U.PORTO

ICBAS | INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS ABEL SALAZAR
SCHOOL OF MEDICINE AND BIOMEDICAL SCIENCES

MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

Transfusões Sanguíneas em Bovinos

Rita de Moura Ferreirinha

MI 2025



Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Instituto de Ciências Biomédicas de Abel Salazar

Universidade do Porto

Rita de Moura Ferreirinha

Transfusões Sanguíneas em Bovinos

Área científica: Medicina e Cirurgia de Animais de Produção

Orientador: Professor Doutor Paulo Pegado Cortez

Co-orientadores: Professora Doutora Martina Hoedemaker e Katharina Goebel

Porto, 2025

RESUMO

Na produção de bovinos, acontecem numerosos casos de afeções que podem levar à necessidade de uma transfusão de sangue ou dos seus componentes para ajudar na recuperação do estado geral do animal. Este procedimento também pode ser usado como um último recurso para ajudar um animal que esteja num estado moribundo. O objetivo deste trabalho passa por integrar a utilização de transfusões sanguíneas no contexto real em campo, através de uma revisão bibliográfica dos aspetos teóricos e dos procedimentos a realizar para garantir uma transfusão o mais segura possível. Assim, é possível averiguar as vantagens e desvantagens da realização de transfusões sanguíneas no campo.

A principal questão posta neste trabalho é se o procedimento é realizável de maneira segura no contexto de campo, sem acesso a todos os métodos de identificação e categorização do sangue, sem a possível divisão dos seus componentes e com apenas conhecimento básico do dador.

Este Relatório de Estágio encontra-se dividido em três partes principais: uma primeira, relativa às transfusões sanguíneas, em que são explicadas as indicações para o procedimento, as informações sobre os grupos sanguíneos e a sua tipagem em laboratório, os procedimentos a realizar para a transfusão, as vantagens e desvantagens da sua realização e o prognóstico após a mesma. De seguida é apresentado um caso clínico visto na Clínica de Bovinos da Universidade de Medicina Veterinária de Hannover, onde são seguidos os passos descritos anteriormente, mas num contexto de campo (sem acesso a laboratório). Por fim, uma conclusão respondendo às questões que motivaram a escrita deste relatório.

PALAVRAS-CHAVE: Transfusão sanguínea; Grupo sanguíneo; Procedimento; Reações Adversas

Tabela 1: Resumo de afeções e procedimentos vistos e efetuados durante o estágio curricular

BOVINOS

Área	Casuística	TiHo	LMU
Cirurgia	Cesariana	4	
	Amputação do dígito	3	3
	Ruminotomia	3	
	Laparotomia exploratória	2	1
	Resolução de deslocamento abomasal por omentopexia	3	
	Resseção do úraco	2	
	Resolução de estenose do canal do teto		1
	Resolução de hérnia umbilical		1
	Resolução de torção de ceco		1
	Resolução de cólica		1
	Fetotomia	2	
Metabólica	Cetose clínica	11	5
	Cetose subclínica	2	2
	Hipocalcémia clínica	1	2
	Esteatose hepática		1
Cardíaco	Defeito do septo interventricular	1	
Reprodução	Parto distócito	4	
	Visualização de ecografia de aparelho reprodutor masculino	1	
	Visualização de ecografia de aparelho reprodutor feminino	3	
	Palpação transretal do aparelho reprodutor feminino	84	2
	Vaginoscopia	8	
	Torção uterina	3	
	Metrite puerperal	6	2
	Retenção placentária	2	
Respiratório	Enfisema subcutâneo	1	
	Ecografia torácica	3	6
	Pneumonia em vitelos	4	
	Pneumonia em adultos	7	1
	Pleuropneumonia		3
Digestivo	Ecografia abdominal	2	
	Sindrome de corpo estranho	1	2
	Diarreia em vitelos	12	
	Enterite	1	1
	Deslocamento de abomaso à direita	2	4
	Deslocamento de abomaso à esquerda	5	6
	Abomasite hemorrágica	4	
	Dilatação e torção cecal		1
	Aplasia do cólon		1
	Actinobacilose	1	
	Úlcera abomasal	1	
	Síndrome de Hoflund	1	
	Timpanismo ruminal	2	
	Salmonelose	1	
	Cólica		1
Neurológico	Hidrocefalia	2	
	Meningite	1	

BOVINOS

Área	Casuística	TiHo	LMU
Musculo-esquelético	Ecografia articular	3	
	Radiografia articular	2	
	Paralisia do nervo radial	1	
	Fratura óssea	2	1
	Recolha de líquido sinovial	3	2
	Lavagem articular	1	
	Artrite	2	
	Poliartrite séptica		1
	Bursite	2	
	Deformidade flexora	2	
	Rotura do ligamento cruzado cranial	2	
Glândula Mamária	Mamite	9	2
	Estenose do canal do teto		1
	Laceração do teto	2	
Urinário	Cistite		1
	Uraquite	2	1
Profilaxia	Recolha de sangue para despiste de IBR	87	5
	Recolha de sangue para despiste de Febre Aftosa	45	
	Vacinações para íngua Azul	160	
Podal	Aparagem corretiva	6	3
	Dermatite digital	3	
	Dermatite interdigital	6	
	Úlcera da sola	5	2
	Colocaçao de taco	2	
	Abcesso solar	31	1
	Panarício	2	
Pele	Dermatofitose	3	
	Piolhos	1	2
	Hérnia umbilical		1
	Carcinoma de células escamosas	1	1
Olho	Exoftamia		1
	Conjuntivite	1	2
Outros	Onfalite	2	2
	Tromboflebite	1	3
	Peritonite difusa	2	2
	Ecografia de abcesso	3	4
	Necrópsia		2
	Eutanásia	3	4
	Tranfusão sanguínea	4	

PEQUENOS RUMINANTES

Área	Casuística	TiHo	LMU
Cirurgia	Cesariana		2
	Amputação do úbere		1
	Enucleação		2
	Castração		2
Digestivo	Timpanismo		1
Olho	Queratite		2
Outro	CAE		1
	Eutanásia		1

ATIVIDADES DESENVOLVIDAS DURANTE O ESTÁGIO

O presente estágio curricular de dezasseis semanas foi realizado em duas partes, ambas no âmbito da clínica e cirurgia de animais de pecuária, com particular ênfase nos bovinos.

As primeiras doze semanas foram realizadas na Klinik für Rinder, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover (TiHo, Clínica de Bovinos da Universidade de Medicina Veterinária de Hannover), onde foi cumprida uma rotação que passou por quatro semanas de cirurgia, três semanas de podologia, cinco semanas de internamento e sete visitas de controlo reprodutivo e vacinações em regime ambulatório. A equipa da clínica era constituída por vários Médicos Veterinários e assistentes, com os quais tive oportunidade de aprender ao acompanhá-los nas várias atividades desenvolvidas diariamente. Os bovinos recebidos eram tanto de aptidão leiteira como de aptidão de carne.

As restantes quatro semanas, foram realizadas na Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung pertencente à Ludwig-Maximilians-Universität München (Clinica para Ruminantes com Ambulatório e Atendimento Pecuário da Universidade Ludwig-Maximilians de Munique), neste estágio completei uma semana em ginecologia e pequenos ruminantes, uma em ortopedia e duas em medicina interna e cirurgia, onde pude contactar com bovinos, pequenos ruminantes e camelídeos, passando por uma pletora de casos e cirurgias interessantes neste mês.

Diariamente, realizei exames físicos e diversos métodos diagnósticos nos animais internados, assim como os procedimentos relativos ao seu tratamento diário. Esta permanência dos animais na clínica permitiu um maior acompanhamento dos casos clínicos e a possibilidade de praticar os vários procedimentos diagnósticos e de tratamento, o que se revelou uma grande mais-valia para o meu desenvolvimento profissional.

AGRADECIMENTOS

Chegando ao fim deste percurso, que foi tanto desafiante como lindo, não posso deixar de agradecer a todos os que me apoiaram e ajudaram durante estes 6 anos.

Primeiramente, gostaria de agradecer ao meu orientador, Prof. Doutor Paulo Pegado Cortez, por ter a disponibilidade de me acompanhar e guiar durante o curso e especialmente durante estes ultimos meses.

A toda a equipa dos MPL Vets por me terem recebido e orientado no meu primeiro contacto com a profissão e por tudo o que me ensinaram nos meses em que os acompanhei.

À equipa da Clínica de Bovinos de Hannover e da Clínica de Ruminantes de Munique, por me acolherem e fazerem os possíveis para me ensinar, mesmo com a dificuldade da barreira linguística.

Às minhas amigas de Hannover, a Francisca, a Jessica, a Patrícia e a Rita, que me fizeram sentir um bocadinho de casa na Alemanha e que era como se nos tivéssemos conhecido toda a vida.

Um especial obrigado aos alunos que me acompanharam em Hannover e me fizeram bem-vinda e um deles, nomeadamente a Aileen, que embora me conhecesse há pouco tempo, tornou-se uma amiga muito querida e que, mesmo com a distância, me apoiou todos os dias.

A todos os meus amigos do ICBAS que estiveram presentes do início ao fim, ao grupo do Chá das 5 que tornavam os dias mais fáceis, o estudo menos cansativo e que faziam as rugas de riso mais proeminentes, especialmente, à Joaninha e à Bárbara que desenvolveram uma paciência extra só para mim e para as nossas chamadas de 2 horas quando estávamos à distância. À Sofi e ao Gui, que de uma relação praxística passámos a uma amizade linda. À Ana Rita por ter respondido à minha lista de perguntas sem fim, pela paciência que teve para me ajudar mesmo quando não me conhecia pessoalmente.

À Susana, à Bia, às minhas Marianinhas e ao Henrique, que estão comigo desde o liceu e viram este percurso a começar desde o dia 1 e estiveram ao meu lado every step of the way, sempre que eu precisava, partilhando todas as conquistas e derrotas. Ao Ivo, que mesmo não conhecendo à muito tempo, moveu mundos e fundos para me apoiar no final deste percurso quando eu mais precisava.

A toda a minha família, mas especialmente aos meus pais, à Alice e aos meus irmãos, que para além de me terem ajudado em todo o meu percurso, incluindo na entrada na faculdade atribulada, sem eles eu não tinha conseguido ter todas as oportunidades, experiências e felicidades em todos os meus anos de escolaridade.

ÍNDICE

ÍNDICE DE FIGURAS VIII
ÍNDICE DE TABELAS VIII
ABREVIATURAS IX
1. INTRODUÇÃO 10
2. TRANSFUSÃO DE SANGUE 10
2.1. Indicações 10
2.3. Grupos sanguíneos 12
2.4. Testes/*Crossmatching* 13
2.4.1. Princípios de *crossmatching* 13
2.5. Anticoagulantes 14
2.6. Seleção de Dador 14
2.7. Procedimento de colheita de sangue 15
2.8. Procedimento de administração de sangue e monitorização 16
2.8.1. Administração 16
2.8.2. Monitorização 17
2.9. Reações adversas e monitorização 18
2.10. Prognóstico após transfusão 19
3. CASO CLÍNICO 20
3.1. Identificação do animal 20
3.2. Anamnese 20
3.3. Exame Físico 20
3.4. Exames Complementares 21
3.5. Resultados de Hematócrito e Proteínas Totais 21
3.6. Diagnósticos diferenciais: 21
3.7. Diagnóstico definitivo: 22
3.8. Tratamento: 22
3.9. Procedimento usado na transfusão: 22
3.10. Acompanhamento: 30
4. CONCLUSÃO 31
5. BIBLIOGRAFIA 32
6. ANEXO A 35

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Corrente de garrote na jugular 23
Figura 2: Álcool e Tintura de iodo para desinfeção 23
Figura 3: Frasco para recolha de sangue inteiro 24
Figura 4: Animal dador 24
Figura 5: Animal dador 25
Figura 6: Desinfeção do local de punção 26
Figura 7: Recolha de sangue do dador 26
Figura 8: Frasco de sangue submerso em água quente 27
Figura 9: SIstema de infusão sem filtro 28
Figura 10: Solução isotónica de NaCl 0,9% 28
Figura 11: Cateter auricular 29
Figura 12: Sistema de transfusão de sangue 30

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1: Resumo de afeções e procedimentos vistos e efetuados durante o estágio curricular IV
Tabela 2: Resultados dos valores de Hematócrito e Proteínas Totais ao longo do período de internamento 21
Tabela 3: Procedimento de transfusão simplificado 35

ABREVIATURAS

2,3-DPG - 2, 3-difosfoglicerato

ACD - Ácido-citrato-dextrose

ATP - adenosina trifosfato

BCS - body condition score/pontuação de condição corporal;

bpm – batimentos por minuto

CPDA-1 - Citrato-fosfato dextrose-adenina

***E. coli* -** *Escherichia coli*

EDTA - ácido etilenodiaminotetracético

EPOC – Enterprise Point of Care (teste que mede vários parâmetros críticos no sangue)

FFP - fresh frozen plasma / plasma fresco congelado

FPT – Falha de Transferência Passiva de Imunoglobulinas

FWB - fresh whole blood /sangue inteiro fresco

G – Gauge

g/dL – grama por decilitro

g/L – grama por litro

Hb - Hemoglobina

Hct - Hematócrito;

I.M. - intramuscular

I.V.- intravenoso

IBR (BHV-1) – Rinotraqueíte Infecciosa Bovina (Herpesvírus Bovino-1)

Kg – quilograma(s)

L – litro(s)

mg/kg – miligrama por quilograma

mL – mililitro

mL/kg – mililitro por quilograma

mL/kg/h – mililitro por quilograma por hora

NaCl – Cloreto de Sódio

PCV - packed cell volume / volume de células
compactadas

pRBC - packed red blood cells/glóbulos vermelhos compactados

PTs – Proteínas Totais

rpm – respirações por minuto

TiHo – Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover

T.R.C. – Tempo de Repleção Capilar

V - Volume

1. INTRODUÇÃO

Transfusão de sangue é o processo de transferência de sangue, constituído por eritrócitos, leucócitos, plasma e plaquetas (Jacob et al., 2021). Em alguns casos é possível a separação destes componentes, podendo administrá-los em separado dependendo da necessidade do animal. Para isso, é fundamental a existência de bancos de sangue, especializados na identificação, separação e armazenamento destes componentes. Infelizmente, ainda não existem bancos de sangue que apliquem estes processos a produtos sanguíneos de todas as espécies, como por exemplo, nos bovinos, sendo então o mais comum nesta espécie a transfusão de sangue completo/inteiro.

A transfusão de sangue tem sido usada com sucesso desde o início do século XX em animais que estavam em estado crítico devido a condições como anemia grave e hemorragia. Nestes casos, a transfusão sanguínea podia ser o factor decisivo entre a vida e a morte e assim o é em muitos casos (Jacob et al., 2021).

Para realizar uma transfusão de sangue, é importante saber o volume sanguíneo e os grupos sanguíneos de cada animal, o que leva à necessidade da recolha completa de informação sobre o mesmo, quer do dador como do recetor e, também, da realização de testes sanguíneos como *crossmatching*.

Devido às várias combinações antigénicas em grupos sanguíneos de animais, provavelmente não pode haver nenhum dador universal, embora, como será mais à frente referido, nos bovinos temos facilidade de transfusão entre diversos grupos sanguíneos, o que leva a que o processo seja mais simples, menos perigoso e com menos possibilidade de reações indesejáveis, tendo assim mais vantagens do que desvantagens em certos casos em que o procedimento seja necessário.

2. TRANSFUSÃO DE SANGUE

2.1. Indicações

As transfusões de sangue são altamente recomendadas num animal com um PCV (*packed cell volume*, exame de sangue que mede a proporção de eritrócitos numa amostra de sangue, também conhecido como teste de hematócrito) inferior a 10-14% com perda de sangue superior a 25% do volume total de sangue, para estes animais é recomendado uma transfusão de sangue completo (Shah et al. 2021; Stockler, 2016; Tyrell, 2012). Um bovino com anemia grave (<10% PCV), é mais provável que não sobreviva independentemente de outros tratamentos. Por outro lado, num bovino com anemia moderada (10-15% PCV), recomenda-se uma transfusão para ajudar na recuperação (Briggs, 2014).

A principal indicação para transfusão de sangue é o tratamento de anemia causada por hemorragia, hemólise, eritropoiese ineficaz, anemia hemolítica imunomediada, doença infeciosa ou inflamatória crónica, neoplasia, doenças graves não regenerativas, trauma, lesão (como ulceração do abomaso), doenças parasitárias (p.e. coccidiose e hemoparasitas), queimadura e falha na transferência passiva de imunoglobulina colostral em vitelos (Bell, 2006; Drieu, 2009). É importante que os animais sejam avaliados clinicamente individualmente (Ramakant et al., 2023; Stockler, 2016). Podem também ser recomendadas para melhorar a capacidade de transporte de oxigénio e retificar os sinais clínicos de anemia (Ramakant et al., 2023).

Para casos de trombocitopenia, o limite inferior geralmente aceite para transfusão de plaquetas é contagem das mesmas de 10.000/µL. As indicações adicionais para transfusão incluem hipovolémia, deficiência de fatores de coagulação primária ou secundária e hipoproteinemia (Kumar, 2017).

Existem vários componentes do sangue, podendo cada um ser considerado mais indicado nas diferentes causas que levam à necessidade de uma transfusão sanguínea:

- sangue completo fresco (FWB) é indicado para hemorragia excessiva e distúrbios hemorrágicos (p.e. animais que sofreram trauma grave, hemoparasitas);
- concentrado de glóbulos vermelhos (pRBC) para tratamento de anemia causada por hemorragia, hemólise ou eritropoiese ineficaz (p.e. animais com anemia sintomática, incluindo anemia devida a hemorragia, hemólise, doença renal e diminuição da produção de eritrócitos (devido a supressão da medula óssea));
- plasma fresco congelado (FFP) para o tratamento de deficiência de fatores de coagulação único ou múltiplo, deficiência de vitamina K ou antagonismo da mesma, sangramento cirúrgico ou quando é necessária uma transfusão de grande volume (p.e. queimaduras, coagulopatia devido aos fatores II, VII, IX, X, XI, X, fibrinogénio e antitrombina III, intoxicação por rodenticidas, etc.);
- Plaquetas para corrigir trombocitopenia, controlar a hemorragia, e prevenir a morte por hemorragia;
- Granulócitos são utilizados em pacientes com neutropenia com risco de vida causada por insuficiência da medula óssea ou em pacientes com disfunção de neutrófilos;
- Crioprecipitado é usado no tratamento da Hemofilia A (deficiência em fator VIII), doença de Von Willebrand e hipofibrinogenemia (pois contém fator von Willebrand, fator VIII e fibrinogénio) (Jacob et al., 2021).

2.2. Sinais clínicos que suportam transfusão

Como muitas vezes o diagnóstico laboratorial não é possível no campo, a maior parte do diagnóstico de anemia devido a perda de sangue é feita com base na história e nos sinais clínicos (Stockler, 2016).

A decisão de fazer uma transfusão é tomada por suspeita de grande perda de volume de sangue e sinais clínicos de anemia. Esses sinais incluem letargia e estado mental alterado, aumento do esforço respiratório/taquipneia, palidez das mucosas, TRC superior a 4 segundos, extremidades frias e taquicardia ou frequência cardíaca cada vez mais acelerada (>110 bpm em bovinos adultos) (Shah et al. 2021). A cor das mucosas, no entanto, não é uma medida sensível da perda aguda de sangue total em bovinos, mas ficarão pálidas quando o PCV cai abaixo dos 15%. Os vasos esclerais finos tornam-se menos aparentes e quase desaparecem no início da anemia, sendo um sinal útil para nos guiarmos (Bell, 2006).

Em doenças como anaplasmose, leptospirose, doenças autoimunes e babesiose (red water disease) a hemoglobinúria é um sinal clínico muito importante para confirmar a suspeita das doenças, juntamente com outros exames de sangue como a presença de corpos de Heinz (Stockler, 2016).

A letargia, fraqueza e suscetibilidade a doenças num vitelo são sinais que podem indicar para uma falha de transmissão passiva de imunoglobulinas, especialmente se houver suspeita de um encolostramento deficiente do animal. Um teste para confirmar esta suspeita, também comumente utilizado por clínicos, é a medição de proteína sérica por refratómetro. Este fornece uma avaliação razoavelmente precisa do estado de transferência passiva em vitelos. Um resultado de proteína sérica total inferior a 5,2 g/dL correlaciona-se com FPT, um valor de proteínas totais entre 5,2 e 5,5 g/dL é considerada transferência passiva marginal e acima de 5,5g/dL é considerada um transferência boa. (Hogan, 2015)

2.3. Grupos sanguíneos

Os grupos sanguíneos são denominados de acordo com os antigénios presentes na superfície dos eritrócitos. Esses antigénios são responsáveis pela indução de reações imunomediadas, o que pode causar complicações durante as transfusões de sangue de diferentes grupos sanguíneos. As reações imunomediadas também podem ser induzidas por antigénios acoplados a plaquetas, leucócitos e proteínas plasmáticas (Kumar, 2017).

Os grupos sanguíneos reconhecidos internacionalmente em bovinos são A, B, C, F, J, L, M, R, S, T e Z. Desses 11 grupos, os grupos B e J são os mais clinicamente relevantes. O grupo B tem mais de 60

antigénios, fazendo com que seja difícil realizar uma transfusão de sangue totalmente compatível. O antigénio J não é um antigénio eritrocitário verdadeiro, mas um antigénio lipídico encontrado no plasma. Os bovinos com anticorpos anti-J com uma pequena quantidade do antigénio J nos eritrócitos, mas grupo sanguíneo J-negativo, podem desenvolver reações ao receber transfusões de sangue J-positivo. (Blackmer and Parish, 2002). Se houver uma segunda transfusão de sangue com antigénio J incompatível dentro de quatro dias após a primeira transfusão, pode resultar em reações hemolíticas. (Divers, 2005)

Na maioria dos casos em bovinos, a tipagem de sangue não é necessária, embora vários autores recomendem que pelo menos se use a mesma raça entre dador e recetor. A primeira transfusão de sangue não costuma ter efeitos indesejáveis em bovinos, mas a segunda ou terceira transfusão podem causar choque anafilático (Soldan, 1999; Stockler, 2016).

2.4. Testes/*Crossmatching*

O PCV pode ser medido facilmente na maioria dos laboratórios. Um valor menor que 0,15/15%, como antes referido, seria uma indicação para transfusão sanguínea (o PCV normal dos bovinos é 0,24 - 0,46). Contudo, a perda aguda de sangue total não afeta o PCV, pois tanto os eritrócitos quanto o plasma são perdidos. Por outro lado, como a hidratação excessiva pode diminuir artificialmente esse valor, a medição do PCV deve ser interpretado com estas variáveis em consideração. Este é mais útil para avaliar o grau de perda de sangue subaguda/crónica (por exemplo, babesiose e úlceras de abomaso) e medir a resposta à terapia na fase de recuperação (Bell, 2006).

2.4.1. Princípios de *crossmatching*

A transfusão de sangue deve ser praticada após a classificação sanguínea adequada e o cruzamento do grupo do dador com o do recetor para evitar as reações transfusionais (Kumar, 2017).

Para bovinos, ovinos e caprinos, testes para anticorpos hemolíticos e complemento são necessários. (Divers, 2005; Stormont, 1991, 1982). O teste de *major crossmatch* avalia a presença (achados positivos) ou ausência (achados negativos) de níveis detetáveis de anticorpos, sejam naturais ou induzidos, no recetor contra antigénios eritrocitários do dador (Kumar, 2017).

O procedimento de *minor crossmatch* segue os mesmos passos que o *major crossmatch*, mas avalia a presença ou ausência de anticorpos detectáveis no plasma do dador contra eritrócitos do recetor. O *minor crossmatching* é de pouca importância porque o volume do plasma dado é muito pequeno em comparação com o do recetor e é diluído no mesmo (Giger, 2000; Kumar, 2017). A reação final ao ser notada é hemólise e aglutinação (Jacob, 2021).

A necessidade de *crossmatching* prende-se com a diminuição do risco de reações nos pacientes. Às vezes, reações transfusionais podem ocorrer mesmo após transfusões anteriores, porque o teste de *crossmatching* não avalia os glóbulos brancos ou plaquetas, que são a principal fonte de muitas reações transfusionais imediatas, como piréxia e hipersensibilidade pulmonar aguda (Ramakant et al., 2023; Sharma et al., 2009).

Como referido anteriormente, a necessidade de tipagem sanguínea em bovinos não é comum (Stockler, 2016), devido à existencia de 11 tipos sanguíneos, dos quais 2 podem causar reações adversas (Blackmer and Parish, 2002), consequentemente, os testes de *crossmatching* não são muito usados nestes animais, especialmente porque não são exequíveis em situações de emergência no campo.

2.5. Anticoagulantes

Dois anticoagulantes são os mais comumente usados para a colheita de sangue:

- Citrato-fosfato dextrose-adenina (CPDA-1): é considerado o melhor anticoagulante porque mantém níveis mais elevados de 2, 3-difosfoglicerato (2, 3-DPG) e adenosina trifosfato (ATP) no sangue. Neste, o sangue pode ser armazenado por aproximadamente 35 dias.
- Ácido-citrato-dextrose (ACD): permite o armazenamento de sangue durante 21 dias (Lucas et al., 2004; Wardrop et al., 2005)

É recomendado utilizar 1 mL de anticoagulante (CPDA-1/ACD) para cada 7 mL de sangue. O sangue devere ser refrigerado em sacos plásticos especiais para colheita de sangue quando não usado imediatamente. A heparina também é um anticoagulante que pode ser usado, mas não é recomendada para colheita de sangue pois ativa as plaquetas. Por isso, quando em heparina, o sangue deve ser usado imediatamente. Por causa da escassez de glicose e esgotamento de ATP e 2, 3-DPG, a sobrevivência e utilidade funcional dos eritrócitos diminui com o aumento do armazenamento temperatura e tempo. (Bucheler, 1994; Hohenhaus, 200; Wardrop, 2008)

2.6. Seleção de Dador

Na maioria dos casos, o *crossmatching* não é necessário, embora, como referido anteriormente, é recomendado que os animais sejam da mesma raça (Soldan, 1999; Stockler, 2016).

Na seleção de um dador, a história clínica do mesmo deve ser colhida, entrevistando cuidadosamente o proprietário para minimizar o risco de transmissão de doenças através do sangue. A melhor escolha é um animal adulto saudável (de preferência entre 4 a 5 anos de idade), livre de doenças contagiosas conhecidas, com boa condição corporal (BCS leite >3,5, BCS carne >6), de fácil maneio/comportamento tranquilo e que não esteja no 3º trimestre de gestação. É também importante que o dador nunca tenha recebido uma transfusão, esteja vacinado e livre de parasitas sanguíneos. (Sharma et al., 2009; Stockler, 2016). Recomenda-se a triagem de animais de grande porte para doenças como tripanossomose, filariose, teileriose, anaplasmose, babesiose, paratuberculose, tuberculose, brucelose, complexo de doença da mucosa (diarreia por vírus bovino), pleuropneumonia bovina contagiosa, peste bovina, septicemia hemorrágica, campilobacteriose, tricomoníase e candidíase (Sharma et al. 2009).

Os dadores, idealmente, devem ter PCV basal e concentrações de proteína total normais antes de qualquer recolha de sangue para transfusão, tendo em mente que sinais clínicos não são o suficiente para saber estes valores, visto que o PCV pode cair até 15% antes que os sinais clínicos sejam observados (Hackett et al. 2006).

Em certos casos, o dador pode ser o próprio recetor. Nesse caso, faz-se uma autotransfusão, consistindo na colheita de sangue autólogo após um episódio de sangramento e, após a filtração, na infusão de volta no dador. É indicado apenas quando há sangramento ativo numa cavidade corporal importante sem nenhuma outra fonte de eritrócitos disponível. É contraindicado quando o sangue está contaminado por substâncias excretoras, resíduos, agentes infecciosos ou células malignas. As suas vantagens incluem compatibilidade antigénica, nenhum risco de transmissão de doenças, e sendo normotérmico, com pH balanceado, imediatamente disponível, e económico. As desvantagens incluem potencial para hemólise, formação de êmbolos, desenvolvimento de coagulopatia ou coagulação intravascular disseminada e sepsis (Chiaramonte, 2004).

2.7. Procedimento de colheita de sangue

Para a colheita de sangue, para além da contenção adequada do animal, o procedimento envolve:

- Exposição da veia jugular e a aplicação de uma técnica asséptica para preparação do local da punção venosa;
- Administração de xilazina na dose de 0,05-0,1 mg/kg I.M. se o dador não cooperar;

- Preparação do recipiente com o anticoagulante escolhido (se estiver a ser colhida uma grande quantidade de sangue (4-6 litros), podem ser utilizados frascos ou recipientes de vidro estéreis com 100 mL de solução de citrato de sódio a 3,8% por 1 L de sangue (Soldan, 1999);
- Aplicação de pressão na veia jugular (garrote) e punção com agulha estéril de grande calibre (8G ou 10G) (Stockler, 2016);
- Após obter a quantidade desejada de sangue, alívio da pressão na jugular a e remoção da agulha;
- Aplicação de pressão na zona de punção até coagular (Briggs, 2017).

Um total de 4-5L demora cerca de cinco minutos a recolher e é aconselhado agitar continuamente o recipiente de colheita para garantir distribuição do anticoagulante (Briggs, 2017).

Como regra geral, os bovinos podem doar sangue até 1,6% do seu peso corporal (Mudge, 2010). Em adultos, o volume sanguíneo equivale a 7 a 8% do peso corporal. Na prática, 10-15% do volume sanguíneo de um adulto (5-6 litros) é geralmente suficiente para a maioria das indicações. Se o PCV do dador e do recetor é conhecido, de acordo com Mudge (2014) pode-se usar a seguinte fórmula para calcular o volume sanguíneo necessário:

$$V = \left(\frac{\text{PCV desejado} - \text{PCV atual}}{\text{PCV dador}}\right) \times (\text{Peso corporal recetor (kg)} \times 80\text{mL/kg})$$

Onde, 80 mL/Kg = Volume sanguíneo circulante normal. O volume do sangue para transfusão depende também do tamanho do animal, grau de anemia, defeito plaquetário ou coagulopatia. (Mudge, 2014; Ramakant et al., 2023).

Na prática, a maioria dos Médicos Veterinários faz apenas estimativas aproximadas de que um volume de sangue de 5 a 7 litros e 0,5 a 1 litro é suficiente para vacas adultas e vitelos, respetivamente. Outros autores consideram que aproximadamente 10mL de sangue por quilograma de o peso corporal é suficiente na maioria dos casos (Drieu, 2009; Hubans-Belkilani, 2001; Mudge, 2010; Soldan, 1999).

2.8. Procedimento de administração de sangue e monitorização

2.8.1. Administração

O sangue deve ser aquecido a 37°C antes da administração para prevenir a hipotermia. A temperatura não deve ser superior, pelo risco de lise de eritrócitos e inativação de fatores de coagulação (Kumar, 2017).

A via preferida de transfusão de sangue é através de um cateter intravenoso, porque todas as células são transfundidas diretamente na circulação (Chiaramonte, 2004). De acordo com Tyrell (2012), o procedimento de administração do sangue consiste nos seguintes passos:

- Colocação do animal recetor da transfusão no trancador/guilhotina ou manga;
- Imobilização da cabeça do animal, lateralizada e para cima para expor a veia jugular;
- Preparação da veia – remoção de pêlo, desinfeção e colocação de anestésico local (opcional);
- Se necessário, administração de 0,5-1mL de xilazina I.V.
- Colocação do recipiente de sangue numa posição mais elevada que o recetor e ao seu lado;
- Colocação do cateter na veia jugular e suturar no lugar;
- Abertura do sistema de transfusão de sangue, lentamente no início e depois de um curto período de tempo, se não houver nenhuma evidência de reação à transfusão, aumentar a taxa de infusão.

É aconselhável transferir o sangue para o animal recetor gradualmente durante os primeiros 30 minutos e o processo não deve exceder mais de 4 horas. Também é aconselhado não administrar cálcio ou fluidos hipotónicos imediatamente após a transfusão de sangue, pois pode levar a hemólise (Jacob, 2021). Em recetores que não cooperem, o sangue pode ser injetado intraperitonealmente, mas, embora os eritrócitos sejam retirados pela corrente sanguínea num estado inalterado, a absorção é relativamente lenta (Soldan, 1999).

Os pacientes hipovolémicos podem necessitar de uma taxa de infusão de 20 mL/kg por hora, enquanto pacientes com doenças cardíacas, doença renal ou hepática ou vitelos em decúbito podem necessitar de uma taxa de infusão de apenas 1 mL/kg por hora (Hackett et al., 2006; Wardrop, 2008).

2.8.2. Monitorização

O PCV, proteínas totais (para monitorização da hemólise), frequência cardíaca, frequência respiratória, avaliação da cor das mucosas e temperatura corporal devem ser obtidas e registadas previamente ao tratamento (Chiaramonte, 2004).

A cada 15 minutos durante a primeira hora da transfusão, a frequência cardíaca, frequência respiratória e temperatura corporal devem ser medidas. Se nenhum efeito adverso for observado, a taxa de transfusão pode ser aumentada como anteriormente referido. Após a primeira hora, o paciente deve ser observado intermitentemente (ou seja, a cada hora) quanto a sinais de qualquer reação. Se alguma reação for observada, a transfusão deve ser interrompida imediatamente (Chiaramonte, 2004).

2.9. Reações adversas e monitorização

As reações transfusionais são classificadas em 4 grupos, sendo a divisão inicial baseada em imunomediadas e não imunomediadas. Essas reações são subdivididas em reações agudas, que ocorrem dentro de horas, e reações tardias, que podem ocorrer até uma semana ou mais (anos) após uma transfusão (Green, 2002).

As reações transfusionais hemolíticas agudas representam as mais comuns das reações transfusionais imunológicas agudas observadas em pacientes veterinários. Essas reações estão associadas a anticorpos contra antigénios de eritrócitos. (Turnwald et al., 1985).

A hemólise intravascular leva à formação de fibrina, circulação de microtrombos e consumo de plaquetas, fatores de coagulação e, eventualmente, coagulopatia intravascular disseminada. As substâncias vasoativas libertadas causam dilatação arteriolar com permeabilidade capilar, o que leva à hipotensão (Chiaramonte, 2004).

Os sinais clínicos incluem hipotensão, taquicardia, taquipneia, piréxia, vómito e até morte. A hemólise intravascular aguda resulta em hemoglobinemia e hemoglobinúria (Chiaramonte, 2004).

As reações não hemolíticas agudas e febris resultam de reações imunomediadas contra os leucócitos ou plaquetas do dador. Clinicamente, é definido quando um aumento da temperatura corporal de pelo menos 1°C for observado, sem nenhuma outra causa de febre encontrada. (Brubaker, 1990). Quando os anticorpos do recetor se ligam às plaquetas, leucócitos, ou proteínas plasmáticas do dador, uma reação antigénio-anticorpo liberta mediadores endógenos (por exemplo, interleucina-1) e causa piréxia (Chiaramonte, 2004).

Se se observarem vómitos e taquipneia, a transfusão deve ser interrompida, podendo ser reiniciada mais lentamente. As reações de hipersensibilidade aguda que são anafiláticas (causadas por uma resposta dos anticorpos do recetor contra a imunoglobulina A do dador) ou alérgicas (mediadas pela imunoglobulina E) são classificadas como hipersensibilidades do tipo I. Estes causam urticária por estimulação dos mastócitos para produzir substâncias vasoativas (resposta de anticorpos contra proteínas plasmáticas do dador) e prurido, reações que geralmente ocorrem nos primeiros 45 minutos

e são tratadas com a paragem da transfusão e administração de esteróides ou anti-histamínicos (Chiaramonte, 2004).

Outra reação imunológica tardia é a púrpura pós-transfusional causada por anticorpos de transfusões anteriores contra plaquetas recebidas. Esta reação ocorre aproximadamente 1 semana após a transfusão e pode persistir por dois meses (Chiaramonte, 2004).

Também podem ocorrer reações não imunológicas como danos nos eritrócitos por armazenamento e/ou administração inadequados, incluindo depleção de ATP, temperaturas extremas, contaminação bacteriana e danos físicos, podendo causar hemólise pré-transfusional, que é facilmente confundida com hemólise intravascular (Cotter, 1991).

A sobrecarga circulatória é causada por transfusões excessivas e agressivas. Um sistema circulatório já comprometido por doença cardíaca ou renal pode descompensar facilmente. A taquicardia, taquipneia/dispneia e tosse podem preceder a insuficiência cardíaca congestiva, recomendando-se uma taxa de transfusão de 1 mL/kg/h nesses pacientes, como anteriormente referido (Authement et al., 1986).

A hemólise tardia é evidenciada por uma diminuição do PCV entre 2 a 14 dias após a transfusão e é o mais comum em animais que receberam transfusões previamente (Kumar, 2017).

Outras complicações para além das reações antigénio-anticorpo eritrocitária incluem intoxicação por citrato, intoxicação por amónia e infecção (Wardrop, 2008; Harrell et al., 1997; Hohenhaus, 2000). A toxicidade do citrato pode ser grave em bovinos hipocalcémicos, pois o citrato é quelante do cálcio, diminuindo-o mais. (Kumar, 2017¸Novaretti et al., 2004; Soldan, 1999).

As complicações pós-transfusionais podem ser evitadas com triagem cuidadosa do dador, realizando-se cruzamento e tipagem sanguínea antes das transfusões e usando um processo de colheita, armazenamento e administração (Sharma et al., 2009).

Se houver sinais de anafilaxia, deve-se administrar epinefrina (0,01 – 0,02 mL/kg I.V.) imediatamente. As reações mais leves a transfusões, como urticária, febre e taquipneia, podem ser tratadas com um anti-inflamatório (por exemplo, flunixina meglumina 1,1 mg/kg I.V.) ou um anti-histamínico (por ex. tripelenamina 1,1 mg/kg I.M.) (Mudge, 2010).

2.10. Prognóstico após transfusão

Os sinais clínicos como apetite, ingestão de água, hematúria, cor das mucosas e condição corporal melhoram com uma transfusão sanguínea bem sucedida. No estudo realizado por Shah et al.

(2021), os animais recetores da transfusão revelaram uma melhoria do apetite e ingestão de água imediatamente após o procedimento, com os animais em decúbito a levantarem-se durante ou imediatamente após a transfusão de sangue completo.

Os valores hematológicos melhoram com ambos tratamento de suporte com fluidos e transfusão sanguínea mas comparativamente os valores de Hb e Hct em animais transfundidos são superiores em comparação com animais só com fluidos (Shah et al. 2021).

A transfusão de sangue total tem efeito benéfico, aumentando a capacidade de transporte de oxigénio, velocidade de recuperação e restauração de funções vitais, melhoria dos parâmetros hematológicos e bioquímicos em direção aos fisiológicos e reduzido período de convalescença. Podemos então afirmar que as transfusões são uma boa solução para ser empregue como terapia adjuvante em casos graves de anemia hemolítica, perda de sangue, etc. (Shah et al. 2021).

3. CASO CLÍNICO

3.1. Identificação do animal

Vitela, de raça *Holstein Friesian*, com 32 kg de peso e 3 dias de idade.

3.2. Anamnese

O animal foi internado na Clínica de Bovinos da TiHo, em Hannover, Alemanha no dia 25/02/2025, apresentando-se com diarreia que tinha começado no próprio dia e com o estado geral deteriorado. Foi também mencionado pelo produtor que o encolostramento da vitela não tinha sido realizado adequadamente devido ao seu estado.

3.3. Exame Físico

O animal apresentava-se deitado em posição esternal com a cabeça levantada. O estado mental estava alterado, com alguma apatia. O estado nutricional estava abaixo do desejado, com a condição corporal de 2,5. O Médico Veterinário classificou o vitelo como gravemente doente e num estado agudo de doença, com o bem-estar geral do animal gravemente perturbado. A frequência respiratória era de 32 rpm e a frequência cardíaca era de 88 bpm. O animal estava hipotérmico, apresentando-se com uma temperatura de 36,4°C. A mucosa nasal estava pálida e a mucosa gengival

estava rosa-clara com um TRC superior a 2 segundos. O olho apresentava-se levemente afundado na órbita (enoftalmia) e os vasos episclerais não eram nítidos. A veia jugular apresentava-se pouco preenchida. A região perianal do animal apresentava-se muito suja, com fezes em grande quantidade, amareladas, aquosas e com mau odor.

3.4. Exames Complementares

No dia 25 de Fevereiro foram realizados exames de sangue rotineiros na clínica para testar para IBR (BHV-1) e Febre Aftosa (teste obrigatório devido ao surto que afetou búfalos de água no mês de Janeiro de 2025 em Brandemburgo, Alemanha). No mesmo dia, foi também enviada uma amostra de fezes para *Salmonella* que teve resultado negativo. Por fim, realizou-se um teste Fassisi®, (testa para a presença de *Cryptosporidium parvum*, Rotavirus, Coronavirus e *E. coli* K99) que deu positivo para a presença de *Cryptosporidium parvum.*

Diariamente, era realizado um teste EPOC, hematócrito e teste de proteínas totais.

3.5. Resultados de Hematócrito e Proteínas Totais

Tabela 5: Resultados dos valores de Hematócrito e Proteínas Totais ao longo do período de internamento

	Hct (%)	**PTs (g/dL)**
25/02	28	74
26/02	21	54
27/02	19	50
01/03	32	56

Na Tabela 2, é possível observar que os valores de Hct até dia 27 de Fevereiro foram diminuindo (valores de referência de usados: 25%-35%), assim como os valores de PTs (valor de referência usado: >55 g/dL).

3.6. Diagnósticos diferenciais:

Os principais diagnósticos diferenciais neste caso foram criptosporidiose (por *Cryptosporidium parvum*), Colibacilose (pelas bactérias E. coli enterotoxigénica ou *E. coli* K99), Coccidiose, infeção por Rotavirus, infeção por Coronavirus e Clostridiose (por *Clostridium perfringens* Tipo C).

3.7. Diagnóstico definitivo:

O diagnóstico definitivo concluído pela equipa Médico-Veterinária foi Diarreia Neonatal provocada por *Cryptosporidium parvum.*

3.8. Tratamento:

Na Clínica de Bovinos de Hannover, os animais são considerados candidatos a uma transfusão quando o Hct é inferior a 15% (embora abaixo de 20% já seja indicação para transfusão) e/ou quando as PTs se encontram abaixo dos 40 g/L.

O vitelo recebia diariamente uma dose de 2mL de Tri-hidrato de Amoxicilina (Veyxyl®) devido ao facto da sua exploração de origem ter historial de infeções por *E. coli* e 6 mL de Lactato de Halofuginona (Halocur®) para o efeito criptosporidiostático.

No dia 25 de Fevereiro recebeu uma infusão de 5 L de NaCl suplementado com 250 mL de Bicarbonato de Sódio 8,4% e 60 mL de Glucose 40%.

Para evitar o edema pulmonar, que poderia resultar da sobrehidratação, como as proteínas totais e hematócrito desciam diariamente e também para ajudar o facto de este animal ter sofrido um pobre encolostramento, foi decidido no dia 28 de Fevereiro que o animal iria receber uma tranfusão sanguínea de 1L de sangue inteiro.

3.9. Procedimento usado na transfusão:

Primeiramente foi feita a escolha do material para a recolha de sangue que consiste de uma corrente de garrote (Figura 1), tintura de iodo e álcool (Figura 2), 6 compressas de algodão uma agulha estéril de 14G (2.00 × 80mm), um frasco estéril com a capacidade de 1L com 1mL de Heparina e 100mL de solução isotónica de NaCl 0,9% (Figura 3). Na clínica da TiHo, o anticoagulante utilizado é heparina pois, em transfusões anteriores com citrato de sódio, depararam-se com coágulos sanguíneos no sistema de infusão que impediam a passagem do sangue.



Figura 1: Corrente de garrote na jugular

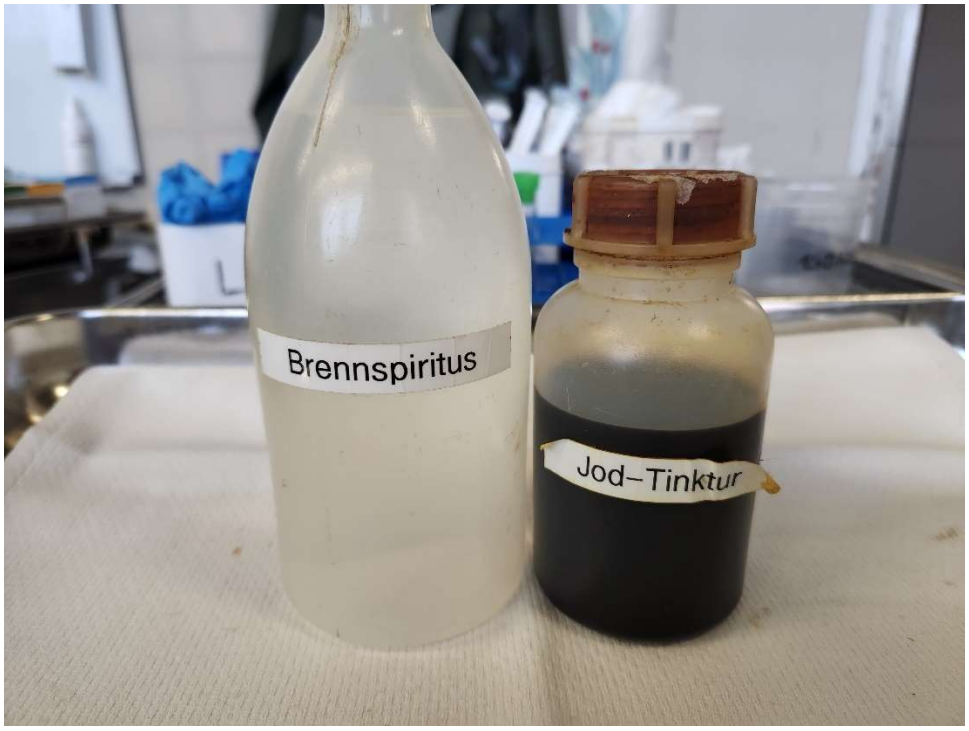


Figura 2: Álcool e Tintura de iodo para desinfeção



Figura 3: Frasco para recolha de sangue inteiro

Seguidamente, foi feita a seleção do dador. Foi escolhida uma vaca pertencente à clínica, com 7 anos de idade, 776 Kg, saudável, não gestante e com uma boa condição corporal (Figura 4 e 5).

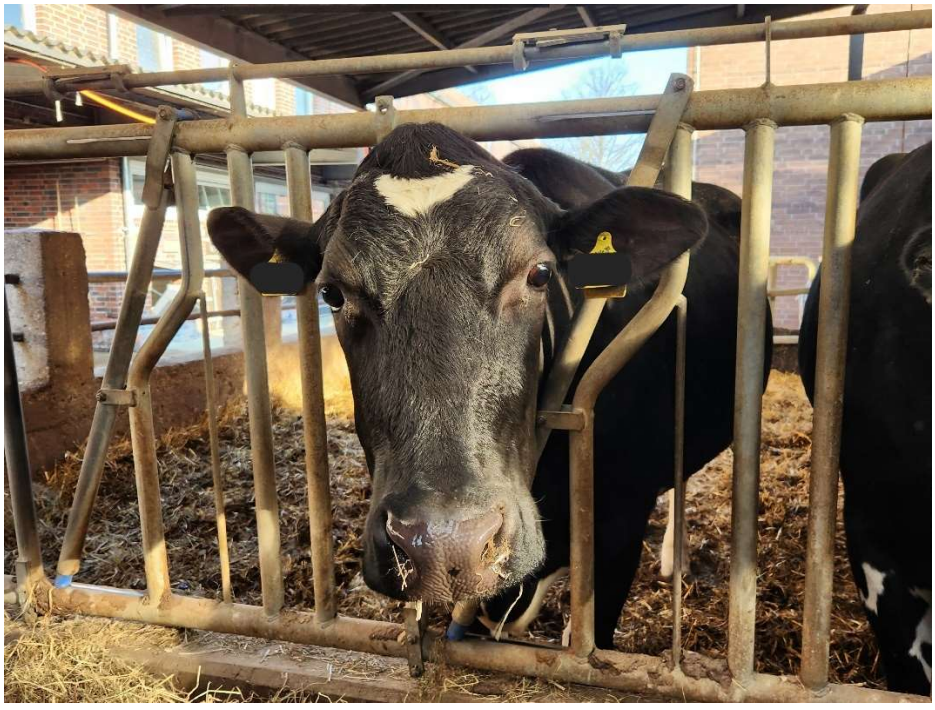


Figura 4: Animal dador

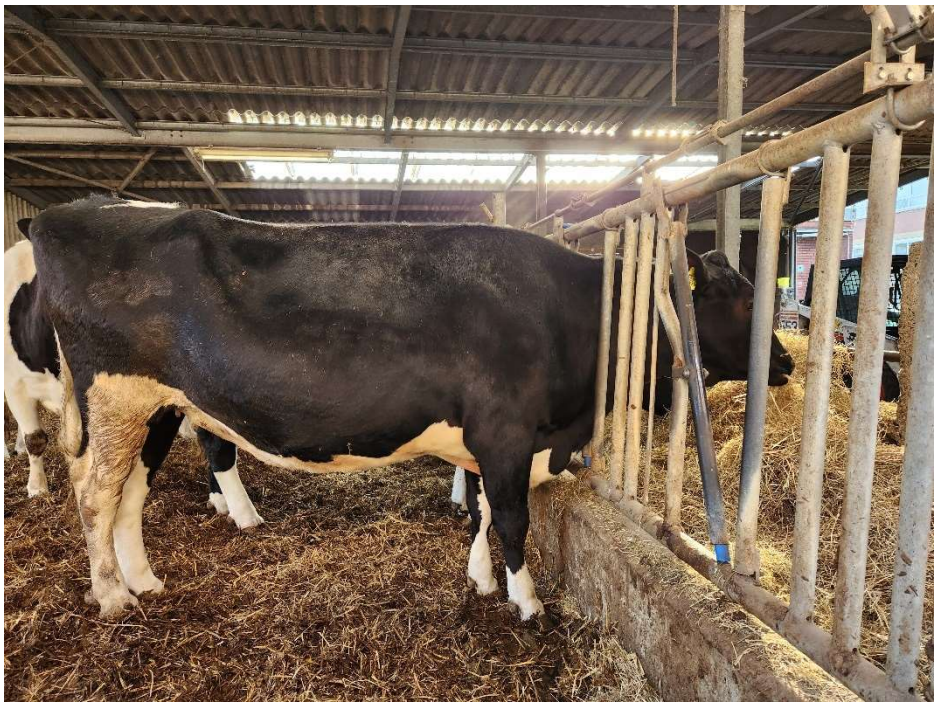


Figura 5: Animal dador

Após a imobilização da dadora num trancador, foi feita a imobilização da sua cabeça, lateralizando-a com uma corda, expondo assim a veia jugular. A corrente de garrote foi colocada no pescoço do animal, a área de punção foi desinfetada com álcool três vezes e depois com tintura de iodo também por três vezes (Figura 6). A agulha estéril foi inserida na jugular da dadora e o sangue foi colhido para o frasco estéril, com o movimento constante do líquido no frasco para garantir a distribuição da solução de heparina (Figura 7).

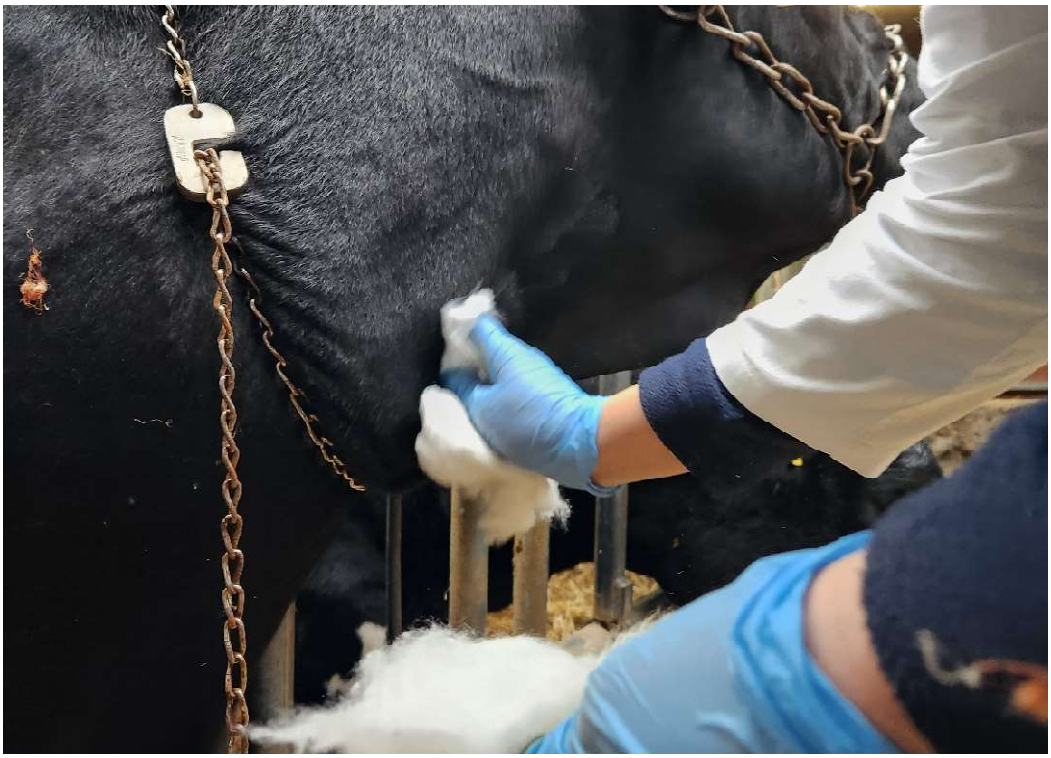


Figura 6: Desinfeção do local de punção



Figura 7: Recolha de sangue do dador

Após a obtenção da quantidade de sangue desejada, o frasco foi submergido num balde com água quente (aproximadamente a 37-38°C) (Figura 8) e transportado diretamente para o estábulo do vitelo recetor.



Figura 8: Frasco de sangue submerso em água quente

Seguidamente foi feita a escolha do material para a transfusão sanguínea que consistia de um sistema de soro sem filtro (Figura 9), um cateter (já se encontrava na orelha do animal), uma garrafa de solução isotónica NaCl 0,9% de 100mL (Figura 10) e o frasco com o sangue.

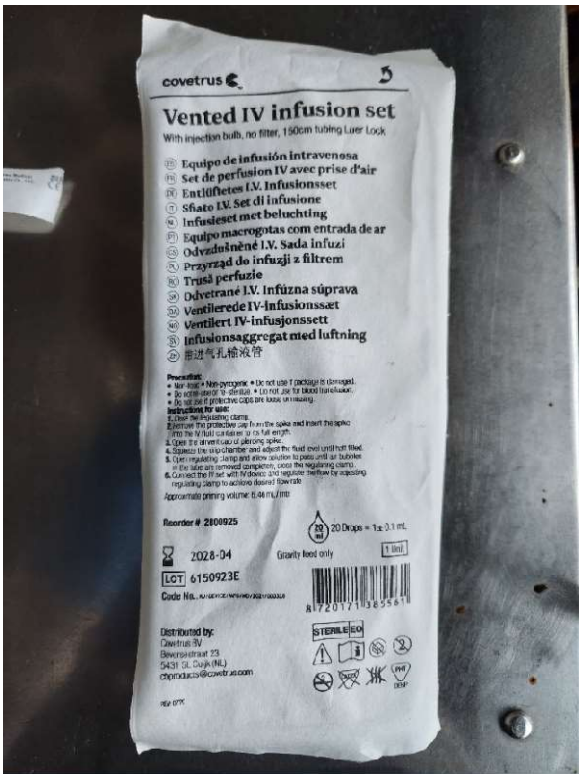


Figura 9: SIstema de infusão sem filtro

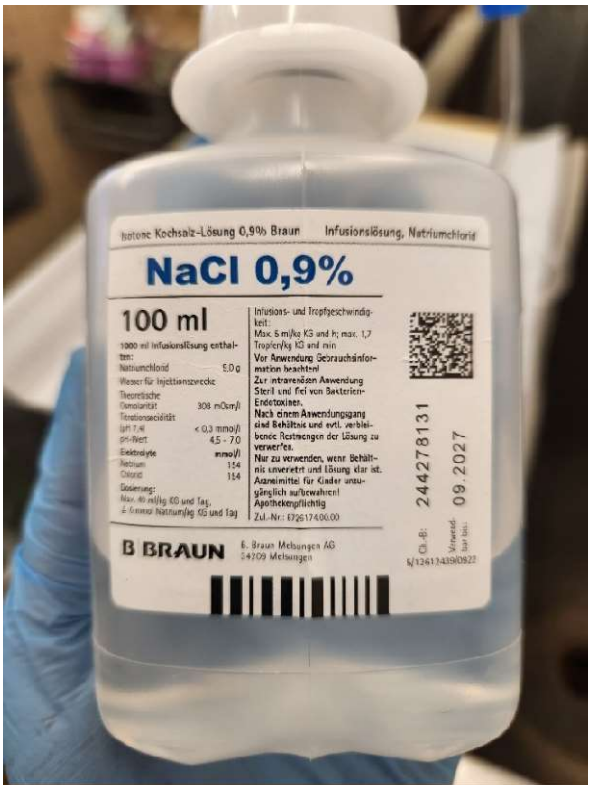


Figura 10: Solução isotónica de NaCl 0,9%

O vitelo recetor já se encontrava com um cateter colocado numa veia da orelha direita (Figura 11) devido à infusão previamente recebida.

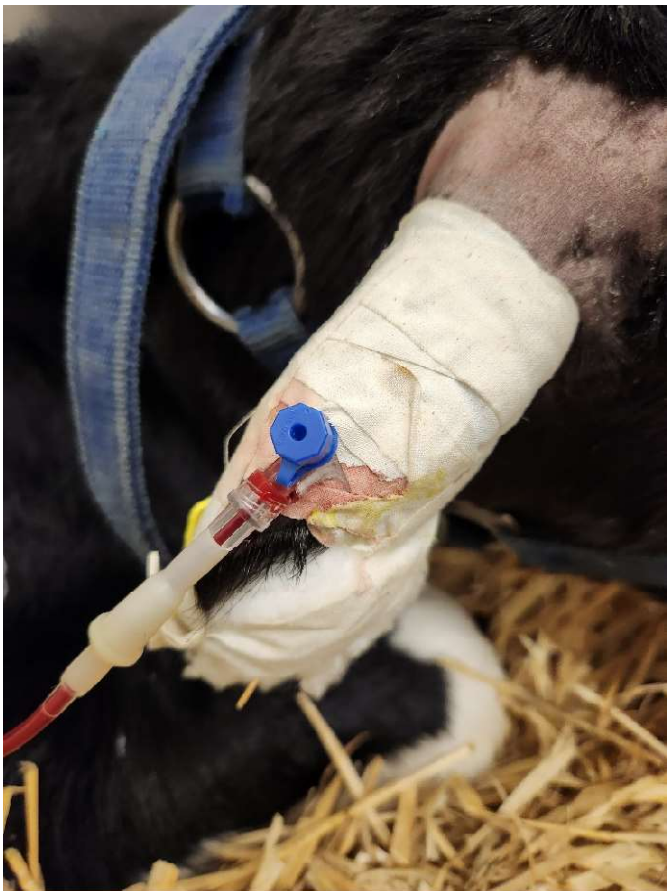


Figura 11: Cateter auricular

Na eventualidade do cateter ainda não estar colocado, nesta clínica era feita a avaliação do estado das veias na orelha do animal e da jugular, sendo posteriormente decidido em qual seria colocado o cateter para a transfusão.

O sistema de transfusão foi preparado, com o frasco pendurado ao lado do animal, o sistema conectado ao frasco e ao cateter no vitelo (Figura 12).

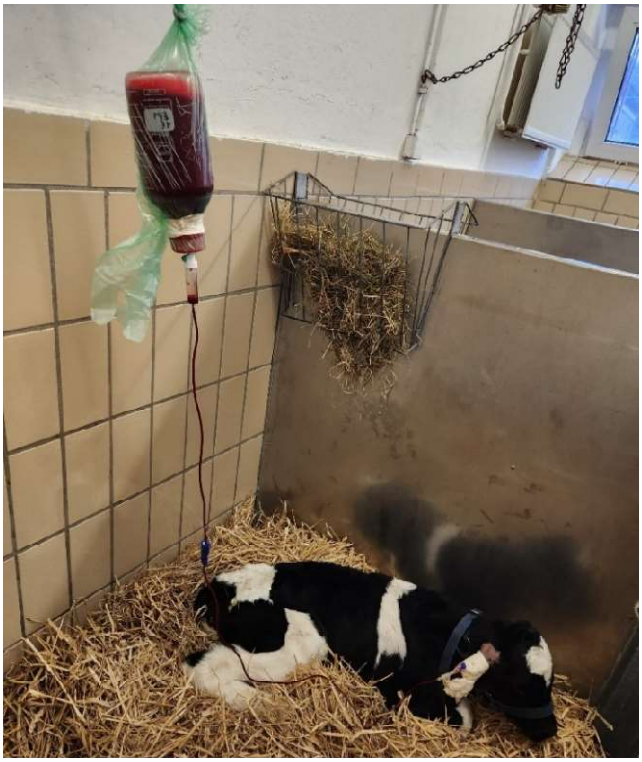


Figura 12: Sistema de transfusão de sangue

As frequências cardíaca e respiratória do animal foram medidas antes da transfusão começar (100 bpm e 36 rpm, repetivamente). O sistema foi aberto e a transfusão correu à taxa máxima permitida pelo sistema durante 10 minutos. Ao longo desse período de tempo, o vitelo foi observado constantemente para sinais de reação adversa e as frequências cardíaca e respiratória foram medidas regularmente, não tendo havido alterações significativas.

Após 10 minutos, foi conectada ao sistema a garrafa de solução isotónica NaCl 0,9% e o sistema foi aberto por mais 10 minutos, durante os quais o animal foi igualmente monitorizado.

No fim, como nenhum sinal de reação adversa foi detetado, foi reconectado o frasco de sangue ao sistema e o mesmo foi aberto na taxa máxima possível até ao final do conteúdo, monitorizando apenas esporadicamente até ao final. No fim da transfusão, o sistema foi retirado e o cateter na orelha do animal foi tapado, caso fosse necessário o seu uso num futuro próximo.

3.10. Acompanhamento:

Após a transfusão sanguínea, o animal apresentava-se mais ativo, com temperatura normal (rondando os 38°C), mucosas rosadas e húmidas e globos oculares sem enoftalmia percetível. Os valores de Hematócrito e de Proteínas Totais também aumentaram para valores dentro do normal (Hct: 32%, PTs: 56 g/L, no dia 1 de Março).

Nos dias seguintes o animal apresentava-se ativo e bebia bem. No dia 6 de Março o animal teve alta médica e voltou para a exploração de origem.

4. CONCLUSÃO

As transfusões sanguíneas na área da Medicina Veterinária já são realizadas há muitos anos, o que permitiu uma compreensão dos seus benefícios e dos riscos de uma maneira mais detalhada, levando assim à possibilidade de uma elaboração segura dos procedimentos. Devido a serem complexas, é necessária a sua realização sempre com precaução mas, estas, podem drasticamente melhorar o estado de um animal que se encontre entre a vida e a morte. Embora seja necessária mais pesquisa na área das transfusões sanguíneas em bovinos, pode-se concluir que é um procedimento que pode ser realizado num contexto de campo (sem acesso a laboratório), de uma maneira económica e evitando grandes riscos associados. Para esse efeito, foi incluída em anexo uma tabela com a informação necessária para a realização do mesmo.

5. BIBLIOGRAFIA

Authement JM, Wolfsheimer KJ, Catchings S (1986). Canine blood component therapy: Product preparation, storage and administration. J Am Anim Hosp Assoc 23:483-493

Bell, G. (2006). Clinical: Blood transfusions in cattle. *Livestock*, *11*(3)

Briggs, S. (2014). Blood transfusion in cattle. In Proceedings of the Society of Dairy Cattle Veterinarians of the NZVA Annual Conference.

Brubaker DB (1990). Clinical significance of white cell antibodies in febrile nonhemolytic transfusion reactions. Transfusions 30:733

Bucheler J, Cotter S. (1994). Storage of feline and canine whole blood in CPDA 1 and determination of post-transfusion viability. J Vet Intern Med. 8:172.

Chiaramonte, D. (2004). Blood-component therapy: selection, administration and monitoring. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, *19*(2), 63–67

Cotter SM: Clinical transfusion medicine, in Cotter SM (ed) (1991). Comparative Transfusion Medicine. Advances in Veterinary Science and Comparative Medicine, Vol 36. San Diego, CA, Academic Press, p 188

Divers, T., (2005): Blood component transfusions. Journal of Vet Clin North Am Food Anim Pract, 21: 615-622.

Drieu, C. (2009): Hématologie en Médecine Bovine et Application à la Réalisation d'une Transfusion. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons-Alfort, France. pp. 109–111

Giger U. (2000). Blood typing and crossmatching to ensure compatible transfusions. In: Bonagura JD editor. Kirk's Current Veterinary Therapy XIII. Philadelphia: Philadelphia, USA: WB Saunders; p. 396–399

Green MT. Transfusion medicine, in Wingfield WE (ed) (2002) The Veterinary ICU Book. Jackson Hole, WY, Teton New Media, pp 189-201

Hackett, T.B., Jensen, W.A., Lehman, T.L., Hohenhaus, A.E., Crawford, P.C., Giger, U., Lappin, M.R. (2006). Prevalence of DNA of Mycoplasma haemofelis, Candidatus Mycoplasma haemominutum, Anaplasma phagocytophilum and species of Bartonella, Neorickettsia and Ehrlichia in cats used as blood donors in the United States. Journal of the American Veterinary Medical Association. 229(5): 700-705

Harrell K, Parrow J, Kristensen A (1997). Canine transfusion reactions, Part I. Causes and consequences. Compend Contin Educ Pract Vet 19:181-190

Hogan I, Doherty M, et al. (2015). Comparison of rapid laboratory tests for failure of passive transfer in the bovine. Ir Vet J. 68(1): 18

Hohenhaus A. (2000). Transfusion reactions. In: Feldman BF, et al. editors. Schalm's Veterinary Hematology. 5th ed. Lippincott, Philadelphia, USA: Williams & Wilkins; p. 864–868

Hubans-Belkilani, V. J. (2001): La transfusion sanguine chez les bovins. École Nationale Vétérinaire D'Alfort, Maisons-Alfort, France. pp. 34–37

Jacob, N., & Sundar, A. (2021). *Blood transfusion in animals: A review*. *9*(5), 357–361.

Kumar, R. (2017): Blood Transfusion in Veterinary Medicine. Journal of Hematology & Transfusion, 4(4):2-8

Lucas, R., Lentz, K. and Hale, A. (2004): Collection and preparation of blood products. Journal of Clin Tech Small Anim Pract, 19(2):55-62

Mudge MC. (2010). Blood transfusion in large animals. In: Weiss DJ, Wardrop KJ, editors. Schalm's Veterinary Hematology. 6th edition. Philadelphia: Lippincott Williams and Wilkns, 757-62.

Mudge, M.C. (2014). Acute Hemorrhage and Blood Transfusions in Horses. The Veterinary Clinics of North America, Equine Practice. 30(2): 427-436

Mudge, M.C., MacDonald, M., Owens, S. and Tablin, F. (2004): Comparison of 4 blood storage methods in a protocol for equine preoperative autologous donation. Journal of Vet Surg, 33(5):475-486.

Novaretti MC, Jens E, Pagliarini T, et al. (2004). Comparison of conventional tube test technique and gel microcolumn assay for direct antiglobulin test: a large study. J Clin Lab Anal; 18(5):255–258

Ramakant, Sarkar, T. K., Verma, A. K., Thakur, V., Maurya, P. K., Gautam, S., Varun, V. K., & Deepak, D. (2023). Clinical Significance of Blood Transfusions in Animals: A Review. *Agricultural Reviews*, *Of*. https://doi.org/10.18805/ag.r-2638

Shah, N.D., Bhikane, A.U., Jadhav, R.K., Chavhan, S.G. (2021). Efficacy of Whole Blood Transfusion as an Adjunct Therapy in Severe Cases of Haemolytic Anaemia in Cattle. Indian Journal of Animal Research

Sharma, R.D., Kumar, M., Sharma, M.C. (2009). Systemic Examinations and General Systemic Conditions. In: Textbook of Clinical Veterinary Medicine. Published by Directorate of information and publications of agriculture, Indian council of agricultural research Krishi Anusandhan Bhavan I Pusa, New Delhi. pp. 96-101

Soldan, A. (1999). Blood transfusions in cattle. In Practice 21, 590–595

Stockler R. (2016). Blood transfusion in ruminants. College of Veterinary Medicine

Stormont C. (1982). Blood groups in animals. J Am Vet Med Assoc.; 181:1120–1124

Stormont C. (1991). Blood groups in animals. Adv Vet Sci Comp Med.; 36:9– 55

Turnwald GH, Pichler ME (1985). Blood transfusion in dogs and cats, Part II. Administration, adverse affects and component therapy. Comp Cont Educ 7:115-126

Tyrell L.. (2012). Blood transfusions in cattle at Walwa Vet Practice. *The Australian Cattle Veterinarian*, *2012*(64), 26–27. https://www.ava.com.au/library-resources/library/ava-scientific-journals/acv/2012/blood-transfusions-in-cattle-at-walwa-vet-practice2/

Wardrop K. (2008). Transfusion medicine. In: Morgan RV editors. Handbook of Small Animal Practice. 5th ed. St. Louis, USA: Saunders Elsevier; p. 707–713.

Wardrop, K.J., Reine, N., Birkenheuer, A., Hale, A., Hohenhaus, A., Crawford, C., Lappin, M.R. (2005). Canine and feline blood donor screening for infectious disease. Journal of Veterinary Internal Medicine. 19(1): 135-142;

6. **ANEXO A.** Procedimento simplificado

Tabela 3: Procedimento de transfusão simplificado

	Dador	**Recetor**
Escolha	• Adulto saudável • BCS >3,5 (leite); BCS >6 (carne) • Fácil maneio • ~~3º trimestre de gestação~~ • Vacinado • Livre de parasitas e doenças • Nunca recebeu transfusão	Atenção: • Animais hipovolémicos podem necessitar de uma taxa de infusão de 20 mL/kg/h • Animais com doenças cardíacas, doença renal ou hepática ou vitelos em decúbito podem necessitar de uma taxa de infusão de apenas 1 mL/kg/h)
Material	• Corda de contenção • Aparador de pêlo • Compressas • Álcool e Tintura de iodo • Agulha de grande calibre • Recipiente com anticoagulante (1mL de CPDA-1 por cada 7mL sangue OU 1mL heparina e 100mL de NaCl 0,9% por cada 1L sangue) • Balde de água quente	Transfusão: • Aparador de pêlo • Cateter, Fita adesiva ou fio sutura • Sistema de soro sem filtro • Soro NaCl 0,9% • Recipiente com sangue Monitorização: • Estetoscópio • Epinefrina (0,01-0,02mL/kg I.V.) • Flunixina meglumina (1,1mg/kg I.V.) • Tripelenamina (1,1mg/kg I.M.)
Procedimento	1. Conter o animal 2. Lateralizar a cabeça 3. Aparar o pêlo na zona de punção 4. Desinfetar 3 vezes com álcool 5. Desinfetar 3 vezes com iodo 6. Puncionar a jugular com a agulha 7. Recolher o sangue para o recipiente 8. Agitar o recipiente lentamente durante a recolha 9. Colocar o recipiente no balde de água quente no final da recolha	1. Conter o animal 2. Aparar o pêlo na zona desejada (orelha ou jugular) 3. Colocar o cateter na zona desejada 4. Pendurar o recipiente de sangue acima e junto do animal 5. Conectar o sistema de soro 6. Medir frequência respiratória e cardíaca antes de iniciar 7. Abrir a transfusão à taxa máxima durante 10 minutos (monitorizar o animal) 8. Trocar sangue pelo soro e abrir transfusão durante 10 minutos (monitorizar o animal) 9. Trocar soro pelo sangue e deixar a transfusão até ao fim (se nenhuma reação adversa for obervada)
Sinais clínicos de reações adversas		• Hipotensão • Taquicardia (interromper transfusão) • Taquipneia (interromper transfusão) • Piréxia • Vómito (interromper transfusão) • Urticária (interromper transfusão e anti-histamínico) • Prurido (interromper transfusão e anti-histamínico) • Púrpura

Transfusões Sanguíneas em Bovinos

Rita de Moura Ferreirinha

ICBAS

