



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
SETOR PALOTINA
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

JÚLIA MARINA ZANOTELLI

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO
ATIVIDADES DO ESTÁGIO OBRIGATÓRIO SUPERVISIONADO
Área: Clínica Médica, Cirúrgica e Reprodução de Bovinos

PALOTINA
2021

JÚLIA MARINA ZANOTELLI

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO
ATIVIDADES DO ESTÁGIO OBRIGATÓRIO SUPERVISIONADO

Área: Clínica médica, cirúrgica e reprodução de bovinos

Relatório apresentado como parte das exigências para a conclusão do Curso de Graduação em Medicina Veterinária da Universidade Federal do Paraná.

Aluna: Júlia Marina Zanotelli GRR 20167785

Orientadora: Profa. Dra. Geane Maciel Pagliosa

Supervisores: M.V. Cleiton Antunes da Silva e
Profa. Dra. Viviani Gomes

PALOTINA - PR

2021

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradeço a Deus pelo dom da vida, por sua benção e proteção, por me permitir realizar esse trabalho e conquistar esse sonho.

Aos meus pais Alceu e Marlene e minha irmã Natália, por todo apoio e incentivo, por entenderem minha ausência em diversos momentos, por investirem no meu sonho e sonharem comigo. Sou eternamente grata a vocês.

Ao meu amigo e namorado Luiz Manoel, obrigada por me incentivar sempre, por acreditar em mim quando nem eu mesma acreditava e por se fazer presente em todos os momentos, me ajudando a superar os desafios com tanta paciência.

Aos meus tios Mauro e Jucirlei, por me acolherem como filha diversas vezes, cuidarem de mim, acreditarem no meu potencial e me encorajarem a não desistir.

A Liliane, minha amiga-irmã, pela parceria durante todos esses anos, por todos os momentos compartilhados, aprendizados e risadas, pelos conselhos, dicas e motivações. Agradeço também a você e sua família por me acolherem tão bem em Carambeí. Você é muito especial e agradeço muito pela sua amizade.

A minha primeira dupla da graduação, Mariana, que tanto me ajudou. Aos meus amigos Ricardo, Bárbara e Kelin, por estarem comigo em todos os momentos, serem abrigo nos momentos difíceis e celebrarem minhas conquistas como suas.

Ao pessoal da fazenda Vale do Jotuva por me receberem tão bem, em especial a equipe de manejo e aos Médicos Veterinários Cleiton e Alex, agradeço o conhecimento compartilhado e as oportunidades. Sempre lembrarei de vocês com carinho.

Aos residentes do CBPR – HOVET/USP, agradeço a companhia durante o mês de estágio, pelos aprendizados e experiências. Também agradeço aos professores da FMVZ USP pelos ensinamentos nesse período de estágio.

A Bruna e a Paloma, que tornaram meus dias em São Paulo mais leves e divertidos. Esse período foi marcante graças a vocês. A família Honorato Ferreira, obrigada de coração por me acolherem tão bem.

A minha supervisora Profa. Dra. Geane Pagliosa, não apenas pela orientação nesta etapa, mas por todos ensinamentos e oportunidades concedidas durante a graduação. Tenho você como inspiração.

Ao Prof. Sérgio Fernandes, pela parceria na produção científica, por acreditar em mim e me conceder estas oportunidades, me permitindo tamanho crescimento e aprendizado. Sou grata e lhe admiro muito.

Aos residentes, professores, Médicos Veterinários e demais profissionais que tive a oportunidade de acompanhar durante estes anos, que me ensinaram muito além da Medicina Veterinária, agradeço imensamente por cada aprendizado. Todos fazem parte da minha trajetória.

A todas as amizades que construí durante a graduação, cursos e estágios, que compartilharam experiências profissionais, além de suas vivências e histórias, tornando os momentos mais leves e memoráveis.

Agradeço a todos que de uma forma ou outra contribuíram para que esse sonho se realizasse.

“E você aprende que realmente pode suportar, que realmente é forte, e que pode ir muito mais longe depois de pensar que não se pode mais. E que a vida realmente tem valor, e que você tem valor diante da vida.”

(William Shakespeare)

RESUMO

O presente relatório relata sobre as atividades desenvolvidas dentro da disciplina de estágio obrigatório da Universidade Federal do Paraná, sendo a primeira fase realizada na Fazenda Vale do Jotuva, em Carambeí – PR no período de 08 de setembro a 30 de outubro de 2021, sob supervisão do Médico Veterinário Cleiton Antunes da Silva. Foi possível acompanhar a rotina de uma fazenda leiteira de alta produção, com manejos e casuística comuns deste sistema. A segunda fase do estágio ocorreu na Clínica de Bovinos e Pequenos Ruminantes da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da USP, em São Paulo – SP, no período de 01 a 30 de novembro de 2021, sob supervisão Profa. Dra. Viviani Gomes. O estágio, assim como a elaboração deste relato, foi orientado pela Profa. Dra. Geane Maciel Pagliosa. São contemplados neste relatório as descrições da estrutura e funcionamento dos locais onde o estágio foi realizado, assim como as atividades executadas e casos clínicos acompanhadas durante o período, incluindo uma breve revisão teórica dos mesmos.

Palavras-chave: Clínica cirúrgica. Clínica médica. Reprodução bovina.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 – Farmácia (A) e sala de preparo do leite (B) do bezerreiro	16
FIGURA 2 – Estrutura das baias individuais dos bezerros e sistema de identificação de animais doentes	16
FIGURA 3 – Baias coletivas onde as bezerras são mantidas até o desmame (A; B), corredor com bebedouros e cocho de água (C) e aleitamento coletivo em balde Milk Bar® (D).....	17
FIGURA 4 – Confinamento das novilhas de recria em estrutura de <i>Free Stall</i> (A), com canzil de contenção (B). Baia de alojamento de animais doentes, em sistema de <i>Compost Barn</i> (C). Farmácia do setor dois (D).....	19
FIGURA 5 – Estrutura do confinamento das vacas lactantes (A), em sistema de <i>Free Stall</i> com cama de serragem (B) e sistema de <i>Cross Ventilation</i> , com destaque para as placas evaporativas (C) e exaustores (D).....	20
FIGURA 6 – Sala de espera para ordenha (A) e sala de ordenha (B).	21
FIGURA 7 – Farmácia central da fazenda (A), área de manejo dos animais (B) e tronco de casqueamento (C).....	22
FIGURA 8 – Vista externa da sede da fazenda (A), refeitório (B), vestiário (C) e sala dos tanques de armazenamento de leite (D).	23
FIGURA 9 – Área de separação de dejetos (A), com tanques para separação da parte sólida e líquida (B). Dejetos sólidos a ser destinado para adubação agrícola (C) e biodigestor (D).....	24
FIGURA 10 – Estrutura de <i>Free Stall</i> de vacas e novilhas pré-parto (A), com baia de parição (B) e baia para vacas recém-paridas (C). Baia individual para alojamento de neonatos (D)	25
FIGURA 11 – Amostra de leite coletado para cultura (A), estrutura do mini-laboratório OnFarm® para cultura na fazenda (B; C) e identificação de casos de mastite grau 1 (D).....	30
FIGURA 12 – Etapas do processo de secagem de novilhas, com a aplicação de pré-dipping (A), desinfecção dos tetos (B), administração do medicamento intramamário (C) e aplicação do pós-dipping (D).....	32
FIGURA 13 – Aplicação de BSTr na aplicação adjacente à inserção da cauda.....	35
FIGURA 14 – Coleta de sangue por venopunção coccígea (A) e avaliação de corpos cetônicos com aparelho FreeStyle Optium Neo®	36

FIGURA 15 – Etapas da cirurgia de omentopexia: anestesia local (A), secção das camadas musculares (B), fixação do omento próximo a região do piloro (C), sutura das camadas musculares (D), sutura da pele (E) e curativo após o término do procedimento (F)	39
FIGURA 16 – Linha do tempo do protocolo de IATF.....	41
FIGURA 17 – Fachada da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia - USP...	43
FIGURA 18 – Piquete externo (A), balança para pesagem de bovinos (B), troncos de contenção (C) e baia de quarentena (D).....	45
FIGURA 19 – Baias de pequenos ruminantes (A), baias grandes (B), balança de pequenos ruminantes (C) e sala de atendimentos internos (D)	46
FIGURA 20 – Pia com equipamentos de ordenha (A), sala com colchão (B) e sala de diagnóstico por imagem (C)	47
FIGURA 21 – Laboratório de parasitologia (A; B) e laboratório de hematologia (C; D)	48
FIGURA 22 – Tubos de sangue e capilares (A), microcentrífuga com capilares dispersos (B), capilar após centrifugação (C), leitura de hematócrito (D), leitura de proteína plasmática pelo refratômetro (E) e equipamento para banho-maria (F)..	51
FIGURA 23 – Amostras de fezes pesadas e materiais para realização do exame (A), solução hipersaturada de NaCl e demais materiais (B), fezes sendo dissolvidas (C), solução sendo coada (D), solução em repouso para haver a flutuação dos ovos (E) e adição do sobrenadante na câmara de McMaster (F).....	53
FIGURA 24 – Ovo de <i>Strongyloidea</i> (A) e ovo de <i>Strongyloide</i> (B)	53
FIGURA 25 – Lâminas após esfregaço sanguíneo (A) e lâminas após coloração (B)	54
FIGURA 26 – Esfregaço sanguíneo evidenciando corpúsculos intraeritrocitários condizentes com <i>Anaplasma marginale</i> (círculos).....	55
FIGURA 27 – Tiras reagentes para avaliação de pH ruminal (A), amostra de líquido ruminal com azul de metileno (B), comparação das amostras de líquido ruminal com e sem azul de metileno (C) e avaliação microscópica dos protozoários ruminais (D)	58
FIGURA 28 – Dia 1 - quando a ferida foi identificada (A); Dia 4 - ferida após a limpeza (B); Dia 7 - aspecto da ferida após a limpeza e previamente a realização	

da TFD (C); Dia 12 - ferida após limpeza e previamente realização da TFD (D); Dia 15 - ferida previamente a limpeza e curativo (E).....	60
FIGURA 29 – Aplicação da solução de azul de metileno sobre a ferida (A) e realização da laserterapia (B).....	61

LISTA DE GRÁFICOS

GRÁFICO 1 – Prevalência de casos de mastite no período de estágio, conforme classificação em graus	27
--	----

LISTA DE QUADROS

QUADRO 1 - Descrição dos medicamentos usados para tratamento de mastites grau 1	30
QUADRO 2 - Descrição dos medicamentos usados para tratamento de mastites grau 2	31
QUADRO 3 - Descrição dos medicamentos usados para tratamento de mastites grau 3	31
QUADRO 4 – Descrição dos antibióticos intramamários utilizados na terapia de vaca seca	33
QUADRO 5 – Vacinas aplicadas no protocolo de secagem de vacas e novilhas	34
QUADRO 6 – Protocolo de Inseminação Artificial em Tempo-Fixo utilizado na fazenda Vale do Jotuva	40
QUADRO 7 – Valores de referência dos parâmetros hematológicos que são realizados no laboratório da CBPR	51

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – Casuística de manejos realizados durante o estágio na fazenda Vale do Jotuva	26
TABELA 2 – Casuística de casos clínicos acompanhados durante o estágio na fazenda Vale do Jotuva.....	26
TABELA 3 – Perfil de etiologia dos casos de mastite acompanhados, conforme resultado em cultura OnFarm®, subagrupados nos graus de classificação da doença.....	28

LISTA DE SIGLAS

BID	Duas vezes ao dia
BHBA	β -hidroxibutirato
BSTr	Somatotropina bovina recombinante
CBPR	Clínica de bovinos e pequenos ruminantes
CCS	Contagem de células somáticas
DAD	Deslocamento de abomaso à direita
DAE	Deslocamento de abomaso à esquerda
DEL	Dias em lactação
ECP	Cipionato de estradiol
FMVZ	Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia
GnRH	Hormônio liberador de gonadotrofinas
HOVET	Hospital Veterinário
IATF	Inseminação Artificial em Tempo-Fixo
IGF-1	Fator de crescimento semelhante à insulina tipo 1
IM	Intramuscular
IV	Intravenosa
LH	Hormônio luteinizante
NaCl	Cloreto de sódio
OPG	Ovos por grama de fezes
PGF2 α	Prostaglandina F2 alfa
SC	Subcutânea
SID	Uma vez ao dia
TFD	Terapia fotodinâmica
USP	Universidade de São Paulo

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	14
2 FAZENDA VALE DO JOTUVA.....	15
2.1 DESCRIÇÃO DO LOCAL	15
2.1.1 Setor um: bezerros.....	15
2.1.2 Setor dois: novilhas.....	18
2.1.3 Setor três: sede e vacas lactantes.....	19
2.1.4 Setor quatro: pré-parto e pós-parto recente.....	24
2.2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS.....	26
2.2.1 Ordenha, qualidade do leite e mastite.....	28
2.2.2 Manejo de vaca seca - secagem	31
2.2.3 Aplicação de somatotropina bovina.....	34
2.2.4 Lote pós-parto e doenças do período de transição.....	35
2.2.5 Manejos reprodutivos.....	40
3 CLINICA DE BOVINOS E PEQUENOS RUMINANTES – HOVET/FMVZ USP.....	43
3.1 DESCRIÇÃO DO LOCAL	43
3.2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS.....	48
3.2.1 Exames hematológicos.....	49
3.2.2 Contagem de ovos por grama de fezes.....	52
3.2.3 Pesquisa de hematozoários.....	54
3.2.4 Sondagem, coleta e avaliação de líquido ruminal.....	56
3.2.5 Tratamento de ferida com miíase.....	59
4 CONSIDERAÇÕES FINAIS	62
REFERÊNCIAS.....	63

1 INTRODUÇÃO

O estágio supervisionado obrigatório é atividade essencial na formação do Médico Veterinário para consolidar sua formação através da oportunidade de aplicar os conhecimentos teóricos adquiridos durante a graduação. Além disso, permite aos discentes acompanharem profissionais já atuantes no mercado de trabalho e na área profissional que deseja atuar, possibilitando um maior aprendizado e troca de experiências profissionais e interpessoais.

A primeira parte do estágio foi realizada na fazenda Vale do Jotuva, em Carambeí-PR, no período de 08 de setembro a 29 de outubro de 2021, com carga horária de 40 horas semanais, sob orientação do Médico Veterinário Cleiton Antunes da Silva. A segunda parte do estágio foi realizada na Clínica de Bovinos e Pequenos Ruminantes (CBPR) do Hospital Veterinário (HOVET) da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia (FMVZ) da Universidade de São Paulo (USP), localizada em São Paulo – SP, que ocorreu no período de 01 a 30 de novembro de 2021, com carga horária de 40 horas semanais, sob orientação da Profa. Dra. Viviane Gomes.

A área de Clínica Médica, Cirúrgica e Reprodução de Bovinos foi escolhida para a realização do estágio, devido ao interesse pessoal nestas temáticas. Os locais de estágio foram escolhidos de forma estratégica, primeiramente na fazenda Vale do Jotuva, por localizar-se em uma bacia leiteira de prestígio nacional e possuir um sistema de confinamento dos animais relativamente novo no país, possibilitando novas experiências e interação com diversos profissionais locais. Já na CBPR – FMVZ USP, por ser um setor exclusivamente de ruminantes, além de permitir contato e aprendizados com professores renomados.

2 FAZENDA VALE DO JOTUVA

2.1 DESCRIÇÃO DO LOCAL

Fundada em 1963, a fazenda Vale do Jotuva é uma sociedade familiar sediada em Catanduvas, distrito de Carambeí, localizada nos Campos Gerais do Paraná, região referência na produção leiteira.

Com cerca de 800 hectares, a fazenda abrange atividades de pecuária leiteira e agricultura (com produção voltada a alimentação dos animais). O rebanho é composto por aproximadamente 2.270 animais da raça Holandesa, sendo 940 vacas em lactação com produção média diária de 39 litros de leite por vaca, totalizando uma produção variável de 36.660 litros de leite por dia. A estrutura destinada à pecuária é dividida em setores, conforme a idade e fase de produção:

- Setor um: bezerreiro, onde são alocados os bezerros acima de sete dias de vida, até completarem seis meses;
- Setor dois: destinado às novilhas entre seis e dezenove meses de idade, até estarem gestantes;
- Setor três: destinado às vacas em lactação, abrangendo também a ordenha e sede da fazenda;
- Setor quatro: engloba vacas pré-parto (30 dias antes de parir) e pós-parto (dois dias após parir), além de um espaço para as bezerras até sete dias de idade.

2.1.1 Setor um: bezerros

Localizado a 6 Km da sede, o barracão com 150 m² conta com vestiário, banheiros, farmácia (FIGURA 1A), sala para preparo do leite (FIGURA 1B), e uma estrutura onde os bezerros são alocados. Bezerras de sete a trinta dias são mantidas em gaiolas individuais elevadas (FIGURA 2A), com cama de palha, contendo bebedouro do tipo chupeta para ingestão de água e balde onde é fornecido ração peletizada (FIGURA 2B). Para o aleitamento dos animais utiliza-se os baldes amamentadores individuais Milk Bar®. Nesta fase, há um sistema de identificação de animais em tratamento (FIGURA 2C) ou sadios (FIGURA 2D) e da quantidade de leite a ser fornecido através de ímãs ilustrados que são colocados nas gaiolas.

FIGURA 1 – Farmácia (A) e sala de preparo do leite (B) do bezerreiro.



FONTE: o autor (2021).

FIGURA 2 – Estrutura das gaiolas individuais dos bezerros (A; B) e sistema de identificação de animais doentes (C) e saudáveis (D).

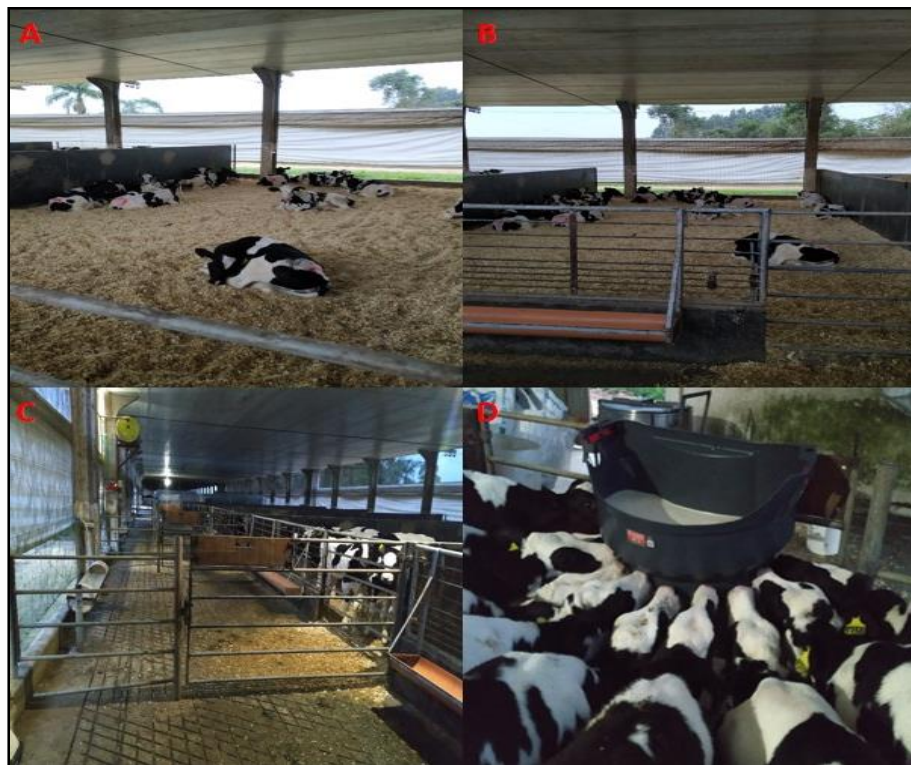


FONTE: o autor (2021).

Após os 30 dias, as bezerras são realocadas em baias coletivas forradas com maravalha (FIGURA 3A e B), onde permanecem até o desmame. O grupo de animais de cada baia é formado conforme peso e idade. Os cochos de água e ração são coletivos para cada lote, localizados no corredor (FIGURA 3C), onde os animais

têm acesso constante. A água é ofertada aquecida em temperatura média de 26 a 28°C para estimular a ingestão voluntária, a alimentação é baseada em ração e silagem de cevada, complementando o aleitamento. O aleitamento dos animais é realizado duas vezes ao dia, às 7 e 14 horas, no volume de 3 litros por animal, utilizando-se de leite em pó (Kalvolac Quick - Nutrifeed®) para o preparo, seguindo as recomendações do fabricante para a diluição. É ofertado em um sistema de mamadeiras coletivas da marca Milk Bar®, com capacidade para alimentar dez animais simultaneamente (FIGURA 3D). Os animais são pesados semanalmente até o desmame, que é realizado quando estão com mais de 60 dias de vida e peso superior a 80 Kg.

FIGURA 3 – Baias coletivas onde as bezerras são mantidas até o desmame (A; B), corredor com bebedouros e cocho de água (C) e aleitamento coletivo em balde Milk Bar® (D).



FONTE: o autor (2021).

Após o desmame, as bezerras continuam alojadas em baias coletivas, em sistema semelhante a *Compost Barn*, com cama de serragem. Permanecem neste setor até completarem seis meses, quando são transferidas para o setor dois.

2.1.2 Setor dois: novilhas

A recria das novilhas acima de seis meses é feita em sistema semi-extensivo, localizado a 2 Km da sede. A instalação é adaptada, utilizando baias anteriormente usadas para criação de suínos e está sendo usada temporariamente até a conclusão do novo barracão destinado a esta fase de criação. Com idade aproximada de 12 meses os animais são transportados para outro confinamento, localizado a 1 Km da sede.

O confinamento segue o modelo de *Free Stall* (FIGURA 4A) com camas emborrachadas e piso de concreto vazado nos corredores e canzís para contenção (FIGURA 4B). São três lotes de animais, divididos conforme o peso e/ou idade: lote 1: novilhas de idade inferior a 14 meses; lote 2: novilhas com peso superior a 450 kg e idade superior a 14 meses; lote 3: demais novilhas acima de 14 meses. Há também um lote de animais doentes ou machucados que ficam separados em um sistema de *Compost Barn* com cama de serragem, por oferecer mais conforto a estes animais (FIGURA 4C). Neste setor, a fim de facilitar a rotina, há também uma pequena farmácia, com medicações básicas utilizadas nas novilhas além de materiais necessários para a inseminação, como botijão com nitrogênio líquido para armazenamento de sêmen, descongelador de sêmen, entre outros (FIGURA 4D).

As novilhas são pesadas quinzenalmente. Quando atingem 360 Kg e completam 14 meses, são consideradas aptas para iniciar a fase reprodutiva e começam a ser inseminadas. Nesses animais não é realizado protocolo de Inseminação Artificial em Tempo-Fixo (IATF), realizando apenas indução de ovulação com prostaglandina (PGF₂α), como será descrito posteriormente. Para a inseminação das novilhas, nos casos de cio natural ou induzido, é utilizado sêmen sexado onde a escolha do reprodutor ocorre mediante acasalamento genético prévio. Semanalmente são submetidas a exame ultrassonográfico para avaliação ovariana e diagnóstico de gestação (em média 25 dias após serem inseminadas). Após confirmada a gestação e realizada a sexagem fetal (com 56 a 65 dias de gestação), as fêmeas são remanejadas para piquetes em sistema semi-intensivo, onde permanecem até 30 dias pré-parto.

FIGURA 4 – Confinamento das novilhas de recria em estrutura de *Free Stall* (A) com canzil de contenção (B). Baia de alojamento de animais doentes, em sistema de *Compost Barn* (C). Farmácia do setor dois (D).



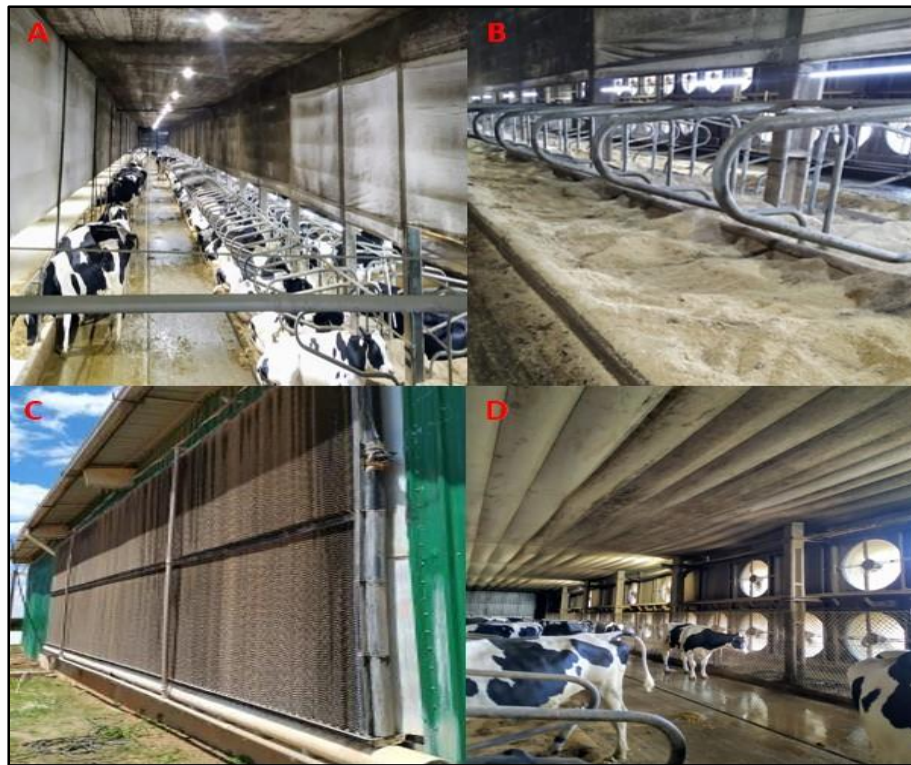
FONTE: o autor (2021).

2.1.3 Setor três: sede e vacas lactantes

As vacas lactantes permanecem confinadas em *Free Stall* com cama de serragem (FIGURA 5A; B), contando também com sistema *Cross Ventilation* (ventilação cruzada) para controle de temperatura, proporcionando bem-estar e condições favoráveis para a produção leiteira. Além disso, há também em todos os lotes o sistema de *Scraper®*, raspador automático, nos corredores para remoção dos dejetos dos animais.

O sistema de *Cross Ventilation* é caracterizado por barracões fechados, com a presença de placas evaporativas (FIGURA 5C) e exaustores (FIGURA 5D) em extremidades opostas, de forma que o ar seja puxado para dentro do barracão pelos exaustores após ter sido resfriado nas placas evaporativas. A placa evaporativa é uma estrutura feita de celulose com forma de colmeia, que é mantida molhada pelo gotejamento de água, de forma que a água evapora durante a passagem do ar, mantendo a temperatura interna em torno de 17 a 23° C.

FIGURA 5 – Estrutura do confinamento das vacas lactantes (A), em sistema de *Free Stall* com cama de serragem (B) e sistema de *Cross Ventilation*, com destaque para as placas evaporativas (C) e exaustores (D).



FONTE: o autor (2021).

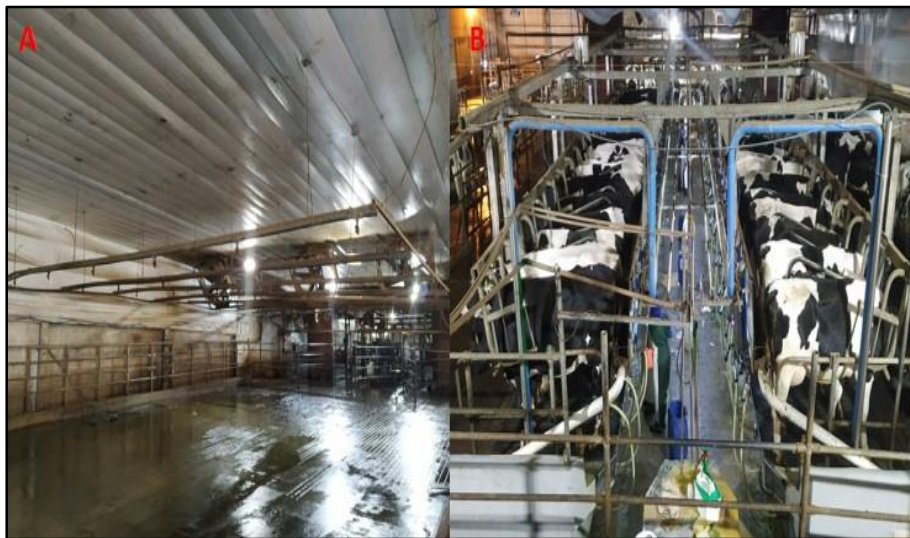
As vacas lactantes são divididas em nove lotes, conforme a categoria e produção, sendo:

- Lote 1: vacas de baixa produção (inferior a 20 litros), com mais de 160 dias em lactação (DEL);
- Lote 2: primíparas;
- Lote 3: primíparas e múltíparas acima de 100 dias em lactação e alta produção (superior a 20 litros);
- Lote 4: múltíparas de alta produção (superior a 20 litros);
- Lote 5: animais com cultura positiva para agentes contagiosos causadores de mastite, como *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus agalactiae*, *Mycoplasma* spp. e *Prototheca* spp.
- Lote 6: vacas entre 2 a 25 dias após o parto;
- Lote 7: animais em tratamento com antimicrobianos, identificadas com fita vermelha acima do boleto do membro pélvico direito, além de marcação com bastão vermelho no úbere e membros pélvicos;
- Lote 9: vacas secas;

- Lote 10: enfermaria em modelo de *Compost Barn*, localizada ao lado da sala de ordenha e da farmácia, onde ficam as vacas com problemas de locomoção, recém-operadas ou debilitadas.

A sala de espera para a ordenha (FIGURA 6A) possui um sistema de aspersão e ventilação, visando minimizar o estresse térmico enquanto os animais estão nesse espaço. A sala de ordenha (FIGURA 6B) é construída baseada no sistema “*side-by-side*”, com vinte animais em cada lado, totalizando quarenta vacas a serem ordenhadas simultaneamente. Os ordenhadores ficam no fosso de ordenha, em um nível abaixo dos animais, facilitando a realização dos procedimentos. Neste local, há ainda piso emborrachado preto onde as vacas serão ordenhadas, de forma a favorecer a visualização de grumos quando os três primeiros jatos de leite são descartados.

FIGURA 6 – Sala de espera para ordenha (A) e sala de ordenha (B).

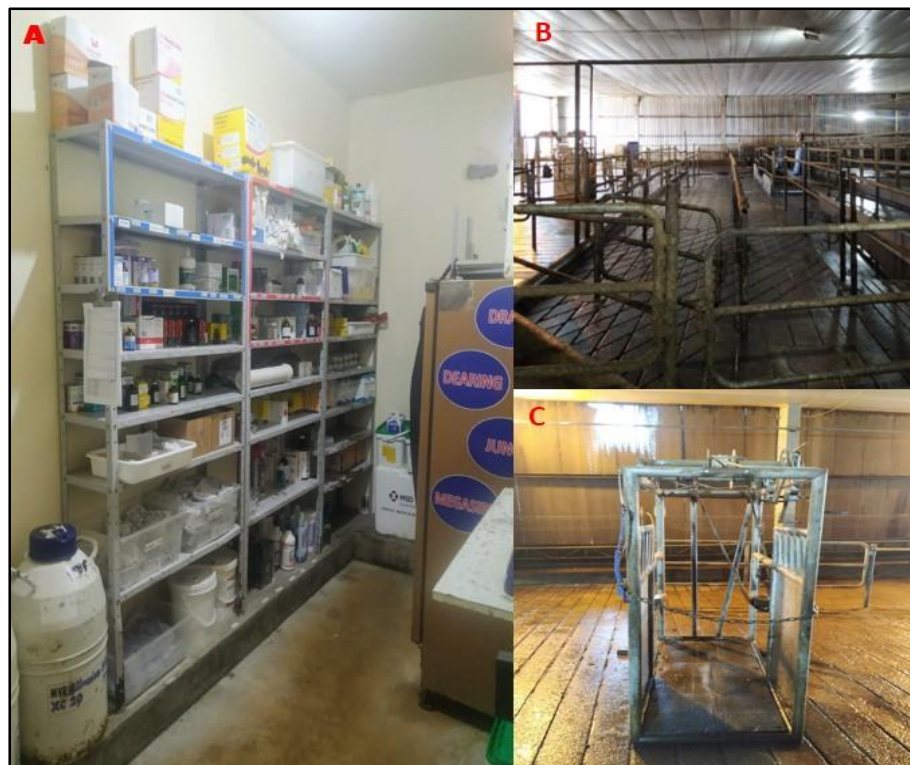


FONTE: o autor (2021).

Ainda no barracão das vacas em lactação há uma repartição que funciona como escritório, onde está o computador com os sistemas utilizados na fazenda (SmartDairy® e HerdMetrix®) e outros arquivos dos animais, além da farmácia central com medicamentos diversos e demais itens utilizados na rotina (FIGURA 7A). Há também uma sala onde fica o minilaboratório OnFarm® para cultura microbiológica, utilizada para identificar os agentes causadores de mastite e orientar o tratamento.

A área de manejo dos animais (FIGURA 7B) fica entre a sala de ordenha e a farmácia, contando com um portão eletrônico para separação das vacas após a ordenha, através da identificação dos botões que possuem na orelha. Há um tronco coletivo utilizado rotineiramente para medicação dos animais, além de procedimentos como vacinações, manejos reprodutivos, entre outros. Paralelamente, há um tronco para casqueamento (FIGURA 7C), utilizado também para examinar e medicar animais, conforme a necessidade.

FIGURA 7 – Farmácia central da fazenda (A), área de manejo dos animais (B) e tronco de casqueamento (C).



FONTE: o autor (2021).

A sede da fazenda (FIGURA 8A) conta ainda com refeitório (FIGURA 8B) e vestiário para os funcionários (FIGURA 8C); escritório e sala de reuniões; sala do “chiller”; sala de armazenamento de produtos químicos (detergentes de ordenha, produtos de pré e pós-*dipping*) e sala dos tanques de armazenamento de leite (FIGURA 8D), sendo dois resfriadores com capacidade de estocagem de 30.000 litros cada.

FIGURA 8 – Vista externa da sede da fazenda (A), refeitório (B), vestiário (C) e sala dos tanques de armazenamento de leite (D).



FONTE: o autor (2021).

Em anexo a sede há também a sala dos geradores, sendo três no total, dois utilizados rotineiramente e um em situações de emergência. Os geradores são alimentados em parte pelo biogás produzido pelo biodigestor da fazenda. É realizada a separação dos dejetos dos animais em partes sólidas e líquidas (FIGURA 9A; B), onde o sólido é tratado com cal hidratado e utilizado como base da cama do *Free Stall* em alguns lotes e também utilizado para adubação de terras agrícolas (FIGURA 9C). Já a fração líquida é armazenada em tanques e destinada ao biodigestor (FIGURA 9D), onde após a decomposição anaeróbica da matéria orgânica, é gerado o biogás. O líquido excedente do biodigestor ainda é utilizado como fertilizante nas lavouras.

FIGURA 9 – Área de separação de dejetos (A) com tanques para separação da parte sólida e líquida (B). Dejetos sólidos a ser destinado para adubação agrícola (C) e biodigestor (D).



FONTE: o autor (2021).

2.1.4 Setor quatro: pré-parto e pós-parto recente

Localizado a 1,5 Km da sede, o barracão destinado às fêmeas pré-parto e pós-parto recente possui instalação de *Free Stall* com camas de areia e sistema de *Cross Ventilation* para controle de temperatura (FIGURA 10A). As fêmeas são transportadas para esta instalação com, em média, 250 dias de gestação (30 dias pré-parto) e ficam até completarem seis ordenhas, em média 2 dias após o parto, quando retornam para o setor três.

Os animais são divididos em lotes: nulíparas, multíparas e vacas pós-parto, estas últimas mantidas em uma baía com cama também de areia. Há também uma baía de parição, que possui cama de palha, para onde são levadas as matrizes quando o momento do parto se aproxima (FIGURA 10B). Após o parto, as fêmeas recebem 10 mL de modificador orgânico (Mod Plus®) por via subcutânea, e são destinadas a uma baía com cama de areia (FIGURA 10C) para facilitar o acesso a ordenha, realizada nesta mesma instalação, até que sejam transportados para o setor três.

Os neonatos permanecem com a vaca durante 15 minutos após o parto, ou até que estejam aptos a se manterem em estação. Então, são alojados nas baias individuais do berçário em anexo ao barracão pré-parto. As baias são higienizadas previamente, forradas de palha e possuem uma lâmpada para o aquecimento das bezerras (FIGURA 10D). Ali recebem colostro proveniente do banco de colostro e é realizado o manejo de cura do umbigo utilizando solução de iodo a 10%. As bezerras permanecem nessa instalação até os 7 dias de idade, quando são transportadas para o setor um. Já os bezerros machos são mantidos em gaiolas isoladas, sendo posteriormente destinados a abate em frigorífico.

A estrutura destinada para os bezerros neonatos também conta com um refrigerador para congelamento do colostro (banco de colostro); aquecedor para descongelamento de colostro em banho-maria; aquecedor utilizado para esquentar o leite de transição que é ofertado às bezerras e pia para higienização das mamadeiras e demais utensílios utilizados.

FIGURA 10 – Estrutura de *Free Stall* de vacas e novilhas pré-parto (A), com baia de parição (B) e baia para vacas recém-paridas (C). Baia individual para alojamento de neonatos (D).



FONTE: o autor (2021).

2.2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

Durante o estágio na fazenda Vale do Jotuva foi possível acompanhar atividades dos diversos setores de produção e auxiliar em atividades de reprodução, clínica, protocolos sanitários, além de reuniões e treinamentos com funcionários, como descritos na tabela 1. A casuística clínica acompanhada está descrita na tabela 2, com destaque para mastites e doenças do período de transição, o que condiz com a realidade de fazendas de alta produção. Os manejos e casos clínicos citados serão descritos a seguir.

TABELA 1 – Casuística de manejos realizados durante o estágio na fazenda Vale do Jotuva.

Manejos realizados	Frequência absoluta (n)	Frequência relativa (%)
Aplicação de Somatotropina	1957	60,66
Protocolo de IATF	175	5,43
Terapia de vaca seca (vacas e novilhas)	109	3,38
Flambagem dos pelos do úbere	870	26,97
Pesagem novilhas recria	115	3,56
Total	3226	100

FONTE: o autor (2021).

TABELA 2 – Casuística de casos clínicos acompanhados durante o estágio na fazenda Vale do Jotuva.

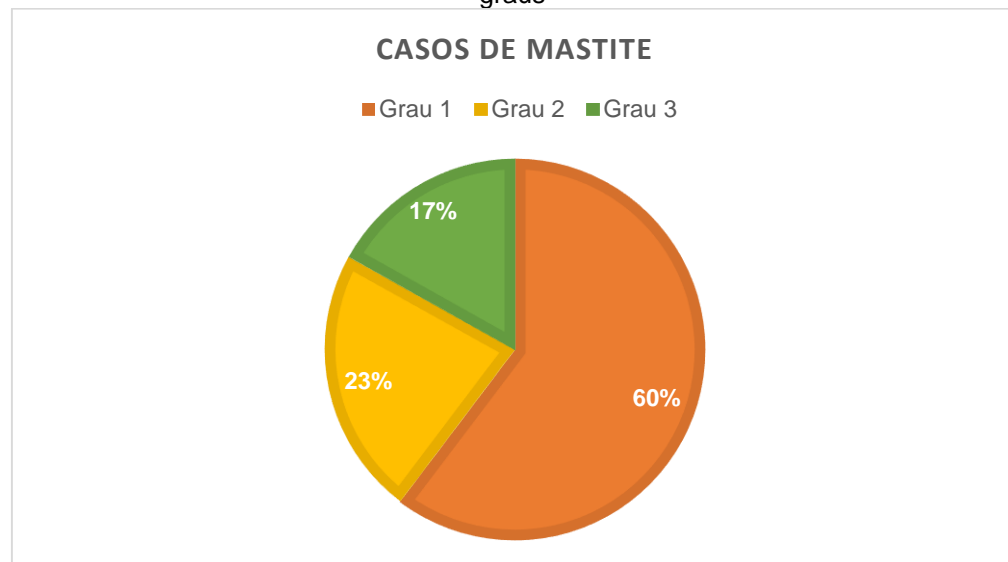
Casos clínicos	Diagnóstico	Frequência absoluta (n)	Frequência relativa (%)
Mastites	Clínico	136	54,84
Cetose	Clínico	36	14,52
Metrite	Clínico	25	10,08
Retenção de placenta	Clínico	14	5,65
Pneumonia	Clínico	10	4,04
Feridas	Clínico	7	2,82
Intoxicação	Clínico	6	2,42
Deslocamento de abomaso a esquerda	Clínico	5	2,02
Úlcera de abomaso	<i>Post-mortem</i>	3	1,21
Reticulo pericardite traumática	<i>Post-mortem</i>	2	0,80
Timpanismo	Clínico	2	0,80
Hipocalcemia	Clínico	1	0,40
Tristeza Parasitária	Clínico	1	0,40
Total		248	100

FONTE: o autor (2021).

Entre os casos de mastite acompanhados, houve maior prevalência de mastite grau 1 (60%), seguida de casos de mastite grau 2 (23%) e grau 3 (17%) (GRÁFICO 1). Ao considerar os agentes causadores de mastite, através dos resultados da cultura realizada na fazenda pelo método de cultivo OnFarm®, verificou-se que a maioria dos quadros de mastite, independente do grau, apresentaram cultura negativa (GRÁFICO 2). A realização da cultura implica em uma economia significativa com tratamentos desnecessários e menor descarte do leite, além de reduzir a ocorrência de resistência bacteriana.

A mastite pode ser classificada em três graus, conforme descrito por Santos e Fonseca (2019) sendo: Grau 1 - quando há alterações no leite como a presença de grumos ou coágulos, pus, sangue ou leite aquoso; Grau 2 – quando há alterações no leite e no úbere ou no quarto mamário afetado, como dor (reação ao toque), rubor, edema, endurecimento do quarto, redução da produção de leite; Grau 3 - quando além das alterações no leite e no úbere, observa-se sinais clínicos sistêmicos, como febre, apatia, redução do consumo de alimento e desidratação.

GRÁFICO 1 – Prevalência de casos de mastite no período de estágio, conforme classificação em graus



FONTE: o autor (2021).

TABELA 3 – Perfil de etiologia dos casos de mastite acompanhados, conforme resultado em cultura OnFarm®, subagrupados nos graus de classificação da doença.

Resultados cultura OnFarm®	Grau 1	Grau 2	Grau 3	Total por agente
Cultura negativa	58	18	4	80
<i>Staphylococcus</i> não-aureus	10	3	0	13
<i>Streptococcus uberis</i>	4	2	1	7
<i>Streptococcus dysgalactiae</i>	2	0	0	2
<i>Escherichia coli</i>	0	1	4	5
<i>Prototheca</i> spp.	3	0	0	3
<i>Lactococos</i> spp.	0	1	0	1
<i>Streptococcus agalactiae</i>	1	0	0	1
<i>Staphylococcus aureus</i>	1	1	0	2
<i>Serratia</i> sp	1	1	0	2
Total por graus	80	27	9	

FONTE: o autor (2021).

2.1.1 Ordenha, qualidade do leite e mastite

A ordenha era realizada três vezes ao dia, nos horários de 4:00, 12:00 e 20:00 horas com três turnos de quatro ordenhadores. Em cada lado da sala de ordenha eram ordenhados 20 animais, de forma que cada funcionário era responsável por realizar os procedimentos em 5 animais.

O procedimento da ordenha seguiam um protocolo padrão, onde primeiramente os tetos eram limpos com papel toalha para remover eventuais sujidades da cama aderidas. Em seguida, era aplicado o pré-*dipping* e então retirado os três primeiros jatos de leite e descartado sobre o tapete escuro, observando o aspecto deste leite e após, os tetos eram secos com papel toalha. Realizava-se mais uma aplicação de pré-*dipping* e novamente os tetos eram secos, para então ser acoplado o conjunto de teteiras e realizar a ordenha. Quando o fluxo de leite era interrompido, o sistema da ordenha entendia que a vaca foi ordenhada, realizando a retirada automática dos conjuntos insufladores, restando aos ordenhadores a aplicação do pós-*dipping* e liberação das vacas.

Era seguida uma ordem dos lotes a serem ordenhados para minimizar a transmissão de patógenos durante este processo (FUZATTI et al., 2021), sendo:

- 1) lote 2: primíparas, que tendem a possuir menor imunidade de glândula mamária;
- 2) lote 4: vacas de alta produção;
- 3) lote 3: primíparas e múltiparas;

- 4) lote 1: vacas de baixa produção e que apresentam maior média de contagem de células somáticas (CCS).

Em seguida, os conjuntos de teteiras eram imersos em solução desinfetante (OxiClean®) a base de Ácido Peracético, em diluição de 0,3% (30 mL para cada 10 litros de água, conforme recomendações do fabricante) e eram secos com papel toalha para realizar a ordenha seguinte. Este procedimento era recomendado para que não haja a eventual transmissão de patógenos para os animais do lote seguinte, que por estarem em um período de imunossupressão poderiam desenvolver mastite mais facilmente.

- 5) lote 6: vacas pós-parto;

- 6) lote 10: enfermaria;

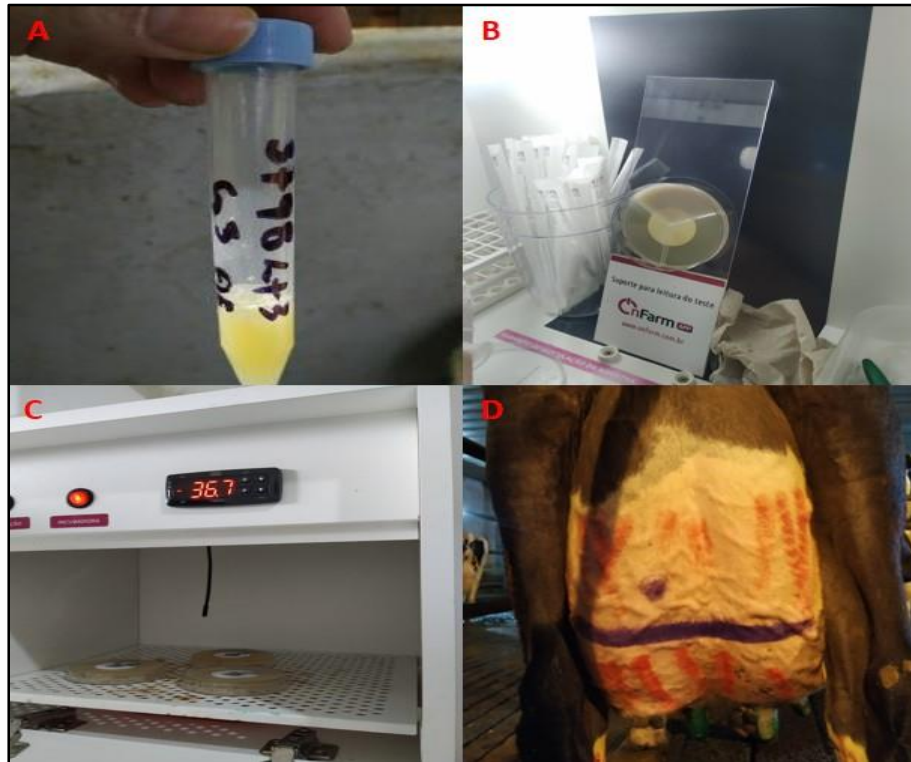
- 7) lote 5: animais positivos para agentes causadores de mastite contagiosa, sendo realizado nova desinfecção dos conjuntos de insufladores, como descrito anteriormente, para a ordenha dos grupos seguintes;

- 8) Lote 7: animais em tratamento com antibióticos, cujo leite era descartado.

Além disso, a cada 2 meses era realizada a flambagem dos pelos do úbere das vacas lactantes, que consiste na queima da pelagem utilizando chama produzida por uma mistura de gás Iso-Butano/Propano, visando minimizar a adesão de sujidades na região dos tetos, reduzindo a contaminação e facilitando a limpeza (COSER et al., 2012). O manejo era realizado imediatamente após as vacas serem ordenhadas no turno da noite, para que o calor produzido não fosse excessivo. Recomenda-se que a queima dos pelos do úbere deve ser realizada por pessoas treinadas, para que seja rápida (10-15 segundos por animal) e eficiente, evitando desconforto e lesões aos animais.

Os ordenhadores eram treinados para a realização do processo de ordenha, para identificação e classificação dos casos de mastite clínica, além do tratamento precoce dos casos observados. Quando casos de mastite eram identificados, avaliava-se o grau de progressão da doença e coletava-se uma amostra de leite (FIGURA 11A) do(s) teto(s) afetados para a cultura que era realizada no minilaboratório OnFarm® (FIGURA 11B; C) na própria fazenda. Se o resultado da cultura fosse negativo, realizava-se o tratamento nos graus 2, se houvesse recidiva, e grau 3. Os protocolos de tratamento de mastite instaurados na fazenda estão descritos abaixo, e seguem recomendação de consultoria técnica para qualidade do leite.

FIGURA 11 – Amostra de leite coletado para cultura (A), estrutura do minilaboratório OnFarm® para cultura na fazenda (B; C) e identificação de casos de mastite grau 1 (D).



FONTE: o autor (2021).

Nos casos de mastite grau 1 a identificação do quarto acometido era realizada no úbere com bastão marcador de cor roxa, com o objetivo de dividir com uma linha o úbere em região anterior e posterior, seguido de um ponto no quadrante que corresponde ao quarto afetado (FIGURA 11D). O tratamento realizava-se em casos de cultura positiva, utilizando antibiótico intramamário e anti-inflamatório sistêmico (QUADRO 1). Após o tratamento com antimicrobiano, era realizada a identificação da vaca com fita vermelha e bastão marcador vermelho.

QUADRO 1 – Descrição dos medicamentos usados para tratamento de mastites grau 1.

Nome comercial	Princípio ativo	Dose	Via de aplicação	Frequência	Tempo de tratamento	Carência
Ubrolixin®	Cefalexina monidratada + Monossulfato de canamicina	10 g	Intramamária	BID	3 a 5 dias*	5 dias
Prador®	Dipirona + Meloxicam	20 mg/kg e 0,4 mg/kg	IM	SID	3 dias	-

*Tratamento de 5 dias caso cultura positiva para agentes: *S. aureus*, *S. uberis* e *Klebsiella*

FONTE: o autor (2021).

Nos casos de mastite grau 2 era realizada a identificação do quarto acometido semelhante ao grau 1, além da identificação do animal com fita e bastão marcador vermelhos. O tratamento (QUADRO 2) era realizado em casos de cultura positiva ou negativa, se o animal for reincidente. Assim, como no no grau 1, casos que não fossem tratados no primeiro momento eram monitorados para acompanhar a evolução e intervir, caso necessário.

QUADRO 2 – Descrição dos medicamentos usados para tratamento de mastites grau 2.

Nome comercial	Princípio ativo	Dose	Via de aplicação	Frequência	Tempo de tratamento	Carência
Ubrolexin®	Cefalexina monoidratada + Monossulfato de canamicina	10 g	Intramamária	BID	5 dias	5 dias
Prador®	Dipirona + Meloxicam	20 mg/kg e 0,4mg/kg	IM	SID	3 dias	-
Tylan®	Tilosina	17,5 mg/kg	IM	SID	3 dias	3 dias

FONTE: o autor (2021).

Em casos de mastite grau 3 realizava-se identificação do animal com fita e bastão marcador vermelhos. O tratamento (QUADRO 3) era preconizado em todos os casos, utilizando antimicrobiano e anti-inflamatórios associados à terapia de suporte, devido ao animal se apresentar mais debilitado.

QUADRO 3 – Descrição dos medicamentos usados para tratamento de mastites grau 3.

Nome comercial	Princípio ativo	Dose/dosagem	Via de aplicação	Frequência	Tempo de tratamento	Carência
Flumast®	Flumetasona + Sulfato de Neomicina + Espiramicina	15 mL/quarto	Intramamária	BID	5 dias	4 dias
Ourotetra®	Oxitetraciclina + Diclofenaco de Sódio	20 mg/kg e 1,0 mg/kg	IM	A cada 48 horas	3 aplicações	7 dias
Fenergan®	Cloridrato de Prometazina	10 mL	IM	SID	3 dias	-
Glicose	Glicose 50%	500 mL	IV	SID	3 dias	-

FONTE: o autor (2021).

2.2.2 Manejo de vaca seca – secagem

O protocolo de secagem da glândula mamária era realizado em vacas e

novilhas em média 60 dias antes do parto, com aproximadamente 220 dias de gestação. O procedimento era realizado também em novilhas pois visava tratar possíveis infecções intramamárias existentes mesmo antes do parto, principalmente causadas por *Staphylococcus aureus*, auxiliando a reduzir os valores de CCS no momento do parto e maximizando a produção (NICKERSON et al., 2020).

No processo de secagem em novilhas era feito primeiramente a aplicação do pré-*dipping* (FIGURA 12A), aguardado 30 segundos para a ação do produto e secagem dos tetos com papel toalha. Em seguida, era realizada a desinfecção cuidadosa da ponta dos tetos com o lenço umedecido em álcool 70% (FIGURA 12B), aplicação do antibiótico intramamário (Orbenin® Extra Dry Cow; FIGURA 12C) seguida de massagem do teto no sentido da ponta para o úbere para uma maior dispersão do medicamento na glândula mamária, finalizando com aplicação do pós-*dipping* (FIGURA 12D).

FIGURA 12 – Etapas do processo de secagem de novilhas, com a aplicação de pré-*dipping* (a), desinfecção dos tetos (b), administração do medicamento intramamário (c) e aplicação do pós-*dipping* (d).



FONTE: o autor (2021).

Nas vacas, o manejo de secagem era realizado após a ordenha, onde buscava-se esgotar totalmente a glândula mamária para evitar acúmulo de leite residual. O protocolo ocorria de forma semelhante ao realizado nas novilhas, porém com utilização de selante intramamário (Teat Seal® - Subnitrato de Bismuto) após a aplicação do antimicrobiano, mimetizando o mecanismo fisiológico de fechamento do canal do teto e criando uma barreira física que impede a ascensão de microrganismos. Os antibióticos intramamários utilizados (QUADRO 4) eram escolhidos para cada animal conforme o controle leiteiro, baseado na CCS e infecções prévias, além de considerar o tempo de carência de cada medicamento para o momento da secagem.

QUADRO 4 – Descrição dos antibióticos intramamários utilizados na terapia de vaca seca.

Nome comercial	Princípio ativo	Classe farmacológica	Tempo de carência
Orbenin® Extra Dry Cow	Cloxacilina Benzatina	β -lactâmico	42 dias
Mamyzin® S	Hidriodeto de Penetamato Penicilina Benetamina Sulfato de Framicetina	β -lactâmico β -lactâmico Aminoglicosídeo	37 dias
Ciprolac® Vaca Seca	Ciprofloxacina	Fluoroquinolonas	59 dias

FONTE: o autor (2021).

Paralelamente a secagem, vacas e novilhas recebiam vacinas (QUADRO 5) visando melhorar sua imunidade no período de transição e prevenir novas doenças durante a lactação, além de produzir um colostro de alta qualidade. As vacas eram identificadas com fita azul acima do boleto em um dos membros pélvicos e transferidas para o lote 9 onde permaneciam até aproximadamente 250 dias de gestação, quando são transferidas para o barracão pré-parto. As novilhas permaneciam no piquete, após a secagem, até 30 dias antes do parto quando também eram remanejadas para o setor pré-parto.

QUADRO 5 – Vacinas aplicadas no protocolo de secagem de vacas e novilhas.

Nome comercial	Doença/agente a prevenir	Volume	Via de aplicação
Rotavec® Corona	Rotavírus Bovino, Coronavírus Bovino e <i>Escherichia coli</i> F5 (K99)	2 mL	IM
Fortress® 7	Carbúnculo sintomático, gangrena gasosa e enterotoxemia dos bovinos.	5 mL	SC
Biopoligen® HS	Diarreia Viral Bovina, <i>Histophilus somni</i> , Rinotraqueíte Infecciosa Bovina, <i>Mannheimia haemolytica</i> , Parainfluenza 3, <i>Pasteurella multocida</i>	5 mL	SC
TopVac®	Mastites Bovina, causadas por <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Escherichia coli</i> , coliformes, <i>Staphylococcus coagulase negativa</i>	2 mL	IM

FONTE: o autor (2021).

2.2.3 Aplicação de somatotropina bovina

Quinzenalmente, realizava-se a aplicação de somatotropina bovina recombinante (BSTr), de formulação comercial Lactotropin®. O hormônio era administrado em vacas com mais de 65 dias de lactação, que apresentassem escore de condição corporal igual ou superior a 2,75 e escore de locomoção inferior a 4, e caso estivessem gestantes, que apresentassem idade gestacional inferior a 215 dias. Animais doentes e debilitados, mesmo que se enquadrassem nos demais critérios, não recebiam o hormônio para não agravar ainda mais o quadro. A aplicação era realizada por via subcutânea, na depressão adjacente à inserção da cauda (FIGURA 13) conforme recomendações do fabricante.

A somatotropina bovina, também conhecida como hormônio do crescimento, é naturalmente sintetizada pela hipófise, tem origem proteica e é transportado pelo sangue para agir em diversos tecidos (VALENTE et al., 2011), estimulando o crescimento e a divisão celular (LEHNINGER, 1991). A BSTr é um análogo sintético deste hormônio, desenvolvido visando aumentar a eficiência produtiva de vacas leiteiras e conseqüentemente a lucratividade dos rebanhos, por provocar uma alteração na curva de lactação, gerando um aumento na produção persistente ao longo do ciclo de lactação (DE MORAIS et al., 2017).

FIGURA 13 – Aplicação de BSTr na aplicação adjacente à inserção da cauda.



FONTE: o autor (2021).

A somatotropina atua no fígado, estimulando a produção de fator de crescimento semelhante à insulina tipo 1 (IGF-1), ocasionando o aumento dos níveis séricos deste componente, que resultará no aumento do fluxo sanguíneo mamário e maior metabolismo da glândula mamária, modificando a partição dos nutrientes da corrente sanguínea para serem utilizados na produção de leite (MACHADO et al., 2011). O uso do BSTr não promove mudança nas exigências de manutenção e não há a necessidade de utilização de dietas especiais, porém é importante que a mesma supra as exigências nutricionais das vacas, além de considerar o possível aumento do consumo alimentar associado ao incremento produtivo (SILVA & RUAS, 2020).

2.2.4 Lote pós-parto e doenças do período de transição

O período de transição, composto pelo tempo entre 3 semanas pré-parto até 3 semanas pós-parto, é marcado por uma série de alterações metabólicas, mudanças endócrinas e redução da ingestão de matéria seca, resultando em um balanço energético negativo de duração e intensidade variável (PROBO et al., 2018). Desta forma, uma série de doenças pode ocorrer nesse período como a metrite, retenção de anexos fetais, cetose, deslocamento de abomaso, hipocalcemia, entre outras. Assim, preconizando o diagnóstico precoce destas enfermidades, era realizado a avaliação do lote de vacas pós-parto duas vezes na semana, as

segundas e quintas-feiras, de forma que animais possivelmente doentes fossem identificados, examinados e tratados.

Animais incapazes de realizar a transição adequadamente, sem adaptar-se as mudanças e principalmente a alta demanda energética requerida nesse período, apresentam maior risco de distúrbios metabólicos e consequente diminuição da produção de leite (DAROS et al., 2020). A cetose é o principal distúrbio metabólico desse período e se desenvolve como uma sequela de resposta pobre ao balanço energético negativo e ocorre quando o fígado está sobrecarregado com ácidos graxos não esterificados (MCART et al., 2012).

O teste padrão ouro para diagnóstico de cetose é a mensuração de β -hidroxibutirato (BHBA) sanguíneo, pois este corpo cetônico é mais estável no sangue do que os demais (acetona e acetoacetato; DJOKOVIC et al., 2019). Na fazenda Vale do Jotuva, esta dosagem era realizada duas vezes nas vacas entre 3 a 12 DEL, para isso, era coletado sangue por venopunção coccígea e dosado as concentrações de BHBA utilizando-se o aparelho eletrônico *FreeStyle Optium Neo*®, com tiras reagentes específicas. Valores entre 1,2 mmol/L a 2,9 mmol/L indicam cetose subclínica e valores $\geq 3,0$ mM correspondem a cetose clínica (MCART et al., 2011). A cetose clínica pode se manifestar com redução no apetite, perda de peso e diminuição da produção de leite, além do aumento dos níveis de corpos cetônicos no sangue e urina (SOARES et al., 2021).

FIGURA 14 – Coleta de sangue por venopunção coccígea (A) e avaliação de corpos cetônicos com aparelho *FreeStyle Optium Neo*®.



FONTE: o autor (2021).

A terapia para cetose subclínica padronizado na fazenda era composto por 15 mL de Cortiflan® (dexametasona), por via IM, dose única. Além de 500 mL de propilenoglicol por via oral, SID, durante 3 dias consecutivos. Já para o tratamento dos casos clínicos era utilizado o mesmo protocolo, com adição de 500 mL de glicose 50% por via IV, SID, por 3 dias consecutivos.

O tratamento de eleição para cetose, consiste na administração oral de propilenoglicol (GORDON et al., 2013). Este composto é metabolizado a propionato no rúmen, absorvido e então convertido a glicose no fígado (JENKINS et al., 2015). Já a administração de glicocorticoides culmina em uma supressão da produção de leite por reduzir a síntese de lactose e conseqüentemente a demanda por glicose, além de diminuir a captação de aminoácidos pela glândula mamária e musculatura, disponibilizando-os para a gliconeogênese (DELAMURA et al., 2020). Já o uso de soluções glicosadas a 50% tende a ser o método mais utilizado na terapia de cetose, por elevar rapidamente os níveis de glicose sérica sem necessitar de metabolização prévia, reduzindo o dispêndio de reservas corporais (BERCHIELLI et al., 2011).

Nas vacas com DEL inferior a 21 dias era realizado a palpação transretal, para avaliação do tamanho e simetria dos cornos uterinos, além de massagem para avaliação do conteúdo, observando sua coloração, aspecto e odor. Vacas apresentando descarga vaginal purulenta ou aguada e marrom, com odor fétido, eram diagnosticadas clinicamente com metrite (GIULIODORI et al., 2013). Paralelamente, em casos em que havia retenção dos envoltórios fetais, era realizado a massagem uterina para estimular sua liberação, além de tração leve da placenta quando havia pouca aderência, se desprendendo facilmente. Se não houvesse a liberação dos envoltórios fetais com estas manobras, era realizado o tratamento para metrite, considerando a alta correlação destas doenças (MACHADO et al., 2020).

O protocolo para tratamento de metrite preconizado na fazenda consiste em aplicação de Lactofur®, cujo princípio ativo é o ceftiofur, um antibiótico do grupo das cefalosporinas de terceira geração, baseado em volume/animal definido em 15mL por via IM, SID durante 3 dias consecutivos. A dose padrão do medicamento é de 1,1 a 2,2mg/kg (RADOSTITS et al., 2000), considerando a média de peso de 700 kg dos animais, o volume administrado encontra-se faixa terapêutica. Produtos à base de ceftiofur são amplamente utilizados como primeira opção para vacas com metrite, o que está relacionado ao seu amplo espectro de ação, custo acessível e

principalmente por ser um fármaco que não necessita de descarte de leite (ESPADAMALA et al., 2018). Embora saiba-se que mais da metade das vacas com metrite desenvolvam cura espontânea, animais tratados com ceftiofur apresentam aumento da produção de leite nos dois primeiros meses de lactação e fertilidade superior em relação a animais não tratados (DE OLIVEIRA et al., 2020).

O deslocamento de abomaso é outra enfermidade que pode ocorrer durante o período de transição e consiste em uma das paratopias mais frequentes no gado leiteiro, gerando muitos prejuízos financeiros (COLTURATO et al., 2021). O deslocamento pode ocorrer para o lado esquerdo (DAE) ou direito (DAD), sendo o deslocamento a esquerda o mais frequente, ocorrendo devido a uma série de fatores que levam a hipomotilidade ou atonia do órgão e, conseqüentemente o acúmulo de gás (DA SILVA et al., 2017). Os sinais clínicos envolvem redução da produção de leite, hiporexia ou anorexia, apatia, desidratação, hipomotilidade ou atonia ruminal, fezes moles e de quantidade variável (normalmente reduzida; RADOSTITS et al., 2000). Na percussão auscultatória do flanco esquerdo, nota-se “ping” metálico próximo a região ventral das últimas costelas, sendo sugestivo da enfermidade (GONÇALVES et al., 2018).

O lote de vacas pós parto (até 25 dias de lactação) era monitorado diariamente, observando alterações de comportamento e sinais clínicos compatíveis com DAE. Quando identificava-se uma vaca apática, apresentando enoftalmia e baixo escore de preenchimento ruminal, dentre outros sinais, esta era examinada individualmente. A presença do som metálico característico na percussão auscultatória levava suspeita de deslocamento de abomaso a esquerda, sendo o diagnóstico confirmado pela laparotomia.

O tratamento padronizado na fazenda consistia na cirurgia de omentopexia, técnica mais utilizada e difundida para a correção desta enfermidade (CÂMARA et al., 2011). A técnica era realizada no flanco direito, com o animal em estação, tricotomia ampla da região e anestesia local. Era realizada a desinfecção do local utilizando solução aquosa com CB-30® (Cloreto de Alquil Dimetil Benzil Amônio) e posteriormente feita a incisão da pele dois dedos após a última costela, no menor tamanho possível para permitir a passagem da mão do cirurgião. As camadas musculares e o peritônio eram seccionados utilizando uma tesoura romba, permitindo o acesso à cavidade abdominal. Pela palpação o posicionamento anormal do abomaso era identificado e eram realizadas as manobras necessárias para

reposicioná-lo. Em seguida, localizava-se o piloro e era realizada a fixação do omento a parede abdominal, utilizando fio Categute cromado 3, de forma a aproximar o abomaso de sua posição anatômica. Realizava-se a rafia das camadas musculares em dois padrões de sutura simples contínua, utilizando-se também fio Categute cromado 3. O médico veterinário adotava a aplicação de uma bisnaga de antibiótico intramamário na cavidade abdominal e outra nas camadas musculares sob argumento de evitar aderências. A sutura de pele era em padrão Reverdin com fio de algodão. Posteriormente, realizava-se a limpeza da ferida cirúrgica, aplicava-se spray prata e administrava-se 100 mL de Pencivet Plus® (associação comercial a base de Benzilpenicilina G, Procaína, Benzilpenicilina G Benzatina, Dihidroestreptomicina e Piroxicam) por via IM, SID, mantendo o tratamento durante 5 dias consecutivos. Os pontos de pele eram retirados após aproximadamente 20 dias.

FIGURA 15 – Etapas da cirurgia de omentopexia, com anestesia local (A), secção das camadas musculares (B), fixação do omento próximo a região do piloro (C), sutura das camadas musculares (D), sutura da pele (E) e curativo após o término do procedimento (F).



FONTE: o autor (2021).

2.2.5 Manejos reprodutivos

Semanalmente, os lotes de vacas lactantes, com DEL superior a 30 dias, passavam por avaliação ginecológica por ultrassonografia, para acompanhar a atividade ovariana e involução uterina. Porém, retornavam as atividades reprodutivas em torno de 50 dias após o parto, devido ao tempo de involução uterina, que é caracterizada como completa quando há redução dos cornos uterinos, retorno do útero à cavidade pélvica, revitalização do endométrio, ausência de conteúdo e contração da cérvix (MARTINS et al., 2013). A utilização da ultrassonografia como exame complementar possibilita verificar com maior precisão a presença de conteúdo e a completa regressão dos cornos uterinos, de forma a iniciar as atividades o mais cedo possível.

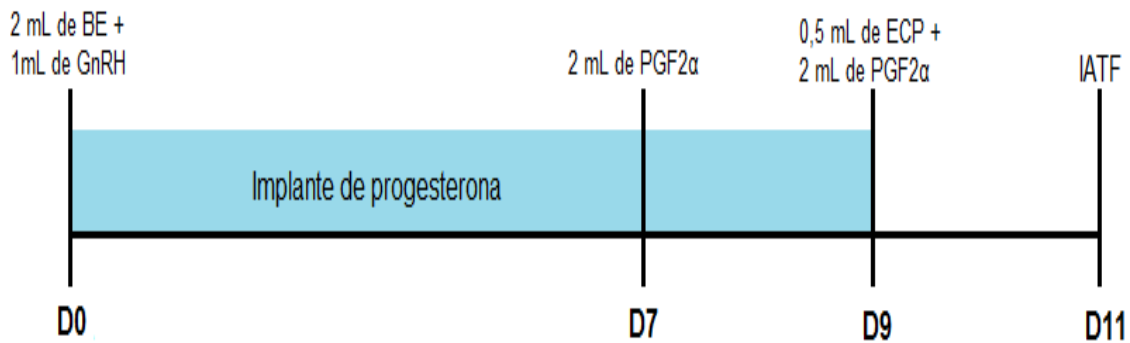
Após a avaliação ginecológica, as vacas consideradas aptas para o retorno a reprodução eram manejadas conforme sua atividade cíclica ovariana, onde iniciava-se o protocolo de IATF ou recebiam progestágeno (Estron® - Cloprostenol) em um volume de 2 mL por animal por via IM em aplicação única, quando havia presença de corpo lúteo ovariano, visando a luteólise seguida de manifestação de cio e ovulação. O protocolo de IATF adotado na fazenda consistia em quatro dias de manejo, com duração de 11 dias e compreendia a inserção de um dispositivo de liberação lenta de progesterona/progestágeno combinado com a administração intramuscular de diversos hormônios em dias específicos do protocolo (TORRES-JÚNIOR et al., 2016; QUADRO 6; FIGURA 16).

QUADRO 6 – Protocolo de Inseminação Artificial em Tempo-Fixo utilizado na fazenda Vale do Jotuva

Dia do protocolo	Manejo realizado
Dia zero - D0	Inserção do dispositivo intravaginal de progesterona e aplicação de 2 mL de benzoato de estradiol (BE) e 1 mL de hormônio liberador de gonadotrofinas (GnRH).
Dia sete – D7	Aplicação de 2 mL de cloprostenol (PGF2 α)
Dia nove – D9	Retirada do dispositivo intravaginal de progesterona e aplicação de 0,5 mL de cipionato de estradiol (ECP) e 2 mL de cloprostenol (PGF2 α)
Dia onze – D11	Palpação com ultrassonografia, avaliação do folículo dominante e inseminação

FONTE: o autor (2021).

FIGURA 16 – Linha do tempo do protocolo de IATF



BE: benzoato de estradiol; GnRH: hormônio liberador de gonadotrofinas; PGF2 α : cloprostenol; ECP: cipionato de estradiol.

FONTE: o autor (2021).

Já as novilhas eram consideradas aptas a iniciar a atividade reprodutiva quando atingem 360 Kg e completam 14 meses. Nesses animais não era realizado protocolo de IATF, utilizando-se apenas a prostaglandina (PGF2 α) como indutor de ovulação (2 mL por via intramuscular em dose única). Dessa forma, novilhas que após a avaliação ginecológica apresentem ciclicidade ovariana recebiam uma dose deste hormônio, paralelamente a inserção de adesivo para detecção de cio (Estrotec®) na base da cauda. O mecanismo através do qual a PGF2 α atua como indutor de ovulação ainda não é totalmente conhecido, mas é possível que esta atue em nível sistêmico, com ação no eixo hipotalâmico-hipofisário, aumentando a capacidade de resposta da hipófise ao GnRH e estimulando a liberação de LH (D'AVILA et al., 2019). Porém, o uso de PGF2 α não causa sincronização da ovulação para viabilizar inseminação, pois o estro pode acontecer em até cinco dias.

Todas as inseminações executadas na fazenda, tanto em novilhas quanto vacas, só ocorriam dependendo do aspecto da secreção vaginal no momento da inseminação artificial. Ou seja, era realizada a massagem da cérvix por via retal para estimular a liberação do conteúdo e a inseminação feita apenas quando o conteúdo se apresentava cristalino. Para inseminação das novilhas era utilizado sêmen sexado, conforme acasalamento genético prévio. Quanto as vacas, eram inseminadas utilizando sêmen convencional, com exceção de algumas matrizes selecionadas.

Em média 28 dias após a inseminação, era realizada ultrassonografia por via retal para diagnóstico de gestação. Caso o diagnóstico de gestação fosse negativo,

de forma geral, novilhas recebiam nova aplicação de PGF2 α e vacas eram protocoladas novamente. Mas caso a prenhez fosse confirmada, realizava-se a sexagem fetal no período médio de 56 a 60 dias de gestação. O sexo era determinado também através da ultrassonografia transretal, avaliando a morfologia e localização do tubérculo genital, visualizado como uma estrutura hiperecoica com formato oval, localizado próximo ao umbigo nos machos e à cauda nas fêmeas, originando o pênis e clitóris, respectivamente (BARROS; VISINTIN, 2001). Após a sexagem, as fêmeas voltavam a ser palpadas próximo a data da secagem, em torno de 220 dias de gestação, para confirmar a persistência da gestação e verificar o acontecimento de eventuais abortos que tenham passado despercebidos.

3 CLÍNICA DE BOVINOS E PEQUENOS RUMINANTES – HOVET/FMVZ USP

3.1 DESCRIÇÃO DO LOCAL

A Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia (FMVZ) teve sua origem em 1919, na criação do então Instituto de Veterinária, pertencente a Secretaria de Agricultura do Estado de São Paulo. Posteriormente, em 1934, passou a ser denominada como FMVZ, integrando a Universidade de São Paulo (USP).

A FMVZ-USP (FIGURA 17) localiza-se na Avenida Professor Doutor Orlando Marques de Paiva, número 87, Cidade Universitária, São Paulo –SP, e possui seis departamentos de atuação, sendo cinco deles localizados neste campus da capital e um no campus de Pirassununga.

FIGURA 17 – Fachada da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia - USP.



FONTE: Google imagens (2021).

A Clínica de Bovinos e Pequenos Ruminantes (CBPR) pertence ao departamento de Clínica Médica, sendo responsável pelo atendimento de bovinos, bubalinos, ovinos, caprinos e eventualmente suínos. Os animais são oriundos da região de São Paulo, sendo realizado atendimento de pequenos e grandes produtores. Também é oferecido o serviço de clínica ambulante, onde são feitas visitas as propriedades, com atendimento de rebanho ou individual, mediante agendamento prévio.

A equipe do CBPR é composta por seis residentes, sendo três de cada nível de residência, além de estagiários mensais em número variável, quatro funcionários

responsáveis pelo manejo, alimentação dos animais e limpeza das baias e uma funcionária encarregada pela limpeza geral do hospital. Quatro docentes se revezam no atendimento clínico dos animais e supervisão dos residentes, de forma que cada professor é encarregado por uma semana de atendimentos por mês.

O atendimento ao público é realizado das 8:00 às 18:00 horas, de segunda a sexta-feira. Nos finais de semana, os residentes e estagiários trabalham em esquema de plantão, porém realizando atendimento exclusivo aos animais internados e residentes do hospital, não sendo aceitos novos casos nesse período. É realizado rodízio entre residentes e estagiários para acompanhar cirurgias e saídas a campo, além de escala para o plantão aos finais de semana, cabendo ao estagiário acompanhar o plantão duas vezes no mês. Plantões noturnos são realizados por um residente de cada nível em eventuais casos que exigem observação contínua do paciente.

Na parte externa das instalações da Clínica de Bovinos e Pequenos Ruminantes localizam-se um desembarcadouro, dois piquetes pequenos (FIGURA 18A), um tronco tombador, uma balança para pesagem de bovinos (FIGURA 18B), dois troncos de contenção para bovinos (FIGURA 18C), 13 baias grandes utilizadas para manter os animais em quarentena (FIGURA 18D), uma sala de necrópsia com câmara fria.

FIGURA 18 – Piquete externo (A), balança para pesagem de bovinos (B), troncos de contenção (C), baia de quarentena (D).



FONTE: o autor (2021).

Na parte interna há 15 baias para pequenos ruminantes (FIGURA 19A) e mais 14 baias grandes (FIGURA 19B), todas com bebedouro, cocho para ração e suporte para feno. Há também uma balança para pequenos ruminantes (FIGURA 19C), uma sala de atendimentos internos (FIGURA 19D) com mais dois troncos de contenção de grandes animais e uma de pequenos ruminantes, além de pia e armários. Há também uma área utilizada nas aulas, contendo outros três troncos de contenção, quadros brancos para anotações e mesas de apoio.

FIGURA 19 – Baias de pequenos ruminantes (A), baias grandes (B), balança de pequenos ruminantes (C) e sala de atendimentos internos (D).



FONTE: o autor (2021).

Existe também uma sala contendo colchão para realização de procedimentos em decúbito (FIGURA 20B), uma pia com equipamentos de ordenha (FIGURA 20A) e ordenhadeira mecânica, estilo balde ao pé. Paralelamente, há a sala de diagnóstico por imagem (FIGURA 20C) contendo armários onde muitos dos medicamentos e equipamentos utilizados rotineiramente são armazenados.

FIGURA 20 – Pia com equipamentos de ordenha (A), sala com colchão (B) e sala de diagnóstico por imagem (C).



FONTE: o autor (2021).

Para facilitar a rotina clínica, permitindo um diagnóstico e tratamento mais preciso principalmente em situações emergenciais, há no departamento um laboratório de hematologia e outro de parasitologia. O laboratório de parasitologia (FIGURA 21A; B) possui uma estufa, um destilador, um microscópio e armário para armazenamento de materiais. Já o laboratório de hematologia (FIGURA 21C; D) é equipado com uma micro centrífuga, uma centrífuga de tubos, dois microscópios, um banho-maria, um refrigerador, um freezer e armários. Demais estruturas presentes no hospital incluem o auditório, sala de reuniões, sala dos residentes, farmácia de armazenamento de produtos e medicamentos, cozinha, banheiros e vestiários.

FIGURA 21 – Laboratório de parasitologia (A e B) e laboratório de hematologia (C e D).



FONTE: o autor (2021).

3.2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

Durante o estágio foram acompanhadas as atividades da clínica de bovinos e pequenos ruminantes. Cabia aos estagiários realizar diariamente o exame físico dos pacientes internados e anotar os dados na ficha de acompanhamento clínico, coletar sangue, aplicar medicações e realizar outros procedimentos necessários, contando sempre com a supervisão de residentes, como alimentação de pacientes, curativos de feridas, realização dos exames complementares no laboratório do hospital. Os estagiários também eram responsáveis por manter a organização do local de trabalho.

No período em que o estágio foi realizado, apenas um paciente foi atendido no hospital, portanto visando um melhor aproveitamento do período, foram realizados treinamentos de algumas técnicas e procedimentos utilizando os animais da faculdade, além de alguns casos clínicos dos próprios animais do hospital. Além disso, foi possível acompanhar as aulas de clínica médica de ruminantes e semiologia ministradas pelos docentes da FMVZ, auxiliando no preparo dos materiais para aula, contenção dos animais para a realização das práticas e

participando das discussões de casos. Também foi possível participar da clínica ambulante, com atendimento de uma pequena propriedade de bovinos leiteiros.

Foi realizado o controle mensal dos animais do hospital, sendo coletado sangue por venopunção para realização de exames hematológicos e coleta de fezes para realização do exame de ovos por grama de fezes. Esta atividade é realizada mensalmente para acompanhar a saúde dos animais residentes e intervir precocemente quando necessário.

3.2.1 Exames hematológicos

Os exames hematológicos básicos eram realizados no laboratório de hematologia do CBPR, mensalmente ou quando necessário para os animais do hospital e na chegada dos pacientes atendidos, repetindo periodicamente para o monitoramento da evolução dos casos clínicos. Para a realização das técnicas, utilizava-se as metodologias descritas por Thrall et al. (2017).

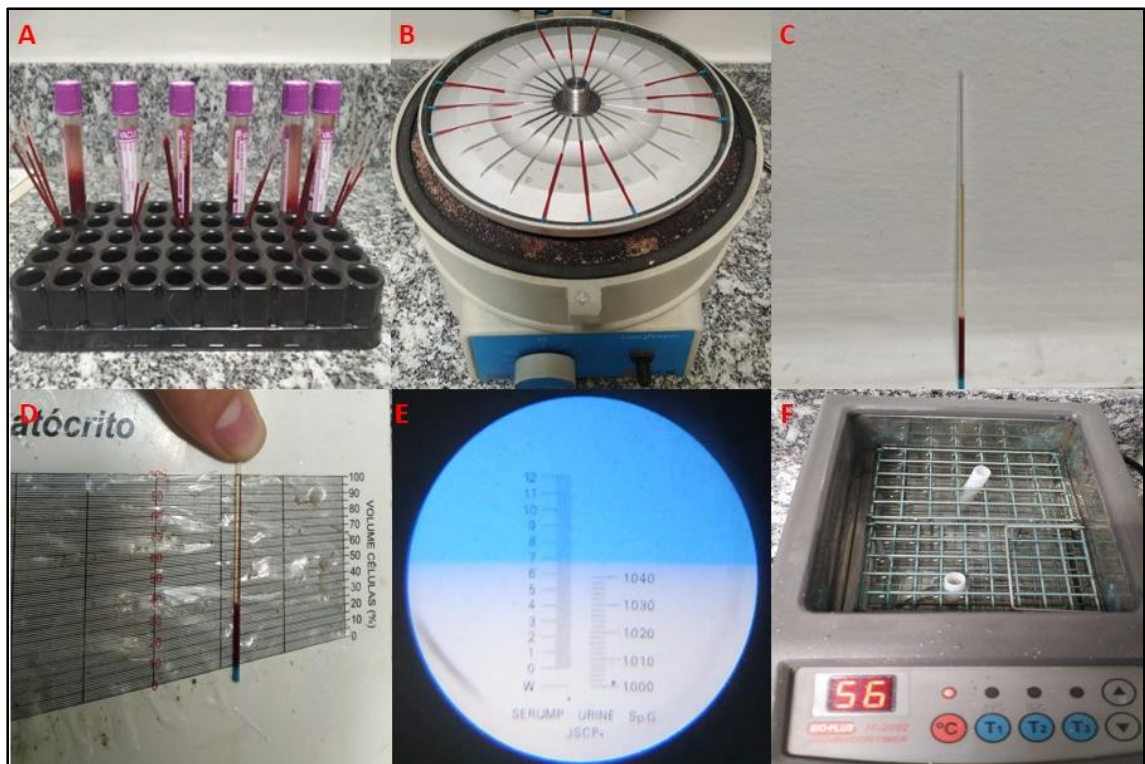
Primeiramente, era realizado a coleta de sangue por venopunção jugular ou coccígea (em bovinos), utilizando tubo com EDTA. Eram preenchidos quatro tubos capilares com o sangue coletado (FIGURA 22A), selados em uma extremidade com massinha e colocados na microcentrífuga de forma a balancear o peso (FIGURA 22B) e centrifugados por cinco minutos (bovinos e ovinos) ou quinze minutos (caprinos) em 11000 rotações por minuto. Após a centrifugação, o tubo capilar era observado (FIGURA 22C), onde era possível distinguir três camadas: a coluna de plasma no topo, as hemácias compactadas na base e uma pequena banda branca ao meio, predominantemente formada por leucócitos e plaquetas. Registrou-se eventuais alterações no plasma como icterícia, lipidemia e hemólise.

Para leitura do hematócrito utilizava-se um cartão leitor próprio, posicionava-se a base da coluna de eritrócitos na linha 0 e o topo da coluna de plasma na linha 100 (FIGURA 22D). Era feita a leitura, na escala correspondente à posição do topo da coluna de eritrócitos, obtendo-se o valor do hematócrito. Este valor corresponde a proporção (em porcentagem) de eritrócitos no sangue total. Valores de hematócrito abaixo dos padrões de referência (QUADRO 7) sugerem anemia, hemodiluição ou perda maciça de sangue, enquanto valores elevados indicam hemoconcentração devido a perda sanguínea ou desidratação (LIMA et al., 1992).

Após a mensuração do hematócrito, a coluna de plasma era utilizada para estimar a concentração de proteínas plasmáticas, utilizando o refratômetro. Para isso, era necessário calibrar o equipamento utilizando água destilada e ajustando o nível da coluna na linha W para que a leitura não fosse equivocada. Após secar o refratômetro já calibrado, o tubo capilar era quebrado no nível da banda branca e o plasma era utilizado para preencher o refratômetro. Para leitura era necessário direcionar o aparelho contra uma fonte de luz ambiente, visualizando o grau de refração em uma escala visível pela ocular (FIGURA 22E).

Os tubos capilares restantes eram utilizados para determinação do teor de fibrinogênio pelo método da precipitação pelo calor. Para isso, após terem sido centrifugados previamente (juntamente com os demais tubos para realização do hematócrito e avaliação de proteínas plasmáticas), eram colocados em banho-maria em temperatura de 56° C (FIGURA 22F) por três minutos, para que houvesse a desnaturação do fibrinogênio da amostra. Em seguida, os capilares eram centrifugados novamente por cinco minutos para que haver a sedimentação do fibrinogênio desnaturado, e era realizada a leitura do valor de proteínas restantes utilizando o refratômetro, com a mesma metodologia descrita anteriormente. Realizava-se a subtração do valor desta segunda leitura do valor de proteínas plasmáticas totais, correspondendo ao valor de fibrinogênio. Por exemplo, se a concentração de proteína plasmática total fosse 7,1g/dL e a concentração após a desnaturação for 6,7g/dL, a concentração de fibrinogênio seria 0,4g/dL. Porém, o valor do fibrinogênio é expresso em mg/dL, portanto o valor obtido é multiplicado por 1000 (ou seja, 0,4 g/dL x1000 = 400 mg/dL).

FIGURA 22 – Tubos de sangue e capilares (A), microcentrífuga com capilares dispersos (B), capilar após centrifugação (C), leitura de hematócrito (D), leitura de proteína plasmática pelo refratômetro (E) e equipamento para banho-maria (F).



FONTE: o autor (2021).

Valores do fibrinogênio acima dos parâmetros normais (QUADRO 7), por ser uma proteína de fase aguda, podem ser utilizados como indicadores de doenças (TIZARD et al., 2019) embora em processos inflamatórios a elevação da concentração plasmática de fibrinogênio seja mais lenta do que de outras proteínas de fase aguda (CONSTABLE et al., 2021), a facilidade de mensuração deste parâmetro em comparação aos demais favorece a sua utilização na rotina clínica.

QUADRO 7 – Valores de referência dos parâmetros hematológicos que são realizados no laboratório da CBPR

Parâmetro	Bovinos	Ovinos	Caprinos
Hematócrito (%)	22 a 33	27 a 45	22 a 38
Proteínas Plasmáticas Totais (g/dL)	5,7 a 8,1	6 a 7,9	6 a 7,9
Fibrinogênio (mg/dL)	200 a 700	100 a 500	100 a 400

FONTE: CONSTABLE et al. (2021).

3.2.2. Contagem de ovos por grama de fezes

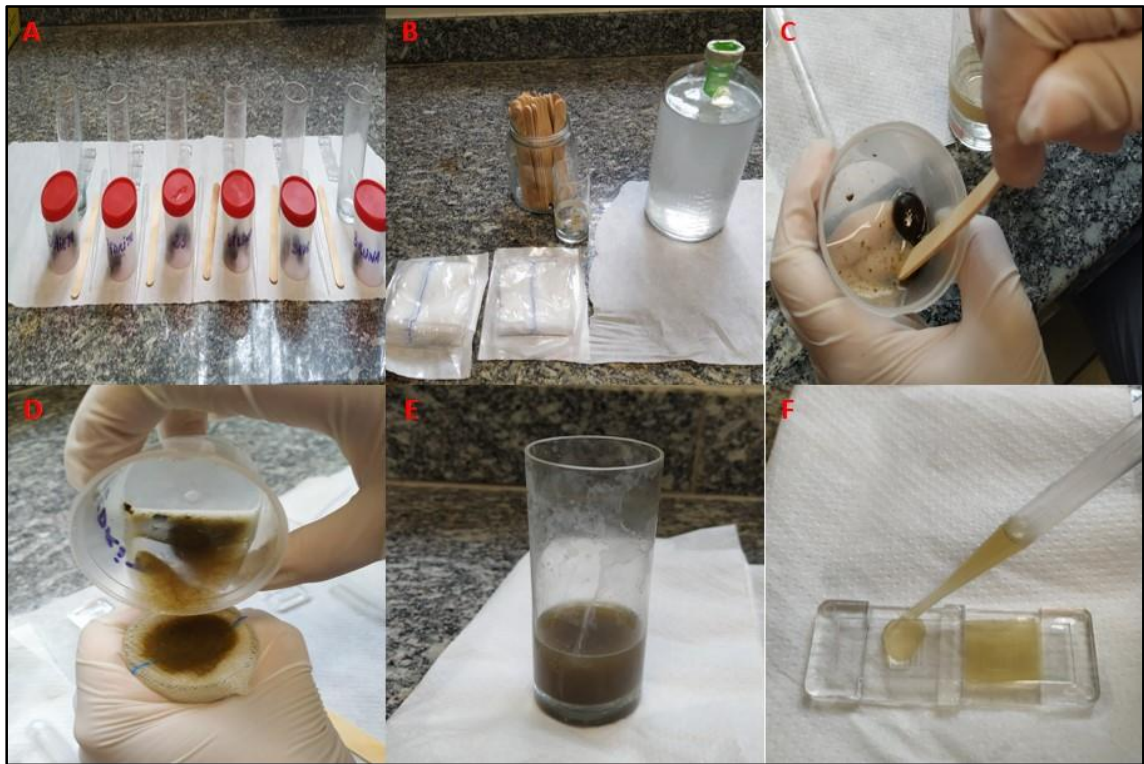
O exame era realizado para diagnóstico de enfermidades dos animais internados e periodicamente nos animais do hospital. Trata-se de um procedimento de flutuação que separa os ovos de uma amostra das fezes coletadas de um animal por uma diferença de densidade, através do uso de uma solução hipersaturada de NaCl.

Era utilizada o método de McMaster modificado, descrito por Ueno e Gonçalves (1998), baseada na técnica de Gordon e Whitlock (1939). Para a realização do exame, realizava-se a coleta de fezes da ampola retal, após ter identificado a amostra e realizado a pesagem das fezes (FIGURA 23A). Para bovinos utilizava-se 4 gramas de fezes com a adição de 56 mL de solução hipersaturada e para pequenos ruminantes utilizava-se 2 gramas de fezes e 28 mL de solução hipersaturada.

Separava-se os materiais a serem utilizados sobre a bancada do laboratório (FIGURA 23B), em seguida, as fezes eram dissolvidas com um palito de madeira (FIGURA 23C), misturando-as até que a solução ficasse homogênea. Utilizando uma gaze como filtro, a solução era coada para o recipiente de vidro (FIGURA 23D) e era aguardado três minutos para que houvesse a flutuação dos ovos (FIGURA 23E). Com uma pipeta de plástico retirava-se o sobrenadante da solução para preencher as duas áreas da câmara de McMaster (FIGURA 23F). A leitura era realizada no microscópio, com aumento de 40 ou 100x. Realizava-se a identificação e contagem dos ovos dos dois campos da câmara e para obter o valor final somava-se o valor de cada câmara e multiplicava-se por 50. Nas análises de OPG realizadas pela CBPR havia predomínio de ovos de *Strongyloidea* (FIGURA 24A), *Strongyloides* (FIGURA 24B) e oocistos de *Eimeria*.

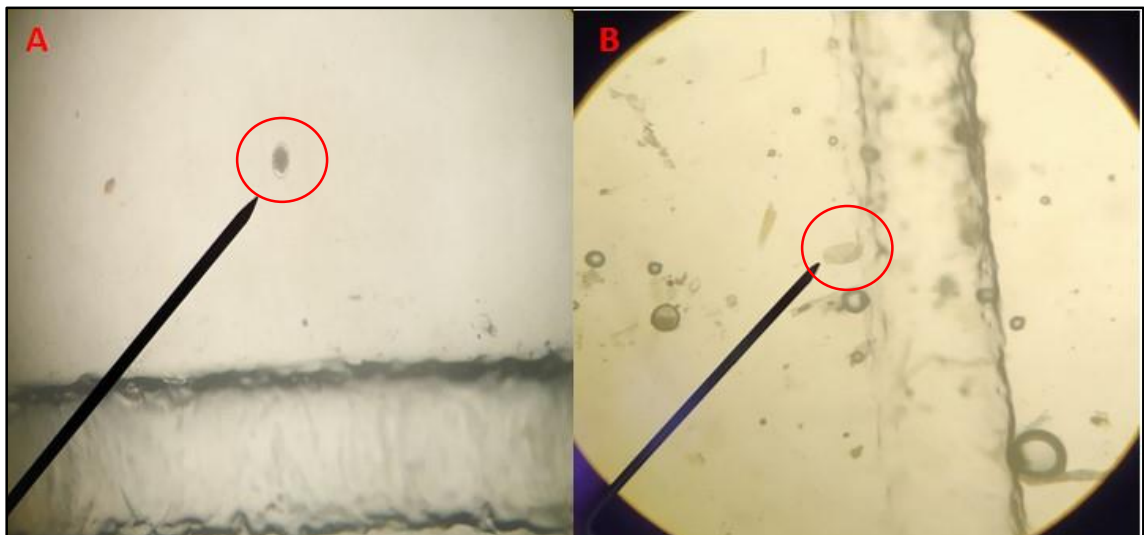
É impossível determinar por este exame a população verdadeira de vermes no hospedeiro, considerando as diversas variáveis que influenciam a produção de ovos de parasitas. Ainda assim, em ruminantes costuma-se predizer que a contagem acima de 1000 OPG é indicativa de infecções maciças, enquanto acima de 500 OPG é considerada infecção moderada (TAYLOR et al., 2017). Porém, uma contagem baixa não é necessariamente indicativa de infecções muito baixas, já que o exame pode ser afetado pela imunidade em desenvolvimento.

FIGURA 23 – Amostras de fezes pesadas e materiais para realização do exame (A), solução hipersaturada de NaCl e demais materiais (B), fezes sendo dissolvidas (C), solução sendo coada (D), solução em repouso para haver a flutuação dos ovos (E) e adição do sobrenadante na câmara de McMaster (F).



FONTE: o autor (2021).

FIGURA 24 – Ovo de *Strongyloidea* (A) e ovo de *Strongyloide* (B).

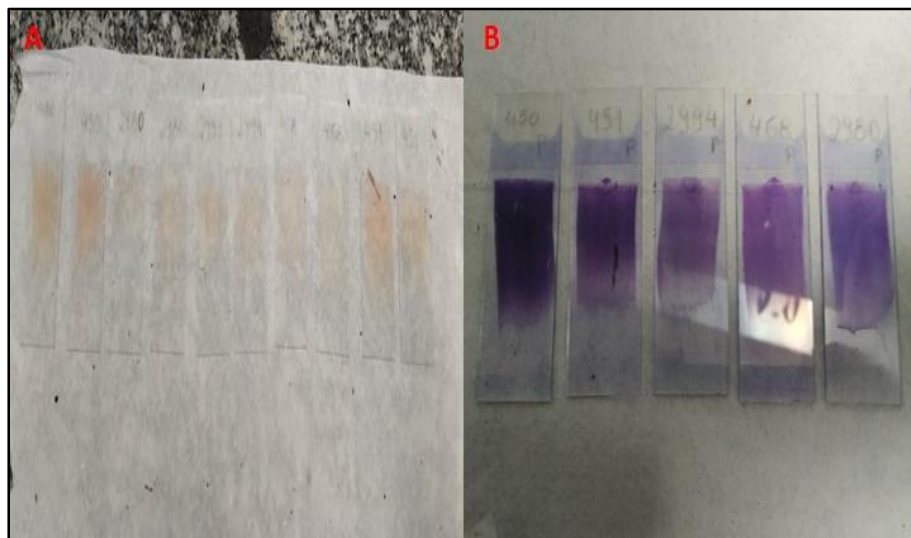


FONTE: o autor (2021).

3.2.3. Pesquisa de hematozoários

Foram recebidas amostras de sangue de dez bezerros de uma fazenda da região de São Paulo. Alguns dos animais apresentavam sinais clínicos como apatia, hipertermia, mucosas esbranquiçadas, desidratação, diminuição da ingestão de leite, entre outros. Pela suspeita de tristeza parasitária bovina, foi solicitado a realização da pesquisa de hematozoários. Para pesquisa de hematozoários realizou-se primeiramente o esfregaço sanguíneo (FIGURA 25A) pela técnica do deslizamento utilizando duas lâminas de microscopia. Após o esfregaço estar completamente seco, foi feita a coloração das lâminas utilizando a técnica de Rosenfeld (FIGURA 25B). A visualização foi realizada no microscópio, na objetiva de 1000x utilizando óleo de imersão.

FIGURA 25 – Lâminas após esfregaço sanguíneo (A) e lâminas após coloração (B).



FONTE: o autor (2021).

Nas lâminas dos dez animais foi observado a presença de pequenos pontos escuros localizados na região periférica das hemácias (FIGURA 26), condizentes com corpúsculos intraeritrocitários formados pelo *Anaplasma marginale* (BERNARDO et al., 2016), confirmando assim um surto de Anaplasmosse.

FIGURA 26 – Esfregaço sanguíneo evidenciando corpúsculos intraeritrocitários condizentes com *Anaplasma marginale* (círculos).



FONTE: o autor (2021).

A anaplasmosose faz parte do complexo tristeza parasitária bovina, sendo o *Anaplasma marginale* o patógeno bovino transmitido por carrapatos mais prevalente pelo mundo, existindo em seis continentes e sendo responsável por alta morbidade e mortalidade em regiões quentes, subtropicais e tropicais (DA SILVA & DA FONSECA, 2013). Além do carrapato, a transmissão mecânica pode ocorrer por moscas, mosquitos e demais insetos hematófagos, ocorrendo também a transmissão iatrogênica por fômites contaminados, ou ainda pela via transplacentária, ocorrendo principalmente no terço final da gestação, podendo causar abortos (SILVA ET AL., 2021).

A infecção pela rickettsia *A. marginale* costuma ocasionar anemia hemolítica extravascular, devido a formação de anticorpos contra o agente etiológico, complexos imunes que se ligam as hemácias e são fagocitadas pelos macrófagos, culminando com a destruição das hemácias no baço (DIERINGS & WILMSEN, 2021). A anemia hemolítica é grave, podendo destruir até 70% dos eritrócitos em uma semana após o período de incubação, eventualmente culminando com a morte do animal. Pode ser observado icterícia, palidez de mucosas, anemia grave, fraqueza, perda de peso, diminuição da produção de leite em animais lactantes e abortos, eventualmente culminando com a morte do animal (MONTEIRO, 2017).

Para orientar o tratamento é importante a identificação do agente causador da doença, considerando a similaridade dos sinais clínicos causados pela *Babesia*

bovis, *Babesia bigemina* e *Anaplasma spp.*, agentes que compõem o complexo tristeza parasitária. O tratamento da babesiose consiste em destruir os protozoários com medicamentos à base de aceturato de diminazeno, dipropionato de imidocarb, sendo o último o mais utilizado por apresentar lenta metabolização, apesar dos possíveis efeitos colaterais como diarreia e salivação (SILVA et al., 2021).

Já para o tratamento específico da anaplasiose, a terapia antimicrobiana com fármacos da família das tetraciclina é o principal protocolo terapêutico recomendado (ULSENHEIMER et al., 2020). Embora o uso de oxitetraciclina seja amplamente difundido como protocolo de escolha para o tratamento da doença, estudos recentes têm observado eficácia nos protocolos utilizando enrofloxacina, um antimicrobiano bactericida de amplo espectro da classe das fluorquinolonas (ALBERTON et al., 2015). A utilização frequente de um ou outro medicamento na propriedade deve ser considerada para nortear a terapia, considerando a realidade atual de uso indiscriminado de antibióticos por produtores e técnicos e possível resistência bacteriana.

3.2.4. Sondagem, coleta e avaliação de líquido ruminal

Foi realizado treinamento de sondagem ororuminal, coleta e avaliação de líquido ruminal em pequeno ruminante. Esse procedimento é simples e acessível, passível de ser realizado a campo e possui finalidades diagnósticas e terapêuticas, permitindo a avaliação do líquido ruminal para identificar possíveis anormalidades, além de permitir a descompressão ruminal e administração de medicamentos (ZILIO et al., 2008).

Para realização da técnica utilizou-se uma sonda plástica de pequenos ruminantes, que foi medida de maneira aproximada para demarcar o comprimento a ser inserido até alcançar o rúmen do animal. A cabra foi contida, mantida em posição quadrupedal com a cabeça abaixada para facilitar a entrada da sonda no esôfago, utilizou-se um abre-bocas e a língua foi lateralizada para que a sonda, previamente lubrificada com carboximetilcelulose, fosse introduzida. Na sondagem ororuminal a sonda percorre o trajeto da boca, passando pela faringe e esôfago, chegando ao rúmen. Eventualmente pode ser observado um aumento de volume no lado esquerdo do pescoço do animal à medida que a sonda é inserida, que corresponde a passagem da sonda pelo esôfago. Para verificar que a sonda está de fato no rúmen,

recomenda-se que uma pessoa assope ar pela parte externa da sonda enquanto outra ausculta o rúmen, de forma que se estiver posicionada adequadamente, será possível auscultar o ruído do ar assoprado.

Para realizar a coleta do líquido ruminal, depois da sonda posicionada, era sugado ar pela extremidade externa da sonda, de forma a estimular a saída do conteúdo espontaneamente. Em casos em que há muita partícula fibrosa, pode ser mais difícil realizar a coleta, principalmente com a sonda plástica, pois pode ocorrer a obstrução da mesma. Uma alternativa seria a utilização de sondas revestidas com aço, contendo em sua extremidade uma cúpula metálica com vários orifícios reduzindo a possibilidade de obstrução e facilitando a penetração no material fibroso devido ao peso da cúpula (FEITOSA, 2020).

A amostra de líquido ruminal também pode ser obtida por ruminocentese, que é a aspiração percutânea do saco ventral do rúmen no quadrante abdominal lateral inferior esquerdo, horizontalmente à patela e 20 cm caudal à última costela (CONSTABLE et al., 2021). Para isso, a pele era preparada e utilizava-se uma agulha ou um cateter para realizar a coleta. Porém, por se tratar de um procedimento mais invasivo e considerando a alta carga microbiana presente no conteúdo ruminal, variavelmente pode ocorrer peritonite discreta e localizada (FEITOSA, 2020).

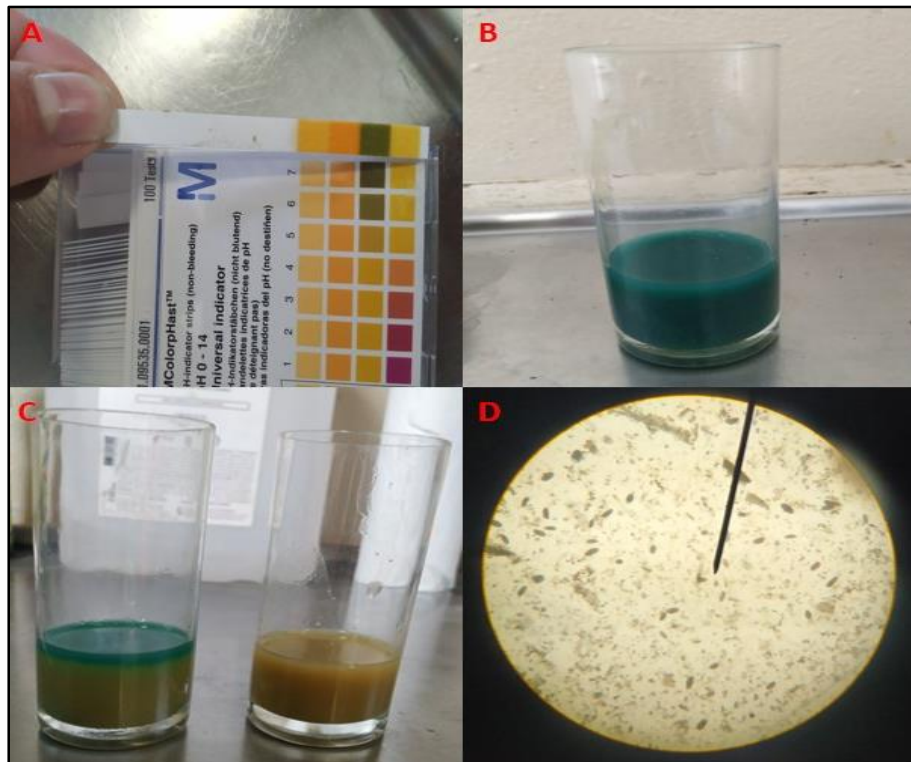
A análise do líquido ruminal deve ser feita imediatamente após a coleta, considerando alguns fatores, como a coloração, que depende da alimentação do animal; a consistência do conteúdo, normalmente ligeiramente viscosa; odor, normal é aromático e característico; e avaliação do pH, cuja faixa de normalidade é entre 6,2 e 7,2, variando conforme a alimentação e o tempo entre a última refeição e a coleta. (RADOSTITS et al., 2002). Para avaliação de pH da amostra eram utilizadas fitas reagentes (FIGURA 27A), porém, é importante considerar que na coleta por sondagem ororuminal pode haver contaminação por saliva, tornando pH mais alcalino. Detecta-se pH alto (8,0 a 10,0) quando há putrefação de proteína ou se a amostra estiver misturada com saliva. Já um pH baixo (4,0 a 5,0) é encontrado após consumo de carboidrato, onde em geral, um pH abaixo de 5,0 indica sobrecarga por grãos (ZILIO et al., 2008).

Outra prova realizada era a avaliação do potencial redox, ou prova da redução do azul de metileno, que reflete o metabolismo fermentativo anaeróbico da população bacteriana, sendo uma das provas mais confiáveis para determinar com rapidez e segurança a atividade da flora ruminal (FEITOSA, 2020). Para essa

determinação, era preparada uma mistura de 1 mL de azul de metileno a 0,03% em 20 mL de suco ruminal (FIGURA 27B), observado em um tubo de ensaio, comparando com uma amostra normal sem corante (FIGURA 27C), para determinar o tempo despendido pela microbiota ruminal para fazer desaparecer a coloração azul de metileno. Os tempos da redução são interpretados da seguinte forma: microflora normal (até 6 minutos), indigestão simples (mais de 8 minutos) e acidose aguda (mais de 30 minutos; RADOSTITS et al., 2002).

Também foi possível realizar a avaliação microscópica dos protozoários (FIGURA 27D), considerando a grande sensibilidade destes às eventuais anormalidades de pH, de forma que a avaliação da densidade e atividade dos protozoários no líquido ruminal, sendo um indicador sensível da normalidade da amostra e, conseqüentemente, da capacidade digestiva do compartimento ruminorreticular (FEITOSA, 2020). Para isso, eram colocadas algumas gotas do líquido ruminal em uma lâmina de vidro e visualizado no microscópio, verificando a presença e atividade dos protozoários.

FIGURA 27 – Tiras reagentes para avaliação de pH ruminal (A), amostra de líquido ruminal com azul de metileno (B), comparação das amostras de líquido ruminal com e sem azul de metileno (C) e avaliação microscópica dos protozoários ruminais (D).



FONTE: o autor (2021).

3.2.5 Tratamento de ferida com miíase

Foi identificado a presença de uma ferida com presença de crostas e larvas na região da base da cauda de um dos bovinos pertencentes ao hospital (FIGURA 28A). A vaca apresentava previamente lesões alopecicas pruriginosas em diversas áreas do corpo, mais evidentes na região perianal, sendo realizado raspado profundo de pele para realização de cultura, porém sem resultados até o momento.

No primeiro dia, realizou-se a limpeza da ferida utilizando água limpa e clorexidine degermante 2%, além da remoção das larvas e debridamento cirúrgico e mecânico do tecido necrótico com bisturi e gaze respectivamente. O debridamento é o processo de remoção de corpos estranhos e tecidos desvitalizados ou necróticos, necessário para que a ferida apresente condições adequadas para a cicatrização (FILHO et al., 2014). Em seguida, foi aplicado uma pomada composta pela mistura de Unguento - Cidental® (Cialotrina, óxido de zinco e lanolina) e Boiflin® pó (Clorfenvinfós, cipermetrina e violeta de genciana) sobre a ferida visando a ação cicatrizante, repelente e larvicida da associação e spray prata nas proximidades da lesão para evitar as moscas. Nos três dias seguintes foi realizado o mesmo manejo para limpeza e curativo da ferida, que estava drenando secreção purulenta (FIGURA 28B).

No quinto dia do tratamento, continuava havendo a presença de secreção purulenta e foi identificado a presença de pequenos túneis na região central da ferida, possivelmente formados pela ação das larvas. Foi injetado água oxigenada nesses canais e realizado a limpeza da ferida com solução fisiológica. Posteriormente, a ferida foi seca com gaze e aplicou-se pasta utilizando mistura de Vetaglós® (gentamicina, sulfanilamida, sulfadiazina, uréia e vitamina A) e óxido de zinco. O óxido de zinco é recomendado no tratamento de feridas, pela sua capacidade de degradar tecidos necróticos, aumentar a taxa de reepitelização de feridas até a camada hipodérmica, além de atuar como proteção mecânica (RIBEIRO et al., 2018).

No sexto dia, não foi observada a presença de secreção purulenta e foram repetidos os procedimentos do dia anterior, exceto a injeção de água oxigenada nos túneis, substituída pela limpeza com solução fisiológica. No sétimo dia após a limpeza da ferida com solução fisiológica e clorexidine (FIGURA 28C), iniciou-se o tratamento com a terapia fotodinâmica (TFD), para isso foi aplicado 2 mL de solução aquosa de azul de metileno a 0,01% sobre a lesão (FIGURA 29A) e após cinco

minutos a lesão foi irradiada com laser (comprimento de onda 660 nm, potência de 40 Mw e energia de 2 Joules) em diversos pontos da lesão, mantendo o laser perpendicular a lesão, 15 segundos em cada ponto (FIGURA 29B). Posteriormente foi aplicado a pasta com Vetaglós® e óxido de zinco.

FIGURA 28 – Dia 1, quando a ferida foi identificada (A); Dia 4, ferida após a limpeza (B); Dia 7, aspecto da ferida após a limpeza e previamente a realização da TFD (C); Dia 12, ferida após limpeza e previamente realização da TFD (D); Dia 15, ferida previamente a limpeza e curativo (E).

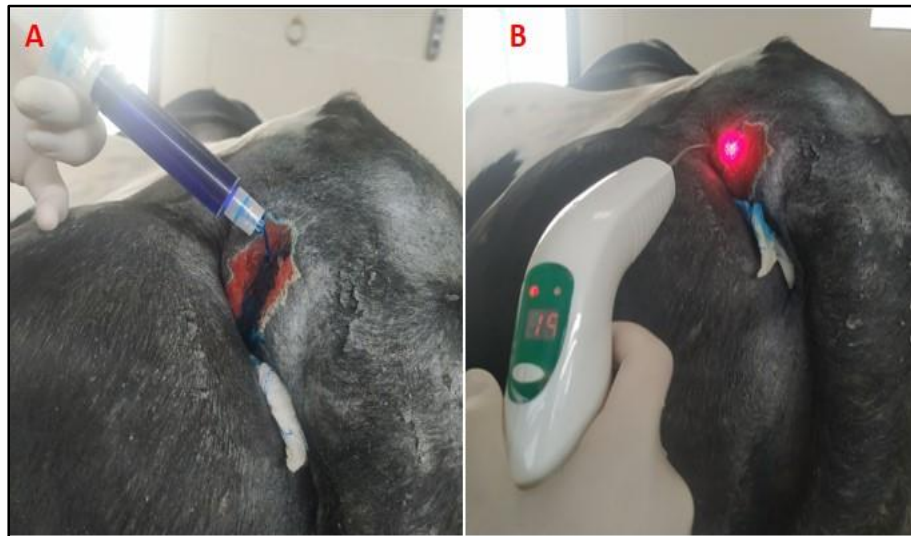


FONTE: o autor (2021).

A terapia fotodinâmica consiste na irradiação com laser ou outra fonte de luz em determinado tecido previamente exposto a uma substância fotossensibilizadora (SELLERA et al., 2014). É recomendado no tratamento de neoplasias e feridas cutâneas pela capacidade de inativar micro-organismos (BROWN, 2012). Admite-se que possa haver um efeito sinérgico entre os efeitos da luz e o fotossensibilizador, além do efeito antimicrobiano determinado pela TFD ser um adjuvante na reparação tecidual, principalmente por diminuir a carga microbiana (SELLERA et al., 2013). O azul de metileno é um fotossensibilizador com características desejáveis para o uso na TFD terapia fotodinâmica, pois pode gerar altas concentrações de oxigênio singlete, que é a principal espécie de oxigênio responsável pela indução de morte

celular na terapia, além de induzir a formação de radicais que levam a danos em biomoléculas (ISRAEL, et al., 2014). A TFD era realizada duas vezes na semana e nos demais dias era realizado apenas a limpeza e curativo da ferida. Após vinte dias de tratamento, quando o estágio já havia encerrado, houve a cicatrização completa da ferida, concluindo o tratamento.

FIGURA 29 – Aplicação da solução de azul de metileno sobre a ferida (A) e realização da laserterapia (B).



FONTE: o autor (2021).

4 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O estágio supervisionado obrigatório foi de extrema importância na formação técnico – profissional, possibilitando o contato com pessoas de culturas e regiões diferentes com diversos níveis de conhecimento técnico, além de agregar imensamente no aspecto pessoal. Os locais do estágio, por representarem realidades completamente diferentes, geraram uma experiência mais completa e ampla permitindo adquirir maior vivência para adentrar ao mercado de trabalho.

REFERÊNCIAS

- ALBERTON, L. R. et al. Eficácia do dipropionato de imidocarb, da enrofloxacina e do cloridrato de oxitetraciclina no tratamento de bovinos naturalmente infectados por *Anaplasma marginale*. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.67, n.4, p.1056-1062, 2015. Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/1678-4162-7999>>. Acesso em: 03 dez. 2021. DOI: 10.1590/1678-4162-7999.
- BARROS, B. J. P. DE; VISINTIN, J. A. Controle ultra-sonográfico de gestações, de mortalidades embrionárias e fetais e do sexo de fetos bovinos zebuínos. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 38, n. 2, p. 74–79, 2001. Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/S1413-95962001000200006>>. Acesso em: 24 nov. 2021.
- BENTLEY, P. A. et al. Responses of the mammary transcriptome of dairy cows to altered photoperiod during late gestation. **American Physiological Society**, v. 47, p. 488-499, 2015. Disponível em: <<https://journals.physiology.org/doi/full/10.1152/physiolgenomics.00112.2014>>. Acesso em: 07 out. 2021. DOI: 10.1152/physiolgenomics.00112.2014.
- BERCHIELLI, T. T. et al. (2011). **Nutrição de Ruminantes**. 2.ed. São Paulo: FUNEP, 2011.
- BERNARDO, F. B. et al. Alterações hematológicas e bioquímicas causadas por *Anaplasma marginale* em bovinos com aptidão leiteira da região Sudoeste do Paraná. **Revista Brasileira de Ciências Veterinárias**, v.23, n.3-4, p.152-156, 2016. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.4322/rbcv.2016.048>>. Acesso em: 03. dez. 2021.
- BROWN, S. Clinical Antimicrobial Photodynamic Therapy: Phase II Studies in Chronic Wounds. **Journal of the National Comprehensive Cancer Network** v.10, n.2, 2012. Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/23055223/>>. Acesso em 04. dez. 2021. DOI: 10.6004/jnccn.2012.0182.
- CÂMARA, A. C. L. et al. Métodos de tratamento do deslocamento de abomaso em bovinos. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.5, n.2, p.119–128, 2011. Disponível em: <<https://periodicos.ufersa.edu.br/index.php/acta/article/view/2095/4820>>. Acesso em: 21 nov. 2021.
- COLTURATO, L. A. G; et al. Deslocamento de abomaso em bovinos leiteiros: Revisão. **Pubvet**, v.15, n.02, p. 1–9, 2021. Disponível em: <<https://doi.org/10.31533/pubvet.v15n02a754.1-9>>. Acesso em: 21 nov. 2021.
- CONSTABLE, P. D. et. al. **Clínica veterinária: um tratado de doenças dos bovinos, ovinos, suínos e caprinos**. 11.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2021.
- COSER, S. M. et al. Mastite Bovina: Controle e Prevenção - Boletim técnico. Universidade Federal de Lavras, Departamento De Medicina Veterinária, v. 01, n. 93, p. 1–30, 2012.

D'AVILA, C. A. et al. Hormônios utilizados na indução da ovulação em bovinos – Artigo de revisão. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 43, n.4, p. 797–802, 2019. Disponível em: <<https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/vti-24435>>. Acesso em: 23 nov. 2021.

DA SILVA, J. B. & DA FONSECA, A. H. Analysis of the risk factors related to the immune humoral antiAnaplasma marginale in dairy cattle. **Semina: Ciências Agrárias**, v.34, n.2, p.777-784, 2013. Disponível em: <[t:https://www.researchgate.net/publication/261176479](https://www.researchgate.net/publication/261176479)>. Acesso em: 03 dez. 2021. DOI: 10.5433/1679-0359.2013v34n2p777.

DA SILVA, Y. et al. Deslocamento de abomaso à esquerda: Revisão. **Pubvet**, v.11, n.7, p.680-688. 2017. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.22256/pubvet.v11n7.680-688>>. Acesso em: 21 nov. 2021.

DAROS, R. R. et al. The relationship between transition period diseases and lameness, feeding time, and body condition during the dry period. **Journal of Dairy Science**, v. 103, n. 1, p. 649–665, 2020. Disponível em: <<https://doi.org/10.3168/jds.2019-16975>>. Acesso em: 18 nov. 2021.

DIERINGS, C. A. & WILMSEN, M. O. Tristeza parasitária bovina: revisão. **Brazilian Journal of Development**, v.7, n.6, p.56247-56263, 2021. Disponível em: <<https://www.brazilianjournals.com/index.php/BRJD/article/view/31004/pdf>>. Acesso em: 03 dez. 2021. DOI: 10.34117/bjdv7n6-165.

DELAMURA, B. B. et al. Aspectos clínicos, epidemiológicos, diagnóstico, tratamento e prevenção da cetose em vacas leiteiras: Revisão. **Pubvet**, v.14, n.10, p. 1–7, 2020. Disponível em: <<https://doi.org/10.31533/pubvet.v14n10a672.1-7>>. Acesso em: 21 nov. 2021.

DE MORAIS, J. P. G. et al. Lactation performance of Holstein cows treated with 2 formulations of recombinant bovine somatotropin in a large commercial dairy herd in Brazil. **Journal of Dairy Science**, v. 100, n. 7, p. 5945–5956, 2017. Disponível em: <<https://doi.org/10.3168/jds.2016-11965>>. Acesso em: 24 nov. 2021.

DE OLIVEIRA, E. B. et al. Using chitosan microparticles to treat metritis in lactating dairy cows. **Journal of Dairy Science**, v. 103, n. 8, p. 7377–7391, 2020. Disponível em: <<https://doi.org/10.3168/jds.2019-18028>>. Acesso em: 18 nov. 2021.

DJOKOVIC, R. et al. Diagnosis of subclinical ketosis in dairy cows. **Biotechnology in Animal Husbandry**, v. 35, n. 2, p. 111–125, 2019. Disponível em: <<https://doi.org/10.2298/BAH1902111D>>. Acesso em: 18 nov. 2021..

ESPADAMALA, A. et al. Metritis diagnosis and treatment practices in 45 dairy farms in California. **Journal of Dairy Science**, v. 101, n. 10, p. 9608–9616, 2018. Disponível em: <<https://doi.org/10.3168/jds.2017-14296>>. Acesso em: 18 nov. 2021.

FEITOSA, F. L. F. **Semiologia veterinária: a arte do diagnóstico**. 4.ed. Rio de Janeiro: Roca, 2020.

FILHO, N. P. R. et al. Uso de coberturas no tratamento de feridas de cães e gatos: Revisão de literatura. **Medvep - Revista Científica de Medicina Veterinária**, v.12, n.41, 2014. Disponível em: <<https://medvep.com.br/wp-content/uploads/2020/07/07-Uso-de-coberturas-no-tratamento-de-feridas-de-c%C3%A3es-e-gatos.pdf>>. Acesso em 04 dez. 2021.

FUZATTI, J. V. S. et al. Prevalence of mastitis and characterization of milking management of dairy cows in northwestern Sao Paulo state. **Boletim de Indústria Animal**, v. 78, 2021. Disponível em: <<https://doi.org/10.17523/bia.2021.v78.e1497>>. Acesso em: 10 out. 2021.

GIULIODORI, M. J. et al. Metritis in dairy cows: Risk factors and reproductive performance. **Journal of Dairy Science**, v. 96, n. 6, p. 3621–3631, 2013. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.3168/jds.2012-5922>>. Acesso em 18 nov. 2021.

GONÇALVES, R. S. et al. Aspectos clínicos e laboratoriais de um bovino com deslocamento de abomaso à esquerda. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 46, n. 349, p. 1–8, 2018. Disponível em: <<https://www.ufrgs.br/lacvet/publicacoes/aspectos-clinicos-e-laboratoriais-de-um-bovino-com-deslocamento-de-abomaso-a-esquerda/>>. Acesso em: 21 nov 2021.

GORDON, J. L.; LEBLANC, S. J.; DUFFIELD, T. F. Ketosis Treatment in Lactating Dairy Cattle. **Vet Clin Food Animal**, 2013. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.cvfa.2013.03.001>>. Acesso em: 18 nov. 2021.

GORDON, H. M & WHITLOCK, H. V. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. **Journal of the Council or Scientific and Industrial Researche**, v.12, p.50-52, 1939.

ISRAEL, C. B. et al. Uso da terapia fotodinâmica empregando azul de metileno a 2% como agente fotossensibilizante para o controle de crescimento tumoral em calopsita (*Nymphicus hollandicus*) portador de sarcoma*. **Revista brasileira de ciências veterinárias**, v.21, n.2, p.86-89, 2014. Disponível em: <<https://www.researchgate.net/publication/276007009>>. Acesso em: 04 dez. 2021. DOI: 10.4322/rbcv.2014.028.

JENKINS, N. T. et al. Utility of inline milk fat and protein ratio to diagnose subclinical ketosis and to assign propylene glycol treatment in lactating dairy cows. **The Canadian veterinary journal**, v. 56, n. 8, p. 850–854, 2015. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4502854/>>. Acesso em: 19 nov. 2021.

LIMA, A. O. et. al. **Métodos de laboratórios aplicados à clínica - técnica e interpretação**. 8.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1993.

LEHNINGER, A. L. et al. **Princípios de bioquímica**. 7. ed. São Paulo: Sarvier, 1991.

MACHADO, A. S. et al. Fatores determinantes do fluxo sanguíneo e nutriente para a glândula mamária bovina. **Pubvet**, v. 5, n. 21, 2011. Disponível em:

<<http://www.pubvet.com.br/uploads/636e2bcb9481c866443eab49f2f3caeb.pdf>>. Acesso em: 15 out. 2021.

MACHADO, V. S. et al. The association of cow-related factors assessed at metritis diagnosis with metritis cure risk, reproductive performance, milk yield, and culling for untreated and ceftiofur-treated dairy cows. **Journal of Dairy Science**, v. 103, n. 10, p. 9261–9276, 2020. Disponível em: <<https://doi.org/10.3168/jds.2020-18643>>. Acesso em: 18 nov. 2021.

MARTINS, T. M. et al. Aspectos reprodutivos e produtivos de vacas a raça holandesa com puerpério normal ou patológico. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 65, n.5, p.1348–1356, 2013. Disponível em: <<https://www.scielo.br/j/abmvz/a/rHbRbtc7d9xRqKt8JKZRByF/?lang=pt>> Acesso em: 22 nov. 2021. DOI: 10.1590/S0102-09352013000500012

MCART, J. A. A. et al. A field trial on the effect of propylene glycol on milk yield and resolution of ketosis in fresh cows diagnosed with subclinical ketosis. **Journal of Dairy Science**, v. 94, n. 12, p. 6011–6020, 2011. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0022030211006345>>. Acesso em: 18 nov. 2021. DOI: 10.3168/jds.2011-4463.

MCART, J. A. A.; NYDAM, D. V.; OETZEL, G. R. Epidemiology of subclinical ketosis in early lactation dairy cattle. **Journal of Dairy Science**, v. 95, n. 9, p. 5056–5066, 2012. Disponível em: <[https://www.journalofdairyscience.org/article/S0022-0302\(12\)00519-X/fulltext](https://www.journalofdairyscience.org/article/S0022-0302(12)00519-X/fulltext)>. Acesso em: 19 nov. 2021. DOI: 10.3168/jds.2012-5443.

MONTEIRO S. G. **Parasitologia na Medicina Veterinária**. 2. ed. – Rio de Janeiro: Roca, 2017.

NICKERSON, S. C. et al. Mastitis control in bred dairy heifers using dry cow therapy and teat sealant to prevent new infections and to cure existing ones. **Applied Animal Science**, v. 36, n. 1, p. 91–99, 2020. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S2590286520300100?via%3Dihub>>. Acesso em: 15 out. 2021. DOI:10.15232/aas.2019-01920.

PROBO, M. et al. Association between metabolic diseases and the culling risk of high-yielding dairy cows in a transition management facility using survival and decision tree analysis. **Journal of Dairy Science**, v. 101, n. 10, p. 9419–9429, 2018. Disponível em: <[https://www.journalofdairyscience.org/article/S0022-0302\(18\)30743-4/fulltext](https://www.journalofdairyscience.org/article/S0022-0302(18)30743-4/fulltext)>. Acesso em: 18 nov.2021. DOI: 10.3168/jds.2018-14422.

RADOSTITS, O. M. et al. **Clínica Veterinária**. 9. ed. Rio de Janeiro: Guanabara, 2000.

RADOSTITS, O. M. et al. **Exame clínico e diagnóstico em veterinária**. 1 ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2002.

RIBEIRO, J. O. et al. Efeito antisséptico e cicatrizante de formulação de uso tópico favorece reparação tecidual de feridas cutâneas em cães e gatos. **Ars Veterinaria**, v.34, n.1, p.046-052, 2018. Disponível em:

<<http://arsveterinaria.org.br/ars/article/view/1109/1120>>. Acesso em 04 dez. 2021. DOI: 10.15361/2175-0106.2018v34n1p46-52.

SANTOS, M. V. & FONSECA, L. F. L. **Controle da mastite e qualidade do leite - Desafios e soluções**. 1. ed. Pirassununga: Edição dos autores, 2019.

SELLERA, F. P. et al. Terapia fotodinâmica no tratamento de ferida causada por miíase em vulva de caprino– relato de caso. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.8, n.1, p.74-77, 2014. Disponível em: <<https://periodicos.ufersa.edu.br/index.php/acta/article/view/3557/5399>>. Acesso em: 04 dez. 2021.

SELLERA, F. P. et al. Photodynamic therapy in the treatment of canine oral papillomatosis. **International Journal of Science Commerce and humanities**, v. 1, p. 23-27, 2013. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/260106080_Photodynamic_therapy_in_the_treatment_of_canine_oral_papillomatosis>. Acesso em 04 dez. 2021.

SILVA, C. B. & RUAS, J. R. M. Uso da somatotropina bovina recombinante (bstr) em vacas mestiças: uma revisão. **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR**, v. 23, n. 2, p. 1–6, 2020. Disponível em: <<https://revistas.unipar.br/index.php/veterinaria/article/view/6650>>. Acesso em: 24 out. 2021. DOI: 10.25110/arqvet.v23i2cont.2020.6650.

SILVA, T. F. et al. Tristeza parasitária bovina: revisão. **Research, Society and Development**, v.10, n.1, 2021. Disponível em: <<https://rsdjournal.org/index.php/rsd/article/view/11631>>. Acesso em: 03 dez. 2021. DOI: 10.33448/rsd-v10i1.11631.

SOARES, R. A. N. et al. Genome-wide association study and functional analyses for clinical and subclinical ketosis in Holstein cattle. **Journal of Dairy Science**, v. 104, n. 9, p. 10076–10089, 2021. Disponível em: <[https://www.journalofdairyscience.org/article/S0022-0302\(21\)00646-9/fulltext](https://www.journalofdairyscience.org/article/S0022-0302(21)00646-9/fulltext)>. Acesso em: 18 nov. 2021. DOI: 10.3168/jds.2020-20101.

TAYLOR, M. A. et. al. **Parasitologia veterinária**. 4.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2017.

TIZARD, I. et al. **Imunologia veterinária**. 10.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2019.

TORRES-JÚNIOR, J. R. S. et al. Mitos e verdades em protocolos de IATF. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.40, n.4, p.129–141. 2016. Disponível em: <<https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/vti-24049>>. Acesso em: 23 nov. 2021.

UENO H. & GONÇALVES, P. C. **Manual para diagnóstico das helmintoses de ruminantes**. 4.ed. Japão: Japan International Cooperation Agency, 1998.

ULSENHEIMER, B. C. et al. Uso da Enrofloxacin em surto de anaplasmosose em

bovinos leiteiros em Ijuí - RS: relato de caso. **Pubvet**, v.14, n.5, p.1-6, 2020. Disponível em: <<https://doi.org/10.31533/pubvet.v14n5a574.1-6>>. Acesso em: 03 dez. 2021.

VALENTE, T. N. P. et al. Efeito da somatotropina sobre o metabolismo de ruminantes. **Pubvet**, v. 5, n. 20, 2011. Disponível em: <<https://www.pubvet.com.br/artigo/1716/efeito-da-somatotropina-sobre-o-metabolismo-de-ruminantes>>. Acesso em: 24 out. 2021.

ZILIO, B. S. et al. Análise do líquido ruminal – revisão de literatura. **Revista científica eletônica de medicina veterinária**, v.4, n.11, 2008. Disponível em: <http://faef.revista.inf.br/imagens_arquivos/arquivos_destaque/kKNKq5GRShEGyOj_2013-6-14-14-58-4.pdf>. Acesso em: 03 dez. 2021.