**



**Elaboración:** La Autora, 2012

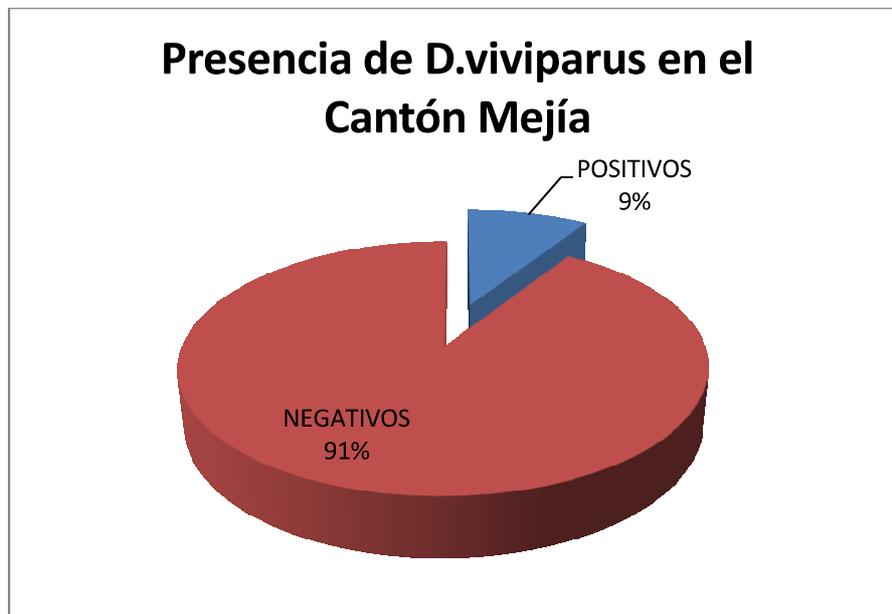
**Fuente:** Registros de las muestras, 2011

En el gráfico N° 3-10, se encuentran los casos positivos en siete de las doce haciendas seleccionadas, las cuales fueron:

El Cisne con el 43%, Altamira 20%, Leonor 19%, Santa Isabel 15%, Pasochoa 4%, la Merced 8% y San Esteban 5%. Las haciendas restantes dieron un resultado negativo, el total de positivos y negativos de la investigación se explicará en el gráfico 31. (La Autora, 2012)

### 3.3.2. Casos Positivos y Negativos de *D. viviparus* en el cantón Mejía

Gráfico N° 3-11.- Comparación de los casos positivos y negativos en el cantón Mejía



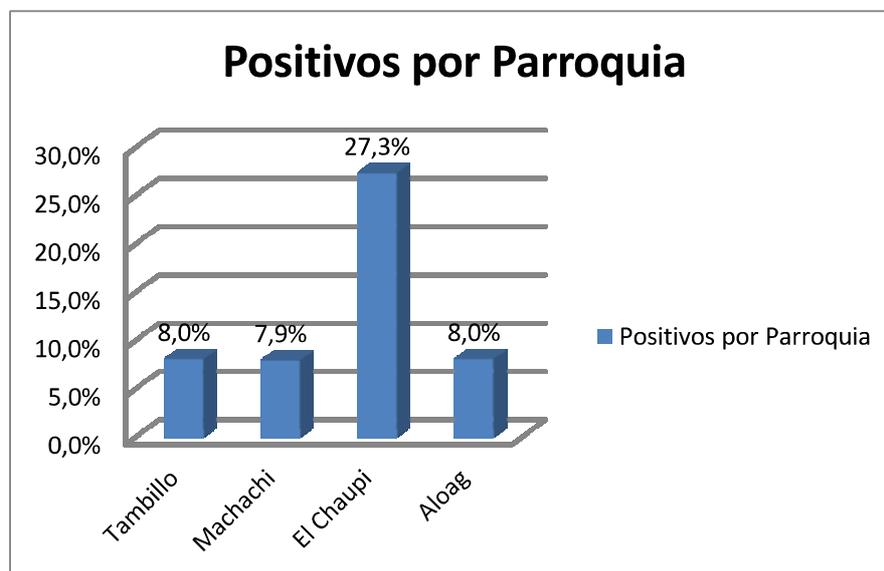
Elaboración: La Autora, 2012

Fuente: Registros de las muestras, 2011

En el gráfico N° 3-11, se puede observar el total de casos positivos y negativos de las doce haciendas estudiadas, el total de casos de positivos corresponde al 9% y los casos negativos el 91%. El número total de animales infestados con *Dictyocaulus viviparus* fueron 18, mientras que los animales negativos fueron 182. (La Autora, 2012)

### 3.3.3. Casos Positivos por Parroquias del cantón Mejía

Gráfico N° 3-12.- Análisis de los casos positivos por Parroquias



Elaboración: La Autora, 2012

Fuente: Registros de las muestras, 2011

En el gráfico N° 3-12 se encuentran los casos positivos en las diferentes parroquias donde se encontraban ubicadas las haciendas de estudio, en la parroquia El Chaupi (3 casos) fue del 27,3% fue la más alta, pero con una población total de 11 terneras siendo inferior que las demás parroquias. En la parroquia donde se encontró la mayor cantidad de casos positivos fue en Machachi (7 casos) pero como su población total fue de 89 terneras no fue un resultado significativo. (La Autora, 2012)

### 3.3.4. Casos Positivos por edad de las terneras

**Tabla N° 3-1.- Casos Positivos por grupos estratificados por edad**

<b>Casos Positivos por Grupo de edad</b>			
<b>Grupo</b>	<b>Edad</b>	<b>Casos Positivos</b>	<b>%</b>
Pequeñas	2 a 3 meses	7/70	10%
Medianas	4 a 5 meses	4/66	6%
Grandes	6 a 7 meses	7/64	11%

**Elaboración:** La Autora, 2012

En la tabla N° 3-1, constan los casos positivos según las edades de las terneras, donde se encontró mayor presencia de *D.viviparus* fue en el grupo de las grandes con el 11% de una población total de 64 terneras, las pequeñas fue del 10% con una población total de 70 animales y las medianas con el 6% de una población de 66 terneras (La Autora, 2012).

### 3.3.5. Total de Parásitos encontrados

**Tabla N° 3-2.- Total de Parásitos encontrados**

<b>Total de Parásitos encontrados</b>	
<b>Género</b>	<b>%</b>
Dictyocaulus spp.	12%
Strongyloides spp.	2%
Nematodirus spp.	1%
Ostertagia spp.	1%
Oesofagostomum spp.	1%
Paramphistomum spp.	1%
Trichostrongylus spp.	2%

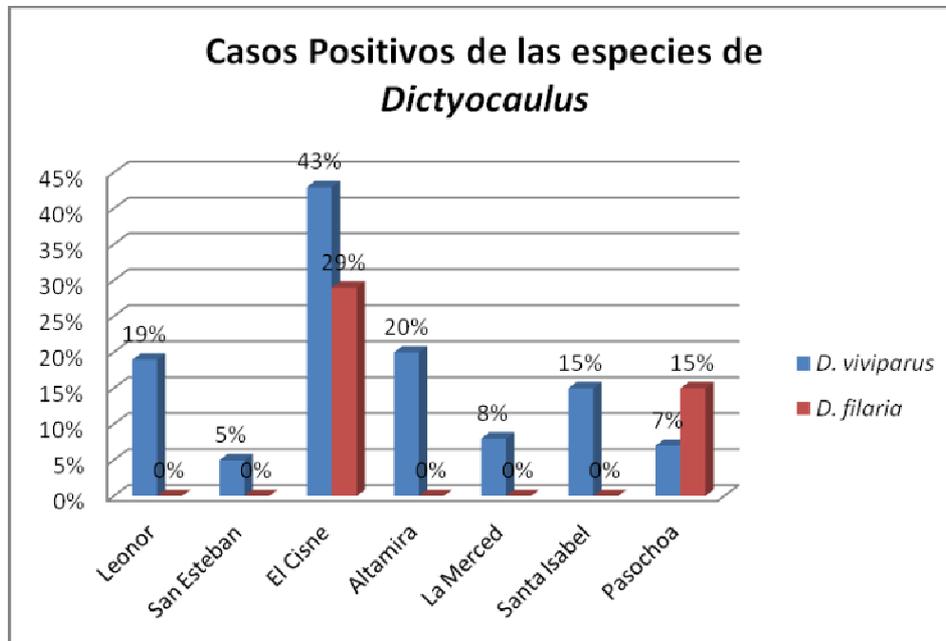
**Elaboración:** La Autora, 2012

**Fuente:** Registros de las muestras, 2011

En la tabla 5, se encuentran los parásitos diagnosticados microscópicamente, donde se puede apreciar la mayor presencia de *Dictyocaulus* spp. (12%) y de otros nematodos entre el 1 al 2%. También se encontró *Entamoeba* spp. (2%) y *Coccidias* spp. (9%) (La Autora, 2012).

### 3.3.6. Casos Positivos de las especies *Dictyocaulus* spp.

Gráfico N° 3-13.- Distribución de la identificación de *Dictyocaulus*



**Elaboración:** La Autora, 2012

**Fuente:** Registros de las muestras, 2011

En el gráfico N° 3-13, se distinguen las dos especies de *Dictyocaulus* spp. encontradas: *viviparus* y *filaria*. Se puede observar la presencia de estas dos especies en la hacienda El Cisne ubicada en la parroquia El Chaupi y Pasochoa ubicada en Tambillo, donde la mayor presencia de estos dos agentes es en El Cisne donde *D. viviparus* fue del 43% y *D. filaria* del 29%. (La Autora, 2012)

**Tabla N° 3-3.- Prevalencia de Dictyocaulus viviparus en el cantón Mejía**

Fincas	Prevalencia	IC 95%*
Altamira	0,2	[0.043-0.481]
El Cisne	0,429	[0.099-0.816]
La Merced	0,08	[0.01-0.26]
Leonor	0,19	[0.054-0.419]
Pasochoa	0,074	[0.009-0.243]
San Esteban	0,053	[0.001-0.26]
Santa Isabel	0,15	[0.032-0.379]
Prevalencia total	0,09	[0.054-0.139]
* Intervalo de confianza binomial exacto		

X <sup>2</sup>	p-valor	0,1765	>0.05
test exacto de fisher	p-valor	0,199	>0.05

Elaboración: La Autora, 2012

**Tabla N° 3-4.- Prevalencia de Dictyocaulus filaria en el cantón Mejía**

Fincas	Prevalencia	IC 95%*
Altamira	0	[0.043-0.481]
El Cisne	0,286	[0.099-0.816]
La Merced	0	[0.01-0.26]
Leonor	0	[0.054-0.419]
Pasochoa	0,148	[0.009-0.243]
San Esteban	0	[0.001-0.26]
Santa Isabel	0	[0.032-0.379]
Prevalencia total	0,03	[0.011-0.064]
* Intervalo de confianza binomial exacto		

X <sup>2</sup>	p-valor	0,001886	<0.05
test exacto de fisher	p-valor	0,00251	<0.05

Elaboración: La Autora, 2012

**Tabla Nº 3-5.- Diferenciación morfológica de *D. viviparus* y *D. filaria***

<b>D. viviparus</b>	<b>D. filaria</b>
Macho mide: 4 a 6 cm, Hembras: 6 a 8cm	Macho: 3 a 8cm, Hembra: 5 a 10cm
Huevos miden: 82-88x 33-38 um	Huevos miden: 112-138x 70-90 um
Son blanquecinos	Son más blanquecinos grisáceos
En la cabeza no hay prominencia cuticular	Prominencia cuticular en la cabeza
Cola tiene terminación roma	Cola tiene terminación romas más alargada
Macho tiene espículas pequeñas	Macho tiene espículas grandes

**Elaboración:** La Autora, 2012

**Fuente:** Shapiro, 2005 pp.6-9, Junquera 2010 pp.1

### **Dictyocaulus viviparus**



**Fuente:** La Autora, 2011

### **Dictyocaulus filaria**



**Fuente:** La Autora, 2011

## CAPÍTULO IV

### DISCUSIÓN

El estudio se realizó para investigar la presencia de *Dictyocaulus* spp. en terneras de 2 a 7 meses de edad criadas en un sistema de pastoreo en el cantón Mejía de la provincia de Pichincha.

El único estudio para poder compararlo se realizó en el cantón Rumiñahui, provincia de Pichincha, donde se determinó la carga parasitaria en tres especies zootécnicas (bovinos, caprinos y equinos) y su relación con las condiciones climáticas” (Maya & Quijije, 2011, pp.3).

Mientras que en este estudio se llevó a cabo en 12 haciendas donde se criaba a las terneras en un tipo de pastoreo al sogueo (estacas) o en potreros colectivos, sin poner importancia en la raza, sexo, altura, enfermedades; el estudio de Maya y Quijije (2001) se llevó a cabo en 2 haciendas donde se crían terneras en cunas, pasando a colectivos y al ser vaconas son pastoreadas. En ambos estudios se utilizó la misma técnica de diagnóstico llamada técnica de migración larvaria o “Técnica de Baermann” para parásitos pulmonares, con la única diferencia que para la observación microscópica no utilizaron ningún reactivo. La recolección de las muestras del primer estudio fue a día seguido por 3 días a cada ternera, mientras que en segundo estudio era cada mes, excepto en vaconas que se realizaba cada 15 días.

En este estudio se identificó 9% de animales parasitados (18/200) a *D. viviparus*, para el estudio de Maya y Quijije (2011) se encontraron 17 casos positivos en un periodo de octubre a julio, pero no se determinó el total de animales muestreados por lo que no se puede indicar el cálculo de la prevalencia.

En un estudio que se llevó a cabo en Bolivia, en la zona de Cuevo y Boyuibe para detectar la presencia de *D. viviparus* en bovinos con una selección al azar, se diagnóstico el 1.5% de animales infestados (6/400), a través del método de

UENO, lo que indica que en esa región la presencia de esta parasitosis era baja. (Grock et al., 1933, pp. 1).

En Costa Rica se desarrolló un proyecto para determinar la presencia de nematodos: gastrointestinales y pulmonares en bovinos de diferentes zonas del país, encontrándose una alta seroprevalencia de *D. viviparus* en fincas lecheras con un promedio de 17,7%. (Jiménez, 2007, pp.377)

Según Cordero et al., (2002) menciona que esta parasitosis afecta principalmente a bovinos jóvenes durante el primer año de pastoreo y más si este sistema de crianza es permanente. En el primer estudio se puede confirmar lo dicho por Cordero, et al., (2002) ya que se encontró que en el grupo estratificado de pequeñas fue del 10% (7 casos positivos) en base a una población de 70 terneras, en medianas con el 6% (4 casos positivos) frente a una población de 66 animales y las grandes fue del 11% (7 casos positivos) con una población total de 64 terneras. En el segundo estudio solo se encontraron casos positivos en vaconas y negativos a terneras (cunas y colectivos), vacas (secas, maternidad, producción). En el estudio de Grock et al., (1933) se encontró que en animales menores a 2 años había una presencia del 1,25% y en mayores a 2 años solamente un 0,25%. En el estudio de Jiménez (2007), el grupo de animales con mayor prevalencia de *D. viviparus* fue entre 3 a 12 meses de edad.

Al analizar la prevalencia de los animales, se observó que en las cuatro parroquias de este estudio se encontraron más casos positivos, pero con porcentajes diferentes, así:

- Machachi con 7 casos (7,9%) de una población total de 89 terneras
- Tambillo con 6 casos (8%) de una población total de 75 animales
- El Chaupi con 3 casos (27,3%) de una población total de 11 terneras
- Alóag con 2 casos (8%) de una población total de 25 terneras.

En este estudio, al analizar el tipo de pastoreo (estacas o colectivos) en las terneras con resultado positivo se pudo observar que el 78% se encontraba mantenidas en estacas y el 22% restante de los positivos fueron criados en sistemas colectivos; esto puede estar causado al tipo de manejo en el cual las terneras pastorean en un limitado espacio y por un determinado tiempo, donde aumenta el contacto con sus heces y las del resto de terneras, lo que predispone al aumento de las parasitosis. Estos resultados no se encuentran relacionados con el estudio de Maya y Quijije (2011), debido a un cambio en el sistema de crianza (cunas individuales y corrales colectivos), basado en un manejo distinto que disminuye la posibilidad de desarrollar una enfermedad parasitaria causada *Dictyocaulus* spp.

En relación al destete, en este estudio se pudo identificar que en 5 de 7 haciendas se observó que el tiempo de destete fue de más de 4 meses, mientras que en las 2 haciendas restantes, el destete fue menor a 4 meses. Existe una diferencia significativa entre los dos grupos de destete para la presencia de esta parasitosis en terneras. Esto puede deberse a que en las primeras etapas de vida la alimentación de las terneras está basada en una dieta láctea y por balanceados, el acceso a pastos aumenta a partir de los 6 meses. En el caso del grupo de 2 a 3 meses, se podría deber a un sistema inmunológico en desarrollo, lo que disminuye la posibilidad de una inmunidad adquirida previamente. En el estudio realizado por Maya y Quijije (2011), demuestran que la presencia de esta enfermedad se observó solamente en vaconas.

Dentro de este estudio se analizó el uso de desparasitantes, en las 7 haciendas en las cuales se evidenció la presencia de esta parasitosis, 4 utilizaban Albendazol, 2 Doramectina y en una sola finca se utilizaba Ivermectina y Fenbendazol de manera simultánea. En las haciendas con resultados negativos utilizaban Levamisol o Febendazol, como tratamiento en la práctica de rutina en el manejo de terneras, en nuestro país no existen estudios publicados para evaluar la efectividad de estos antihelmínticos por lo que estos resultados no pudieron ser comparados; sin embargo, en un estudio realizado

en Argentina para evaluar en bovinos la resistencia antihelmíntica frente a avermectinas (ivermectina), bencimidazoles (fenbendazol) e imidazoles (levamisol), mediante la prueba de “reducción del conteo de huevos de nematodos”; se encontró resistencia a ivermectina por *Cooperia* spp., *Haemonchus* spp. mostró resistencia a ivermectina y doramectina, *Ostertagia* spp. desarrolló resistencia al fenbendazol, no hallándose evidencia de resistencia al levamisol (Suárez y Cristel, 2005, pp. 99). Se puede decir que la resistencia antihelmíntica es un grave problema dentro de la ganadería y en el tratamiento de parasitosis en otras especies de producción, debido al uso inadecuado de estos productos (subdosis, falta de eficiencia del producto, inadecuado manejo del medicamento, utilización de antihelmínticos caducados, selección errónea del tipo antiparasitario, entre otros) (Vásquez, Prada y Márquez, 2007, pp. 61- 69), esto puede producir importantes pérdidas económicas en la ganadería. Complementariamente, otros factores como: el clima, el tipo de manejo en la hacienda y la edad de los animales, pueden influir en la resistencia antihelmíntica (Vásquez, Prada y Márquez, 2007, pp. 61- 69). En este estudio se pudo observar que los productores utilizan el mismo producto por tiempos prolongados y muchos de los factores antes mencionados fueron observados, estimulando una posible resistencia antihelmíntica.

En otro estudio realizado en Perú, en el que se determinó la resistencia antihelmíntica de nematodos gastrointestinales al Fenbendazol 10%, Albendazol 10%, Levamisol 15% e Ivermectina 1% , se observó resistencia a levamisol por *Haemonchus* spp. y *Trichostrongylus* spp, no encontrando resistencia a fenbendazol, albendazol e ivermectina (Rojas, 2006, pp.1).

En este estudio además de identificar *Dictyocaulus viviparus* (9%) se pudo reconocer otra especie del mismo género (*D. filaria*) con un 3% de casos. Esta diferenciación se la realizó durante la observación microscópica de las estructuras diferenciales de estas dos especies (Ver pág. 69) entre *Dictyocaulus filaria* se encuentra principalmente en animales como los ovinos y caprinos como hospedadores primarios (Soulsby, 1987, pp.163-166) sin

embargo, también puede localizarse en los bovinos como hospedador secundario. Durante la toma de muestras, se pudo evidenciar que en una de las haciendas ubicada en la parroquia el Chaupi donde se identificó *D. filaria*, el ganado bovino compartía los pastos con ovinos.

Otras especies de nematodos identificados en este estudio fueron: *Strongiloides* spp. (2%), *Nematodirus* spp. (1%), *Ostertagia* spp. (1%), *Oesofagostomum* spp. (1%), *Paramphistomum* spp. (1%) y *Trichostrongylus* spp. (2%). Estos parásitos son muy frecuentes en los bovinos, afectando su productividad. Se localizan por todo el tracto digestivo, siendo los más comunes en estos animales (Vásquez, Prada y Márquez, 2007, pp. 59-61). Aunque no se encontraron en un alto porcentaje en este estudio, los parásitos gastrointestinales afectan de manera significativa comprometiendo la vida del animal.

En el estudio de Maya y Quijije (2011) basado también en el diagnóstico de parásitos gastrointestinales y hepáticos, se pudo evidenciar la presencia de nematodos como: *Strongiloides* spp., *Dictyocaulus* spp., *Trichostrongylus* spp., *Nematodirus* spp., *Strongylus* spp., *Parascaris* spp., *Oxyuris* spp. y *Trichuris* spp. A parte de esta clase también se encontraron en la clase: Tremátoda (*Fasciola* hepática), Céstoda (*Moniezia expansa* y *Moniezia benedeni*). En el estudio de Jiménez, (2007), se encontró la presencia de: *Trichostrongylus* spp., *Oesophagostomum* spp., entre otras especies. Lastimosamente, en estas investigaciones no se presentaron los cálculos de las prevalencias encontradas.

En este estudio también se diagnosticó la presencia de *Etamoeba* spp. (2%) y *Coccidias* spp. (9%), estas parasitosis también fueron identificadas en el estudio antes mencionado, en el cual se identificaron *Coccidias* spp. en las terneras por el confinamiento del sistema de crianza empleado (Maya y Quijije, 2011, pp. 89).

## 4.1. Conclusiones

1. Se confirmó la presencia de *Dictyocaulus viviparus* a través del uso de la técnica de Baermann aplicada en muestras de heces de terneras criadas en sistema de pastoreo (estacas y colectivos) en las haciendas del cantón Mejía.
2. Se identificó dos especies dentro del género *Dictyocaulus* (*D. filaria* y *D. viviparus*), complementariamente se observó la presencia de huevos de nematodos: *Oesophagostomum* spp., *Trichostrongylus* spp., *Nematodirus* spp., *Strongyloides* spp., *Ostertagia* spp., *Paramphistomum* spp., así como otras parasitosis como *Etamoeba* spp. y *Coccidias* spp.
3. Se realizó un análisis completo sobre la crianza de las terneras (instalaciones, tipo de pastos, rotación de pastos, alimentación, enfermedades presentadas, vacunaciones, desparasitaciones, tipo de desparasitante, entre otros), para obtener información más precisa de los factores que afectan la presencia de este parásito. Se constató un inadecuado manejo e influencia de factores climáticos en la zona. Como resultado se pudo concretar que la presencia de *D. viviparus* se ve influenciada por el manejo y consecuentemente por el clima.
4. Por medio de este estudio se pudo informar a los productores la importancia del control de *D. viviparus* como causante de neumonías, para que tengan un concepto más amplio del tema, brindando un tratamiento, prevención adecuados y de esa manera mantener o mejorar la producción lechera de su hacienda.

## 4.2. Recomendaciones

1. Se recomienda realizar exámenes coproparasitarios específicos para identificación de *Dictyocaulus* spp. de rutina al grupo de terneras de todas las edades (0 a 7 meses), así como pruebas adicionales para la identificación de otros parásitos, de esta manera se puede establecer un tratamiento más adecuado. En relación al uso de desparasitantes es recomendable utilizar el medicamento específico y variar de acuerdo a su necesidad para evitar la resistencia antihelmíntica. Algunos de los desparasitantes más eficaces contra nematodos son: derivados de la avermectina (doramectina, ivermectina), los bencimidazoles (albendazol), morantel.
2. El manejo de terneras es sumamente importante aún más en producciones lecheras, por esta razón se debe mejorar su crianza en terneras al pastoreo (manejo de pastos, tipo de instalaciones, alimentación, sanidad, entre otros) a diferencia de otros como es el sistema de crianza en cunas individuales.  
  
Las terneras como prevención no deben pastar cerca de otros animales como ovinos ya que se pueden infestar de los parásitos de estos animales. Al igual no deben mantenerse con bovinos adultos ya que algunos son portadores sanos de este parásito pero puede infestar a las terneras.
3. Se debe realizar un mejor manejo de las pasturas, rotación de potreros, de ser posible recoger las heces y evitar el contacto con las heces de los animales, de esta manera se reducirá la carga parasitaria en los pastos y habrá menos animales infestados.
4. Para prevenir esta enfermedad es importante capacitar a los veterinarios, productores, y trabajadores de finca acerca del ciclo biológico, tratamientos y control de las parasitosis.

## BIBLIOGRAFÍA

### Libros:

1. Barbarú, A. y Rodríguez, J., Estudio cinético de la detección de larvas en heces de terneros infestados en forma natural con *D. viviparus*, Habana, Cuba: Centro Universitario de Las Tunas, 2009, pp. 1-5.
2. Caballero, H. y Hervas, T., Producción lechera en la sierra ecuatoriana, Ecuador, 1987, pp.
3. Cordero, M. y Rojo, F., Parasitología veterinaria. Madrid, España: Mc Graw Hill, 2002, pp. 374-601.
4. Cuellár, J., Epidemiología y control integral de nematodos gastrointestinales de importancia económica en pequeños rumiantes 2006, pp. 3-12.
5. Garzón, B., Sustitutos lecheros en la alimentación de terneros, La Habana, Cuba: REDVET, 2007, pp. 1-39.
6. Grock, T., Vaca, R. y Méndez, P., Presencia de *Dictyocaulus viviparus* en bovinos en la zona de Cuevo y Boyuibe, (Provincia Cordillera- Santa Cruz), Bolivia: U.A.G.R.M., 1933, pp. 1.
7. Jiménez, A., Parasitismo de nematodos gastrointestinales y de *D. viviparus* en ganado bovino de diferentes zonas bióticas de Costa Rica, Costa Rica, 2007, pp. 377-378.
8. Lanuza, F., Crianza de terneros y reemplazos de lechería, Chile: Centro Regional de Investigación Remehue Boletín Inia N° 148, 2006, pp. 1-20.
9. López, F., Dictiocaulosis bovina, Argentina: UNCPBA, 2009, pp. 3-43.
10. López, M., Arjona, A., Nicholls, R., Atlas de parasitología, Colombia: El Manual Moderno- Universidad de Colombia, 2006, pp. 8-131.
11. Mateus, G., Parásitos internos de los bovinos, Turrialba, Costa Rica: CATIE, 1983, pp. 7-21.
12. Maya, A. y Quijije, J., Determinación de la carga parasitaria en tres especies zootécnicas (*Bos taurus*, *Ovis aries* y *Equus caballus*) y se relación con las condiciones climáticas, Sangolquí, Ecuador: Escuela Politécnica del Ejército, 2011, pp. 1-96.

13. Mella, C., Aspectos relevantes en la crianza de terneros a pastoreo, Chile: Universidad de Chile, 2010, pp. 1-9.
14. Mella, C., Crianza de terneros a pastoreo, Chile: Universidad de Chile, 2005, pp. 1-8.
15. Organización para la Alimentación y Agricultura, Enfermedades de los animales domésticos causadas por dístomas, Roma: FAO, 1994, pp. 35-41
16. Quiroz, H., Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos, México: Limusa, 2005, pp. 367- 645.
17. Rojas, J., Resistencia antihelmíntica de nematodos a los antiparasitarios más utilizados en bovinos en los fundos “Tres molinos, Distrito Cajamarca” e “Ingatambo, distrito San Pablo”. Cajamarca, Perú: Universidad Nacional de Cajamarca, 2006, pp. 1-5.
18. Shapiro, J., Bronquitis verminosa de los rumiantes, El Salvador: Universidad del Salvador, 2005, pp. 2-22.
19. Simón, L., Crianza de terneros, Santander, Colombia: UNIPAZ, 2011, pp. 1-7.
20. Soulsby, E., Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos, (7a Ed), México: Interamericana, 1987, pp. 266-270.
21. Suárez, V., Cristel, S., Resistencia antihelmíntica en nematodos bovinos, La Pampa, Argentina: INTA-Anguila, 2005, pp. 1-4.
22. Vásquez, P., Prada, G. y Márquez, D., Resistencia antihelmíntica en los nematodos gastrointestinales del bovino, Bogotá, Colombia: Universidad de La Salle, 2007, pp. 2-19
23. Vignau, M., Verturini, L., Romero, J., Eiras, D. y Basso, W., Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos, Buenos Aires, Argentina: Universidad Nacional de La Plata, 2005, pp. 73-117.
24. Wattiaux, M. y Howard, T., Nutrición y alimentación, Santander, Colombia: UNIPAZ, 2010, pp.

## Documentos de Internet:

1. Bayer. (2006). Parasitismo interno. Recuperado el 14 de Diciembre del 2011 de [www.sanidadanimal.bayerandina.com/.../ParasitismoInterno.pdf](http://www.sanidadanimal.bayerandina.com/.../ParasitismoInterno.pdf) -
2. Cámara de Agricultura de la primera zona, Población Pichincha: Cabezas de ganado, [http://www.agroecuador.com/HTML/Censo/censo\\_4334.htm](http://www.agroecuador.com/HTML/Censo/censo_4334.htm), 2000, Recuperado el 23 de Febrero del 2012.
3. Gargantini, G., Dextomax, [http://www.sani.com.ar/producto.php?id\\_producto=720](http://www.sani.com.ar/producto.php?id_producto=720), 2012, Recuperado el 5 de Enero del 2012.
4. Gómez, V., Nematodos, <http://aula2.elmundo.es/aula/laminas/lamina1129194850.pdf>, 2005, Recuperado el 2 de Julio 2011.
5. Junquera, P., Dictyocaulus spp., gusanos nematodos parásitos pulmonares de bovinos, caprinos: biología, prevención y control, [http://parasitosdelganado.net/index.php?option=com\\_content&view=article&id=169&Itemid=248](http://parasitosdelganado.net/index.php?option=com_content&view=article&id=169&Itemid=248), 2010, Recuperado el 25 de Julio del 2011.
6. López, M., Diagnóstico parasitológico en rumiantes: técnicas tradicionales y avances en biología molecular, [http://produccionbovina.com/sanidad\\_intoxicaciones\\_metabolicos/parasitarias/parasitarias\\_bovinos/45-diagnostico\\_parasitologico.htm](http://produccionbovina.com/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/45-diagnostico_parasitologico.htm), 2003, Recuperado el 17 de Agosto del 2011.

# **ANEXOS**

## Anexo N° 1.- Cronograma de toma de muestras y procesamiento en el Laboratorio.

Tabla 1.- Cronograma de toma de muestras y procesamiento de laboratorio.

OCTUBRE. 2011						
					Sábado 1	Domingo 2
Lunes 3	Martes 4	Miércoles 5	Jueves 6	Viernes 7	Sábado 8	Domingo 9
Lunes 10	Martes 11	Miércoles 12	Jueves 13	Viernes 14	Sábado 15	Domingo 16
		SAN JUAN	SAN JUAN	SAN JUAN	SAN ESTEBAN	
			SAN ESTEBAN	SAN ESTEBAN		
Lunes 17	Martes 18	Miércoles 19	Jueves 20	Viernes 21	Sábado 22	Domingo 23
PASOCHOA	PASOCHOA	PASOCHOA	SAN CARLOS	SAN CARLOS	SAN CARLOS	
Lunes 24	Martes 25	Miércoles 26	Jueves 27	Viernes 28	Sábado 29	Domingo 30
LABORATORIO	EL CISNE	EL CISNE	EL CISNE	LABORATORIO	LABORATORIO	
	SANTA ROSA	SANTA ROSA	SANTA ROSA			
NOVIEMBRE. 2011						
	Martes 1	Miércoles 2	Jueves 3	Viernes 4	Sábado 5	Domingo 6
Lunes 7	Martes 8	Miércoles 9	Jueves 10	Viernes 11	Sábado 12	Domingo 13
LABORATORIO	LA MERCED	LA MERCED	LA MERCED	LABORATORIO		
Lunes 14	Martes 15	Miércoles 16	Jueves 17	Viernes 18	Sábado 19	Domingo 20
LABORATORIO	LABORATORIO	LEONOR	LEONOR	LEONOR		
Lunes 21	Martes 22	Miércoles 23	Jueves 24	Viernes 25	Sábado 26	Domingo 27
LABORATORIO	LABORATORIO	LABORATORIO	LABORATORIO	LABORATORIO		
Lunes 28	Martes 29	Miércoles 30				
LABORATORIO	LABORATORIO	SANTA ISABEL				
DICIEMBRE. 2011						
			Jueves 1	Viernes 2	Sábado 3	Domingo 4
			SANTA ISABEL	SANTA ISABEL		
Lunes 5	Martes 6	Miércoles 7	Jueves 8	Viernes 9	Sábado 10	Domingo 11
		LABORATORIO	LABORATORIO	LABORATORIO	SANTA TERESA	SANTA TERESA
					LA PONDEROSA	LA PONDEROSA
Lunes 12	Martes 13	Miércoles 14	Jueves 15	Viernes 16	Sábado 17	Domingo 18
SANTA TERESA	ALTAMIRA	ALTAMIRA	ALTAMIRA	LABORATORIO		
LA PONDEROSA						
Lunes 19	Martes 20	Miércoles 21	Jueves 22	Viernes 23	Sábado 24	Domingo 25
LABORATORIO	LABORATORIO	LABORATORIO	LABORATORIO	LABORATORIO		

Elaboración: La Autora, 2011

## Anexo N° 2.- Toma de datos de las terneras



Fuente: La Autora, 2011

## Anexo N° 3.- Registros utilizados para la toma de muestras para investigar la presencia de Dictyocaulus viviparus en terneras a base de pastoreo en haciendas del cantón Mejía.

	CÓDIGO	GRUPO	NOMBRE Y/O IDENTIFICACIÓN	FECHA DE NACIMIENTO	CD M1	FECHA	CD M2	FECHA	CD M3	FECHA
1										
2										
3										
4										
5										
6										
7										
8										
9										
10										
11										
12										
13										
14										
15										
16										
17										
18										
19										
20										
21										
22										
23										
24										
25										
26										
27										
28										
29										
30										
31										

Fuente: La Autora, 2011

#### Anexo N° 4.- Toma de muestra



Fuente: La Autora, 2011

### Anexo N° 5.- Obtención de la muestra



Fuente: La Autora, 2011

## Anexo N° 6.-Haciendas

### San Juan



### San Esteban



### Pasochoa



### San Carlos de Pasochoa



### La Merced



### Leonor



Fuente: La Autora, 2011

**La Ponderosa**



**Altamira**



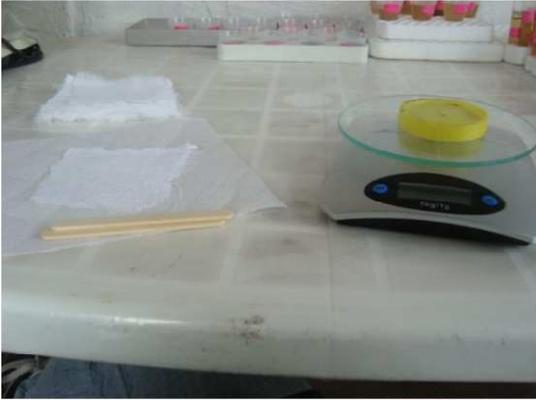
**Santa Isabel**



**Fuente:** La Autora, 2011

**Anexo N° 7.- Materiales de laboratorio**



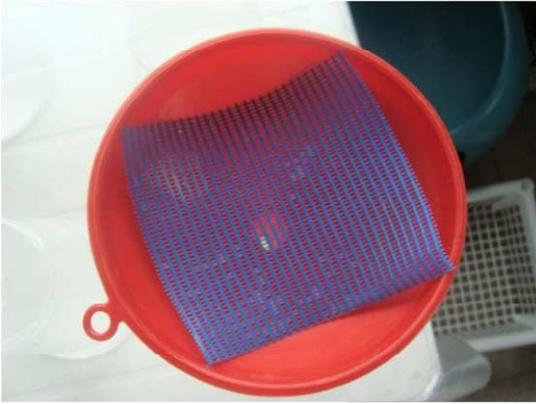


Fuente: La Autora, 2011

## Anexo N° 8.- Técnica de Baermann

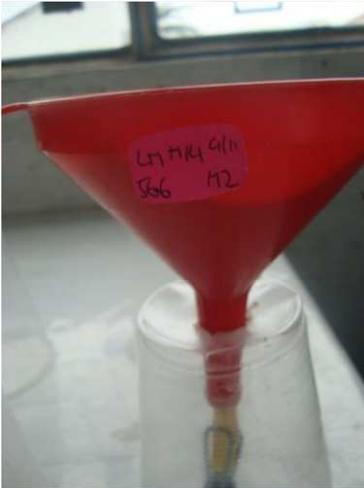
### Preparación de la técnica





Fuente: La Autora, 2011

### Identificación de embudos



Fuente: La Autora, 2011

### Pesaje de las muestras



Fuente: La Autora, 2011

### Colocación de las muestras en gasas



Fuente: La Autora, 2011

### Colocación de las muestras en los embudos



Fuente: La Autora, 2011

Dejar a temperatura ambiente por 24 horas

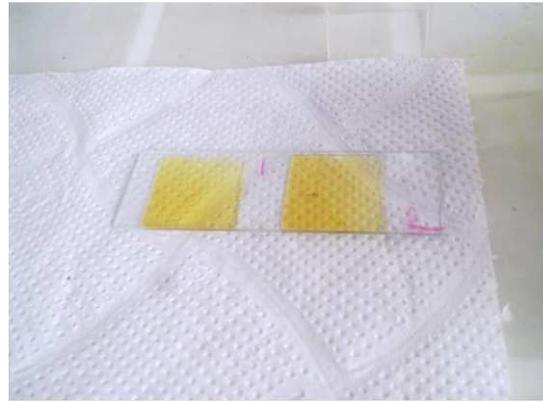
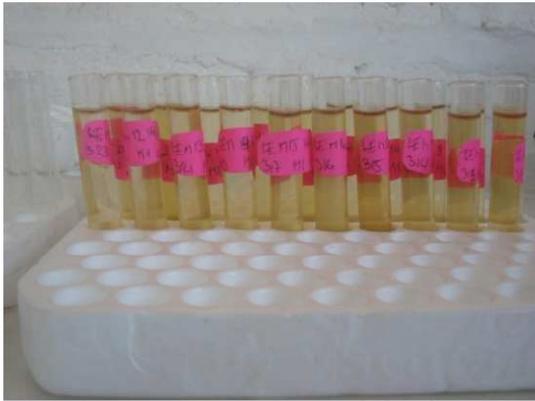


Recolección del sedimento



Fuente: La Autora, 2011

### Anexo N° 9.- Observación de las larvas a través del microscopio

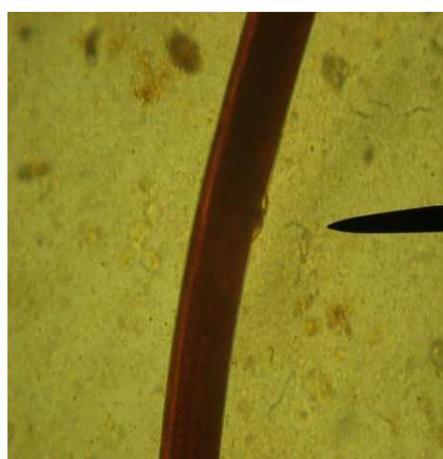
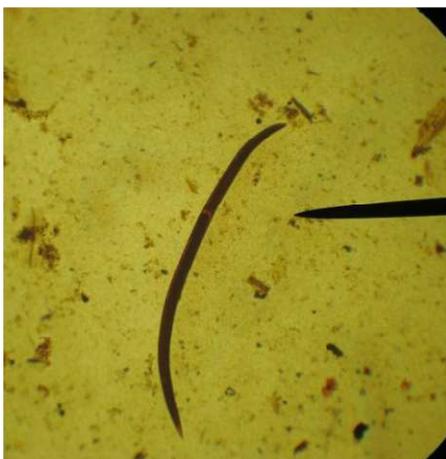


Fuente: La Autora, 2011

### Anexo N° 10.- Diferenciación morfológica de *Dictyocaulus viviparus*.

*Dictyocaulus viviparus*

Poros Excretor

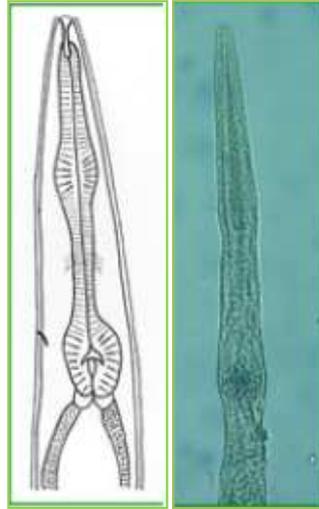


Fuente: La Autora, 2011

## Sistema Digestivo



Fuente: La Autora, 2011



Fuente: RVC/FAO 2010

## Gránulos intestinales



Fuente: La Autora, 2011

**Anexo N° 11.- Dictyocaulus filaria**

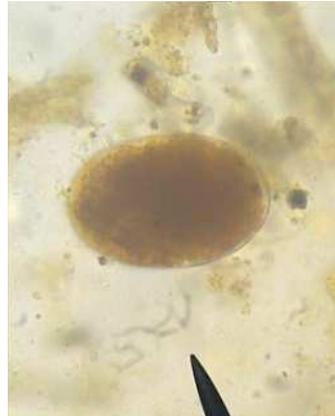
Fuente: La Autora, 2011

**Anexo N° 12.- Huevos de parásitos identificados.**

**Ostertagia spp.**



**Paramphistomum spp.**

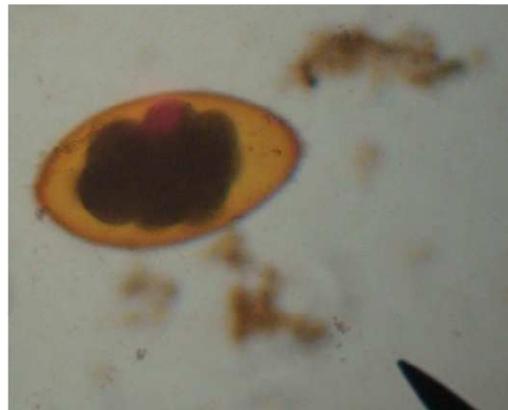


Fuente: La Autora, 2011

**Trichostrongylus spp.**



**Nematodirus spp.**



**Fuente:** La Autora, 2011

**Strongyloides spp.**



**Fuente:** La Autora, 2011

**Oesofagostomum spp.**



**Fuente:** Thienpont, et al., 1986

### Anexo N° 13.- Comparación de las especies de *D. viviparus*

Haciendas	<i>Dictyocaulus</i>	
	<i>D. viviparus</i>	<i>D. filaria</i>
Leonor	(4/21) 19%	0%
San Esteban	(1/19) 5%	0%
El Cisne	(3/7) 43%	(2/7) 29%
Altamira	(3/15) 20%	0%
La Merced	(2/25) 8%	0%
Santa Isabel	(3/20) 15%	0%
Pasochoa	(2/27) 7%	(4/27) 15%
Total	(18/200) 9%	(6/200) 3%

Elaboración: La Autora, 2012

### Anexo N° 14.- Casos Positivos por edad de las terneras muestreadas

Casos Positivos por Grupo de edad			
Grupo	Edad	Casos Positivos	%
Pequeñas	2 a 3 meses	7/70	10%
Medianas	4 a 5 meses	4/66	6%
Grandes	6 a 7 meses	7/64	11%

Elaboración: La Autora, 2012

**Anexo N° 15.- Tiempo de destete y desparasitante con su frecuencia de manejo en las haciendas estudiadas.**

Hacienda	Destete		Desparasitante		
	4 meses	> 4 meses	Tipo	Frecuencia	
				1 mes	> 1 mes
Altamira	0	1	Albendazol	0	1
Leonor	0	1	Doramectina	1	0
San Esteban	0	1	Albendazol y Closantel	0	1
El Cisne	0	1	Albendazol	0	1
La Merced	1	0	Fenbendazol y Ivermectina	1	0
Santa Isabel	0	1	Albendazol	1	0
Pasochoa	1	0	Doramectina	0	1
San Carlos	1	0	Levamisol	1	0
San Juan	0	1	NO	0	0
La Ponderosa	0	1	Febendazol	0	1
Santa Teresa	0	1	Febendazol	0	1
Santa Rosa	0	1	Albendazol	0	1

Elaboración: La Autora, 2012

**Anexo N° 16.- Identificación de Parásitos encontrados en el estudio**

Hacienda	PARASITOS						
	<i>Dictyocaulus</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Nematodirus</i>	<i>Ostertagia</i>	<i>Oesofagostomum</i>	<i>Paramphistomum</i>	<i>Trichostrongylus</i>
Altamira	(3/15) 20%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Leonor	(4/21) 19%	(4/21) 19%	(1/21) 5%	0%	0%	0%	0%
San Esteban	(1/19) 5%	0%	0%	0%	(2/19) 11%	0%	0%
El Cisne	(5/7) 71%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
La Merced	(2/25) 8%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Santa Isabel	(3/20) 15%	0%	0%	0%	0%	0%	(3/20) 15%
Pasochoa	(6/27) 22%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
San Carlos	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
San Juan	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
La Ponderosa	0%	0%	(1/17) 6%	(1/17) 6%	0%	(2/17) 12%	0%
Santa Teresa	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Santa Rosa	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
<b>Total</b>	<b>12%</b>	<b>2%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>2%</b>

Elaboración: La Autora, 2012

### Anexo N° 17.- Comparación del manejo de la crianza de terneras en las haciendas.

	San Juan	San Esteban	Pasochoa	San Carlos	La Merced	Leonor
<b>INSTALACIONES</b>						
Estacas		x	x	x	x	x
Edad (meses)		6	4	4	4	7
Rotación (día)		1	1	1	1	
Colectivos	x	x	x	x	x	
Edad (meses)	>1	>6	>4	>4	>4	
Rotación (días)	2	2	2	8	2	
<b>TIPO DE PASTO</b>						
Raygrass	x	x	x	x	x	x
Kikuyo		x	x	x		
Trébol B.	x				x	
Pasto azul	x					
Holco						
<b>ALIMENTACIÓN</b>						
Leche (lt/día)	4	4	4	4	6	5
Edad Destete (mes)	6	5	4	4	3	5
Balanceado (kg/día)	1	2	1,5	1,6	1,45	1,67
Sales		x	x	x	x	
Agua a voluntad	x	x	x	x	x	x
<b>SALUD</b>						
Vacunas:						
Neumobac	x		x	x		
Carbón sintomático					x	
Edema maligno					x	
Gangrena Gaseosa					x	
Hepatitis N.I					x	
enterotoxemia					x	
Riñón pulposo					x	
Hemoglobinuria						
Aftosa		x				
Brucella			x		x	x
Leptospira				x	x	
Vira shield					x	
Enfermedades:						
Neumonías	x					x
Diarreas		x	x		x	
Cólicos						
Desparasitación*	no	si	si	si	si	si
Antiparasitario:						
Closantel		x				
Albendazol		x				
Levamisol				x		
Fenbendazol					x	
Ivermectina					x	
Doramectina			x			x
Febendazol						

	El Cisne	Santa Rosa	La Ponderosa	Santa Teresa	Santa Isabel	Altamira
<b>INSTALACIONES</b>						
Estacas	x	x	x	x		x
Edad (meses)	5	5	7	7		7
Rotación (día)	1	1	1	1		1
Colectivos	x				1	
Edad (meses)	>5				>1	
Rotación (día)	2				1	
<b>TIPO DE PASTO</b>						
Raygrass					x	x
Kikuyo	x	x	x	x	x	x
Trébol B.	x	x	x	x	x	x
Pasto azul			x	x		
Holco						x
<b>ALIMENTACIÓN</b>						
Leche (lt/día)	4	4	4	4	4	4
Edad Destete	5	5	6	6	6	6
Balanceado (kg/día)	0,15	0,15	1	1	1	0,22
Sales			x	x	x	x
Agua a voluntad	x	x	x	x	x	x
<b>SALUD</b>						
Vacunas:						
Neumobac	x	x	x	x	x	
Carbón sintomático			x	x		x
Edema maligno			x	x		x
Gangrena Gaseosa						
Hepatitis N.I						
enterotoxemia						
Riñón pulposo						
Hemoglobinuria			x	x		x
Aftosa						x
Brucella					x	x
Leptospira						
Virashel						
Enfermedades:						
Neumonías	x	x		x		x
Diarreas			x		x	
Cólicos				x		
Desparasitación*	P: no G:si	no	si	si	si	si
Antiparasitario:						
Closantel						
Albendazol	x				x	x
Levamisol						
Fenbendazol						
Ivermectina						
Doramectina						
Febendazol			x	x		

**Elaboración:** La Autora, 2012