



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA
CURSO DE ZOOTECNIA**

TOYAMARA NASCIMENTO DA VERA CRUZ

**MANEJO SANITÁRIO E ANDROLÓGICO DE CAPRINOS.
COLETA DE SANGUE E ANÁLISE DO PERFIL METABOLICO DE ANIMAIS DE
PRODUÇÃO.**

FORTALEZA – CE

2014

TOYMARA NASCIMENTO DA VERA CRUZ

**MANEJO SANITÁRIO E ANDROLÓGICO DE CAPRINOS.
COLETA DE SANGUE E ANÁLISE DO PERFIL METABOLICO DE ANIMAIS DE
PRODUÇÃO**

Trabalho de conclusão de curso submetido à
Coordenação do Curso de Graduação em Zootecnia, da
Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial
para obtenção do grau de Zootecnista.

Área de concentração: Reprodução Animal

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Ana Cláudia Nascimento
Campos

FORTALEZA – CE

2014

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca de Ciências e Tecnologia

V581a Vera Cruz, Toyamara Nascimento da.
Manejo sanitário e andrológico de caprinos: coleta de sangue e análise do perfil metabólico de animais de produção / Toyamara Nascimento da Vera Cruz. – 2014.
52 f.: il., enc. ; 30 cm.

Relatório (Graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias,
Departamento de Zootecnia, Curso de Zootecnia, Fortaleza, 2014.
Orientação: Profa. Dra. Ana Cláudia Nascimento Campos.
Coorientação: Profa. Dra. Carla Renata Figueiredo Gadelha.

1. Reprodução animal. 2. Caprino. 3. Manejo. I. Título.

CDD 636.08

TOYMARA NASCIMENTO DA VERA CRUZ

**MANEJO SANITÁRIO E ANDROLÓGICO DE CAPRINOS.
COLETA DE SANGUE E ANÁLISE DO PERFIL METABOLICO DE ANIMAIS DE
PRODUÇÃO**

Relatório apresentado à Coordenação do
Curso de Zootecnia do Centro de Ciências
Agrárias da Universidade Federal do Ceará,
como parte das exigências da disciplina
Estágio Curricular Supervisionado.

APROVADA EM: 10/11/2014.

BANCA EXAMINADORA

Prof^a. Dra. Ana Cláudia Nascimento Campos
Universidade Federal do Ceará - UFC

Prof^a. Dra. Carla Renata Figueiredo Gadelha
Universidade Federal do Ceará - UFC

Dr. Maurício Fraga Van Tilburg

Bolsista do Programa Nacional de Pós-Doutorado - PNPd/CAPES

Este trabalho dedico a pessoas que me estimularam e me deram forças para seguir em frente, que me ensinaram a sempre buscar mais conhecimento e não me acomodar. Aos meus pais, que sempre acreditaram em mim, confiando, investindo e batalhando sempre. Sei que não foi fácil, mas isso só serviu de incentivo todo dia, cada minuto e segundo e, graças a Deus, consegui vencer obstáculos e chegar aonde cheguei. Essa conquista é mais de vocês que minha. Obrigada!

AGRADECIMENTOS

A Deus pelo amor e paciência que me foi dado para enfrentar os momentos mais difíceis, superar dificuldades e continuar seguindo meu caminho rumo a conclusão desse curso de graduação, me dando proteção e fazendo com que tudo acontecesse no momento certo; por ter me dado oportunidade, sabedoria e muita coragem.

Aos meus pais Tomé Soares da Vera Cruz e Alexandrina Nascimento Pascoal da Vera Cruz por todo amor, dedicação, oração, compreensão, incentivo, confiança e apoio ofertados a mim. em especial, minha mãe, por ter permanecido presente, me dando força, sempre tentando me acalmar nos momentos de tensão e acreditando na minha vitória; Aos meus irmãos Adjani Nascimento da Vera Cruz e o Emanuel Nascimento da Vera Cruz pelo apoio incondicional durante vidas.

Ao meu namorado Aleksander Lomba Gomes Cravid pelo companheirismo, amor e cumplicidade que nos une.

A Universidade Federal do Ceará pela oportunidade de realização do curso e a todos os professores da universidade pelos ensinamentos aprendidos, dúvidas tiradas e vivência nesses quatro anos colaborando na minha formação acadêmica.

A professora Dr. Ana Cláudia Nascimento Campos, minha orientadora, onde seu papel foi muito além, com suas palavras atitudes que se solidificaram no tempo e não se apagaram mais, tornando-o assim alguém especial. Soube assim transmitir conhecimentos e experiências apoiar-me em minhas dificuldades e me conceder o mais importante, a confiança. Que eu possa ter correspondido as suas expectativas durante esse tempo de dedicação no Laboratório de Estudo em Reprodução Animal (LERA). Muito obrigada por tudo e que o Senhor continue iluminando seus caminhos, trazendo paz, amor e vitórias. Meu maior agradecimento e profundo respeito.

Aos meus colegas de sala que me aguentaram, estudaram, lutaram e riram comigo nessa inesquecível empreitada.

Aos meus amigos Artur, Walfran, Nadine, Amanda, Cecilia, Luan, Jessica, pelo companheirismo, parcerias e por tornarem os meus dias mais agradáveis, compartilhando risadas. “As estrelas guardam seus segredos e a vida junto do tempo as desvendam. Destinos traçados onde a sabedoria e simplesmente ser feliz”.

Agradeço de todo meu coração á Karol, Eloisa , Ingrid e ao Vinicius , acredito com toda minha fé que nas horas mais difíceis (aperto), Deus manda alguém muito especial, para nos guiar pela a estrada, e sinto que vocês foram anjos do céu enviado para me, muito obrigado pela vossa disponibilidade, atenção e o carinho que me deram.

A todos os integrantes do Laboratório de Estudo em Reprodução Animal (LERA), que me apoiaram durante o estágio. Muito obrigada pela recepção, fazendo com que me sentisse muito bem no ambiente de trabalho.

À Professora Maria Elizimar Felizardo Guerreiro, pelos ensinamentos, conselhos transmitido.

À Professora Dra. Elzânia Sales Pereira, Prof Dr. Ednardo Freitas pelos conhecimentos passados e pelo exemplo profissional.

Á professores participante da banca examinadora Professora Dra. Carla Renata Gadelha e ao Dr. Maurício Fraga Van Tilburg pelo tempo, pelas valiosas colaborações e sugestões.

A Clécio Secretario da Coordenação do curso da Zootecnia, pelo apoio incondicional a me oferecido.

À Universidade Estadual do Ceará por ter concedido a oportunidade de estágio.

A todos que de alguma forma, direta ou indiretamente, tenham contribuído para a realização deste trabalho e para o meu crescimento pessoal e profissional.

“Bom mesmo é ir à luta com determinação, abraçar a vida com paixão, perder com classe e vencer com ousadia, porque o mundo pertence a quem se atreve e a vida é "muito" para ser insignificante”.

(Augusto Branco)

RESUMO

Objetivou-se por meio deste relatório descrever as atividades desenvolvidas durante a disciplina de Estágio Supervisionado realizadas em Laboratório de Fisiologia e Controle da Reprodução e no Laboratório de Estudos em Reprodução Animal e , procurando aprofundar os conhecimentos teóricos adquiridos na graduação em Zootecnia da UFC. O primeiro estágio foi realizado entre os meses de Junho a Agosto de 2014 no Laboratório de Fisiologia e Controle da Reprodução (LFCR), da Universidade Estadual do Ceará (UECE), em Fortaleza-CE e o segundo o estágio foi realizado entre os meses de Setembro a Outubro de 2014 no Laboratório de Estudos em Reprodução Animal do Departamento de Zootecnia da Universidade Federal do Ceará, em Fortaleza, Ceará. Foram acompanhadas atividades relacionadas ao manejo reprodutivo dos machos, possibilitando a realização e o acompanhamento de diversas técnicas desta área, bem como das demais atividades envolvidas no sistema de produção, A criação de caprinos vem tornando-se, mundialmente, uma atividade de alta lucratividade sendo o manejo reprodutivo de fundamental importância para o bom andamento desta atividade. Um reprodutor infértil rapidamente é identificado, porém, aquele que é sub-fértil pode ocasionar uma queda de eficiência dos programas de inseminação artificial e pode causar perdas econômicas. Portanto em uma propriedade que deseja alcançar bons resultados é indicado e necessário um adequado acompanhamento da saúde reprodutiva dos machos. No Laboratório de Estudo em Reprodução Animal foram acompanhadas atividades com análise de perfil metabólico possibilitando a realização e o acompanhamento de diversas técnicas desta área. Nos últimos anos, o perfil metabólico também tem sido empregado na avaliação do balanço nutricional dos rebanhos, uma vez que em algumas situações as dietas mal balanceadas podem influenciar nas concentrações sanguíneas de alguns metabólitos, tanto no sangue como em outros fluidos biológicos. Geralmente, a maioria das doenças metabólico-nutricionais e os desequilíbrios nutricionais têm um efeito de difícil percepção e limitam a produção animal de modo persistente causando diminuição na rentabilidade da empresa pecuária. É importante dispor de métodos de diagnóstico preventivo que permitam manter um controle sanitário nutricional dos animais por meio de exames simples, de baixo custo e que possam facilitar sua obtenção e manejo.

Palavra chave: Manejo sanitário. andrologia. Sêmen. Caprinos. Perfil Metabólico.

ABSTRACT

The objective of this report by describing the activities developed during the course of Supervised performed in the Laboratory of Physiology and Control of Reproduction and Laboratory for Research on Animal Reproduction and trying to deepen the theoretical knowledge acquired in undergraduate Animal Science of the UFC. The first stage was conducted between the months of June to August 2014 in the Laboratory of Physiology and Control of Reproduction (LFCR), State University of Ceará (UECE), Fortaleza-CE and the second stage was conducted between the months of September to October 2014 at the Laboratory for Research on Animal Reproduction, Department of Animal Science, Federal University of Ceará, Fortaleza, Ceará. Related to reproductive management of male activities were monitored, enabling the execution and monitoring of various techniques in this area as well as the other activities involved in the production system, the goat rearing is becoming worldwide, an activity of high profitability and reproductive management of fundamental importance to the proper conduct of this activity. An infertile player is quickly identified, but one that is sub-fertile can cause a drop in efficiency of artificial insemination programs and can cause economic losses. So on a property you want to achieve good results adequate monitoring of reproductive health of males is indicated and necessary. Laboratory of Animal Reproduction Study in activity were accompanied with analysis of metabolic profiles enabling the execution and monitoring of various technical area. In recent years, metabolic profiling has also been used to evaluate the nutritional balance of the herds, since in some situations poorly balanced diets can influence blood concentrations of some metabolites in blood and other biological fluids. Generally, most of the metabolic and nutritional disorders and nutritional imbalances have an effect difficult to detect and limit the production of animals persistently causing decrease in profitability of animal husbandry business. It is important to have preventive diagnosis methods allowing to maintain nutritional health control of animals by simple tests such low cost that can facilitate obtaining and handling.

Keyword: health management. andrology. Semen. Goats. Metabolic profile.

SUMÁRIO

| | |
|--|----|
| 1 INTRODUÇÃO..... | 13 |
| 2 OBJETIVO GERAL..... | 15 |
| 2.1 Objetivos específicos | 15 |
| 3 DESCRIÇÃO DO ESTÁGIO..... | 15 |
| 3.1 Local e período do estágio | 15 |
| 3.1.2 Atividades desenvolvidas | 16 |
| 3.2.3 Raça Canindé..... | 16 |
| 3.1.4 Tosquia caprina | 17 |
| 3.1.5 Casqueamento | 18 |
| 3.1.6 AVALIAÇÃO CLÍNICA ANDROLÓGICA DO CAPRINO | 20 |
| 3.1.6.1 Avaliação e lavagem de prepúcio | 22 |
| 3.1.6.2 Aprumos | 22 |
| 3.1.6.3 Perímetro escrotal | 22 |
| 3.1.6.4 Avaliação do comportamento sexual..... | 24 |
| 3.1.7 Coleta do sêmen | 25 |
| 3.1.8 Espermograma | 27 |
| 3.1.8.1 Avaliação macroscópica e microscópica do sêmen | 27 |
| 3.1.8.2 Avaliação macroscópica do sêmen | 28 |
| 3.1.8.2.1 Cor do sêmen..... | 28 |
| 3.1.8.2.2 Volume do sêmen..... | 29 |
| 3.1.8.2.3 Aspecto sêmen..... | 29 |
| 3.1.8.3 AVALIAÇÃO MICROSCÓPICA..... | 30 |
| 3.1.8.3.1 Diluição do sêmen..... | 30 |
| 3.1.8.3.2 Motilidade do espermatozoide | 30 |
| 3.1.8.3.3 Motilidade massal ou turbilhonamento | 30 |

| | |
|---|-----------|
| 3.1.8.3.4 Motilidade individual progressiva..... | 32 |
| 3.1.8.3.5 Vigor..... | 32 |
| 3.1.8.3.6 Determinação da concentração espermática | 33 |
| 3.1.8.3.7 Morfologia do espermatozoide | 34 |
| 3.1.9 Fatores que afetam a sobrevivência do espermatozoide | 35 |
| 3.1.9.1 Temperatura..... | 35 |
| 3.1.9.2 Contato com água | 36 |
| 3.1.9.3 Longo tempo de exposição ao ar | 36 |
| 3.1.9.4 Desinfetantes..... | 36 |
| 3.1.10 Colheita de oócitos por laparoscopia (col) | 36 |
| 3.1.11 Contagem de ovos por grama de fezes (OPG) | 38 |
| 3.1.12 Linfadenite caseosa..... | 40 |
| 3.2 Local do Segundo Estágio | 42 |
| 3.2.1 COLETA DE SANGUE E ANÁLISE DO PERFIL METABÓLICO DE ANIMAIS DE PRODUÇÃO | 42 |
| 3.2.1.1 Técnica para coleta e processamento do sangue | 42 |
| 3.2.1.2 Parâmetros sanguíneos analisados | 44 |
| 3.2.2 Técnicas laboratórios | 46 |
| 3.2.2.1 Regras básicas de segurança | 46 |
| 3.2.3 CONCEITOS BÁSICOS DE MEDIÇÃO | 48 |
| 3.2.4 Limpezas da vidraria..... | 48 |
| 4 CONSIDERAÇÕES FINAIS | 49 |
| REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA..... | 50 |

1 INTRODUÇÃO

A caprinocultura está apresentando um ciclo de crescimento mundial que vem se intensificando nas últimas décadas, sobretudo em países em desenvolvimento, que atualmente, possuem os maiores rebanhos. Acompanhando esta tendência mundial, projeta-se uma multiplicação da ordem de cinco vezes o rebanho brasileiro atual para os próximos vinte anos. Serão mais de 50 milhões de cabeças de caprinos. No Brasil, a região Nordeste possui a maior concentração de caprinos. Estes animais apresentam características de rusticidade e adaptabilidade às condições ambientais, o que favorece um bom desempenho produtivo e reprodutivo (OLIVEIRA e LIMA, 1994). Dentro desta perspectiva, haverá ampla necessidade de se assistir a reprodução destes animais, seja para permitir o aumento da eficiência reprodutiva e/ou produtiva dos rebanhos, ou para a multiplicação mais eficiente dos genótipos (FONSECA, 2005).

O uso de biotecnologias reprodutivas visa o melhoramento genético dos animais de interesse econômico, buscando atingir três objetivos fundamentais: o aumento do número de animais disponíveis para a seleção e por consequência a diminuição do intervalo de geração, e a obtenção de ganho genético, o que se dá pelo aumento da eficiência reprodutiva de machos e fêmeas (MARTINS FILHO e MARTINS, 2010). Um reprodutor infértil rapidamente é identificado, porém, aquele que é sub-fértil pode ocasionar uma queda de eficiência dos programas de inseminação artificial e pode causar perdas econômicas consideráveis mesmo quando usado em programas de monta natural (HAFEZ e HAFEZ, 2004). Nesse caso, a avaliação do sêmen é uma ferramenta importante na determinação da capacidade reprodutiva de um macho como reprodutor, em virtude de complementar as informações obtidas durante a realização do exame clínico.

A qualidade do sêmen determina a eficiência reprodutiva masculina durante o ano, característica esta que pode variar de acordo com a raça, localização geográfica e época do ano (KARAGIANNIDIS *et al.*, 2000). Este último fator exerce forte influência na qualidade do sêmen de caprinos (BARKAWI *et al.*, 2006). A eficiência reprodutiva dos caprinos quando avaliada isoladamente, provavelmente, é o parâmetro que mais contribui para a produtividade do rebanho, uma vez que, na ausência da reprodução, a produção restringe-se ao patamar zero ou próximo deste.

Entretanto, para que a reprodução maximize a produção, é necessário que se assumam práticas de manejo, em geral e reprodutivo, economicamente viáveis e adequadas a cada sistema de produção; extensivo, semi-intensivo e intensivo, desta forma contribuindo, positivamente, para aumentar o desfrute do rebanho. Contudo, para que o uso adequado e racional de práticas de manejo reprodutivo tenha validade, é importante que se conheçam o componente reprodutivo da espécie ou da raça e suas interações com o meio ambiente.

Em regiões tropicais e subtropicais, o macho caprino é capaz de reproduzir, satisfatoriamente, ao longo do ano, desde que adequadamente bem manejado, principalmente, no que diz respeito à nutrição e à saúde. Considera-se que nessas regiões a alta umidade relativa do ar, isolada ou em associação com a elevada temperatura do ambiente, exerce maior efeito negativo sobre a libido e sobre as características quanti-qualitativas do sêmen, do que a temperatura ambiental por si só e o fotoperíodo (ELWISHY *et al.*, 1971). Segundo Silva e Nunes (1988) há uma correlação entre baixa qualidade de sêmen e baixos índices de fertilidade, portanto não sendo apenas as fêmeas responsáveis pela baixa fertilidade que ocasionalmente, é constatado nos rebanhos caprinos.

Nos últimos anos, o perfil metabólico também tem sido empregado na avaliação do balanço nutricional dos rebanhos, uma vez que em algumas situações as dietas mal balanceadas podem influenciar nas concentrações sanguíneas de alguns metabólitos, tanto no sangue como em outros fluidos biológicos, tais como leite, urina e saliva (GONZÁLEZ, 2000). Geralmente, a maioria das doenças metabólico-nutricionais e os desequilíbrios nutricionais têm um efeito de difícil percepção e limitam a produção animal de modo persistente causando diminuição na rentabilidade da empresa pecuária.

O ingresso de nutriente no organismo, seu metabolismo e o egresso podem ocorrer de forma desequilibrada, ocasionando as doenças da produção (PAYNE, 1970). Isso ocorre graças a vários fatores, principalmente às exigências produtivas estabelecidas pelos criadores, dentre as quais: seleção genética e os sistemas de manejo intensivo. Existem várias formas de identificação dos desequilíbrios nutricionais, sendo os mais usados os exames de amostras de tecidos e fluidos e a análise do conteúdo de nutrientes do solo e da pastagem. Dos exames de fluidos, o sangue é o que tem sido mais usado e foi o primeiro a ser utilizado por Payne (1970), quando o mesmo propôs o uso do perfil metabólico para avaliar o status nutricional de rebanhos ovinos.

O desequilíbrio nutricional não deve ser avaliado unicamente através do perfil metabólico, pois fatores como alimentação, problemas no rebanho, produção, manejo, excesso ou deficiência de um nutriente na alimentação, ou a inter-relação de nutrientes também pode contribuir para que isso ocorra (CONTRERAS, 2000). Por isso, esses fatores devem ser avaliados simultaneamente ao perfil metabólico.

2 OBJETIVO GERAL

Atender ao requisito final para à conclusão do curso de graduação em Zootecnia, realizado por meio do estágio supervisionado de caráter obrigatório, para obtenção do título de Zootecnista.

2.1 Objetivos específicos

Descrever e comentar as técnicas de manejo sanitário e exame andrológico de caprinos da raça Canindé; coletar sangue e analisar o perfil metabólico de caprinos de produção; Desenvolver atividades no Laboratório de Fisiologia e Controle da Reprodução e no Laboratório de Estudos em Reprodução Animal, procurando aprofundar os conhecimentos teóricos adquiridos na graduação em Zootecnia da UFC.

3 DESCRIÇÃO DO ESTÁGIO

3.1 Local e período do estágio

O estágio supervisionado foi realizado no período compreendido entre os meses de junho a agosto de 2014, no Laboratório de Fisiologia e Controle da Reprodução (LFCR), da Universidade Estadual do Ceará (UECE), em Fortaleza-CE, que está situada em uma planície litorânea, a 3°45'02 de Latitude Sul e 38°32'04" de longitude Oeste, com 15,5 m acima do nível do mar.



Figura 1: Vista parcial dos laboratórios(Fonte: Arquivo pessoal).

3.1.2 Atividades desenvolvidas

No Laboratório de Fisiologia e Controle da Reprodução (LFCR) foram acompanhadas as atividades relacionadas a caracterização da raça Canindé, análise clínica-andrológica do macho caprino: exame clínico geral (tosquia, casqueamento, lavagem do prepúcio, avaliação de aprumo) e Exame especial (colheita e análise do sêmen, bem como as demais atividades envolvidas na produção), onde foi possível acompanhar intensamente a rotina das atividades de manejo desenvolvidas pelo Laboratório tais como do coleta e análise de sêmen , linfadenite caseosa, colheita de oócito por laparoscopia (COL), e a determinação de ovos por gramas de fezes (OPG), Já no Laboratório de Estudo em Reprodução Animal foram acompanhará as atividades de rotina do laboratório, manejo dos animais, coleta de sangue, processamento e armazenamento do sangue para análise; foi realizada análises bioquímicas do plasma ou soro sanguíneo; e a lavagem correta das vidrarias utilizadas durante as análises, totalizando uma carga horária exigida de 384 horas.

3.2.3 Raça Canindé

A raça Canindé foi reconhecida como raça pelo Ministério da Agricultura em 1999 (McMANUS et al., 2010). Tem sua origem provavelmente ligada ao grupamento das pirenaicas, (raças trazidas pelos colonizadores) de acordo com a mais recente classificação

efetuada na Espanha e Portugal. Essa raça sofreu o processo de naturalização no Nordeste brasileiro. O baixo número de exemplares da raça impõe um risco de extinção. Assim, ações que objetivem a preservação destes animais são importantes para que não seja perdido este material genético de forma definitiva (AVELAR, 2009).

A Canindé é uma raça nativa do Nordeste brasileiro, encontrada nos estados do Piauí, Bahia, Pernambuco, Rio Grande do Norte e Ceará. Está atualmente ameaçada de extinção. A cabeça é de tamanho médio e harmoniosa com o corpo. Os chifres são de coloração escura, dirigindo-se para trás, para cima e para os lados, podendo ser frequente a ausência dos mesmos. As orelhas são medianas, alertas e bem inseridas. Seu pescoço é delgado, harmônico e bem implantado. Dorso de linha de apresentação reta. Garupa inclinada e curta. Ossatura forte, mas delicada, os cascos são medianos, escuros e apresentam bons aprumos. A pelagem é preta, mas com o ventre e o lombo listrado de cor castanho claro ou escuro (SEBRAE, 2013). Exemplares com este padrão racial podem ser vistos na Figura 1.



Figura 2: Exemplares da raça Canindé macho e fêmea (Fonte: Arquivo pessoal).

3.1.4 Tosquia caprina

A tosquia foi feita com auxílio de uma máquina de tosquiar, cortando na posição contra pelo com objetivo de eliminar o excesso de pelo, dar melhor visibilidade no caso de alguma anormalidade (caso de verruga, parasita), melhorar a visualização de escore corporal do animal e da melhor estética ao animal. Na zona onde a temperatura é mais elevada e

excesso de pelo diminua a eficiência de dissipação do calor, é necessário a tosquia melhorando assim melhor eficiência reprodutiva e sanidade animal.

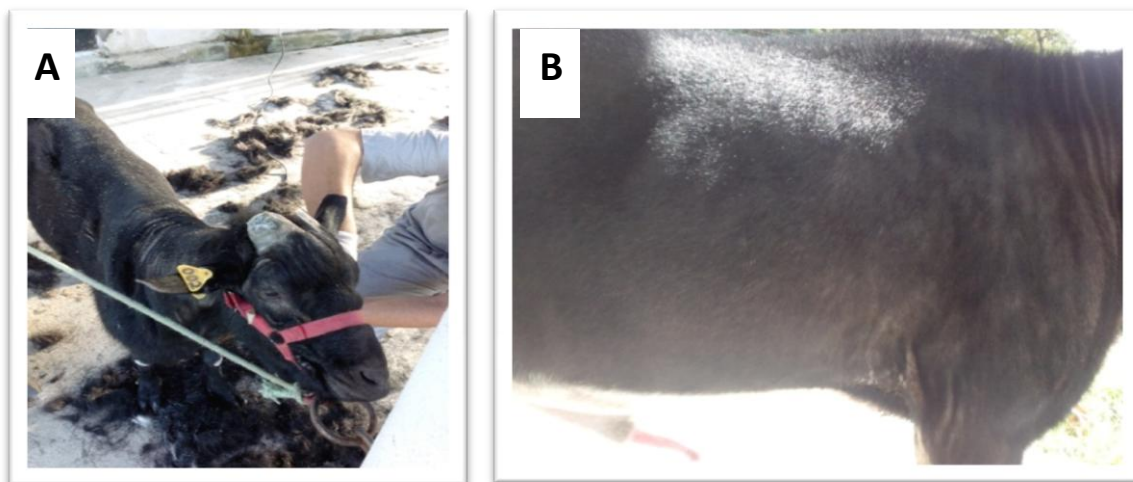


Figura 3:(A) Realização da tosquia; (B)Aspecto do animal após a tosquia
(Fonte: Arquivo pessoal).

3.1.5 Casqueamento

No dia-a-dia da criação de caprinos, depara-se com várias enfermidades que acometem o rebanho, mas que podem ser evitadas através da implantação de práticas simples de manejo que devem ser habituais. Uma delas é o casqueamento, técnica que consiste em “aparar” o casco dos animais a fim de evitar problemas como a podridão do casco, também conhecida como pododermatite ou frieira, que pode ocasionar baixo rendimento do animal seja ele para corte ou para produção de leite, uma vez que os caprinos com cascos deformados apresentam anomalias de postura e dificuldades de locomoção que contribuem como fatores estressantes para a diminuição da sua produtividade.

O crescimento excessivo dos cascos facilita o acúmulo de matéria orgânica, umidade e fezes e cria um ambiente favorável ao desenvolvimento de bactérias causadoras de inflamações e afecções podais (manqueiras). Os animais irão necessitar do casqueamento dependendo das condições de manejo, do ambiente, do nível de exercício, da velocidade de crescimento e desgaste do casco.

A realização do casqueamento pode ser influenciada pelo terreno no qual os animais se locomovem, quando os animais são criados em sistemas extensivos ou pelo menos semi-intensivo, em terrenos onde existem muitas pedras ou cascalho, o próprio meio causa abrasão nos cascos, sendo necessária realização de poucos aparos nos mesmos. Esse desgaste natural do casco geralmente ocorre porque os animais andam bastante em busca de alimento.

Quando os caprinos e ovinos são criados confinados, em instalações com pisos macios ou ripados de madeira, o crescimento dos cascos dos animais é maior e mais rápido do que o seu desgaste sendo necessário o casqueamento periódico. É importante ressaltar que o desgaste do casco dos animais criados a pasto com solo macio nem sempre é suficiente para assegurar as boas condições dos cascos. Os caprinos e ovinos são animais biungulados, pois possuem duas unhas ou dedos.

O material utilizado no casqueamento pode ser tesoura de casquear, canivete, groza e lima.

Com o auxílio da tesoura de poda ou canivete deve-se retirar todo o excesso de casco, iniciando o corte na parte anterior da unha circundando a cora do casco e prosseguindo até a parte posterior. Entre os dígitos remove-se o excesso de casco até que se forme um espaço entre os mesmos; com a ajuda da lima faz-se o arredondamento da coroa e o nivelamento da sola. Todas as dobras ou anormalidades anatômicas nas unhas devem ser retiradas, tomando muito cuidado para não cortar em excesso e sangrar, no final, as unhas devem estar simétricas e o mais próximo possível da normalidade anatômica. Quando o crescimento ou deformação do casco for muito grande, a correção deve ser feita em etapas, aparando os excessos semanalmente até que o casco fique perfeito.

Após a realização dos cortes os cascos devem ser pulverizados com unguento a base de iodo (10%), para prevenir a proliferação de bactérias e fungos indesejáveis, em possíveis lesões nos cascos decorrentes da prática. Os cascos devem ser aparados no mínimo uma vez por ano, com revisão a cada seis meses, principalmente no período chuvoso.

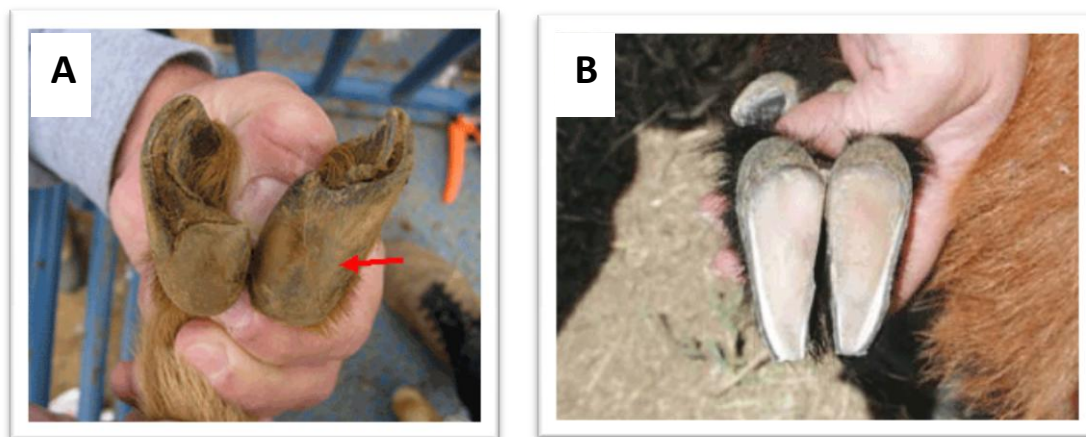


Figura 4: (A) Crescimento excessivo do casco e formação de dobras,
(B)Aspecto do casco animal após o casqueamento.

Fonte: Hoof Trimming

3.1.6 AVALIAÇÃO CLÍNICA ANDROLÓGICA DO CAPRINO

O exame andrológico é uma técnica empregada na reprodução animal, que visa obter avaliação completa da capacidade sexual dos machos (FONSECA *et al.*, 1992). Um reprodutor infértil rapidamente é identificado, porém aqueles com subfertilidade apresentam sérios problemas e ocasionam perdas econômicas para os criadores e para os programas de inseminação artificial, daí a necessidade de um adequado acompanhamento dos reprodutores de uma propriedade (HAFEZ e HAFEZ, 2004).

O exame andrológico é um dos procedimentos mais utilizados para avaliar o possível potencial de fertilidade de um animal. A avaliação da aptidão reprodutiva de um macho destinado à reprodução fundamenta-se na observação da saúde geral, saúde hereditária e saúde genital (SALVADOR *et al.*, 2002). Para a padronização do laudo andrológico, o Colégio Brasileiro de Reprodução Animal determina um roteiro base: a identificação detalhada do animal, do proprietário e da propriedade; exame clínico do animal composto de anamnese, exame geral e do sistema genital (interno e externo), comportamento (libido); espermograma (método de colheita, características físicas e morfológicas do sêmen), diagnóstico e/ou conclusão.

Todo reprodutor submetido a uma avaliação andrológica, com vistas ao seu aproveitamento, deve ser classificado em apto, questionável ou inapto (temporário ou

permanente). Dependendo da suspeita clínica de subfertilidade, faz-se necessária uma segunda e até uma terceira avaliação andrológica; para isso, é interessante comentar que o ciclo espermato gênico dos caprinos tem em média de 50 a 53 dias (SWENSON e REECE, 1996; HAFEZ e HAFEZ, 2004).

A realização do exame clínico andrológico dos bodes destinados à reprodução é muito importante, uma vez que os distúrbios funcionais em um ou mais órgãos genitais irão prejudicar a eficiência reprodutiva do macho e a fertilidade das fêmeas cobertas ou inseminadas, por ele.

Ao realizar-se o exame andrológico, deve-se fazer o exame clínico geral do animal e o exame especial. No exame clínico geral deverá ser observado o aspecto geral do animal, temperamento, estado nutricional, dentes, pele, cascos, aparelho circulatório, respiratório e digestivo. O exame especial inclui a avaliação morfológica dos órgãos genitais, exame funcional, avaliação do sêmen e exame sanitário.

Durante a avaliação de um reprodutor, é necessário e indispensável fazer uma anamnese ou história clínica do animal, ou seja, analisar o regime de atividade sexual do animal: monta natural ou doador de sêmen; frequência de ejaculação; número de coberturas; índice de retorno ao cio de fêmea condições de manejo e alimentação; situação sanitária e reprodutiva do rebanho. A anamnese deve ser sucinta, porém deve registrar ocorrências importantes no que diz respeito à saúde do indivíduo e ao estado sanitário geral do rebanho a que pertence (COLÉGIO BRASILEIRO DE REPRODUÇÃO ANIMAL).

Ao realizar o exame clínico geral, o técnico, por meio de observações e inspeções, em estação e em movimento, deve avaliar toda a condição corpórea do animal (sistema nervoso, respiratório, digestivo e locomotor), dando ênfase às condições de aprumos, articulações e cascos, assim como, ao estado nutricional. Para a avaliação dos órgãos do sistema genital, utiliza-se observação, inspeção e palpação, podendo ser complementada com auxílio da ultrassonografia. Devem-se analisar, nesta fase do exame, presença e posição dos órgãos, bem como dimensão, consistência, simetria e mobilidade.

3.1.6.1 Avaliação e lavagem de prepúcio

A avaliação prepucial é feita lateralmente, considerando-se a situação da pele e o tecido subcutâneo quanto à presença de aumentos de volume, de temperatura, à existência de ferimentos ou cicatrizes. O óstio prepucial deverá permitir a passagem livre do pênis, e a mucosa deverá ser criteriosamente examinada. O pênis deve ser examinado em repouso (retraído no prepúcio) e exposto (após excitação sexual); devem ser verificados tamanho, mobilidade, mucosa, secreções e presença de anormalidades.

A lavagem de prepúcio tem uma importância muito grande quando se diz respeito a qualidade do sêmen, o prepúcio de animal que longo do tempo não for feita uma limpeza periodicamente acumula sujeira, areia, alguma matéria orgânica, urina podendo assim contaminar o sêmen no momento de colheita.

O prepúcio era lavado com solução fisiológica e com auxílio de uma seringa de 20 mL. Primeiramente foi feita uma limpeza externa, tirando excesso de pelos ao redor do aparelho reprodutos do macho, lavando assim primeiramente a parte externa com a a solução fisiológica em seguida lavou-se a parte interna 5 vezes com 20 mL de solução fisiológica.

3.1.6.2 Aprumos

O reprodutor deve ser examinado parado, andando e no ato da monta, a fim de se diagnosticar possíveis alterações, principalmente nos membros posteriores, pois podem ser responsáveis pela baixa capacidade reprodutiva animal, devendo-se avaliar também cascos e membros anteriores (SILVA e DODE, 1993).

3.1.6.3 Perímetro escrotal

O perímetro escrotal, por ser uma característica de mensuração facilmente obtida e com alta repetibilidade entre avaliadores, vem sendo amplamente estudado, além disso, é uma característica que possui herdabilidade de moderada a alta, e é correlacionada com o ganho de peso (peso ao nascimento, peso ao desmame e peso ao sobreano) e as características reprodutivas dos machos (volume testicular, formato testicular e defeitos espermáticos).

Para uma adequada avaliação testicular, os testículos devem ser imobilizados, um ao lado do outro, levemente tracionados junto ao escroto distendido. Devem ser consideradas as seguintes características: forma, simetria (devem ser simétricos quanto ao tamanho e à forma), consistência (deve ser tensa-elástica, com variações desde flácida até firme), mobilidade (considerando-se a túnica vaginal, devem se apresentar livres dentro do limite fisiológico do escroto), sensibilidade (não devem apresentar sinais de dor ao toque).(HAHN et al., 1969;).

A aferição do tamanho testicular pode ser considerada sob dois aspectos: na seleção de indivíduos de maior volume testicular e no diagnóstico de alterações. As medidas que devem constar no laudo andrológico são: perímetro, comprimento (excluindo o epidídimo), largura e espessura (altura) testicular direita e esquerda.

O crescimento do perímetro escrotal apresenta comportamento curvilíneo em função da idade como acontece com o restante do corpo animal, os testículos crescem demonstrando um comportamento sigmoide em função da idade, com uma fase inicial lenta, seguida de um pico que coincide com a puberdade e, posteriormente, um crescimento mais lento até estacionar na idade adulta. O perímetro escrotal se torna, assim, um dos critérios de seleção mais utilizado para eficiência reprodutiva. (PIMENTEL et al., 1984; WILDEUS, 1993; JIMÉNEZ-SEVERIANO, 2002; SESANA et al., 2007).

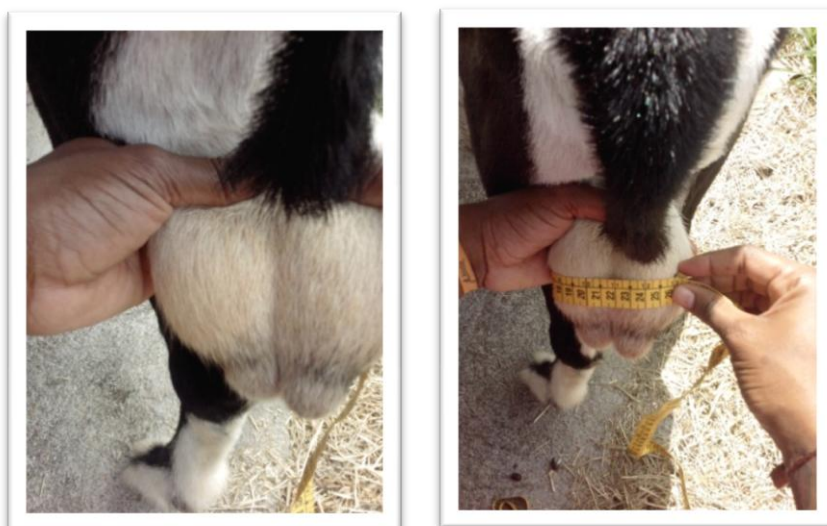


Figura 5: medição do perímetroescrotal em bode(Fonte: Arquivo pessoal).

3.1.6.4 Avaliação do comportamento sexual

Para caprinos, pouco se tem estudado acerca do seu comportamento sexual e menos ainda quanto à avaliação da libido. Normalmente, a abordagem da libido dos caprinos é baseada adaptando-se a avaliação do comportamento dos bovinos. Alguns autores adotaram a metodologia considerando o tempo de aproximação e monta, classificando os reprodutores como Excelente (tempo entre 0 a 59 segundos), Bom (entre 60 e 120 segundos) e Regular (superior a 120 segundos), (FREITAS e NUNES, 1992; SILVA, 2006).

A libido é o desejo ou a habilidade do macho em procurar à fêmea, completando a monta, sendo um importante aspecto da função reprodutiva masculina. A falta de libido (impotência coeundi) pode ser hereditária ou originar-se de distúrbios psicogênicos, desequilíbrio endócrino ou fatores ambientais, A primeira fase da expressão do comportamento reprodutivo é a procura e a identificação do parceiro sexual, seguidas pela verificação do estado fisiológico do parceiro que pode evoluir até a reação de monta e, finalmente, à cópula (HAFEZ e HAFEZ, 2004).

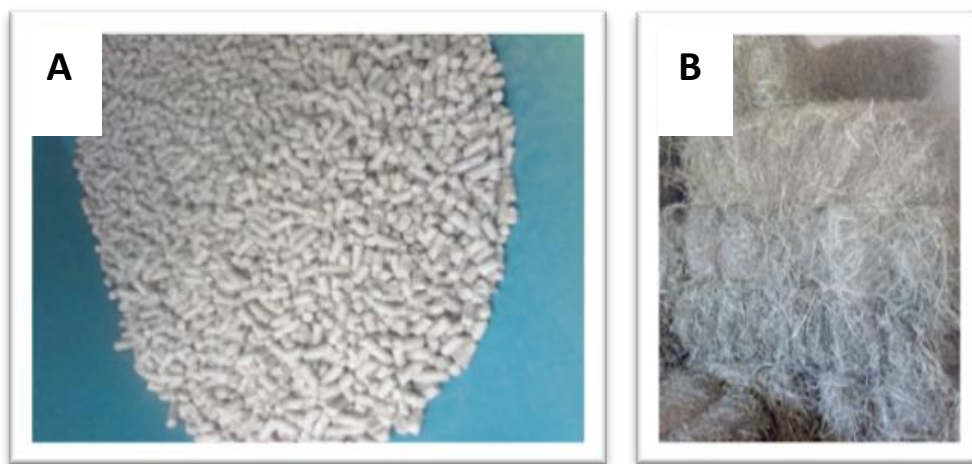
Para que os animais interajam com o ambiente e expressem algum comportamento, eles utilizam como ferramenta os sentidos de visão, audição, olfato, tato e paladar. Destes, o olfato é o principal sentido utilizado para desencadear o comportamento reprodutivo (GORDON, 1999).

Os machos durante o cortejo sexual desencadeiam a reação chamada de efeito Flehmen, os quais são eliciados ao cheirar urina fresca e a região urogenital das fêmeas, sendo esta investigação olfatória controlada por ação da testosterona. Estes autores citam que, ao ser desencadeado o efeito Flehmen, os machos já teriam previamente identificado as fêmeas no cio, sugerindo-se que este ato seja uma confirmação do diagnóstico e um estímulo para excitação sexual.

As cheiradas e o reflexo de Flehmen são comportamentos de identificação do estado fisiológico da fêmea. O reflexo de Flehmen é realizado para facilitar a introdução de partículas, como os feromônios, do meio exterior para o órgão vomeronasal, que é o responsável pela identificação de fêmeas em estro ou anestro (LADEWIN *et al.* 1980).

3.1.7 Coleta do sêmen

Foram utilizados bodes da raça Canindé, com idade variando entre 3 á 5 anos e peso médio de 44 kg, sendo submetidos a um regime intensivo de criação. Os animais foram mantidos em baias individuais de alvenaria, arraçoados com feno de capim Tifton (Cynodon dactylon) e concentrado comercial ovino top na qual comiam 400g por dia e pastagem verde. Sal mineral e água eram oferecidos ad libitum. Os animais foram avaliados quanto à sanidade geral e integridade dos órgãos reprodutivos, através de um exame andrológico, realizando inspeção e palpação do sistema genital externo e avaliado de acordo com o Manual para Exame Andrológico e Avaliação de Sêmen Animal, (1998).



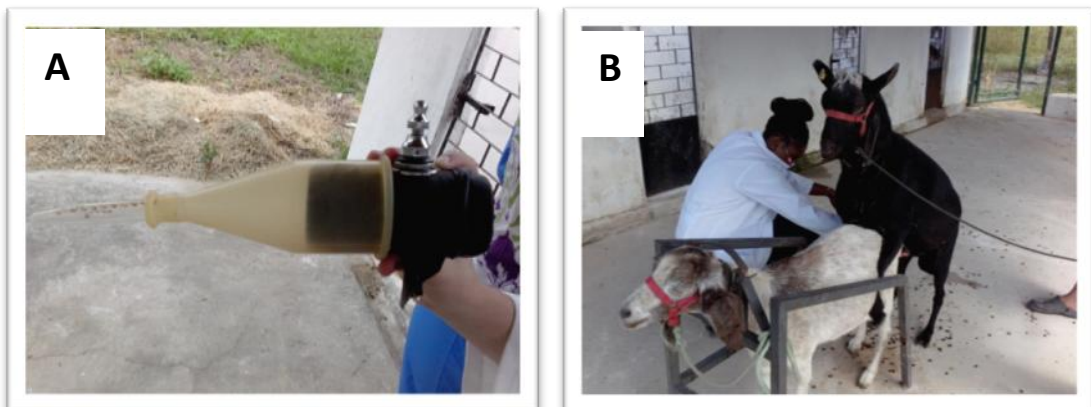
Figuras 6: (A) Concentrado comercial ovino top, (B) feno de capim Tifton (Cynodon dactylon). (Fonte: Arquivo pessoal).

Para a coleta e avaliação de sêmen, uma fêmea caprina foi utilizada como manequim, a mesma participava da rotina no laboratório de fisiologia e controle da reprodução para procedimento de coleta de sêmen todas as semanas. A fêmea foi contida em um tronco próprio para a espécie caprina.



Figura 7: Cabra usada como manequim
(Fonte: Arquivo Pessoal).

O sêmen dos reprodutores foi colhido no período da tarde, por meio da técnica de vagina artificial, aquecida a 37°C e acoplada a um cone de borracha com tubo Falcon de 15 mL. A coleta foi realizada duas vezes por semana, perfazendo um total de 5 coletas por animal. Após cada coleta, os tubos com ejaculados foram encaminhados ao laboratório, para ser analisado.



Figuras 8 : (A) Vagina artificial montada, (B) Coleta de sêmen caprino utilizando método de vagina artificial. (Fonte: Arquivo pessoal).

3.1.8 Espermograma

A avaliação da aptidão reprodutiva de um macho destinado à reprodução fundamenta-se na observação da saúde geral, saúde hereditária, saúde genital, *potentia coeundi* (capacidade de cópula) e *potentia generandi* (capacidade de fertilização) (CBRA, 1998). Em virtude disto, o espermograma assume grande importância, ao passo que permite a valorização da qualidade do reprodutor, visto que ele demonstra sua *potentia generandi*.

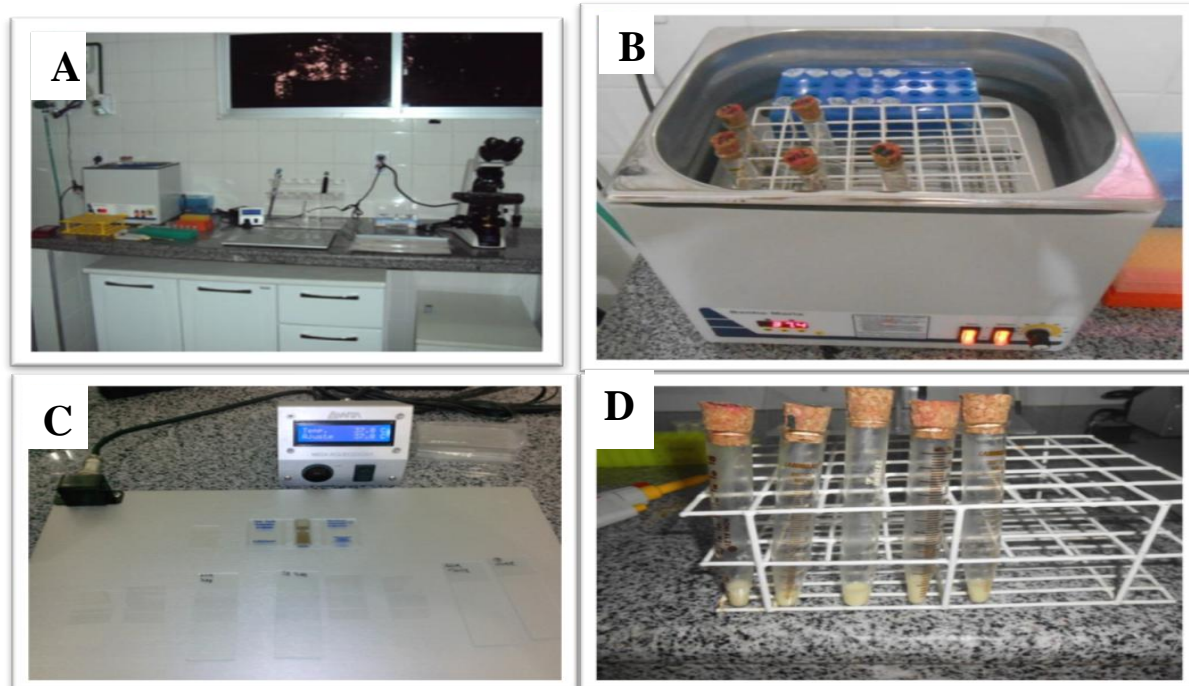
O exame do sêmen é feito, inicialmente a olho nu, sem auxílio de qualquer instrumento (avaliação macroscópica). Em seguida, o sêmen é avaliado por métodos laboratoriais (avaliação físico-química e microscópica) (REICHENBACH *et al.*, 2008).

Segundo Hafez & Hafez (2004), não existe prova específica que seja concludente da fertilidade dos ejaculados individuais, mas sim, a combinação da avaliação bioquímica e do espermograma constitui a melhor opção disponível, para determinar a capacidade fecundante de um macho. Entretanto, para que esse exame se torne possível é necessário proceder à coleta do sêmen conforme a espécie trabalhada. A coleta do sêmen em caprinos pode ser realizada através de vagina artificial ou eletroejaculação (KOZDROWSKI *et al.*, 2007; BATISTA *et al.*, 2009; SANTIAGO-MORENO, 2009).

Contudo, o método da vagina artificial conjugado com o manequim ou uma fêmea (em estro ou não) é o mais empregado e o que obtém as características mais próximas das reais (SALVIANO e SOUZA, 2008).

3.1.8.1 Avaliação macroscópica e microscópica do sêmen

Todo o material utilizado na avaliação de sêmen estava devidamente preparado conforme apresentado na Figura 13 (A). Os tubos com os ejaculados foram mantidos em banho-maria, a 37°C (Figura 13 B), enquanto realizou-se a avaliação seminal. Lâminas e lamínulas utilizado na avaliação de sêmen foram previamente aquecidos em uma placa aquecedora (Figura 13 C), regulada para uma temperatura de 37°C. Inicialmente, as amostras de sêmen foram submetidas à avaliação macroscópica (volume, cor e aspecto) (Figura 13 D). O volume (mL) foi mensurado por meio de observação direta no tubo coletor graduado. Em seguida, foi observada a cor e o aspecto do sêmen.



Figuras 9: (A) Materiais e equipamentos utilizados avaliação de sêmen. (B) Tubos com ejaculados mantidos em banho-maria. (Fonte: Arquivo pessoal), (C) Lâminas e lamínulas mantidas em placa aquecedora a 37°C, (D) Amostras de sêmen submetidas à avaliação macroscópica (volume, cor e aspecto) (Fonte: Arquivo pessoal).

3.1.8.2 Avaliação macroscópica do sêmen

Os parâmetros físicos seminais avaliados rotineiramente em um espermograma são o cor, volume e o aspecto, enquanto que os parâmetros quali-quantitativos são o movimento massal, a motilidade individual progressiva, o vigor e a concentração espermática (SALVIANO e SOUZA, 2008).

3.1.8.2.1 Cor do sêmen

A cor do sêmen é avaliada através das paredes do tubo de coleta. A cor do sêmen caprino varia de branca acinzentada à amarelada. A presença de sangue deixa o sêmen com coloração avermelhada e infecções no trato reprodutivo deixam o sêmen com coloração cinza ou marrom. (CHEMINEAU *et al.*, 1991; HAFEZ e HAFEZ, 2004).

3.1.8.2.2 Volume do sêmen

O volume é avaliado diretamente no tubo de coleta, que deve ser graduado. O volume expresso em mililitros (mL) é bastante suscetível às variações, dependendo do método de coleta, da espécie animal, do regime de serviços anterior à coleta e do tempo de excitação. Na espécie caprina, o volume do ejaculado varia entre 0,2 a 2,0 mL, tendo como média 0,8 mL (CHEMINEAU *et al.*, 1991; SALVIANO e SOUZA, 2008).

3.1.8.2.3 Aspecto sêmen

O aspecto do sêmen dos animais pode apresentar-se com aspecto cremoso (com variações desde o cremoso espesso ao cremoso fino), leitoso, opalescente ou soroso e aquoso, o aspecto do sêmen de uma forma empírica pode efetuar a valoração do ejaculado, quanto à sua riqueza em espermatozoides (MIES FILHO, 1988).



Figuras 10: Avaliação macroscópica do sêmen (Fonte: Arquivo pessoal).

3.1.8.3 AVALIAÇÃO MICROSCÓPICA

3.1.8.3.1 Diluição do sêmen

A diluição do sêmen deve ser feita o mais rápido possível, após a coleta e avaliação. Tanto o sêmen quanto o diluidor devem ser colocados em banho-maria a 37°C, e deve estar na mesma temperatura no momento da diluição. Existem vários tipos de diluidores para sêmen caprino e ovino, compostos de diferentes ingredientes. No entanto um bom diluidor deve ter as seguintes propriedades: fornecer nutrientes para o espermatozoide; ter capacidade tampão, para prevenir as mudanças no pH; proporcionar um ambiente isotônico (osmolaridade igual a do plasma seminal); proteger o espermatozoide contra o choque de temperatura durante o resfriamento; proteger o espermatozoide contra as lesões à membrana plasmática durante a congelação e descongelação (MIES FILHO 1987).

3.1.8.3.2 Motilidade do espermatozoide

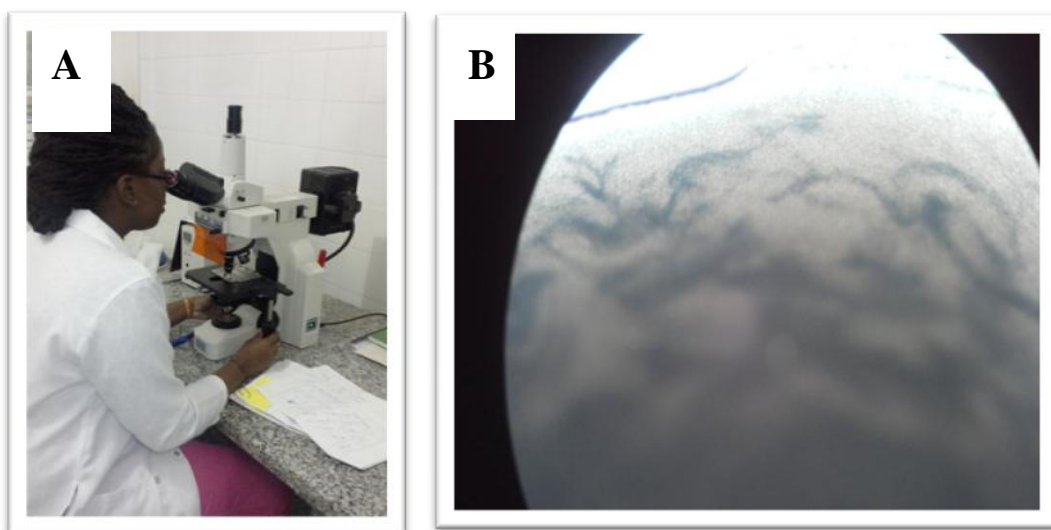
A avaliação da motilidade é feita de duas maneiras: a motilidade massal ou turbilhonamento e a avaliação de espermatozoides progressivamente móveis (%). A avaliação de motilidade massal só é realizada no sêmen fresco. Quando o sêmen é diluído ou descongelado, faz-se apenas a avaliação da porcentagem de espermatozoides móveis e o vigor do movimento. Para analisar a motilidade individual progressiva (MIP) e o vigor, o sêmen foi diluído em solução salina fisiológica em uma na proporção de 1:400 e os tubos imersos em banho-maria a 37°C, estabilizados durante 5 minutos e, então, retirados 4 µL de amostra e colocado em lâmina sob lamínula a 37°C, para ser avaliado sob microscópio óptico em lente objetiva de 100x. A MIP expressou o número de espermatozoides vivos com movimentos retilíneos progressivos, em porcentagem (0-100%), enquanto o vigor foi definido em uma escala de 0-5.

3.1.8.3.3 Motilidade massal ou turbilhonamento

É o tipo de movimento resultante da interação entre o movimento individual e a concentração espermática; os espermatozoides se deslocam com movimentos vigorosos formando ondas. Pessoas com visão acurada podem observar o movimento das ondas através do tubo de coleta, mas uma avaliação precisa só pode ser realizada com o uso de microscópio. O movimento massal é observado somente nos ruminantes e pode ser afetada por fatores extrínsecos, como o método de coleta, condições de preservação, temperatura da amostra, modo de colocação da amostra na lâmina.

Atualmente, a interpretação do movimento massal ainda subjetiva, é expressa em uma escala de classificação que varia de 0 a 5, em que 0 é a ausência de turbilhão; em 1, verifica-se movimento individual; 2, movimento de turbilhão muito lento; 3, movimento ondulatório geral, baixa amplitude de onda; 4, movimento rápido de ondas, sem redemoinhos; 5, movimento rápido de ondas com redemoinhos (CHEMINEAU *et al.*,1991).

Uma gota de sêmen puro foi colocada sobre uma lamina de vidro limpa e aquecida (37°C), e examinada sob microscópio óptico no aumento de 100x (objetiva de 10). A temperatura da lamina deve ser mantida durante a avaliação usando-se uma platina aquecedora no microscópio. A determinação do valor da motilidade é feita usando valores numa escala de 0 (ausência de movimentos) a 5 (máximo movimento de onda).



Figuras 11: (A) Avaliação espermática da motilidade, vigor e concentração (B) Motilidade Massal (Fonte: Arquivo pessoal).

3.1.8.3.4 Motilidade individual progressiva

No entanto, a capacidade fecundante do sêmen está em função do movimento individual dos espermatozoides – movimento individual progressiva. Esse movimento não obedece a um padrão único, visto que há espermatozoides que se deslocam para frente em linha reta (movimento progressivo), outros que descrevem uma circunferência (movimento circular) e ainda, aqueles que se limitam a oscilar, sem deslocamento progressivo (movimento oscilatório ou local) (MIES FILHO, 1987).

A motilidade individual progressiva é um parâmetro que expressa à proporção de espermatozoides que apresentam deslocamento progressivo, ou seja, a porcentagem de espermatozoides com potencial para a fertilização. Desta forma, no caso de uma avaliação em que a porcentagem dos espermatozoides móveis não representa a proporção de espermatozoides com motilidade progressiva, os valores de motilidade deverão ser expressos separadamente como motilidade total e progressiva individual (HENRY e NEVES, 1998).

A avaliação da motilidade individual progressiva é realizada em microscópio, preferencialmente, binocular, com aumento de 200-400x, utilizando-se lâmina coberta por lamínula, previamente aquecida e mantida a 37°C, durante a avaliação. No caso de ruminantes, faz-se se uma diluição para melhor avaliação utilizando, por exemplo, solução de citrato de sódio, ringer-lactato ou solução fisiológica, previamente aquecida. Apesar de esta ser ainda a avaliação mais rotineira, existem novas técnicas de avaliação da MIP, como a fotomicrografia sequenciada ou a avaliação computadorizada - CASA (SALVIANO e SOUZA, 2008).

A motilidade é expressa pela porcentagem total de espermatozóides móveis (CBRA, 1998). Assim, as amostras de sêmen caprino devem apresentar um mínimo de 60% de motilidade para serem utilizadas imediatamente ou criopreservadas (NEVES *et al.*, 2008).

3.1.8.3.5 Vigor

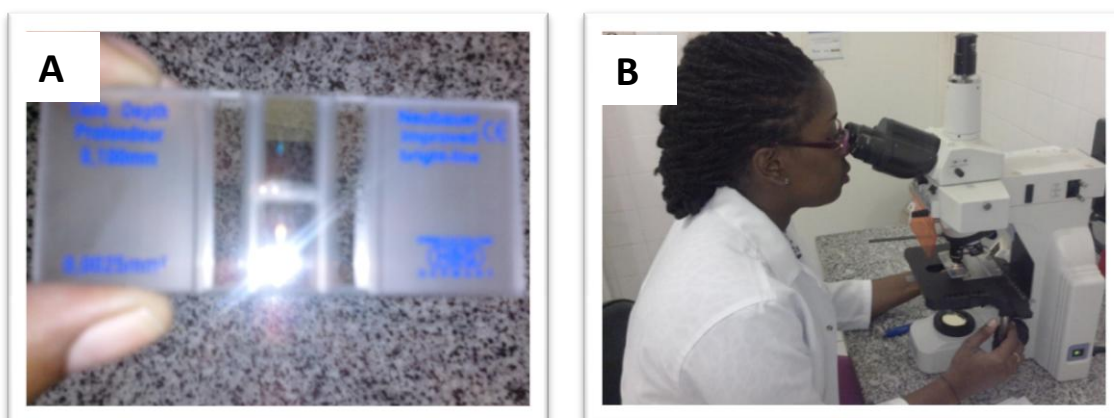
O vigor é a característica que representa a força de movimento, que acaba influenciando a velocidade com que os espermatozoides se deslocam. Este é classificado em

escala de 0 a 5, em que 0 é a ausência de movimento progressivo ou inexpressivo e 5 representa o movimento progressivo, vigoroso e em flecha (CHEMINEAU *et al.*, 1991).

3.1.8.3.6 Determinação da concentração espermática

No que diz respeito às avaliações microscópicas, a concentração espermática pode ser determinada com auxílio de espectrofotometria ou de microscopia óptica, utilizando-se a câmara de Neubauer. O valor médio da concentração espermática para caprinos está em torno de 3×10^9 /mL, podendo variar entre 2,5 a $5,0 \times 10^9$ /mL (NUNES, 2002).

A câmara de Neubauer é uma lâmina de vidro espessa composta por duas áreas (A e B) contendo divisões em forma de grade no centro da área. A grade de contagem é dividida em 16 quadrados grandes delimitados por linhas duplas ou triplas, que são subdivididos em 16 quadrados pequenos. O princípio do método é contar o número exato de espermatozoides presentes em determinado volume a partir de uma solução de diluição conhecida.



Figuras 12: (A)Câmara de Neubauer, (B) Observação do microscópio da contagem de concentração espermática (Fonte: Arquivo pessoal).

Foi diluída uma amostra de $4\mu\text{l}$ de sêmen puro em solução de formol salina (1/400), com auxílio de uma pipeta automática coletou-se uma pequena quantidade da solução contendo os espermatozoides e introduziu-se entre a lâmina e a lamínula da câmara de Neubauer cuidando para que o líquido não transborde a área delimitada e não fiquem áreas com bolhas de ar colocando assim uma lamínula sobre a área de contagem, a câmara é posta na posição horizontal por alguns minutos para que os espermatozoides se assentem, logo após

é colocada a câmara na plataforma do microscópio e focaliza-se a área de contagem em um aumento menor (40 ou 100x) passando então para o aumento de 400x para realizar a contagem.

A contagem é feita em no mínimo 10 quadrados maiores/ejaculado (5 em cada área de contagem). Somente serão considerados os espermatozoides que estiverem no interior de cada quadrado e aqueles cujas cabeças se encontram nas linhas que formam o ângulo inferior esquerdo de cada quadrado (entrando no quadrado).

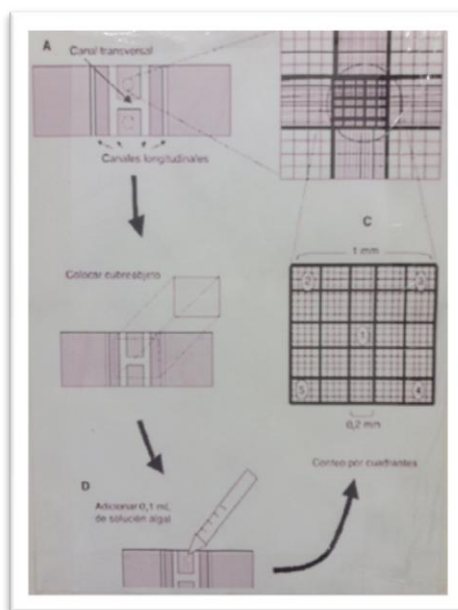


Figura 13: Esquematização de guia para contagem na câmara de Neubauer

(Fonte: Arquivo pessoal).

Para o cálculo de concentração, utilizou-se a fórmula: $C = N \times 5 \times D \times 1000$, onde C corresponde à concentração que se deseja calcular, N a média do número de espermatozoides contados na câmara, D ao número correspondente a diluição, e 1000 à altura da câmara (uma constante).

3.1.8.3.7 Morfologia do espermatozoide

A avaliação da morfologia espermática é um teste para determinar a qualidade do sêmen. Normalmente o ejaculado contém cerca de 5 a 10% de espermatozoides anormais, sem

ter nenhum efeito adverso na fertilidade, mas se o percentual de células anormais for maior que 20-25% pode-se esperar uma redução na fertilidade do sêmen.

A porcentagem de espermatozoides anormais pode variar com a época do ano, temperatura ambiental, idade (puberdade), nutrição, doenças e quaisquer fatores estressantes. Durante a rotina de processamento do sêmen, a avaliação da morfologia espermática não é realizada em cada ejaculado devido ao longo período de tempo necessário para executá-la. Normalmente a avaliação é feita durante o exame andrológico para seleção de doadores e repetida mensalmente. Além disso, espermatozoides anormais podem ser visualizados enquanto se avalia a motilidade. Se observados em grande número, podem ser usados como um indicativo da necessidade de fazer uma avaliação morfológica do ejaculado. A técnica mais utilizada para a avaliação da morfologia espermática é a microscopia de contraste de fase e a microscopia de campo claro.

3.1.9 Fatores que afetam a sobrevivência do espermatozoide

3.1.9.1 Temperatura

A temperatura do sêmen no momento da ejaculação é em torno de 37,5°C. A exposição do sêmen a temperaturas superiores a esta aumenta a taxa metabólica, exaurindo as reservas energéticas e com isso diminuindo o tempo e vida do espermatozoide. A redução da temperatura reduzirá o metabolismo do espermatozoide, mas uma queda súbita na temperatura, principalmente abaixo de 10°C causa perda irreversível de sua viabilidade.

Este fenômeno é chamado de choque de temperatura ou “choque térmico” e pode ocorrer devido ao descuido durante a manipulação, como: exposição do sêmen ao ar frio, utilização de um tubo de coleta frio, ou lamina de microscópio fria. Deve-se ter muito cuidado também no momento da diluição do sêmen, assegurando-se de que o diluidor esteja na mesma temperatura do sêmen.

3.1.9.2 Contato com água

A água é um poderoso agente espermicida e o sêmen nunca deve ser colocado em contato com ela. A água reduz a pressão osmótica do plasma seminal e pode matar os espermatozoides. Por isso, todos os equipamentos devem ser cuidadosamente secos antes do uso, incluindo a vagina artificial e os tubos de coleta. Muito cuidado deve ser tomado quando o sêmen é mantido em banho-maria para evitar que a água respingue acidentalmente dentro do sêmen.

3.1.9.3 Longo tempo de exposição ao ar

O oxigênio presente no ar aumenta a atividade metabólica do espermatozoide podendo resultar no aumento da produção de radicais livres, que em altas concentrações são prejudiciais ao espermatozoide, diminuindo sua viabilidade. Além disso, com o aumento do metabolismo ocorre acúmulo de ácido lático no sêmen que pode reduzir o pH para abaixo do ótimo (7,0) reduzindo assim a viabilidade do espermatozoide. Após a coleta o sêmen deve ser usado na inseminação ou armazenado o mais rápido possível.

3.1.9.4 Desinfetantes

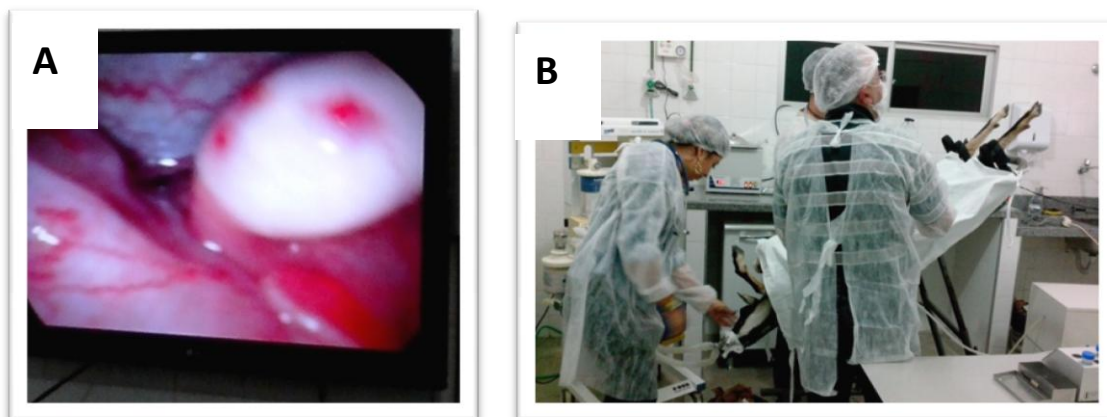
O uso de desinfetantes e anti-sépticos é prejudicial ao espermatozoide e por isso deve ser evitado. A esterilização dos equipamentos com álcool 70% e água é suficiente. Materiais de vidro podem ser esterilizados em calor seco em estufas de esterilização.

3.1.10 Coleta de oócitos por laparoscopia (col)

O procedimento da colheita de oócito por laparoscopia é feita seguindo alguns parâmetros, primeiramente a cabra é posta em isolamento e submissão ao jejum hídrico e alimentar por 36 horas. Em seguida, é feita uma tricotomia na região ventro-abdominal, bem como, no pescoço, em especial na área onde será feito um acesso pela veia jugular, a fim de facilitar o procedimento anestésico. Após a tricotomia, o animal é conduzido a sala de espera (sala suja), para iniciar o procedimento anestésico. Dez minutos antes da anestesia geral,

administra-se, por via intramuscular, sulfato de atropina para evitar os efeitos indesejáveis do sistema nervoso parassimpático, tal como a salivação intensa ou sialorréia (MASSONE, 2011). A anestesia geral foi realizada por via endovenosa, injetando-se lentamente o tiopentax R (anestésico geral de duração ultracurta – 15 min), até que o animal caísse inconsciente. O animal anestesiado foi então, rapidamente, colocado na maca em decúbitodorsal, com pescoço reto, para realização da intubação endotraqueal. Cuidados foram tomados para verificar se a sonda realmente estava na traqueia e não no esôfago, então com a sonda na traqueia, um balonete é insuflado com 10 ml de ar injetado por uma seringa. A seguir o animal é conduzido para sala de videolaparoscopia, e logo é conectada ao aparelho de anestesia volátil, para manutenção do quadro anestésico. Durante o procedimento a maca é mantida em declive com a cabeça do animal mais baixo que o corpo (MASSONE, 2011).

A coleta do oócito e do fluido folicular é realizada por vídeo laparoscopia com sistema composto por laparoscópico acoplado a um tubo de vídeo TV, que permite a visualização de aparelho reprodutivo da cabra. O procedimento inicia-se com a inserção de um trocarer na cavidade abdominal, gerando dois orifícios craniais ao úbere e de cada lado da linha Alba. Por estes orifícios foram introduzidos o laparoscópico e a pinça não traumática. Entretanto, após introduzir o laparoscópico, infla-se a cavidade abdominal com a cânula do compressor de ar introduzido no outro orifício. Remove-se a cânula, introduz-se a pinça não traumática para fixação do ovário. Um terceiro orifício é feito com trocarer para inserir sistema de aspiração dos folículos ovarianos que são puncionados e aspirados por uma agulha acoplada a uma cânula conectada a um tubo de 50 mL e uma bomba a vácuo regulada a uma pressão constante de 50 mmHg. Logo após, a punção dos folículos dos ovários direito e esquerdo, realiza-se a lavagem dos ovários com solução fisiológica 0,9% adicionada de heparina; esta solução tem função anticoagulante. Terminado o procedimento, o equipamento laparoscópico é removido e a cabra conduzida a sala de espera para que seja desentubada e monitorada quanto a frequência cardíaca que deve estar em 75 a 110 bpm, frequência respiratória de 12 a 25 mrpm e a temperatura entre 38,5 a 40 °C.



Figuras 18: (A) realização de laparoscopia para visualização do trato reprodutivo da fêmea (B) visualização do folículo ovariano da fêmea (Fonte: Arquivo pessoal).

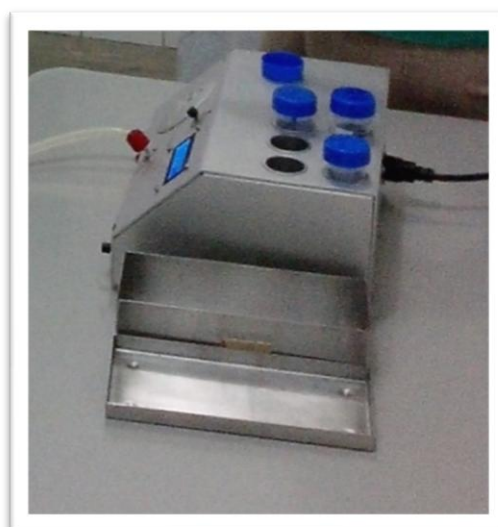


Figura 19: Bomba á Vaco de aspiração folicular(Fonte: Arquivo pessoal).

3.1.11 Contagem de ovos por grama de fezes (OPG)

A determinação de ovos por grama de fezes é uma técnica de diagnóstico comumente utilizado para monitorar os níveis de parasitismo de um plantel por vermes, feita em câmaras de MacMaster. O parasitismo gastrointestinal é responsável por grandes perdas observadas em criações de caprino e ovino reduzindo o potencial produtivo destes animais, inclusive com a morte de animais jovens para reposição do plantel(ROBERTS e SWAN,

1982). Foram colhidas as fezes dos animais em um saco plástico previamente identificados e imediatamente mantidas resfriadas até a avaliação (resfriada para evitar a eclosão dos ovos que possam estar presentes nas fezes).

As fezes foram colhidas diretamente da ampola retal, primeiramente massageando cuidadosamente o esfíncter anal para permitir a abertura assim possibilitando a coleta e evitando traumas no reto do animal. As fezes colhidas foram maceradas uniformemente e então 2 gramas de fezes foram medidos por uma seringa, posteriormente homogeneizou-se adicionando 28 mL de solução saturada (açúcar), previamente preparada na proporção de 700 g de açúcar para 1 litro de água. Em seguida, foi feita a tamisação (coar) da solução com peneira mais auxílio de gazes; preencheu-se a câmara de McMaster completando os dois lados e esperou-se 5 minutos para que houvesse a flutuação de ovos leves. Logo após, realizou-se a contagem dos ovos.

A avaliação e contagem foram realizadas no microscópio óptico na objetiva de 4X. Após a contagem dos dois lados da câmara, somaram-se os valores e em seguida multiplicou-se o valor obtido por 50; o valor encontrado foi o valor da OPG. Para considerar alto nível de parasitose, o valor do OPG deve ser superior a 700 OPG, que nesse caso é sugerida a vermifugação. Devem-se contar os ovos tipo *Strongyloidea*, *Strongyloides* e observar ainda os oocistos de *Eimeria*. Após a contagem verificou-se que os animais estavam com alto índice de *Strongyloides* e eimerias, sendo tratados com a Moxidectina a 1% (endectocido) para parasita intra e extra gastrointestinal, 1 mL para % 50 Kg de peso vivo, e Amprocox (amprolio) para coccidiose causada por *Eimeria* sp (eimeriose). Foi pesado 24,19 g de amprólio diluído em 600 mL de água destilada sendo 1 mL para cada kg peso vivo do animal, os animais foram pesados e de acordo com peso foi calculado o volume a ser administrado durante 5 dias. Depois de 15 dias fez-se novamente OPG para confirmar a eficiência do tratamento e verificou-se que o nível estava baixo.

Para os animais que foram afetados e que tinham os escores corporais muito abaixo do peso foi dado suplemento aminoácido Glicopam (Energy) e o suplemento vitamínico Hemolitan. Após a vermifugação os animais permaneceram confinados durante 3 dias para evitar a contaminação do ambiente com ovos e vermes adultos liberados durante esse período, e em seguida realizou-se desinfecção do ambiente com a vassoura de fogo e a caiação das baias.

3.1.12 Linfadenite caseosa

A linfadenite caseosa (LC) é uma enfermidade infectocontagiosa de caráter crônico que acometem caprinos e ovinos. É causada pelo *Corynebacterium pseudotuberculosis* agente etiológico da Linfadenite Caseosa., que se caracteriza pela formação de abscessos contendo pus de coloração amarelo esverdeado e consistência viscosa. Pode ocorrer sob duas formas clínicas, uma superficial que acomete os linfonodos palpáveis, mais frequente e outra visceral, que acomete os linfonodos internos (viscerais).

O microrganismo pode sobreviver por longos períodos no solo e no ambiente, tornando a sua erradicação difícil. O animal uma vez infectado vai permanecer portador durante toda sua vida. A erradicação deve ser considerada por ser uma zoonose de ocorrência rara e pela importância econômica e sanitária da enfermidade no rebanho. A contaminação ambiental é considerada fator de grande importância na disseminação da enfermidade já que o *C. pseudotuberculosis* é capaz de sobreviver no ambiente por longos períodos. Sob baixas temperaturas e condições de umidade, o tempo de sobrevivência pode ser prolongado.

A Linfadenite Caseosa é enfermidade altamente prevalente nas populações de ovinos e caprinos em todo o mundo. A prevalência da enfermidade esta relacionada com a idade dos animais, já que a morbidade aumenta em animais mais velhos. Provavelmente pelo fato de que o risco de infecção aumenta com a passagem do tempo, mais do que a maior susceptibilidade dos animais mais velhos. É mais frequente em cabras do que em bodes, entretanto a forma visceral é mais comum em bodes.

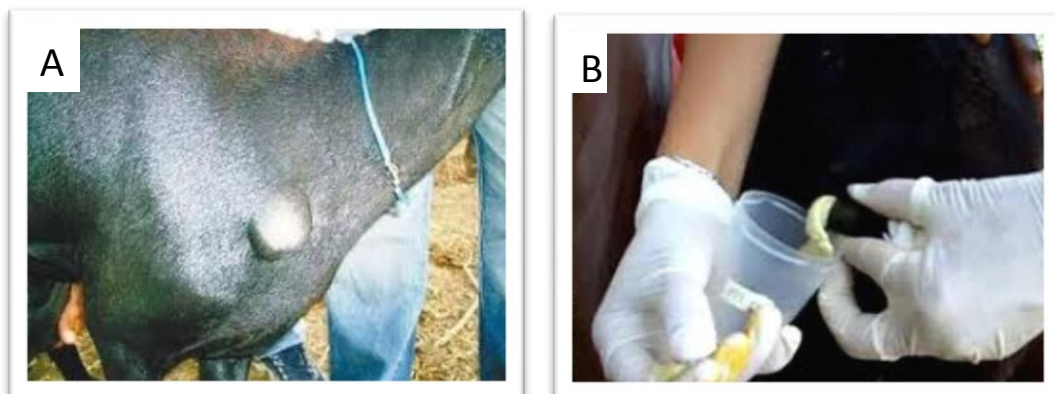
Os principais meios de disseminação da doença na propriedade são: a introdução de animais infectados, equipamentos (tatuadores, brincadores) contaminados em outras propriedades. Nos animais os principais meios de transmissão são: a tosquia, a tatuagem, a marcação, a castração, a caudectomia, aplicação de medicamentos ou outro procedimento em que o material caseoso entre em contato com o animal e/ou instalações.

O período de incubação dos abscessos do *C. pseudotuberculosis* pode variar entre 25 e 147 dias ou mais, fazendo com que a enfermidade apareça em animais mais velhos. Os sinais clínicos se manifestam no animal acometido de duas formas a superficial e a visceral, dependendo do local e da extensão das lesões. No início dos sinais clínicos ocorre aumento de

volume do linfonodo acometido, que se apresentam doloridos e firmes a palpação, tornando-se flutuantes à medida que a doença evolui. Os abscessos localizados em um ou mais gânglios externos, contêm pus de consistência caseosa e de coloração amarelo-esverdeado envolvidos por uma cápsula fibrosa.

Nos caprinos ocorre a queda de pêlos da parte central da lesão antes do abscesso fistular. O tratamento convencional da Linfadenite Caseosa é feito pela drenagem cirúrgica e posterior cauterização química com tintura de iodo a 10%. Entretanto este tratamento visa diminuir a contaminação ambiental, não sendo suficiente para erradicar a enfermidade de rebanhos indenes. A aplicação de solução de formol a 10 % diretamente no abscesso apresenta bons resultados, desde que este procedimento seja realizado no momento em que o abscesso esteja em condição adequada para este procedimento. É importante evitar que os abscessos se rompam naturalmente. Portanto, os animais devem ser isolados numa baia longe do aprisco dos outros animais, quando o caroço estiver mole, ou maduros, deve-se:

- Cortar os pêlos e desinfetar a pele, no local do caroço, com solução de iodo a 10%.
- Abrir o abscesso para a retirada do pus.
- Aplicar a tintura de iodo a 10% dentro do caroço.
- Aplicar o mata-bicheiras para evitar varejeiras.
- Queimar o pus retirado e limpar os instrumentos utilizados.
- Isolar os animais doentes.



Figuras 20: tratamento de lifadenite caseosa em caprino: (A) lifadenite em linfonodo pre escapular direito (B) Processo de drenagem do conteúdo da lifadenite.

3.2 Local do Segundo Estágio

O segundo estágio supervisionado foi realizado de 08 de setembro a 24 de outubro de 2014 no Laboratório de Estudos em Reprodução Animal do Departamento de Zootecnia da Universidade Federal do Ceará, em Fortaleza, Ceará. O município de Fortaleza situa-se na zona litorânea, a 15,49m de altitude, 30°43'02" de latitude sul e 38°32'35" de longitude oeste. A precipitação média anual é de 1.378,3mm e a umidade relativa do ar 77%.



Figura 21: Vista parcial do laboratório (Fonte: Arquivo pessoal).

3.2.1 COLETA DE SANGUE E ANÁLISE DO PERFIL METABÓLICO DE ANIMAIS DE PRODUÇÃO

3.2.1.1 Técnica para coleta e processamento do sangue

Antes de iniciar uma punção deve-se verificar, organizar os materiais necessários, e mantê-lo de fácil acesso, com os tubos necessários à coleta, verificar a necessidade ou não de anticoagulante e dependendo para que fins é destinado que tipo de anticoagulante é mais propício. Para o plasma foi usado o tubo com heparina, e para o soro, tubo sem aditivo. Além disso, deve-se ter por perto o algodão embebido em anti-séptico, gazes secas e estéreis, luvas, agulhas múltiplas,

adaptador para coleta a vácuo. Verificar o volume recomendado de material, procurando sempre obter a quantidade maior que a necessidade para possíveis repetições ou transtorno no transporte.

Sempre que necessário, caso não tenha a experiência, é recomendado fazer uma tricotomia na região de veia jugular, para melhor visualização evitando assim o estresse do animal. Foi feita a assepsia local da punção, primeiramente do centro do local de perfuração para fora em movimento espiral, conectou a agulha no adaptador, verificando que ela estivesse bem firme para assegurar que não solte durante o uso, em seguida fez-se o garrote pressionando com dedo sobre o vaso sanguíneo que vai ser puncionado, o garrote deve ser feito rapidamente sem demora, o sistema agulha adaptador deve ser apoiado na palma da mão e seguro firmemente entre o indicador e o polegar, segundo o Manual de Coleta e Exames Veterinários.

No ato da punção, com polegar de uma das mãos esticou-se a pele do animal firmando a veia e com sistema agulha-adaptador na outra mão puncionou-se a veia com precisão e rapidez, o em seguida foi introduzida com firmeza a agulha-adaptador na pele e depois no vaso sanguíneo. Logo que o sangue fluíu no tubo coletor, deve-se tomar cuidado para não perder o acesso evitando assim a formação do hematoma. Imediatamente após penetrar a agulha no vaso retirou-se o garrote antes de aspirar o sangue, retirou-se a agulha e pressionou com algodão embebido em anti-séptico. A agulha foi descartada em recipiente próprio para material infecto-contaminante segundo o Manual de Coleta e Exames Veterinários.

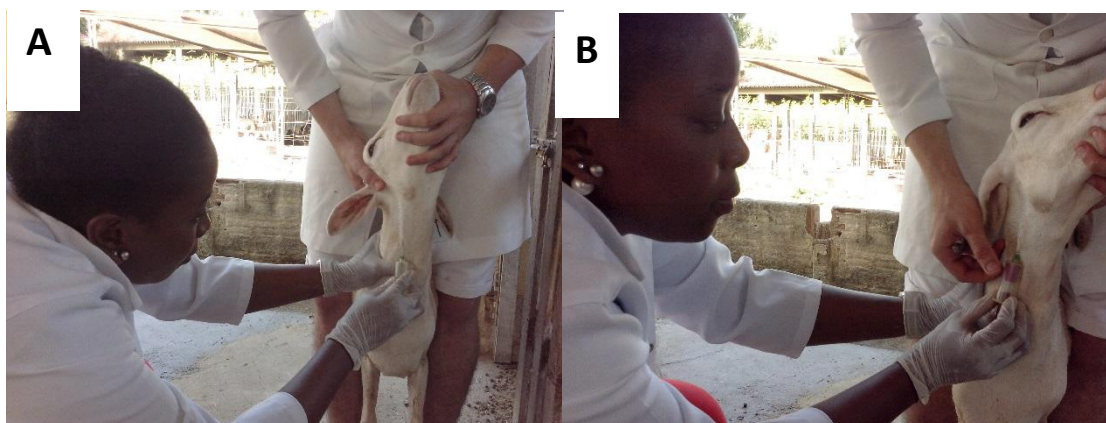


Figura 22:(A) Introdução do sistema agulha-adaptado; (B) sangue fluindo para dentro do tubo coletor

Figura: (Fonte: Arquivo pessoal).

As amostras de sangue colhidas de todos os animais foram transportadas para o laboratório sob refrigeração para serem centrifugadas (8000rpm durante 20 minutos), em seguida, foi retirado o plasma e/ou soro e armazenado em tubos eppendorf de 1,5 ml e conservadas a -20 °C para posterior análise bioquímica.



Figura 23: Armazenamento de Soro e plasma sanguíneo
(Fonte: Arquivo pessoal).

3.2.1.2 Parâmetros sanguíneos analisados

As análises sanguíneas realizadas no Laboratório de Estudos em Reprodução Animal têm como objetivo avaliar o efeito de diferentes dietas fornecidas aos animais e verificar as possíveis alterações provocadas nos parâmetros fisiológicos. Todavia, o estudo do perfil metabólico também é utilizado para verificar a condição metabólica nutricional de um grupo de animais; diagnosticar a presença de transtornos metabólicos em rebanhos; manter um controle do balanço metabólico e condição sanitária do rebanho, bem como, servir de instrumento de avaliação metabólica de ensaios (GONZÁLES ET AL., 2000), como é o caso do LERA.

Durante o estágio, foram realizados por me as análises bioquímicas de albumina, proteínas totais; globulina; colesterol total, glicose; ureia, fosfato inorgânico, magnésio e cálcio. Todas essas análises foram realizadas utilizando kits comerciais. Para cada parâmetro foram utilizadas 30 amostras todas sendo duplicadas e três tubos para (padrão, branco, e com reagentes), o resultado foi obtido através do aparelho espectrofotômetro, as amostras foram colocadas em cubetas para serem lidas no espectrofotômetro.

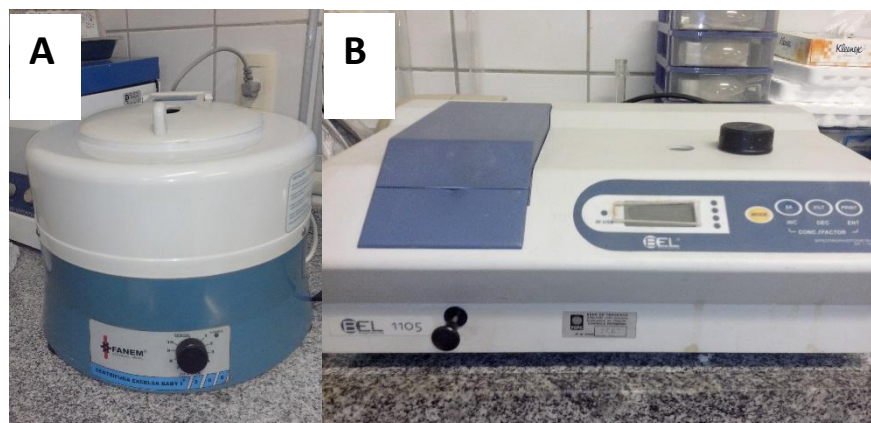


Figura 24: (A)Centrifugadora; (B) Espectrofotômetro

(Fonte: Arquivo pessoal).

Geralmente, a maioria das doenças metabólico-nutricionais e os desequilíbrios nutricionais têm um efeito de difícil percepção e limitam a produção animal de modo persistente causando diminuição na rentabilidade da empresa pecuária. É importante dispor de métodos de diagnóstico preventivo que permitam manter um controle sanitário nutricional dos animais por meio de exames simples, de baixo custo e que possam ser realizados preferencialmente em amostras de leite ou de urina, a fim de facilitara sua obtenção e manejo.

Para o diagnóstico e estudo das doenças metabólico-nutricionais têm sido empregados desde 1970 os Perfis Metabólicos, exame que permite estabelecer por meio de análises sanguíneas de grupos representativos de animais de um rebanho, seu grau de adequação nas principais vias metabólicas relacionadas com energia, proteínas e minerais, bem como a funcionalidade de órgãos vitais.As Doenças Metabólicas ou Doenças da Produção são provocadas por um desequilíbrio entre os nutrientes que ingressam ao organismo animal (glicídios, proteínas, minerais, água), o seu metabolismo e os egressos através das fezes, a urina, o leite e o feto(GONZÁLES ET AL., 2000).

Os desbalanços nutricionais que afetam os rebanhos são produzidos devido a que o aporte ou a utilização dos alimentos não é capaz de preencher os requerimentos de manutenção ou produção. Quando esses desbalanços são de curta duração e não são demasiados severos, o metabolismo do animal pode compensar utilizando suas reservas corporais. Entretanto, se o desbalanço é severo ou moderado e persistente, o animal esgota suas reservas corporais e ocorre a doença.

De acordo com WITTWER (2000) o perfil metabólico também pode colaborar no estudo do balanço nutricional proteico dos rebanhos, uma vez que em algumas situações os desequilíbrios nutricionais podem influenciar nas concentrações sanguíneas de alguns metabólitos. Para isto, foi necessário estudar e definir os metabólitos sanguíneos que, da melhor forma, possam representar o metabolismo proteico.

3.2.2 Técnicas laboratórios

3.2.2.1 Regras básicas de segurança

Os acidentes de trabalho ocorridos em âmbito de laboratórios são muito frequentes, sendo em sua grande parte oriundos de atitudes inconvenientes (brincadeiras), distrações, mau uso de equipamentos, negligência quanto ao uso de equipamento de proteção individual ou desconhecimento da técnica analítica empregada. Dessa forma, deve-se criar na estrutura do laboratório normas de segurança a serem seguidas por todos os usuários, a fim de se evitar a ocorrência de acidentes em suas dependências.

Boas Práticas de Laboratório são conjuntos de recomendações de ordem pessoal a serem desenvolvidas nos laboratórios a fim de se ter um convívio com segurança neste ambiente. De acordo com as Normas Técnicas desenvolvidas pela CETESB (L5.015) e o Manual de Técnicas de Análises Físico-químicas para Controle Operacional de ETA, são listadas abaixo, procedimentos básicos de ordem geral, que devem ser implantadas pelos responsáveis do laboratório e seguidos pelos usuários do laboratório:

- Proibir correrias ou brincadeiras nas dependências do laboratório;
- Conhecer e avaliar os riscos com a operação de amostras, reativos, solventes, vidrarias e utilidades e tomar as medidas preventivas necessárias;
- Saber operar corretamente com os equipamentos e aparelhagens do laboratório, conhecer seus riscos, usos e limitações;
- Incentivar o uso de equipamento de proteção individual
- Nunca “pipetar” com a boca nenhum tipo de substância, usar sempre a pêra de borracha ou vácuo para aspirar;
- Evitar usar roupas de tecido sintético (facilmente inflamável);

- Proibir fumar nas dependências do laboratório, por perigo de contato com material inflamável;
- Evitar comer e beber nos laboratórios, lavar bem as mãos antes de qualquer refeição;
- Comunicar a chefia a ocorrência de qualquer acidente, por mais simples que seja.
- Não misturar pertences pessoais com material de laboratório;
- Seguir as orientações de segurança e de uso de equipamentos e reagentes; Com relação ao laboratório do ponto de vista funcional, é de suma importância que o mesmo ofereça condições de segurança a seus usuários, para tanto, será listado abaixo, algumas recomendações:
- Manter as bancadas sempre limpas e livre de materiais estranhos ao trabalho;
- Fazer uma limpeza prévia, com água, antes de descartar frascos de reagentes vazios;
- Rotular imediatamente o frasco com o reagente preparado e as amostras coletadas, discriminando o produto, data e concentração, quando for o caso;
- Limpar imediatamente qualquer derramamento de produtos e/ou reagentes. Proteger-se, se necessário, para fazer essa limpeza, utilizando os materiais e recursos adequados;
- Descartar todos e quaisquer materiais de vidro trincado ou que possa oferecer perigo quando do seu uso;
- Acondicionar os cacos de vidro num recipiente próprio, não misturando com o lixo comum;
- Discriminar a voltagem de todas as tomadas, de preferência padronizando suas cores, bem como indicar nos equipamentos suas respectivas voltagens;
- Indicar com um aviso do tipo “Chapa quente” as chapas de aquecimentos utilizadas;
- Ter sempre disponível os equipamentos de proteção individual
- Possuir em suas dependências uma Caixa de Primeiro Socorros, de conhecimento de todos os usuários;
- Possuir, em local estratégico, um chuveiro de emergência e um lava-olhos;
- Manter os extintores de incêndio sinalizados e em dia com suas recargas;

- Oferecer um sistema de iluminação de emergência, para os casos de falta de energia elétrica.

3.2.3 CONCEITOS BÁSICOS DE MEDIÇÃO

O resultado de uma análise química é função direta do cuidado, da manipulação e da correta aplicação da metodologia analítica, no qual pequenos descuidos podem significar grandes erros, sobretudo, em determinação de parâmetros em amostras com concentração da ordem de miligrama por litro.

Dessa forma, é necessário o preparo técnico para se proceder a uma análise, e o uso de equipamentos e vidrarias apropriadas e em boas condições, uma das mais comuns fontes de erros encontra-se no preparo ou na manipulação das vidrarias volumétricas empregadas nas análises, são erros primários, que, uma vez evitados, podem significar um aumento do grau de confiabilidade do resultado.

Entre os procedimentos que auxiliam a evitar esses tipos de erros, pode-se citar:

- Temperatura: a capacidade de uma vidraria volumétrica varia com a temperatura, logo, deve-se utilizá-las sempre em temperaturas próximas à aferição. Da mesma forma, a densidade do líquido também varia com a temperatura, portanto, deve-se utilizá-los somente em temperatura ambiente;
- Limpeza da vidraria: presença de material gorduroso pode aumentar o erro na leitura devido a má formação do menisco, além do que, tal “sujeira” pode servir como interferente, alterando o valor do resultado da análise.
- Ajuste da capacidade volumétrica: tanto em provetas, balões volumétricos ou buretas, deve-se tomar os cuidados mencionados nos itens anteriores, à fim de se evitar a ocorrência de desvios no resultado final.

3.2.4 Limpezas da vidraria

Toda a aparelhagem de vidro ou de plástico empregada na análise ou na preparação de reagentes deverá ser perfeitamente limpa, estando assim, livre de substância estranhas ao processo, caso contrário, os resultados não ofereceram uma boa confiabilidade.

Portanto, existem várias técnicas de limpeza de vidrarias, o detergente mais recomendado no meio laboratorial é o detergente neutro da marca EXTRAN, o que não impede o uso de outros, contudo, deve-se ter cuidados na escolha, sobretudo nos quesitos biodegradabilidade e presença de grupos de fosfatos.

No Laboratório de Estudo em Reprodução Animal foi usado para limpeza das vidrarias o Detertec para higienizar. As vidrarias são imersas no detergente neutro a 3% por alguns minutos. Após a lavagem da vidraria com as escovinhas adequadas, a mesma é enxaguada com água de torneira em abundância para se remover os resquícios do detergente, e em seguida, enxaguar com água destilada 3 vezes. Para melhor confiabilidade da lavagem, as vidrarias destinadas a análise dos minerais são enxaguadas seis vezes com água milliq (água ultrapura). Após a lavagem, os materiais são postos na estufa numa temperatura de 180°C para secagem e esterilização.

4 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Através do estágio supervisionado tive a oportunidade de colocar em prática, ainda na condição de estudante, os conhecimentos adquiridos no decorrer da graduação, além de aperfeiçoá-los com a rotina de trabalho. O estágio foi engrandecedor não só pela experiência adquirida, mas também pela observação de diferentes realidades que me fizeram crescer como profissional.

O conhecimento técnico do manejo sanitário e andrológico de caprinos no laboratório junto ao acompanhamento das atividades relacionadas ao manejo diário com as fêmeas foram as principais ferramentas utilizadas durante o estágio para conhecimento da atuação de um Zootecnia no uso das biotécnicas da reprodução e estratégias de manejo eficiente destes rebanhos. Diante do que foi exposto, o conhecimento da importância do exame andrológico para seleção de machos para melhor genética do rebanho índice de prenhez e diminuição de animais com patologias, é essencial.

A alimentação tem influência na concentração sanguínea dos indicadores do perfil metabólico. Existem diversos fatores ou situações nas quais as concentrações dos metabólitos aumentam ou diminuem no sangue. Estas variações são estudadas nos perfis metabólicos, tratando de identificar deficiências ou excessos de alguns nutrientes ou, também, de

diagnosticar alterações bioquímicas que diminuem a produção, a fertilidade ou são responsáveis por doenças e mortes de animais.

Através da análise sanguínea foi possível reconhecer, os benefícios ou malefícios provocados pela alimentação fornecida aos cordeiros. Com o conhecimento será possível ajustar e corrigir rações (dietas) de modo a atender os objetivos desejados no animal. Acredito que contribuirá, enormemente, para o meu crescimento profissional.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

Revista Brasileira Reprodução Animal, Belo Horizonte, volume.32, numero.3, pagina.159-167, jul./set. 2008.**Avaliação andrológica e tecnologia do sêmen caprino Andrologic evaluation and technology of caprine sêmen**; Disponível em www.cbra.org.br

ASHDOWN, R.R.; HAFEZ, E.S.E. **Anatomia da Reprodução Masculina**. In: E.S.E. HAFEZ. Reprodução Animal. 6 ed. São Paulo: Manole, cap. 1, p.3-20. 1995.

ATTAL, J. e COUROT, M. **Developpement testiculaire et établissement de la spermatogênese chez le taureau. Annals Biological Animal Biochimics**, v.3, p.219-241,

AURICH, J.E.; HOPPE, H. **Seminal plasma effects membrane integrity and motility of equine spermatozoa after cryopreservation. Theriogenology**, v.46, p.791-797, 1996.

ANDRADE, V.J.**Seleção de machos do rebanho, objetivando aumentar a eficiência reprodutiva. Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 10, n.101, p.56, 1982

BUENO, L.G. de F. **Considerações sobre o exame andrológico em touros**. Espírito Santo do Pinhal - SP, 1999. Relatório de E.M.S. - CREUPI.

COSTA E SILVA, E.V.; FONSECA, V.O.; HERMANY, A.; LANA RIOS, C.M.; D'ARCE, R.D. e FLECHTMANN, C.H.W. **Introdução a anatomia e fisiologia animal**. São Paulo-SP: Nobel, p.155-161, 1980.

CORTELL, J. M. **Involvement of seminal plasma in goat sperm preservation. In: Proc. 5TH Int. Conf. on Goats.**, vol. II, New Delhi, India, 1992, p. 290-297.

CASTRO, A. C. S.; BERNDTSON, W. E.; CARDOSO, F. M. **Cinética e quantificação da espermatogênese: bases morfológicas e sua aplicação em estudos da reprodução de mamíferos.** Revista Brasileira de Reprodução Animal, v.21, n.1, p.25-34, 1997.

COLÉGIO BRASILEIRO DE REPRODUÇÃO ANIMAL. **Manual para exame andrológico e avaliação de sêmen animal.** 2ª ed. Belo Horizonte-MG, p. 6-49, 1998.

COLÉGIO BRASILEIRO DE REPRODUÇÃO ANIMAL – **CBRA.** **Manual para exame andrológico e avaliação de sêmen animal.** 2ª ed. Belo Horizonte: CBRA, 1998. 49p.

DADOUNE, J.; DEMOULIN, A. **Structure and function of testis.** **Reproduction in mammals and man**, cap. 13, pag.227-255, 1993.

FRANÇA, L.R.; YE, S.J.; YING, L.; SANDBERG, M.; RUSSELL, L.D. **Morphometry of rat germ cells during spermatogenesis.** **The Anatomical Record**, v. 241, p.181-204, 1995.

FONSECA, V.O.; VALE FILHO, V.R. do; MIES FILHO, A.; ABREU, JJ. **Procedimentos para exame andrológico e avaliação de sêmen animal.** **Colégio Brasileiro de Reprodução Animal.** Belo Horizonte - MG. p. 1-79, 1992.

FONSECA, O.F.; VALE FILHO, V.R.; MIES FILHO, A.; ABREU, J.J. **Procedimentos para Exame Andrológico e Avaliação do Sêmen.** **Colégio Brasileiro de Reprodução Animal.** 1991. 79p.

MAIA M.S. **Manual de inseminação artificial em caprinos e ovinos.** Natal: SEBRAE/RN, EMPARN, 1997. 52p

MIES FILHO, A.; DUTRA, J.; GIRÃO, R. N. **Congelação do sêmen ovino na primavera.** **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v.5, p.27-57, 1982.

GODINHO, H. P.; CARDOSO, F.M.; NASCIMENTO, J.F. do. **Anatomia dos ruminantes domésticos.** Instituto de Medicina Veterinária - Brasil. 1985. p.395-406.

GARNER, D.L.; HAFEZ, E. S. E. **Espermatozóide e Plasma Seminal (Cap. 7).** In: HAFEZ, E. S. E. **Reprodução Animal**, 7ª ed. São Paulo: Editora Manole, 582 p. 2004.

GOYAL, H.O.; WILLIAMS, C.S.; KHALIL, M.K.; VIG, M.M.; MALONEY, M.A. **Postnatal differentiation of ductus deferents, tail of the epididymis, and distal body of epididymis in goats occurs independently of the testis fluid.** *Anatomical Records*, v. 254, p.508-520, 1999.

HAFEZ, E.S.E. **Reprodução Animal**. Editora Manole Ltda. São Paulo-SP, 6ª Edição, 582p. 1995.

HAHN, J., FOOTE, R. H., SEIDEL JR., G. E. **Testicular growth and related sperm output in dairy bulls.** *Journal of Animal Science*, v.29, n.1, p.41-47, 1969.

JOHNSON, L.; WILKER, C.E.; CERELLI, J.S. **Spermatogenesis in the bull.** *Technical Conference on Artificial Insemination and Reproduction*, v. 15, p. 9-27, 1994.

JOHNSON, L.; BLANCHARD, T.L.; VARNER, D.D.; SCRUTCFIELD, W.L. **Factors affecting spermatogenesis in the stallion.** *Theriogenology*, v.48, pag.1199-1216, 1997.

JOSIR LAINE VESCHI DOUTORANDA MEDICINA VETERINÁRIA PREVENTIVA UNESP/FCAV Embrapa **Linfadenite Caseosa**, Meio-Norte Sistemas de Produção, 1ISSN 1678-8818 Versão Eletrônica Jan/2003

MAURÍCIO BARBOSA SALVIANO¹; JOSÉ ADALMIR TORRES DE SOUZA, **Avaliação andrológica e tecnologia do sêmen caprino Andrologic evaluation and technology of caprine sêmen**, *Rev Bras Reprod Anim*, Belo Horizonte, v.32, n.3, p.159-167, jul./set. 2008. Disponível em w.cbpa.org.br 161

NALBANDOV, A.V. **Fisiologia de la Reproduccion**. 1ª. Ediccion, Editorial Acribia. Zaragoza, 304p., 1969.

OLIVEIRA, M.F. **Quantificação de células dos túbulos seminíferos e rendimento da espermatogênese em cutias (*Dasyprocta aguti*) criadas em cativeiros.** *Brazilian Journal Veterinari Animal Science*, v.40, Supplement 3, São Paulo, 2003.

PINEDA, N.R.; FONSECA, V.O.; PROENÇA, R.V. **Potencial reprodutivo de touros Nelore: libido, capacidade de serviço e eficiência em acasalamentos com elevada proporção de vacas.** *Revista Brasileira de Reprodução Animal*. BeloHorizonte. v.24, n.1, p.44-51, jan./fev., 2000.

REECE, W.O. **Fisiologia de Animais Domésticos**. 1996. 261-280p.

SISSON, S.; GROSMAN, J.R. **Anatomia dos Animais Domésticos**. 5.ed. Rio de Janeiro: Guanabara, v.1, p.561-567, 1986.

SALVIANO ET AL. **Avaliação andrológica e tecnologia do sêmen caprino**. Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal, Sistema de Información Científica, RÔMULO J. VIEIRA, FERNANDA T. S. CARDOSO, LAURITA M. DE AZEVEDO, LUÍS A. L. DA CUNHA, MAURÍCIO B. SALVIANO

VALE FILHO, V. R. do. **Subfertilidade em touros: Parâmetros para avaliação andrológica e conceituação geral**. **Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia**. Belo Horizonte: F.E.P.M.V.Z. n.35, p.81-87, ago. 2001a.

