KARIN DENISE BOTTEON

Estruturação e padronização do banco de sangue para felinos no hospital veterinário da Universidade de São Paulo

SÃO PAULO

2012

KARIN DENISE BOTTEON

Estruturação e padronização do banco de sangue para felinos no hospital veterinário da Universidade de São Paulo

VERSÃO CORRIGIDA

Dissertação/Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Clínica Cirúrgica Veterinária da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para obtenção do título de Mestre em Ciências.

Departamento:

Cirurgia

Área de concentração:

Clínica Cirúrgica Veterinária

Orientador:

Prof. Dra. Denise Tabacchi Fantoni

De acordo: Denise Fantoni

Orientador

São Paulo
2012

Autorizo a reprodução parcial ou total desta obra, para fins acadêmicos, desde que citada a fonte.

DADOS INTERNACIONAIS DE CATALOGAÇÃO-NA-PUBLICAÇÃO

(Biblioteca Virginie Buff D'Ápice da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo)

T.2733 Botteon, Karin Denise
FMVZ Estruturação e padronização do banco de sangue para felinos no Hospital Veterinário da Universidade de São Paulo / Karin Denise Botteon. -- 2012.
74 f. : il.

Dissertação (Mestrado) - Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Departamento de Cirurgia, São Paulo, 2012.

Programa de Pós-Graduação: Clínica Cirúrgica Veterinária.

Área de concentração: Clínica Cirúrgica Veterinária.

Orientador: Profa. Dra. Denise Tabacchi Fantoni.

1. Felinos. 2. Sangue. 3. Anestesia. 4. Transfusão. I. Título.

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO

FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

CERTIFICADO

Certificamos que o Projeto intitulado "Implantação do banco de sangue para felinos no Hospital Veterinário da Universidade de São Paulo", utilizando 200 (duzentos) gatos, protocolado sob o nº1689/2009, sob a responsabilidade da Profa Dra Denise Tabacchi Fantoni, está de acordo com os princípios éticos de experimentação animal da Comissão de Bioética da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo e foi aprovado em reunião de 19/08/09.

We certify that the Research "The feline blood bank implementation in the Veterinary Hospital of São Paulo University", utilizing 200 (two hundred) cats, protocol number 1689/2009, under the responsibility Profa Dra Denise Tabacchi Fantoni, agree with Ethical Principles in Animal Research adopted by Bioethic Commission of the School of Veterinary Medicine and Animal Science of University of São Paulo and was approved in the meeting of day 08/19/09.

São Paulo, 24 de agosto de 2009

Profa Dra Alice Maria Melvile Della Libera
Vice-Presidente da Comissão de Bioética
FMVZ/USP

1934 | 2009 USP FMVZ 75

Av. Prof. Dr. Orlando Marques de Paiva, nº87
Cidade Universitária "Armando de Salles Oliveira"
São Paulo/SP – Brasil
05508-270

Fax: +55 11 3032-2224 / 3091-7757
fone: + 55 11 3091-7671/7676
E-mail: fmvz@usp.br
http://www.fmvz.usp.br

FOLHA DE AVALIAÇÃO

Autor: BOTTEON, Karin Denise

Título: Estruturação e padronização do banco de sangue para felinos no hospital veterinário da Universidade de São Paulo

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Clínica Cirúrgica Veterinária da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para obtenção do título de Mestre em Ciências.

Data: ___/___/___

Banca Examinadora

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar à professora Doutora Denise Tabacchi Fantoni, por ter me concedido a chance de viabilizar um sonho trazido de fora do país e ter acreditado e apoiado este projeto desde o início quando eu ainda não era aluna da escola. Obrigada por acreditar em mim e me apoiar mesmo diante das dificuldades e obstáculos encontradas no meio do caminho. Você sem dúvida é uma pessoa que serve de inspiração para que nós orientados, possamos continuar a trazer evolução e crescimento para medicina veterinária no Brasil.

Agradeço aos meus pais, Roberto e Maerli, meu irmão Erick e ao companheiro e marido Augusto, pela paciência e apoio durante o caminho percorrido até que meu objetivo fosse alcançado.

Agradeço em especial à FAPESP, por ter financiado este projeto abrindo mais uma vez as portas para novas pesquisas na área de medicina transfusional e hemoterapia veterinária no Brasil.

Á Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da USP palco da realização deste projeto e inspiração diária de que é preciso continuar a crescer para melhor atender nossos queridos pacientes, os animais.

Agradeço a todos os proprietários dos gatos participantes e aos gatis (especialmente à Leonora do Gatil Soberano) que concederam seu tempo a participar da pesquisa e contribuir com mais um avanço na medicina felina no Brasil.

Ao hemovet, parceiro na realização dos exames e apoio, especialmente à Dra. Karina D'Elia por toda sua dedicação e trabalho para ajudar na tipagem dos gatos.

À equipe do banco de sangue da FMVZ-USP, Ludmila, Lilian, Selene e Miron e aos alunos Renata e Vinicius por todo apoio e contribuição ao projeto. A Renata Camozzi, pela contribuição com a iniciação cientifica e, portanto ao projeto atual.

Aos professores da FMVZ-USP pelo apoio ao estudo e inspiração para me fazer continuar sempre: Denise Schwartz, Aline, Stopiglia.

À professora Dra. Patrícia Mendes, embora longe sempre no coração por ter plantado a sementinha do banco de sangue lá atrás durante minha graduação.

Ao Professor Dr. Urs Giger, por ter me recebido e ensinado durante meu estágio na Universidade da Pensilvânia e durante o curso deste projeto, agradeço pois serviu de grande inspiração para realização deste projeto.

E finalmente, mas não menos importante, à professora Dra. Simone Gonçalves, por toda ajuda desde a elaboração deste projeto até sua aplicação prática, por cada palavra de apoio frente aos obstáculos, sem você não chegaríamos até aqui...muito obrigada!

RESUMO

BOTTEON, K. B. **Estruturação e padronização do banco de sangue para felinos no hospital veterinário da Universidade de São Paulo.** [Structuring and standardization of feline blood bank at the veterinary hospital of São Paulo University]. 2012. 74f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, 2012.

Nos últimos anos, registra-se um importante crescimento da população felina no Brasil semelhante ao que vem ocorrendo nos países desenvolvidos. Desta forma, houve uma elevação considerável do diagnóstico de doenças oncológicas e infecciosas em decorrência da maior sobrevida desta espécie. Consequentemente, os casos de anemias, coagulopatias e hipoproteinemias vem aumentando acompanhando esta evolução requisitando como tratamento suporte a transfusão sanguínea. As pesquisas na área de medicina transfusional nesta espécie são escassas no Brasil com ausência de artigos que documentem a implantação de bancos de sangue. Assim sendo, o projeto teve como objetivos: a viabilização do banco de sangue de gatos com a comparação de três métodos de coleta de bolsas de sangue em doadores felinos em sistema fechado, determinação dos grupos sanguíneos de raças puras e sem raça definidas de gatos domésticos mais comuns no Estado de São Paulo e avaliação do protocolo de sedação para doadores felinos. Para determinação do método de coleta foram empregados 45 gatos doadores de diferentes raças distribuídos aleatoriamente em três grupos de 15 animais cada. Nos animais do Grupo 1 a coleta de sangue foi realizada através de “kit” comercial importado com sistema de seringa; no Grupo 2 a coleta de sangue foi realizada pelo método gravitacional empregando-se para tanto bolsas de sangue manufaturadas a partir de bolsas destinadas a transferência de sangue humano e no Grupo 3 empregou-se a mesma metodologia do Grupo 2, mas com uso do aparelho a vácuo. Os diferentes grupos foram cotejados quanto ao tempo para realização de cada coleta, valor de hematócrito e de pressão arterial antes e depois da coleta, e praticidade do sistema. Em relação à tipagem sanguínea foram utilizados 220 gatos e a análise do tipo sanguíneo foi realizada por meio do teste de

aglutinação rápida em cartão importados (Rapid Vet, DMS laboratories). Para a sedação dos doadores empregou-se protocolo composto pela associação de acepromazina, diazepam e midazolam administrados pela via intramuscular. Os dados obtidos foram submetidos a análise estatística. Como resultados verificou-se que a melhor técnica de coleta de sangue no que tange a praticidade de coleta foi o sistema de coleta com seringa, principalmente pela disponibilidade de materiais semelhantes nacionais, permitindo a montagem e esterilização do sistema sem necessidade de importação. A associação proposta para a sedação não acarretou diminuição significativa da pressão arterial com exceção no grupo de animais nos quais se empregou o aparelho a vácuo (grupo 3) para a retirada de sangue nos quais se verificou valores significativamente menores de pressão arterial quando comparados ao grupo 2. Tanto a frequência cardíaca quanto a respiratória, mantiveram-se estáveis durante o estudo. O grau de sedação obtido foi considerado adequado para a manipulação dos animais permitindo a doação de sangue excetuando-se 5 animais, excluídos do estudo. Com relação a tipagem sanguínea verificou-se que 204 gatos (92,7%) eram do tipo A, 14 gatos (6,4%) eram do tipo B e apenas 2 gatos (0,9%) do tipo AB. Os gatos sem raça definida demonstraram prevalência de 95% (62/65) de sangue do tipo A e 5% (3/65) do tipo B. Entre as raças testadas, os da raça Ragdoll foram os que apresentaram maior prevalência do tipo sanguíneo B e AB (16,7% ou 3/18 e 5,5% ou 1/18, respectivamente). Os gatos da raça Persa tiveram prevalência de 7,6 % (4/53) do sangue tipo B e 92,4% (49/53) do sangue tipo A, enquanto que os gatos da raça Maine Coon apresentaram prevalência do tipo B de 6,9% (4/58) e AB 1,7% (1/58). Os gatos da raça Britsh Shorthair, tiveram 100% (26/26) de prevalência do tipo A. Estes dados enfatizam a necessidade da realização da tipagem sanguínea, tendo-se em vista a importante diferença entre as raças.

Palavras-chave: Felinos. Sangue. Anestesia. Tramsfusão

ABSTRACT

BOTTEON, K. B. **Structuring and standardization of feline blood bank at the veterinary hospital of São Paulo University.** [Estruturação e padronização do banco de sangue para felinos no hospital veterinário da Universidade de São Paulo]. 2012. 74f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, 2012.

The Brazilian feline population has increased considerably in the last few years following the same trend that has already occurred in developed countries. This growth leads to improvement in the diagnosis of some important diseases such as oncologic and infections processes. As a consequence, cases of anemia, coagulopathies and hypoproteinemias have become more common requiring blood transfusion. Researches in feline transfusion medicine in Brazil are still reduced, lacking scientific papers about blood banks in general. The objective of this project was to create a cat blood bank in order to research comparative closed blood collection systems in cats, determination of blood group prevalence in domestic cats of different pure and mixed breeds in São Paulo state, and finally to establish the safest and most appropriate anesthesic protocol for feline donors. Forty-five cats were enrolled in the study of blood collection system. The cats were divided in tree groups with 15 animals each. All cats were anesthetized with the same protocol, an association of acepromazine, butorphanol and diazepam given by intramuscular injection. In the first group, we performed a blood collection using a imported kit with serynge (from Animal Blood Resources International); The group 2, were submitted to the blood collection by gravity using manufactured pediatric transfer human bags with afferesis needle (similar as used by Penn's Blood Bank, University of Pennsylvania) and the group 3, the collection was performed with the same bags as group 2, but the collection used a vaccum chamber equipament. All groups were analysed concerning the collection time, hematocrit and arterial blood pressure before and after the collection. We also evaluetd the practicality of each system. Regarding the blood typing of cats, 220 cats were selected and the test was performed by using blood cards (Rapid Vet Feline – DMS

laboratories). All results were submitted to statistical analysis. The blood collection system more viable considering practicality was the syring kit, since there is nacional materials available in the country in order to manufacture it in the future. The anesthesic protocol was a good choice since there was no significant impact on arterial blood pressure or hematocrit of the donors, except in the group 3, when comparing with the group 2, had lower arterial blood pressure after collection. The sedation status was adequate and the animals allowed manipulation and the collection procedure, exception by 5 cats whose were excluded from the study. Frequencies of blood types A, B and AB were 92,7% (204/220), 6,4% (14/220) and 0,9% (2/220), respectively. The mixed breed cats shown a prevalence of 95% type A and 5% type B. Regarding the pure breed cats, the Ragdoll have shown the highest prevalence of B and AB blood types (16,7% e 5,5%, respectively). The Persian cats were 92,4% type A and 7,6 % type B blood and the Maine Coons shown a prevalence of 6,9% and 1,7% of B and AB blood types. Britsh Shorthair, were all type A blood. This prevalence study shown the importance of blood type for cats, especially in pure breed cats.

Keywords: Feline. Blood. Anesthesia. Transfusion.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - A: Cartão de tipagem (RapidVet H Feline; DMS Laboratories, Flemington, NJ, USA) sem uso; B: O mesmo cartão de tipagem demonstrando um gato com aglutinação positiva para o tipo sanguíneo B..... 46

Figura 2 - Kit importado de coleta com sistema de seringa (100ml Single Bag Syringe Set; Animal Blood Resources International (ABRI), Dixon, CA, USA) 46

Figura 3 - Bolsas de transferência de sangue – humana importada (PEDI-PAK® 75 mL TRANSFER PACK, Genesis BPS, USA) e modificadas com agulha apropriada (Agulha para fístula arteriovenosa 17G NIPRO®, N I P R O ME D I C A L LT D A, Brasil) 47

Figura 4 - Aparelho a vácuo importado (GAST Lab Grade Vacuum Pump and accessories, Animal Blood Resources International (ABRI), Dixon, CA, USA) 47

Figura 5 - Aparelho conector de tubos de PVC (*Terumo Sterile* Connecting Device (*TSCD/TERUMO*®, Terumo Medical do Brasil, Brasil)..... 48

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Grau de sedação 42

Tabela 2 - Qualidade de recuperação da sedação 43

Tabela 3 - Valores médios±desvio padrão de Freqüência Cardíaca, Freqüência Respiratória e Temperatura Retal dos animais submetidos aos protocolos Butorfanol-Diazepam-Acepromazina (BDA) e a doação de sangue ao longo do tempo 52

Tabela 4 - Valores médios±desvio padrão de Pressão Arterial e Hematócrito dos animais submetidos aos protocolos Butorfanol-Diazepam-Acepromazina e a doação de sangue ao longo do tempo 52

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO 15

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA 17

2.1 BANCO DE SANGUE 17

2.2 SELEÇÃO DO DOADOR 18

2.2.1 **Tipos Sanguíneos** 21

2.3 COLETA DO SANGUE 25

2.3.1 **Protocolos anestésicos** 30

2.4 TRANSFUSÃO DE SANGUE EM GATOS 33

3 OBJETIVOS 36

4 MATERIAL E MÉTODOS 37

4.1 TIPAGEM SANGUÍNEA 37

4.1.1 **Critérios de seleção** 37

4.1.2 **Realização do teste de tipagem** 37

4.2 DOADORES DE SANGUE 38

4.2.1 **Sistemas de coleta** 38

4.2.2 **Protocolo de sedação** 41

4.2.3 **Critérios de inclusão** 43

4.2.4 **Exames e testes laboratoriais** 44

4.2.5 **Preparo dos animais para coleta** 45

5 ANÁLISE ESTATÍSTICA 49

6 RESULTADOS 50

6.1 TIPOS SANGUÍNEOS 50

6.2 SEDAÇÃO E COLETA 51

7 DISCUSSÃO 59

7.1 TIPAGEM SANGUÍNEA 59

7.2 SEDAÇÃO 63

7.3 COLETA 65

8 CONCLUSÃO 69

REFERÊNCIAS 70

1 INTRODUÇÃO

A população de felinos cresceu vertiginosamente em diversos países do mundo. Nos EUA, já ultrapassou a de cães na década de 80 e desde então, a diferença no número de registros entre cães e gatos mantém-se na casa dos oito milhões. Em muitos países da Europa, como França, Inglaterra e Itália, os gatos já ultrapassaram os cães na preferência como animais de estimação, e o Brasil está seguindo o mesmo caminho. Os motivos são vários: os gatos precisam de menos espaço, são menos dependentes, não precisam ser adestrados e sua manutenção é mais barata. Ou seja, se adaptam bem à vida de um indivíduo que vive numa grande cidade.

Segundo estimativas da ANFAL PET (ASSOCIAÇÃONACIONAL DE FABRICANTES DE ALIMENTAÇÃO PARA ANIMAIS DE ESTIMAÇÃO), 2011, a população felina no Brasil aumenta mais ainda que a dos cães:entre 2003 e 2005 o número de cachorros registrados no país aumentou 7%, de 27 milhões para 28,8 milhões; já o de gatos saltou 20%, de 11 milhões para 13 milhões. Hoje, segundo a mesma associação, o Brasil é o segundo país no ranking mundial com a maior população “pet”, atrás apenas dos Estados Unidos. A relação é de um cão para cada seis habitantes e um gato para cada 16 habitantes.De acordo com dados do IBOPE em 2009 (INSTITUTO BRASILEIRO DE OPINIÃO PÚBLICA E ESTATÍSTICA), aproximadamente 59% dos domicílios brasileiros têm algum animal de estimação, sendo que em 16% desses há pelo menos um gato.

Devido a esse importante crescimento, uma atenção maior vem sendo dedicada aos felinos, havendo assim um considerável desenvolvimento nas áreas nutricional, comportamental e médica, relacionadas à espécie. Dessa maneira, a longevidade do gato doméstico tem aumentado, de 8 para em média 15 anos.

Com esse aumento da vida média, os gatos passaram a ser mais susceptíveis ás doenças oncológicas e infecciosas que podem desencadear alterações hematológicas. Anemia, coagulopatias, hipoproteinemia e hemorragias decorrentes ou não de traumas são consequência de muitas enfermidades, requisitando, como tratamento suporte, a transfusão sanguínea. O uso de sangue e seus componentes têm crescido em grande escala na medicina veterinária. Acompanhando a grande demanda, as exigências de transfusões de alta qualidade também cresceram. No Brasil, a medicina transfusional canina está bem estabelecida em praticamente todos os aspectos no que diz respeito à coleta, estocagem e qualidade do produto oferecido e de seus componentes. No entanto a medicina transfusional felina ainda caminha devagar e pouco é aplicada entre os clínicos de pequenos animais. Isso ocorre não só pela ausência de materiais adequados para uma coleta completamente estéril, o que inviabiliza o estoque do produto, mas também pelas próprias particularidades da espécie felina no que diz respeito ao controle de doenças infecciosas e à tipagem sanguínea, fundamental para uma transfusão segura na espécie, e à falta de inclinação natural por parte da maioria dos gatos havendo necessidade de sedação com dificuldades em relação à escolha do melhor protocolo de sedação, uma vez que este não deve oferecer risco ao doador e nem causar conseqüências como hipotensão, recuperando as suas condições vitais normais rapidamente após a doação de sangue.

Desta forma, buscou-se neste estudo, a implantação do banco de sangue felinos com padrões de qualidade semelhante ao de cães para o melhor atendimento das doenças hematológicas que necessitam de transfusão sanguinea a fim de minimizar os riscos de reações transfusionais como a transmissão de doenças infecciosas.

2 REVISÃO DE LITERATURA

As transfusões sanguíneas tem se tornado mais rotineiras na medicina veterinária, sendo parte importante no avanço dos tratamentos de pacientes em estado crítico de saúde (TOCCI, 2010). No Brasil, o clínico de pequenos animais se depara com a falta de um sistema de coleta adequado para gatos, impossibilitando o acesso à uma terapia transfusional de qualidade para esta espécie.

2.1 BANCO DE SANGUE

A história da medicina transfusional teve seu início após o período da renascença com um marco histórico da teoria da circulação proposto por William Harvey em 1628. Os primeiros experimentos relacionados a medicina transfusional datam de 1665 quando o físico Richard Lower conduziu os primeiros experimentos em cães que mantiveram-se vivos após a transfusão. Nos anos subsequentes diversas tentativas de transfusão de sangue de animais para humanos foram realizadas sem sucesso, resultando em morte na maioria dos pacientes. No século 19, James Blundell relatou a primeira pratica transfusional em humanos com sucesso em uma paciente que sofria de hemorragia pós-parto, que recebeu sangue de seu marido. Porém, somente no século 20, Karl Landsteiner, que se tornou o grande nome na área de medicina transfusional, fez a primeira descrição dos grupos sanguíneos humanos. Desde então, subsequentes descobertas deram continuidade a evolução da medicina transfusional,

como a descoberta dos anticoagulantes e preservantes dos produtos sanguíneos, o desenvolvimento do teste de compatibilidade e da separação do sangue em hemocomponetes, tornando a transfusão uma prática mais rotineira e um procedimento capaz de salvar vidas (LANEVSCHI;WARDROP, 2001). A ocorrência da Segunda Guerra Mundial acabou contribuindo largamente com a necessidade do uso em grande escala das transfusões sanguíneas e os primeiros bancos de sangue humanos surgiram nesta época junto a Cruz Vermelha.

Na medicina veterinária, os primeiros estudos relacionados a transfusão sanguínea em animais, com a preocupação em tratá-los datam da década de 50, porém poucos dados na literatura mundial são disponíveis tanto documentando a obtenção do sangue como seu estoque e uso. Todavia, o primeiro banco de sangue para cães e gatos documentado data da década de 80, tendo sido criado nos Estados Unidos.

Nos dias de hoje, coma evolução na medicina veterinária e um maior entendimento da medicina transfusional, a demanda por produtos sanguíneos tem aumentado cada vez mais, se equiparando a medicina humana e, ocasionando a criação de vários bancos de sangue para atender a demanda (TOCCI, 2010). No Brasil no entanto, o clínico comumente se depara com a falta de estoque de sangue para a espécie canina e com uma restrição de produtos sanguíneos para a espécie felina .

2.2 SELEÇÃO DO DOADOR

A seleção adequada do doador felino é o primeiro passo para a adequação da medicina transfusional nesta espécie. Primeiramente uma história clinica completa e exame físico

minucioso devem ser realizados em possíveis candidatos ao programa de doação (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000).

Os doadores felinos devem ser preferencialmente animais mantidos domiciliados a fim de minimizar o risco de transmissão de doenças infecciosas. Recomenda-se que estejam com esquema de vacinação atualizada incluindo a profilaxia contra panleucopenia viral felina, rinotraqueíte, clamidiose e raiva; devem ainda estar livres de ecto e endoparasitas (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000, LUCAS; LENTZ; HALE, 2004) alem de qualquer doença bacteriana, inclusive doença periodontal (GIGER,2000). Hemograma completo incluindo contagem de plaquetas, bioquímica sérica com analise de função renal e hepática e urinálise são exames de triagem importantes que devem ser realizados em todos os gatos potencialmente doadores (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000; KRISTENSEN; FELDMAN, 1995).

Como as doenças infecciosas são uma grande preocupação na escolha de doadores felinos, parte obrigatória do processo de seleção destes animais são os testes para leucemia viral felina (FeLV), vírus da imunodeficiência felina (FIV) e micoplasmose (*Mycoplasmahaemofelis e haemominutum*) (LUCAS; LENTZ; HALE, 2004; KRISTENSEN; FELDMAN, 1995). A investigação do doador com relação à peritonite infecciosa felina (PIF) é controversa, visto que alguns gatos têm títulos para o coronavirus entérico felino, mas nunca desenvolvem sinais clínicos relacionados a doença, além disso, ha uma grande dificuldade de diagnóstico definitivo para a doença devido à reação cruzada com o DNA do coronavírus entérico felino. A maioria dos autores argumenta que o fato dos animais doadores não se enquadrarem na faixa etária preferencial de manifestação da PIF e que serão sempre monitorados com relação a qualquer alteração física e laboratorial, isso justificaria a exclusão da PIF do painel de exames de triagem para seleção de doadores na maioria dos bancos de sangue (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000). Animais que apresentam qualquer desvio em relação ao

normal (contagem celular anormal, presença de células inflamatórias, parâmetros vitais e laboratoriais fora do padrão, feridas abertas entre outras alterações) devem ser excluídos do programa de doação por no mínimo 30 dias. Os felinos também devem ser negativos para *Dirofilariaimmitis* e *Babesiasp* quando domiciliados em áreas endêmicas para tais doenças (ABRAMS-OGG, 2000).

Os critérios para um gato doador de sangue com relação ao peso e idade divergem entre os autores, mas de maneira geral o peso mínimo do doador felino deve ser de 4,5 kilos, a idade deve variar de 1 a 8 anos, podendo ser machos ou fêmeas, de preferência castrados por sua maior docilidade, devem ter uma boa personalidade e não ter histórico de doença cardíaca ou de convulsão e preferencialmente não devem ser obesos (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000; ABRAMS-OGG, 2000). Fêmeas prenhes não devem ser utilizadas para doação de sangue, devido ao estresse que ela e o feto podem sofrer; no entanto, histórico prévio de gestação não impede que a fêmea seja doadora, porém devem ser evitadas. A alimentação destes animais deve ser constituída de uma dieta rica e a suplementação de ferro pode ser necessária baseada no volume e frequência com que esses gatos doam sangue (ABRAMS-OGG, 2000).

Os gatos devem ter um acesso jugular adequado e mesmo naqueles animais com bom temperamento, alguma forma de sedação ou anestesia durante a coleta érequerida, não só porque qualquer movimento brusco pode prejudicar o processo e o produto, mas para o próprio bem estar do animal durante a doação (LUCAS; LENTZ; HALE, 2004). Segundo SCHNEIDER 1995, preocupações em relação ao temperamento do doador limitam muito o número de doadores felinos disponíveis. Um hematócrito (Ht) mínimo de 30% e hemoglobina de 10 g/dl são aceitáveis, entretanto Ht entre 35 e 40% e hemoglobina igual ou superior a 11 g/dl são preferidos já que a maioria das transfusões em felinos é realizada para correção de anemia (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995; DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000).

Quanto à frequência de doação, literaturas mais antigas recomendam intervalos de 3 a 4 semanas, havendo necessidade nesse caso do acompanhamento dos níveis séricos de ferro e suplementação quando necessário; porém devido ao bem estar do doador felinos e todas as particularidades da coleta na espécie e necessidade de sedação, recomenda-se intervalos de 2 a 3 meses entre as coletas (LUCAS; LENTZ; HALE, 2004).

Um arquivo completo de cada doador contendo datas das doações e identificação dos receptores, resultados e datas de todos os exames realizados, relatório de possíveis reações adversas à doação e relatório clínico também são de grande importância no estabelecimento de um banco de sangue felino, não só visando a qualidade do produto oferecido, mas também a segurança e bem estar dos doadores (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995).

2.2.1 Tipos sanguíneos

A idealização do banco de sangue de felinos e da medicina transfusional para esta espécie inclui obrigatoriamente a tipagem sanguínea do sangue estocado e do receptor deste sangue. Os testes de aglutinação rápida em cartão de tipagens são disponíveis na Europa e Estados Unidos e são rotineiramente utilizados nos animais que necessitam de transfusão. No Brasil, estes cartões não eram disponíveis até pouco tempo, quando era necessária a importação dos kits para tal finalidade.

A classificação dos grupos sanguíneos de gatos foi descrita pela primeira vez em 1962 com a identificação dos tipos A e B. Posteriormente, foram determinados como um sistema único que consiste em 3 tipos sanguíneos: A, B e AB (AUER; BELL, 1981; LANEVSCHI; WARDROP, 2001; KNOTTENBELT, 2002), sendo que aos 38 dias de gestação os antígenos

A e B já estão formados e presentes nos eritrócitos dos fetos dos felinos (KNOTTENBELT, 2002). Os tipos sanguíneos A, B e AB são determinados por ácidos neuramínicos presentes nos glicolipídeos e glicoproteínas das membranas dos eritrócitos (SPARKES;GFRUFFYDD-JONES,2000). O N-glicolineuraminoácido é o que determina o tipo A, enquanto a presença de N-acetilneuroaminoácido na maior parte dos glicolipídeos de membrana dos eritrócitos determina o tipo B. A combinação dos dois neuroaminoácidos está presente nos gatos do tipo AB (AUER; BELL, 1981). Ou seja, diferente dos humanos, o tipo AB não é herdado por codominância (GRIOT-WENK; GIGER, 1995). GRIOT-WENK et al.(1993), baseados em uma extensa análise de *pedigree,* especularam que possa existir na verdade um terceiro alelo, que é responsável pela expressão do tipo AB.

Os tipos sanguíneos A e B parecem ser herdados como característica genética autossômica simples dominante via dois alelos do mesmo locus. O alelo do grupo A é completamente dominante sobre o do B, sendo os animais que expressam fenótipo A homozigotos (A/A) ou heterozigotos (A/B), enquanto que os que expressam o fenótipo B são homozigotos (B/B). Uma porcentagem muito pequena dos gatos (menos de 1%) foi identificada como do grupo AB (SPARKES; GRUFFYDD-JONES, 2000; LANEVSCHI; WARDROP, 2001). O tipo A é, de maneira geral, o mais comum; no entanto, a frequência dos tipos A e B variam marcadamente em função da região geográfica (AUER; BELL, 1981; GRIOT-WENK; GIGER, 1995; LANEVSCHI; WARDROP, 2001). A frequência dos grupos sanguíneos também varia em função das diferentes raças (GIGER; BUCHELER, 1991). Gatos de raça puras, como Persas, Abissíneos, Himalaias, British shorthair, Cornish e DevonRex, Ragdoll e Sagrado da Birmânia podem apresentar frequência variada (de 10 a 40%) do sangue tipo B (GIGER; BUCHELER, 1991).

Ao contrário dos cães, os felinos possuem anticorpos naturais contra os antígenos de eritrócitos que pertencem a um grupo sanguíneo diferente dos seus, conhecidos como

aloanticorpos (AUER; BELL, 1981; GIGER; BUCHELER, 1991). Os aloanticorpos são os grandes responsáveis pelas reações transfusionais de incompatibilidade sanguínea e pela isoeritrólise neonatal, sendo de grande importância clínica (AUER; BELL, 1981; GIGER; BUCHELER, 1992). Daí a necessidade da tipagem sanguínea e/ou no mínimo realização do teste de compatibilidade antes de uma transfusão sanguínea nesta espécie.

Animais pertencentes ao grupo A possuem baixos títulos de aloanticorposanti-B (principalmente IgM), enquanto os animais B possuem altos títulos de aloanticorposanti-A (IgG e, principalmente, IgM). Gatos AB não possuem aloanticorpos circulantes, uma vez que seus eritrócitos possuem os dois antígenos em sua membrana (DUNCAN; PRASSE K; MAHAFFEY, 1994; MATSUSHIRO; KATO; TAHARA, 1998). As reações transfusionais em gatos podem ser agudas e fatais, especialmente em transfusões de sangue A e AB em receptores do tipo B, já que seus anticorpos do tipo anti-A são extremante fortes. A transfusão de volumes tão pequenos quanto 1ml já é capaz de levar a reação hemolítica grave culminando com a morte do receptor (DUNCAN; PRASSE K; MAHAFFEY, 1994; KNOTTENBELT; MACKIN, 1998). Os gatos do tipo A por outro lado tem anticorpos mais fracos contra o tipo B e uma transfusão de sangue B para um gato do tipo A poderá resultar em uma reação hemolítica mais branda e a duração destas células no organismo do receptor será de no máximo 2 dias. Por outro lado, os gatos do tipo AB embora não possuam anticorpos anti-A ou anti-B e que em teoria poderiam receber sangue tanto de gatos A como de gatos B, tecnicamente na prática não devem receber sangue tipo B. Os aloanticorpos anti-A presentes no plasma do gato B podem levar a reação transfusional hemolítica grave por serem muito mais fortes do que os aloanticorpos anti-B presentes no plasma do gato A , assim na ausência de um doador AB, a indicação é que esse gato receba um sangue do tipo A Idealmente o receptor deverá sempre receber a transfusão de um gato do mesmo tipo sanguíneo que ele (LANEVSCHI; WARDROP, 2001).

Desta forma, conclui-se que os gatos não precisam ser previamente sensibilizados por transfusão sanguínea ou gravidez para desenvolverem anticorpos, já que estes são adquiridos nas primeiras semanas de vida, e uma reação de incompatibilidade pode ocorrer numa primeira transfusão ou num filhote parido de uma fêmea primípara (GRIOT-WENK; GIGER, 1995).

Complementando a tipagem sanguínea, o teste de compatibilidade sanguínea ou prova de reação cruzada é um procedimento indispensável para minimizar o risco de incompatibilidade entre o receptor e o doador (STIEGER; PALOS; GIGER, 2005; ANDRADE, 2002; LANEVSCHI; WARDROP, 2001). A tipagem sanguínea determina a ocorrência do tipo de antígeno presente na membrana dos eritrócitos enquanto o teste de reação cruzada detecta a presença de níveis séricos de anticorpos contra os antígenos presentes nas membranas dos eritrócitos (STIEGER; PALOS; GIGER 2005; KNOTTENBELT; MACKIN; CRIPPS, 1999). O teste de reação cruzada consiste da realização de duas provas, a prova maior e a prova menor. A prova maior é a mais importante e deve ser sempre compatível, já que serve para identificar a presença de anticorpos no receptor contra as hemácias do doador, o teste é feito entre as hemácias do doador e o plasma do receptor. A prova menor testa a reação entre as hemácias do receptor com o plasma do doador, verificando-se então a existência de anticorpos no plasma do doador contra as hemácias do receptor (ANDRADE, 2002; DAY,MACKIN; LITTLEWOOD, 2000;KRISTENSEN; FELDMAN, 1995).

Dois fatores importantes devem ser considerados, o primeiro é que o teste de reação cruzada não exclui totalmente o risco de reação transfusional, apenas indica que naquele momento não há anticorpos significativos contra as hemácias do receptor; e o segundo é que a prova de reação cruzada só testa a presença de anticorpos contra as hemácias e não contras outras células como plaquetas e leucócitos que apesar de menos comumente, também podem

causar reação transfusional (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995; DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000). A prova de reação cruzada deveria sempre ser utilizada em adição a tipagem sanguínea, já que a presença de uma reação positiva no teste de reação cruzada, pode não ser tão específica quando o tipo sanguíneo AB esta envolvido, já que gatos AB não possuem aloanticorpos naturais contra os tipos A e B, podendo mostrar aglutinação na prova menor se testados com tipos A e B como doadores e na prova maior como receptores (KNOTTENBELT; MACKIN; CRIPPS, 1999). Além disso em 2007, GIGER et all descreveram um quarto antígeno de membrana, denominado MIK e que pode estar presente nas hemácias dos gatos. Este antígeno, é capaz de levar a reação hemolitica em gatos que não o possuem pela ocorrência de aloanticorpos anti-MIK. Portanto, fica claro mais uma vez que a tipagem sanguínea não substitui o teste de compatibilidade, mas o complementa propiciando maior segurança ao procedimento de transfusão na espécie felina.

2.3 COLHEITA DO SANGUE

Os gatos podem doar cerca de 15-20% do seu volume sanguíneo estimado, assim, o volume máximo estimado doado por um gato é de aproximadamente 11-15 ml/kg (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995; DAY;MACKIN; LITTLEWOOD,2000).

A preparação para coleta inicia-se na arrumação da sala a ser utilizada, que deve ser um ambiente limpo, fechado e que não permita interferências durante o procedimento (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000; LUCAS;LENTZ; HALE, 2004). Preparada a sala de coleta, o doador deve ser trazido e minuciosamente examinado. Parâmetros como temperatura, mucosas, pulso e auscultação cardio-pulmonar devem ser aferidos em todos os

doadores e em todas as coletas, sendo que qualquer parâmetro fora da normalidade já é motivo suficiente para que esse doador não seja utilizado. O hematócrito e a proteína total do doador podem ser avaliados imediatamente antes do procedimento e estando em valores considerados satisfatórios, pode-se dar início a coleta (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD,2000). Tão importante quanto à própria manipulação de todo o material que deve ser cuidadosa e asséptica independente do sistema de coleta escolhido, também a preparação do local de punção da veia para a coleta é de extrema importânica. Recomenda-se preparação com assepsia cirúrgica do local, com tricotomia e limpeza com iodo e álcool, não só para segurança do produto, mas para segurança do próprio doador (LUCAS; LENTZ; HALE2004).

Como mencionado anteriormente, mesmo em animais extremamente dóceis recomenda-se alguma forma de sedação ou anestesia para o procedimento, evitando-se o uso de fármacos que causem hipotensão. Após o preparo de todo o material e do animal, a sedação ou anestesia pode ser realizada e o animal é então colocado em decúbito lateral ou external (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000). A tricotomia e assepsia do local de punção são realizadas, neste caso na região cervical, já que o acesso preferido é a veia jugular e finalmente a punção da veia é realizada. As punções repetidas devem ser evitadas, pois levam ao risco de tromboembolismo (WEINGART; GIGER; KOHN 2004). O procedimento de coleta dura em torno de 3 a 5 minutos e pode ser realizado através do auxilio da gravidade, de seringa ou através de sistema a vácuo (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000). Durante a doação, os gatos devem sempre ser monitorados em relação a possíveis sinais de hipotensão resultante da perda de volume (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995; DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000). Terminada a coleta, pressiona-se o local da punção para evitar sangramentos e procede-se limpeza do local, o animal é então devidamente monitorado até

recuperação completa dos efeitos anestésicos ou sedativos (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000).

Existem dois sistemas de coleta de sangue dos felinos, o sistema aberto e o sistema fechado. O sistema aberto permite a coleta do sangue felino por um método não completamente estéril, o que não permite o estoque do produto devido ao grande risco de contaminação bacteriana (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995; WEINGART; GIGER; KOHN 2004). O sangue colhido através deste sistema deve ser utilizado em no máximo 24 horas após a coleta, sendo que alguns autores recomendam seu uso imediatamente após a mesma (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995; DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000; LUCAS; LENTZ; HALE 2004).O sistema fechado, consiste de um método de coleta estéril, permitindo o estoque do sangue e o processamento de seus componentes, já que o risco de contaminação é baixo quando associado a adequada assepsia local (LUCAS; LENTZ; HALE 2004).

Entretanto, bolsas para coleta de sangue felino são dificilmente encontradas comercialmente, estando disponíveis somente em alguns bancos de sangue americanos como o Animal Blood Resources International (ABRI) e o banco de sangue veterinário da Universidade da Pensilvânia (*Penn Animal Blood*Bank– PABB)que confeccionam suas próprias bolsas, apropriadas para esta espécie (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995; DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000).

O processo de coleta do sistema aberto é bem simples. Utiliza-se um escalpe borboleta de número 19, que deve ser acoplado a uma torneira de três vias. Com uma seringa de 60 ml aspira-se 7 ml do anticoagulante CPDA-1 (Citrate - Phosphate - Dextrose --Adenine), que é o mesmo anticoagulante presente nas bolsas de sangue utilizadas para coleta em seres humanos, e portanto o mais indicado por possuir propriedades preservativas das hemácias (LUCAS; LENTZ; HALE 2004). Após, acopla-se à esta seringa com o anticoagulante à torneira de três vias e finalmente na terceira saída da torneira, acopla-se a bolsa satélite sem anticoagulante e

estéril, que servirá para armazenar o sangue até sua utilização, que nesse caso não pode ultrapassar 24 horas, devido ao grande risco de contaminação, sendo esta então a grande desvantagem desse sistema (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000; LUCAS; LENTZ; HALE 2004).

Um sistema fechado desejado pode ser criado de duas formas. A primeira delas, disponível apenas no ABRI é semelhante ao discutido no sistema aberto, com a utilização de escalpe borboleta de número 19, seringa de 60 ml, uma bolsa satélite com capacidade para até 100ml, sem anticoagulante e torneira de três vias. A diferença é que todo o sistema é esterilizado antes da sua utilização, a fim de evitar a contaminação do produto que poderá então ser estocado. O anticoagulante deverá ser transferido para seringa através de um aparelho capaz de realizar conexão estéril entre tubos para previnir contaminação. A segunda forma de criar-se um sistema fechado criada pelobanco de sangue americano, o PABB, é através da utilização de bolsas humanas pediátricas de transferência, cuja capacidade de volume é de ate 75ml, como são bolsas usadas somente para transferência, não possuem agulhas sendo necessário mais uma vez o uso do aparelho conector de tubos para acoplar a agulha à bolsa de maneira adequada. A quantidade de anticoagulante que será adicionada à bolsa dependerá do volume de sangue desejado para coleta e também será transferida por conexão estéril. (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995; DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000). Neste sistema de coleta pode-se optar pelo emprego ou não de sistema a vácuo por meio de aparelho especifico e cuja função é acelerar a coleta. A diminuição do tempo de doação é importante para a espécie, já que estes animais estarão sobre os efeitos de sedativos havendo possibilidade de emprego de doses mais baixas e fármacos com menor duração de ação. Cuidado deve ser tomado no uso do sistema a vácuo devido a rapidez que o sangue é obtido, podendo precipitar hipotensão caso o volume coletado seja maior do que o calculado. Proceder a coleta de sangue de gatos sem o uso do sistema a vácuo pode não ser tão fácil em

decorrência do pequeno tamanho do animal, uma vez que a força da gravidade pode não ser o suficiente para efetuar a colheita do volume desejado. (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000). Em ambas as técnicas, pode ser necessária a utilização de balança de precisão para calcular o volume que está sendo coletado, já que não existe uma marcação de volume na própria bolsa.

O volume sanguíneo total doado pelos felinos representa um volume muito maior de perda se comparado ao doado por um cão, assim uma das complicações mais comuns em felinos doadores após a coleta de sangue é a hipotensão (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995; DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000). As manifestações clínicas características de hipotensão são: mucosas pálidas, taquicardia, diminuição do tempo de perfusão capilar e pulso fraco. Se não tratada imediatamente, a hipotensão leva ao choque e óbito (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000). É desejável então, que os felinos doadores sejam monitorados com relação à pressão arterial, sempre que possível, antes e após a coleta do sangue, a fim de evitar essa complicação. A expansão de volume intravenosa durante a doação não é desejada devido à hemodiluição, e apesar de alguns autores indicarem a reposição de volume intravenosa com soluções cristalóides em até 3 vezes o volume doado de maneira rápida, o protocolo mais indicado hoje é a aplicação de 90 ml de solução salina 0,9% pela via subcutânea imediatamente antes da doação e 60 ml da mesma solução pela via intravenosa em 20 minutos, iniciada durante a doação (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000; WARDROP, 2001).

Outra complicação que pode ocorrer em felinos doadores é a infecção no local de punção, por isso a assepsia do local se faz tão importante (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000).

A longo prazo, a doação sanguínea frequente pode ocasionar deficiência de ferro, assim, em gatos que doam sangue. É recomendada a suplementação de ferro na dieta para

estes gatos que doam sangue periodicamente e o nível de suplementação deve ser, sempre que possível baseado em análise laboratorial da deficiência de ferro (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995; DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000). A dose recomendada é de 10 mg/kg de sulfato ferroso duas vezes por semana ou 5 mg/gato de fumarato ferroso por dia. (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000)

As unidades de sangue devem ser rotuladas com a data da coleta, identificação do doador, tipo sanguíneo, quantidade de sangue contida e o anticoagulante presente (WARDROP, 2001).

2.3.1 Protocolos Anestésicos

Devidoa natureza da espécie felina, bem como a necessidade em manter a esterilidade do processo de coleta, evitar dano vascular por excesso de punções ou punção traumáticae o próprio desconforto ao animal, a colheita de sangue de doadores felinos, é rotineiramente realizada sobre o efeito de sedação ou anestesia (GRIOT-WENK; GIGER 1995; KILLOS;GRAHAM; LEE, 2010). No entanto, tal procedimento deve atender a algumas expectativas, tais como não oferecer risco ao paciente (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995), manter sua pressão sanguínea constante e normal e oferecer uma rápida recuperação (KRISTENSEN; FELDMAN, 1995). A sedação geralmente é suficiente para a maioria dos gatos , desde que a pessoa responsável pela coleta tenha boa habilidade em puncionar e manter o acesso venoso adequado. Gatos pertencentes a guardiões, podem muitas vezes requerer anestesia, já que podem ficar progressivamente resistentes ao manejo sob o efeito somente de sedação(KILLOS et al, 2010).

Diversos protocolos são sugeridos na literatura, como os que se seguem:

- Cetamina (15mg/gato) e midazolam (0,5mg/gato) ou cetamina 2 mg/kg e midazolam 0,1 mg/kg, administrados pela via intravenosa (IV) associados ou não a atropina IV (0,2mg/gato) (COTTER, 1988; GIGER, 1992);Cetamina (1 a 2 mg/kg) e diazepan (0,1 mg/kg) IV (BROOKS,1990; ABRAMS-OGG, 2000);
- Cetamina (1 a 2 mg/kg) e diazepam (0,1 mg/kg) IV (BROOKS,1990) associados ou não a atropina (0,01 mg/kg) IV (GRIOT-WENK; GIGER, 1995);

A cetamina tem sido o fármaco de escolha na maioria dos bancos de sangue e tem como vantagem uma boa margem de segurança, com manutenção dos reflexos respiratórios e ação simpatomimética, não deprimindo a função cardiovascular (KILLOS GRAHAM; LEE, 2010). Entretanto, clinicamente, em alguns gatos a cetamina apresenta efeito prolongado, além se ser um fármaco contraindicado em pacientes comcardiomiopatia hipertrófica, podendo levar a arritmias cardíacas. Por essas razões, protocolos baseados na neuroleptanalgesia, também são propostos. Alguns exemplos estão descritos a seguir (ABRAMS-OGG, 2000):

- Oximorfina 0,05-0,1 mg/kg e acepromazina 0,04-0,10 mg/kg, associados, pela via intravenosa ou intramuscular (IM);
- Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg e acepromazina 0,04-0,10 mg/kg, associados IV ou IM;
- Butorfanol 0,1-0,2 mg/kg e diazepan 0,5 mg/kg, associados IV;

No protocolo baseado em oximorfina, KRISTENSEN e FELDMAN (1995) indicam a reversão desta pela naloxona em seguida ao procedimento da doação.

A principal desvantagem dos regimes que envolvem a neuroleptanalgesia é a possível hipotensão devido ao uso da acepromazina e a insuficiente sedação. Levando tal fato em consideração, alguns veterinários preferem sedar os doadores com oximorfina 0,1-0,2 mg/kg i.v., sem acepromazina, para minimizar o risco de hipotensão. Caso a sedação com acepromazina ou com um opióide seja insuficiente, adiciona-se o propofol com dose de

indução de 4 mg/kg IV., sendo metade administrada em bolus e o restante lentamente, até atingir o efeito desejado. A dose de 1,0 mg/kg de propofol IV pode ser administrada para prolongar a anestesia (ABRAMS-OGG, 2000). O propofol, no entanto, esta relacionado a uma incidência maior de morbidade e mortalidade entre os doadores felinos (KILLOS; GRAHAM; LEE, 2010). De acordo com Hall e Clarke 1987, as técnicas de neuroleptanalgesia pressupõe doses elevadas de analgésicos opiáceos aos quais o gato pode responder com violenta excitação. Elas são, portanto, segundo esses autores, contraindicadas para o uso em qualquer felídeo.

Anestésicos inalatórios como isofluorano associados a uma dose baixa de um agente dissociativo também seriam uma opção. Entretanto, poderiam estar associados a recuperação anestésica prolongada o que não é desejável para os doadores. O sevofluorano é amplamente utilizado na anestesia de felinos e tem a vantagem de poder ser utilizado como agente indutor através de máscara e conferir anestesia de rápida duração (5-10 minutos) com pronta recuperação das funções cardiovascular e respiratória e rápido despertar. Em 2010, Killoset al, comparou o uso do sevofluorano administrado pela máscara com o protocolo composto pela associação de cetamina (5mg/kg), butorfanol (0,3mg/kg) e midazolan (0,2mg/kg) administrados IM com o objetivo de avaliar os efeitos desses agentes sobre a pressão arterial, e recuperação anestésica dos felinos doadores, bem como avaliar a impressão dos proprietários diante destes dois protocolos. A conclusão é que ambos os protocolos mostraram risco de hipotensão durante o procedimento de doação, reforçando a necessidade de avaliação da pressão arterial na espécie. O protocolo cetamina-butorfanol-midazolan foi associado a um maior risco de desenvolvimento de hipertemia pós-coleta e recuperação mais prolongada, não havendo diferença estatística significativa no que diz respeito à impressão dos proprietário com relação aos protocolos. Assim de acordo com os autores deste estudo, o sevofluorano seria o agente preferido para ser utilizado no procedimento de doação de sangue para os gatos.

Independente do protocolo a ser usado, durante o processo de coleta de sangue deve-se sempre ter em mãos, oxigênio e todos os equipamentos para intubação endotraqueal preparados como medidas preventivas caso haja necessidade de suporte ventilatório. O acompanhamento das funções vitais e da pressão arterial também é importante para prevenir qualquer imprevisto durante o procedimento (ABRAMS-OGG, 2000).

Desde que os quesitos básicos para uma boa anestesia sejam atendidos, a seleção de um protocolo seguro e familiar ao médico veterinário é a exigência mais importante (LUCAS;LENTZ; HALE, 2004).

2.4 TRANSFUSÃO DE SANGUE EM GATOS

O principal objetivo da transfusão de sangue é a recuperação da capacidade de transporte de oxigênio, que é realizado pelas hemácias. A anemia é a principal indicação médica de transfusão para os gatos (WEINGART; GIGER; KOHN 2004). A meia vida das hemácias compatíveis transfundidas é de 35 dias nos gatos, assim, devido ao pouco tempo de vida destas células, o uso da transfusão para anemias crônicas é questionado, servindo mesmo apenas para casos emergenciais até que um tratamento definitivo, quando existente, seja estabelecido. (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000; LUCAS, 2004).

Os parâmetros hematológicos geralmente utilizados para indicação de transfusão sanguinea são Ht abaixo de 12-15% ocasionado por queda brusca (hemorragia ou hemólise) e Ht entre 10-17% em animais com manifestações clínicas graves de anemia (ANDRADE, 2002). O volume a ser transfundido deve visar aumentar o hematócrito em 15 a 20% e pode

ser calculado da seguinte forma: 10 ml/kg de concentrado de hemácias ou 20ml/kg de sangue total para aumentar em 10% o valor do hematócrito.

O acesso venoso preferido para transfusão sanguínea é a veia cefálica, porém quando este acesso não for possível, podem ser usadas as veias safena ou jugular. Quando o acesso venoso não é possível, a via intraóssea é uma boa opção, especialmente para pacientes neonatos (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000; ANDRADE, 2002).

A transfusão deve iniciar-se numa velocidade de 1 a 3 ml/kg/h nos primeiros 5 minutos da transfusão, mesmo usando-se sangue previamente analisado e com reação de compatibilidade com aglutinação negativa (GRIOT-WENK; GIGER, 1995) ou, segundo WARDROP (2001), 5ml/kg/h nos primeiros 5 a 15 minutos sendo esta velocidade recomendada para pacientes cardiopatas ou nefropatas para evitar sobrecarga circulatória. De acordo com GIGER; GRIOT-WENK, 1995, gatos com insuficeência cardíaca às vezes não suportam transfusões com taxas de infusão mais rápidas que 1ml/kg/h. Se não forem observadas reações transfusionais nos primeiros minutos, a velocidade de transfusão em pacientes normovolêmicos poderá atingir 10 a 22 ml/kg/h (WARDROP, 2001). O tratamento prévio com antihistamínicos ou corticosteróides não é necessário, já que não existe nenhuma comprovação de que seu uso previne reações transfusionais do tipo hemolítica em gatos ou em outras espécies. Se qualquer manifestação clínica de reação transfusional ocorrer, a transfusão deve ser interrompida e o paciente avaliado e tratado de acordo com o tipo de reação. (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000)

Durante e após a transfusão, os pacientes devem ser cuidadosamente monitorados, observando-se os sinais vitais (temperatura, frequência cardíaca e frequência respiratória) e hematócrito (GRIOT-WENK; GIGER, 1995). Além disso, o animal não deverá ser alimentado para evitar emese, uma vez que a transfusão pode causar náuseas (GRIOT-WENK; GIGER, 1995). Para evitar hemólise ou hemaglutinação, nenhum fluido ou

medicamento a não ser a solução salina fisiológica, deve ser administrado no mesmo acesso intravenoso (GRIOT-WENK; GIGER, 1995).

A transfusão não deve ultrapassar o período de quatro horas, pois após esse tempo háum grande risco de contaminação bacteriana e perda funcional dos elementos sanguíneos (KRISTENSEN; FELDMAN,1995).

3 OBJETIVO

Estruturar e padronizar os procedimentos do Banco de Sangue para felinos domésticos do Serviço de Anestesia do Departamento de Cirurgia da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnica da Universidade de São Paulo (FMVZ-USP), por meio da seleção de doadores potenciais, Assim sendo, os objetivos do presente estudo são: avaliação de diferentes métodos estéreis de coleta de sangue para a espécie felina, avaliação do protocolo de sedação quanto a sua eficácia e segurança e determinar da prevalência dos tipos sanguíneos dos gatos no estado de São Paulo.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 TIPAGEM SANGUINEA

4.1.1 Critérios de seleção

Para a realização da tipagem sanguínea foram selecionados 220 gatos provenientes do atendimento do Hospital Veterinário da FMVZ-USP, do banco de sangue e laboratório de análises clínicas Hemovet e de gatis privados do Estado de São Paulo. Estes gatos não poderiam ter grau direto de parentesco entre si. Não foi realizada exclusão baseada em idade ou sexo.

Foram coletadas amostras sanguíneas de 1ml de sangue com seringas de 3 ml e agulha 25x6 das veias cefálica ou femoral em microtubos contendo o anticoagulante EDTA. As amostras foram armazenadas em temperatura de 4°C e processadas sempre no mesmo dia da coleta.

4.1.2 Realização do teste de tipagem

Os grupos sanguíneos foram determinados pelo teste de aglutinação rápida em cartão (RapidVet H Feline; DMS Laboratories, Flemington, NJ, USA), (Figura 1.A). O teste consiste

em um cartão com três espaços distintos que geram reação de aglutinação baseado no antígeno presente na superfície do eritrócito, assim os espaços do cartão são divididos em prova controle de autoaglutinação, prova com soro anti-A e prova com soro anti-B, sendo possível desta maneira identificar a reação e consequentemente o tipo sanguíneo do animal testado (Figura 1.B).

4.2 DOADORES DE SANGUE

Foram selecionados 45 gatos para doação de sangue, pertencentes aos proprietários voluntários do Hospital Veterinário da Universidade de São Paulo ou de gatis privados do estado de São Paulo. A tipagem sanguínea foi realizada em todos os doadores.

Estes animais foram distribuídos em 3 grupos de forma aleatória de acordo com o sistema de coleta.

Todos os animais doaram o volume de sangue calculado de 11ml/kg de peso vivo e como medida preventiva para hipotensão foi administrada solução de cloreto de sódio a 0,9% por via intravenosa e em volume igual a 2 vezes o volume de sangue retirado, durante 15 a 20 minutos, a partir da segunda metade do procedimento. (WARDROP, 2001).

4.2.1 Critérios de inclusão

Para a triagem dos animais utilizados no presente estudo foram considerados os seguintes critérios segundo estudos anteriores sobre características desejáveis para doação de sangue em felinos (DAY; MACKIN; LITTLEWOOD, 2000; GIGER,2000; ABRAMS-OGG, 2000, LUCAS; LENTZ; HALE, 2004):

- Peso mínimo de 4,5 kg
- Idade: 1 a 8 anos
- Vermifugação atualizada, realizada há menos de 6 meses
- Vacinação contra os agentes herpesvírus, calicivírus, parvovírus e vacinação anti-rábica atualizadas, realizadas há menos de 1 ano
- Hematócrito mínimo de 35%
- Pressão arterial mínima 120 mmHg
- ASA I, isto é, segundo a classificação da American SocietyofAnesthesiologists (ASA) para estabelecer categorias de risco de um procedimento anestésico, os animais deveriam ser hígidos.

Os animais que não se apresentavam dentro destes parâmetros eram excluídos do processo seletivo.

4.2.2 Sistemas de coleta

Conforme o sistema de coleta os doadores foram distribuídos em três grupos:

Grupo 1 - composto por 15 animais, nos quais a coleta de sangue foi realizada através de um "kit" comercial importado com sistema de seringa (100ml Single Bag Syringe Set; Animal Blood Resources International (ABRI), Dixon, CA, USA), (Figura 2).

O "kit" importado do ABRI incluía uma bolsa satélite, sem anticoagulante com capacidade para até 100 ml de sangue, uma seringa de 60 ml e um escalpe de calibre 19G, todos acoplados através de uma torneira de três vias, previamente montado e esterilizado por oxido de etileno pelo fabricante. O sistema não contém anticoagulante sendo necessária a transferência deste na proporção desejada e através de conexão estéril com um aparelho conector de tubos de PVC (TerumoSterileConnectingDevice (*TSCD/TERUMO®*, Terumo Medical do Brasil, Brasil), (Figura 5). Utilizou-se como anticoagulante o CPDA – 1 (citrate - phosphate - dextrose - adenine) contido nas bolsas simples para coleta. Neste caso utilizou-se a marca JP (Bolsa Simples para coleta de sangue JP, JP Indústria Farmacêutica S.A., Brasil). A proporção utilizada foi de 1ml do CPDA-1 para cada 7 ml de sangue calculado para coleta. (KNOTTENBELT, MACKIN,1998). O sistema consiste na retirada do volume doado com o auxílio de uma seringa antes de ser transferido para a bolsa.

Grupo 2 - composto por 15 animais, nos quais a coleta de sangue foi realizada pelo método gravitacional empregando-se para tanto bolsas de sangue manufaturadas como é realizado na Universidade da Pensilvania. A bolsa utilizada é destinada a transferência de sangue humano (PEDI-PAK® 75 mL TRANSFER PACK, Genesis BPS, USA) e conectada através do aparelho de conexão estéril a uma agulha também humana utilizada para aférese (Agulha para fístula arteriovenosa 17G NIPRO®, N I P R O ME D I C A L LT D A, Brasil), (Figura 3).

O sistema fechado deste grupo foi manufaturado, pois o sistema de coleta exigia modificações, já que a bolsa de transferência não vem com uma agulha de coleta acoplada, nem com anticoagulante. Para realizar este acoplamento, empregou-se aparelho conector de tubos, o TSCD-TERUMO (*Terumo Sterile* Connecting Device - *TSCD/TERUMO®*, Terumo

Medical do Brasil, Brasil) que permitiu acoplar de maneira estéril a bolsa com a agulha selecionada. O anticoagulante foi transferido para a bolsa também através de conexão estéril com o mesmo aparelho, antes do acoplamento da agulha e o volume era calculado baseado no peso do animal e por meio de balança de precisão para adequação do volume à bolsa utilizada, o anticoagulante e a proporção utilizada foi a mesma citada para o grupo 1.

Grupo 3 - composto por 15 animais, nos quais a coleta de sangue foi realizada com o auxílio de um aparelho a vácuo (GAST Lab Grade VacuumPumpandaccessories, Animal Blood Resources International (ABRI)**,** Dixon, CA**,** USA),(Figura 4) empregando-se para tanto bolsas manufaturadas como do grupo 2.

O sistema a vácuo, foi empregado no Grupo 3 com o objetivo apenas de acelerar o tempo de coleta e verificar o impacto deste tempo na pressão arterial do doador.

Para o grupo 3, a bolsa de sangue era posicionada a cerca de 50 centímetros do doador e passava pelo frasco de vácuo ligado ao aparelho, que era ligado apenas após a punção da veia do doador, o volume coletado era quantificado através do peso do frasco que era posicionado sobre uma balança de precisão. No grupo 2 a bolsa era homogeinizada manualmente e pesada a cada 10 segundos na balança de precisão até que atingisse o volume calculado. O grupo 1 dispensava o uso da balança de precisão já que o sangue era coletado na seringa antes de sua transferência para a bolsa de armazenamento.

Os três métodos de coleta propostos foram avaliados segundo os seguintes critérios:

- Tempo da coleta: tempo compreendido entre a venopunção até a obtenção do volume sanguíneo estimado para a doação;
- Pressão arterial: avaliada nos seguintes momentos: antes da sedação, 15 minutos após a sedação, imediatamente após a coleta e 1 hora após a coleta.

4.2.3 Protocolos de sedação

Os 45 animais submetidos à doação de sangue receberam o mesmo protocolo de sedação que consistiu de butorfanol (Torbugesic,Fort Dodge Animal Health, IA, USA) na dose de 0,4 mg/kg , diazepam (Valium, Produtos Roche Químicos e Farmacêuticos S.A., RJ, Brasil) na dose de 1,0 mg/kg e acepromazina (Acepran 0,2%, VETNIL, SP, Brasil) na dose 0,05 mg/kg, associados na mesma seringa por via intramuscular aplicado antes do procedimento de coleta de sangue. Este protocolo foi selecionado em estudo anterior no qual avaliou-se três diferentes técnicas de sedação (CAMOZZI et al., 2010).

Para a avaliação do protocolo de sedação, foram mensurados os seguintes parâmetros vitais: pressão arterial sistólica pelo método não invasivo (Doppler vascular), frequências cardíaca e respiratória (por meio de estetoscópio) e temperatura retal (termômetro digital), os quais foram mensurados nos seguintes momentos: imediatamente antes da aplicação dos fármacos, 15 minutos depois da aplicação dos fármacos, imediatamente após a coleta do sangue e 1 hora após a coleta do sangue.

Avaliou-se também o grau de sedação (Quadro 1) bem como otempo e qualidade de recuperação (Quadro 2).

Quadro 1 – Grau de sedação de acordo com parâmetros clínicos.

PARÂMETROS	**GRAUS DE SEDAÇÃO**			
	POUCA SEDAÇÃO	**SEDAÇÃO DESEJADA**	**SEDAÇÃO PROFUNDA**	**NÃO SEDADO**
FREQUÊNCIA CARDÍACA	(< 10 a 20% basal)	< 20% basal	< 30% basal	FC > 10%<
PADRÃO RESPIRATÓRIO	Irregular	Alta amplitude	Baixa amplitude	Costo abdominal-amplitude normal
FREQUÊNCIA RESPIRATÓRIA	Irregular e/ou aumentada	Diminuída/baixa	Muito diminuída e/ou irregular	Normal para a espécie
SIALORRÉIA	Intensa	Discreta	Ausente	Ausente
RELAXAMENTO MUSCULAR	Tônus muscular	Leve relaxamento	Intenso	Tônus muscular
REFLEXO INTERDIGITAL	Resposta exagerada	Responsivo	Não responsivo	Responsivo
REFLEXO PUPILAR	Midríase	Miose c/ estímulo luminoso	Miose ou midríase	Pupila normal para espécie.
REAÇÃO A ESTÍMULOS EXTERNOS	Excitação/reação anormal	Apenas a estímulo dolorosos	Ausência	Normal
ESTAÇÃO	Incoordenação motora (ataxia)	Ausência	Ausência	Estação

Quadro 2 – Qualidade de recuperação da sedação

QUALIDADE DE RECUPERAÇÃO	CLASSIFICAÇÃO
BOA	7 a 9 parâmetros voltaram ao normal em até 30 minutos da MPA*
REGULAR	4 a 6 parâmetros voltaram ao normal em até 30 minutos da MPA*
RUIM	0 a 3 parâmetros voltaram ao normal em até 30 minutos da MPA*

*MPA – medicação pré-anestésica; parâmetros considerados são aqueles avaliados quanto ao grau de sedação

4.2.4 Exames e testes laboratoriais

Os animais selecionados mediante triagem descrita no item anterior, foram submetidos a testes de avaliação para as seguintes doenças infecciosas em concordância com a literatura consultada (GIGER,2000;ABRAMS-OGG,2000) *Mycoplasma haemofelis* e *Mycoplasma haemominutum*, vírus da leucemia felina (FeLV) e vírus da imunodeficiência felina (FIV). Os testes diagnósticos para os agentes foram realizados através do exame de PCR (Polymerase Chain Reaction – Realizado pelo laboratório de diagnostico molecular da UNESP, campus de Botucatu). As amostras eram coletadas e enviadas num intervalo máximo de 1 semana, conforme recomendação do laboratório de apoio.

Procedeu-se ainda a coleta de sangue para realização de hemograma completo (hematimetria, leucometria e plaquetometria), perfil reduzido renal com avaliação da creatinina sérica e da enzima hepática ALT (alanina aminotransferase) como meio de avaliação do orgão. Os exames eram coletados e processados no dia da coleta por um laboratório de apoio localizado na cidade de São Paulo (Laboratório de análises clínicas HEMOVET). A semelhança da medicina humana, apenas o hematócrito, parâmetros físicos e pressão arterial do dia da coleta eram fatores de exclusão para doação de sangue, assim com

exceção destes valores, todos os outros testes laboratoriais eram liberados em até 1 semana após a doação de sangue. Assim, a bolsa de sangue coletada era disponibilizada para uso apenas após os resultados do exame de PCR ficassem prontos.

4.2.5 Preparo dos animais para coleta

Todos os animais selecionados para doação de sangueeram inicialmente pesados e previamente examinados com aferição dos parâmetros vitais de frequência cardíaca, frequência respiratória, coloração de mucosas e inspeção de cavidade oral, palpação abdominal e temperatura retal. A pressão arterial era aferida por método não invasivo (Doppler vascular) e uma pequena amostra de sangue era coletada para avaliação do hematócrito. Quaisquer anormalidades no exame físico, pressão arterial ou hematócrito eram consideradas de caráter de exclusão ao procedimento. Animais agressivos ou que não permitiam manipulação inicial também foram excluídos.

Após a realização do exame físico, a amostra era coletada para os exames laboratoriais e os animais eram então sedados com o protocolo estipulado. Após 15 minutos da aplicação do protocolo de sedação, os seguintes parâmetros foram avaliados: frequências cardíaca e respiratória, temperatura retal, pressão arterial e hematócrito eram novamente aferidas com a finalidade de avaliação da sedação conforme tabela 1. Os animais eram então submetidos à canulação da veia cefálica para fluidoterapia de manutenção e reposição volêmica conforme descrição no item 4.2.2 e procedia-se tricotomia com máquina de tosa, lamina 0 e assepsia da região do pescoço com clorexidine 2,5% e álcool 70%. A veia jugular era então canulada para o procedimento de doação do sangue de acordo com a técnica padronizada para o grupo proposto.

Figura 1 - A: Teste de aglutinação rápida em cartão (RapidVet H Feline; DMS Laboratories, Flemington, NJ, USA);B: O mesmo cartão de tipagem demonstrando um gato com aglutinação positiva para o tipo sanguíneo B.

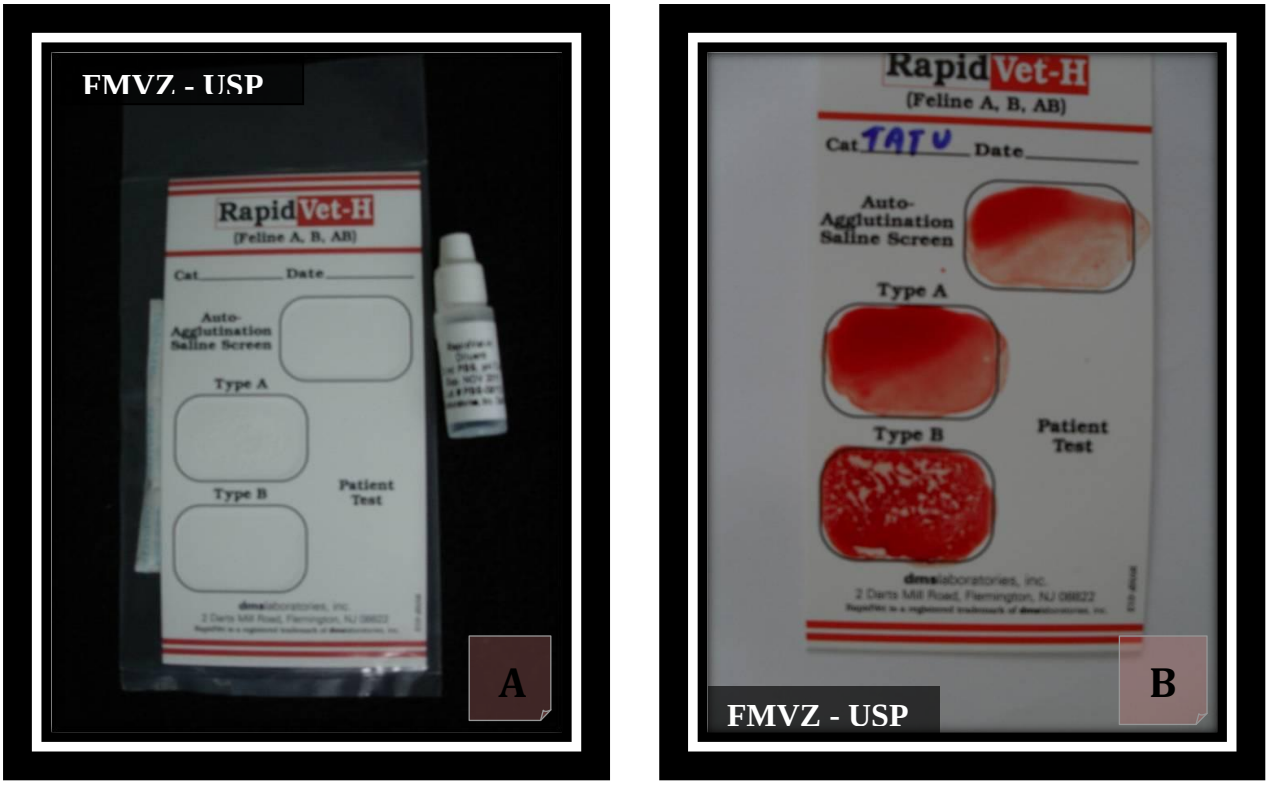
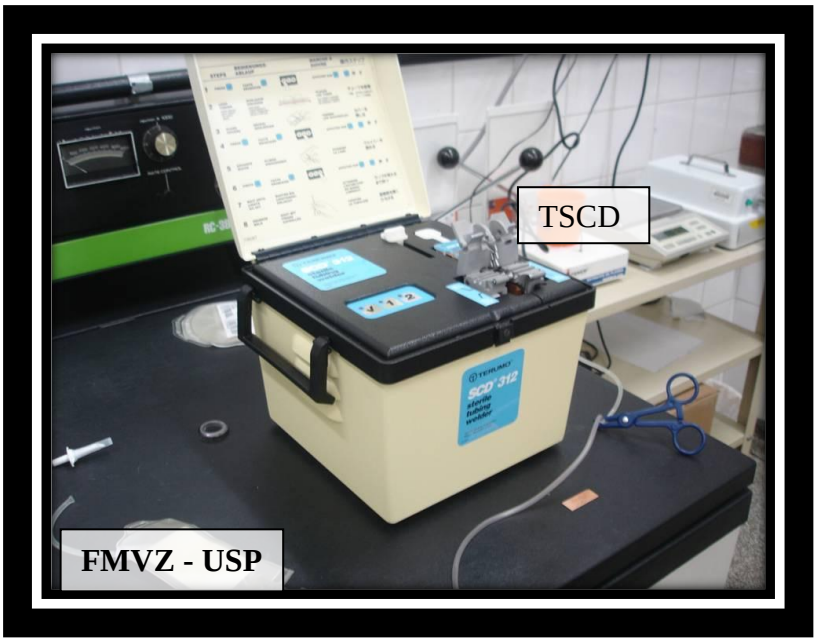


Figura 2 – “Kit” importado de coleta com sistema de seringa (100ml Single Bag Syringe Set; Animal Blood Resources International (ABRI), Dixon, CA, USA)

Figura 3 - Bolsas de transferência de sangue – humana importada (PEDI-PAK® 75 mL TRANSFER PACK, Genesis BPS, USA)e modificadas com agulha apropriada (Agulha para fístula arteriovenosa 17G NIPRO®, N I P R O ME D I C A L LT D A, Brasil)

Figura 4 - Aparelho a vácuo importado (GAST Lab Grade VacuumPumpandaccessories, Animal Blood Resources International (ABRI), Dixon, CA, USA)

Figura 5 - Aparelho conector de tubos de PVC (*TerumoSterile*ConnectingDevice (*TSCD/TERUMO®*, Terumo Medical do Brasil, Brasil)



5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Para comparação dos diferentes momentos em um mesmo grupo foi empregado a ANOVA para medidas únicas seguida do teste de Kruskall Wallis. Para a comparação entre os grupos foi empregada ANOVA seguida do teste de Dunn. O grau de significância escolhido foi de $p<0.05$.

6 RESULTADOS

6.1 TIPOS SANGUÍNEOS

No presente estudo foram testados 220 gatos da cidade de São Paulo e Grande São Paulo para os tipos sanguíneos A, B e AB. Do numero total de gatos, 65 eram sem raça definida (S.R.D) e o restante distribuídos segundo as seguinte raças: 53 da raça Persa, 58 da raça Maine Coon, 26 da raça British Shorthair e 18 da raça Ragdoll.

Do total de animais testados, 204 gatos (92,7%) eram do tipo A, 14 gatos (6,4%) eram do tipo B e apenas 2 gatos (0,9%) do tipo AB (Figura 7).

Entre os gatos sem raça definida, 95% dos 65 gatos testados eram do tipo A e 5% do tipo B, nenhum dos gatos testados foi do tipo AB (Figura 8). Entre as raças testadas, os da raça Ragdoll foram os que apresentaram maior prevalência do tipo sanguíneo B e AB (16,7% % e 5,5% respectivamente) (Figura 9). Os gatos da raça Persa tiveram prevalência de 8 % do sangue tipo B e 92% do sangue tipo A (Figura a 10), e os gatos da raça Maine Coon apresentaram prevalência do tipo B (6,8%) e AB (1,7%) (Figura 11) Os gatos da raça Britsh Shorthair, tiveram 100% de prevalência do tipo A (Figura 12).

6.2 SEDAÇÃO E COLETA

As frequências cardíacas e respiratórias tenderam a cair após 15 minutos da aplicação do protocolo de sedação como mostra asfiguras 13 e 14, retornando a valores próximos dos iniciais após 1 hora do término da coleta. Não foram verificadas diferenças significativas entre os grupos ou entre os momentos de um mesmo grupo em relação aos dois parâmetros analisados. A temperatura corpórea manteve-se estável durante todo o procedimento como mostra a figura 15. As médias e desvio padrão para os parâmetros descritos encontram-se na tabela 3.

De acordo com os resultados obtidos verificou-se que a maioria dos gatos apresentou pouca sedação a sedação desejada com boa recuperação (Quadros 1 e 2 e Figuras 16 e 17).

Os valores de hematócrito tenderam a cair gradativamente após a sedação e a coleta de sangue (até 10%), entretanto não foram verificadas diferenças significativas entre estes momentos de avaliação dentro do mesmo grupo como mostra a figura 18. Quando cotejados os três grupos experimentais, verificou-se diferenças significativas apenas no momento pré-coleta entre os grupos 1 e 2 bem como entre os grupos 1 e 3.

Verificou-se diferença significativa da pressão arterial apenas quando comparados os grupos 2 e 3 no momento após a coleta, sendo que os animais do grupo 3 apresentaram valores significativamente inferiores aos do grupo 2. Quando comparados os diferentes momentos de avaliação dentro do mesmo grupo não foram verificadas diferenças significativas.

As médias e desvio padrão para os valores de hematócrito e pressão arterial encontram-se na tabela 4.

Quanto ao tempo de coleta (tempo que compreende da punção venosa até atingir o volume de sangue calculado de coleta), os grupos 1 e 2 tiveram a média de tempo de 4 minutos enquanto o grupo 3 teve a média de 1 minuto.

Tabela 3 - Valores médios±desvio padrão de Freqüência Cardíaca, Freqüência Respiratória e Temperatura Retal dos animais submetidos aos protocolos butorfanol-diazepam-acepromazina (BDA) e a doação de sangue ao longo do tempo

Momentos relacionados à aplicação da medicação				
	Pré-sedação	**15 minutos Pós sedação**	**Imediatamente Pós-coleta**	**1 hora Pós-coleta**
Frequência Cardíaca				
Grupo 1	192,13 ± 20,21	177,06 ± 15,81	177,86 ± 22,76	175,46 ± 23,49
Grupo 2	189,20 ± 14,15	187,20 ± 17,72	190,40 ± 19,63	191,46 ± 20,95
Grupo 3	197,06 ± 23,48	182,66 ± 18,22	181,33 ± 14,58	187,46 ± 19,91
Frequência Respiratória				
Grupo 1	69,2 ± 27,78	56,60 ± 17,71	45,86 ± 11,67	45,33 ± 12,01
Grupo 2	62,13 ± 22,99	53,06 ± 15,07	48,80 ± 16,21	50,00 ± 13,20
Grupo 3	70,93 ± 18,44	66,13 ± 20,07	58,40 ± 19,03	56,26 ± 19,94
Temperatura Retal				
Grupo 1	38,65 ± 0,55	38,39 ± 0,49	38,27 ± 0,54	38,28 ± 0,45
Grupo 2	38,01 ± 0,65	37,81 ± 0,66	37,82 ± 0,63	37,90 ± 0,57
Grupo 3	38,60 ± 0,59	38,49 ± 0,54	38,28 ± 0,63	38,33 ± 0,67

Tabela 4 - Valores médios±desvio padrão de Pressão Arterial e Hematócrito dos animais submetidos aos protocolos Butorfanol-Diazepam-Acepromazina (BDA)e a doação de sangue ao longo do tempo

Momentos relacionados à aplicação da medicação				
	Pré-sedação	**Pós sedação**	**Pós-coleta**	**1 hora Pós-coleta**
Pressão Arterial				
Grupo 1	140 ± 16,06	120 ± 14,14	120 ± 18,83	120 ± 11,23
Grupo 2	140 ± 14,47	125 ± 11,52	125 ± 9,80 *	120 ± 9,39
Grupo 3	132 ± 12,22	133 ± 11,80	106,66 ± 16,89*	110,66 ± 12,89
Hematócrito				
Grupo 1	38,00 ± 5,16	36,00 ± 4,22	30,00 ± 5,01	30,00 ± 4,88
Grupo 2	43,00 ± 4,66	37,00 ± 3,99	35,00 ± 4,69	35,00 ± 4,70
Grupo 3	43,00 ± 3,48	35,99 ± 4,31	33,26 ± 3,60	32,93 ± 3,45

* Difere do grupo 1 ($p<0,05$)

Figura 7 - Total de gatos analisados e sua distribuição de acordo com os tipos Sanguíneos A, B e AB

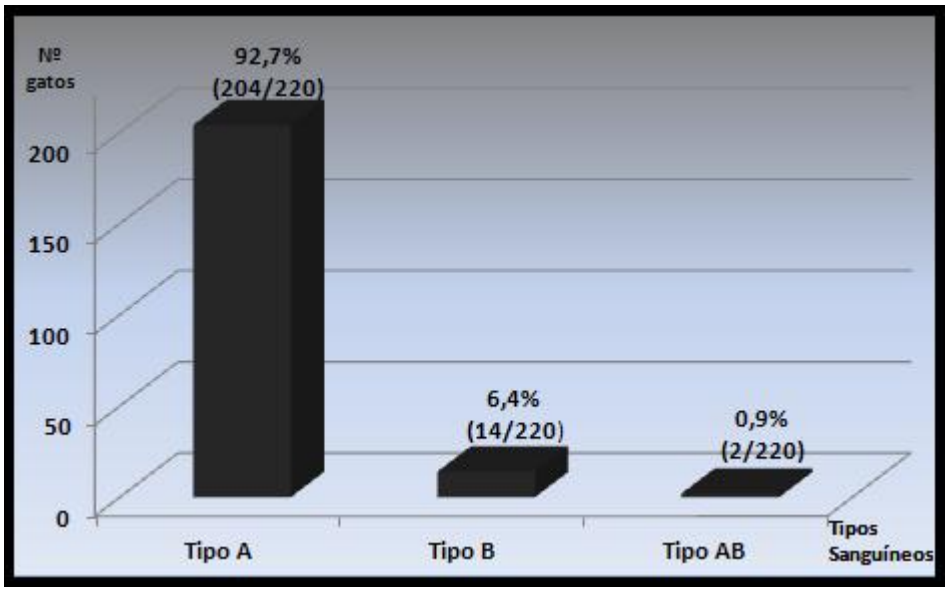


Figura 8 - Total de gatos analisados S.R. D.e sua distribuição de acordo os tipos sanguíneos A, B e AB

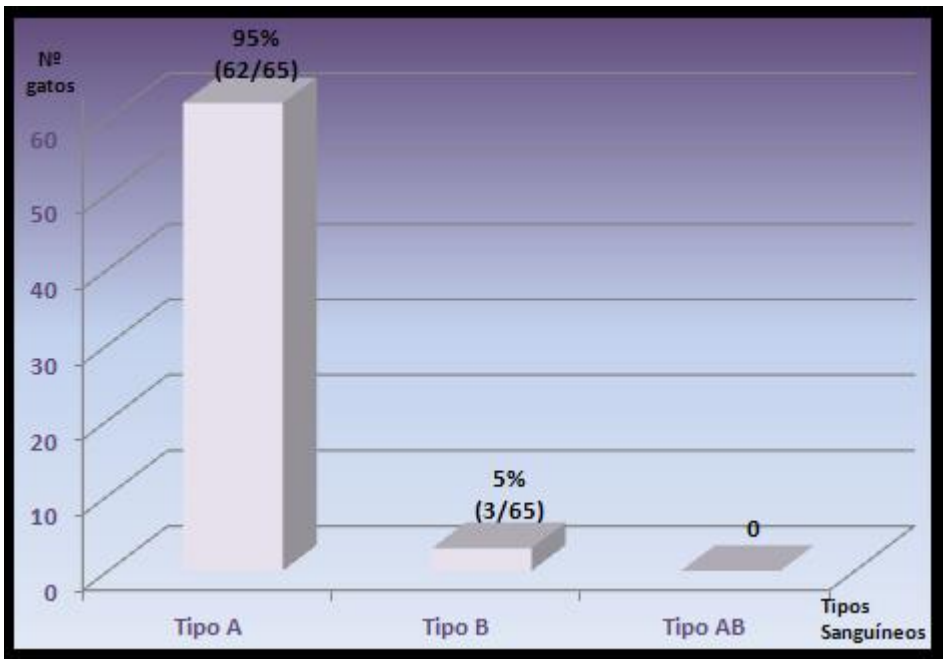


Figura 9 - Total de gatos analisados da raça Ragdolle sua distribuição de acordocom os tipos sanguíneos A, B e AB

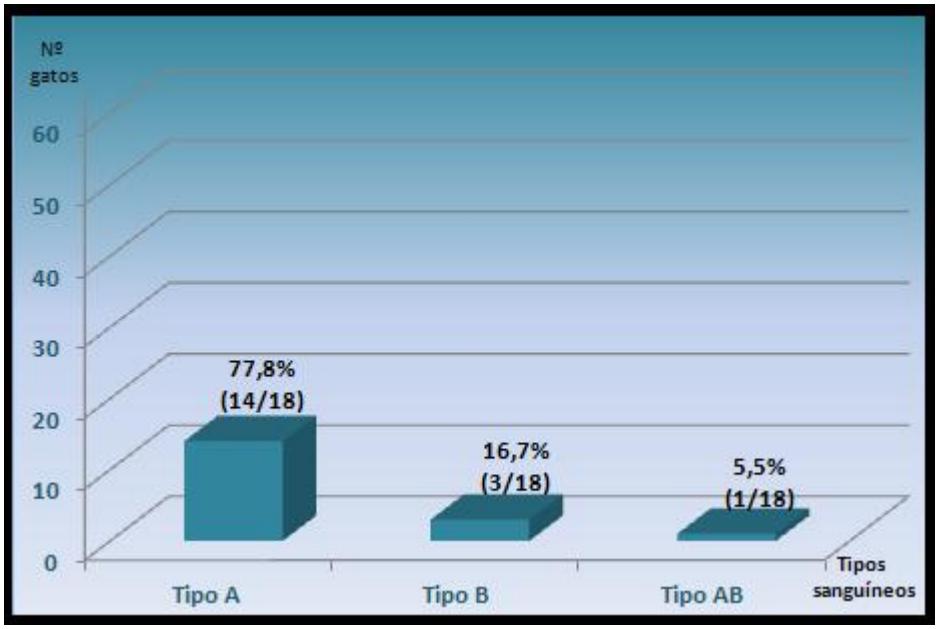


Figura 10 - Total de gatos analisados da raça Persa e sua distribuição de acordocom os tipos sanguíneos A, B e AB

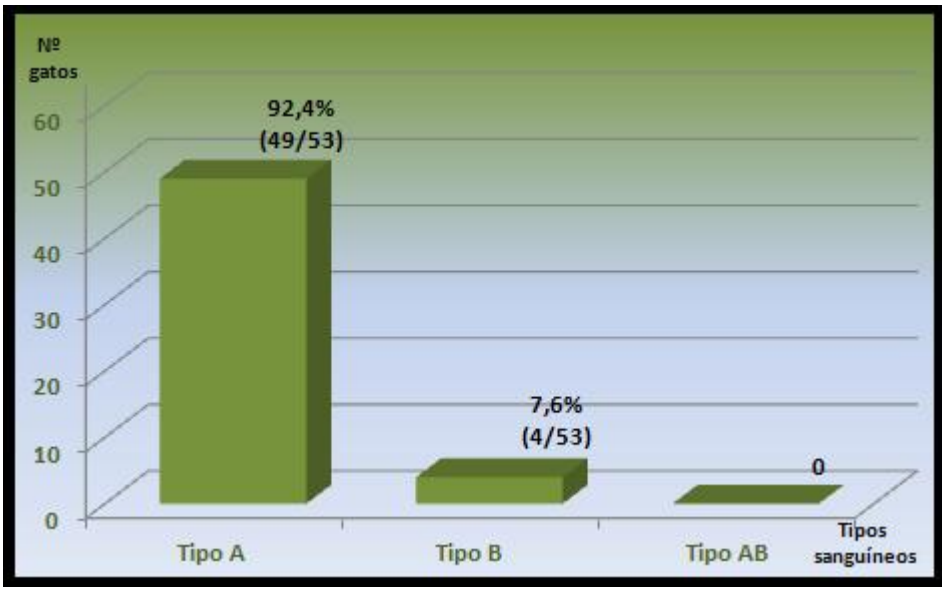


Figura 11 - Total de gatos analisados da raça Maine Coone sua distribuição de acordocom os tipos sanguíneos A, B e AB

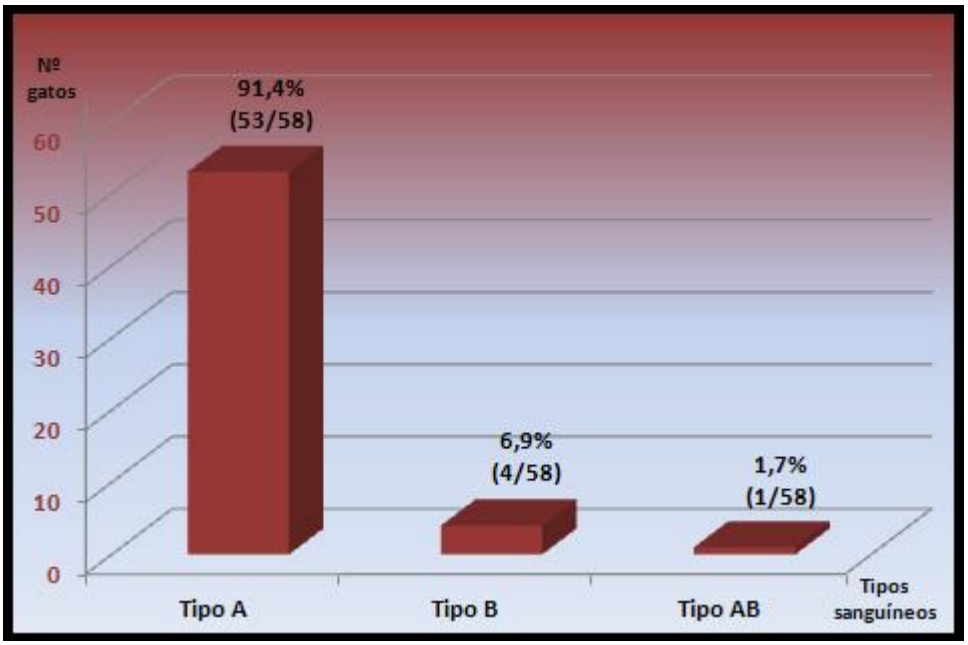


Figura 12 - Total de gatos analisados da raça British Shorthaire sua distribuição de acordocom os tipos sanguíneos A, B e AB

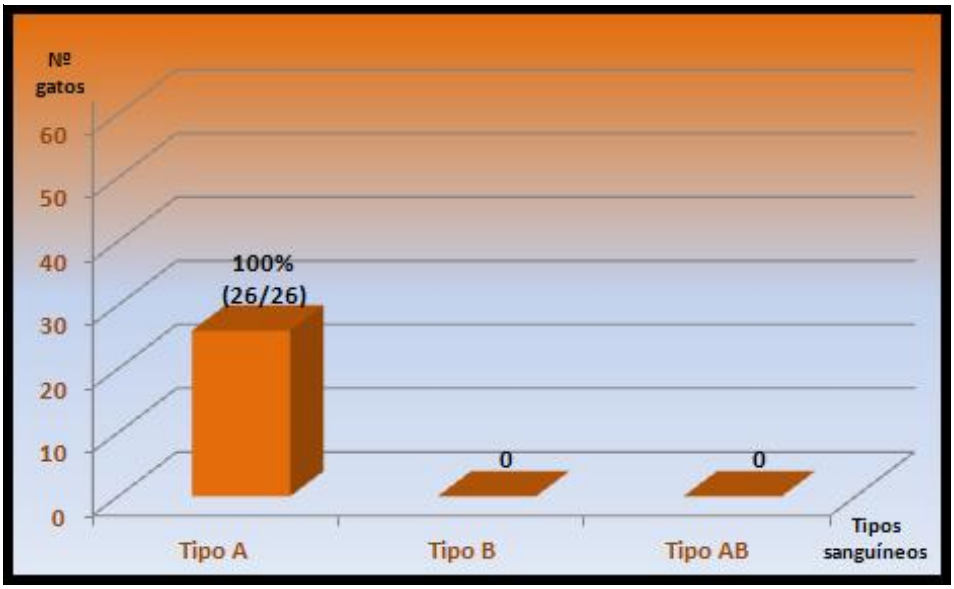


Figura 13 – Média de frequência cardíaca (FC) em batimentos por minuto (bpm) ao longo do tempo.

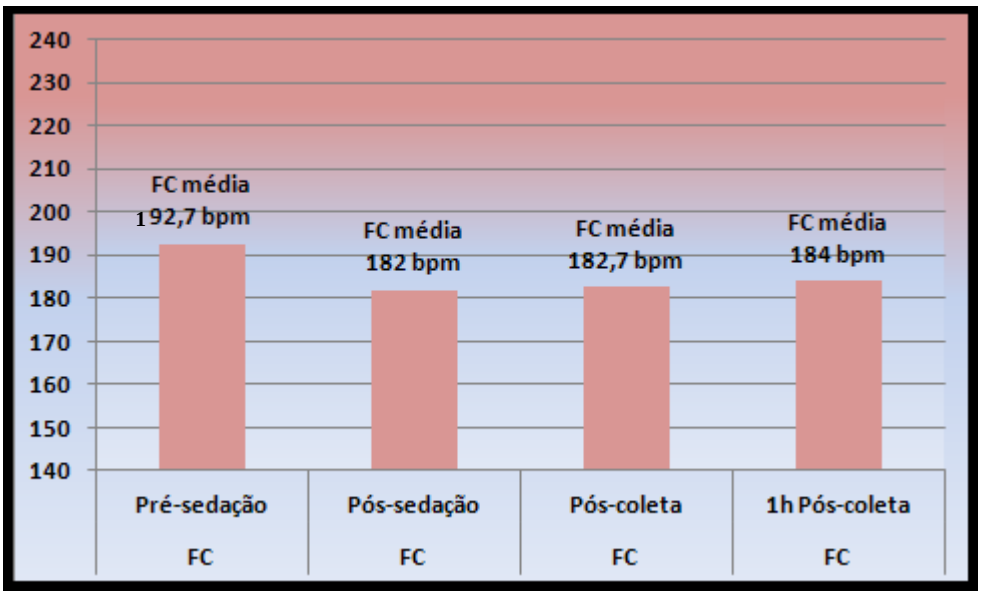


Figura 14 – Média de frequência respiratória (FR)em movimentos respiratórios minuto (mrm) ao longo do tempo

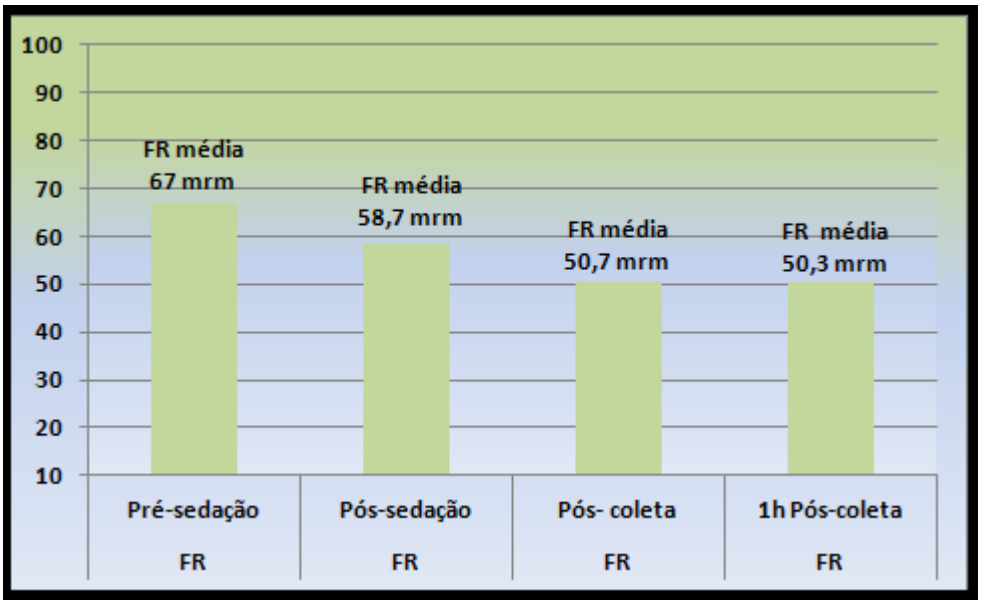


Figura 15 – Média de temperatura retal (TºC)ao longo do tempo

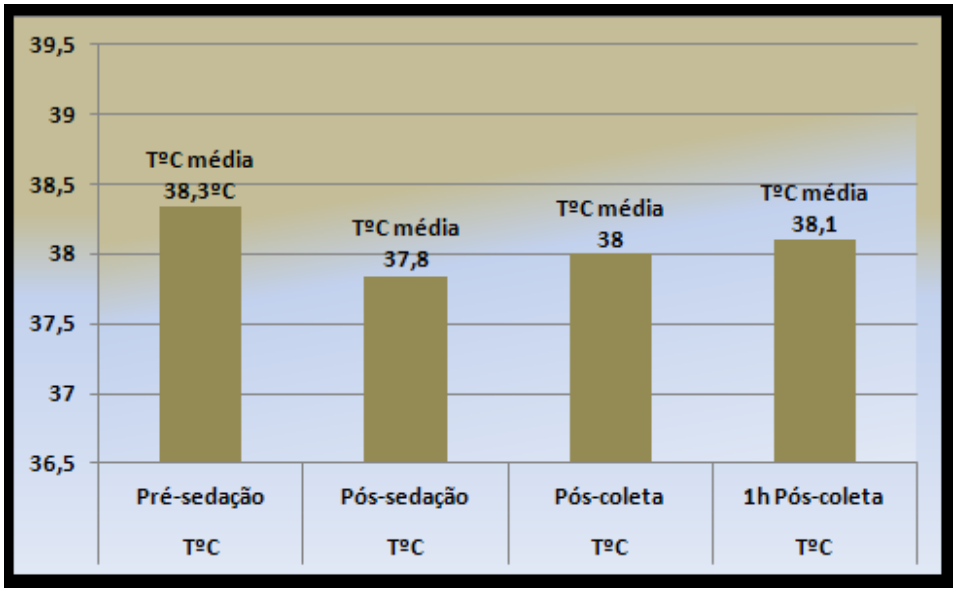


Figura 16 – Porcentagem do gatos em relação ao quadro 1 (grau de sedação)

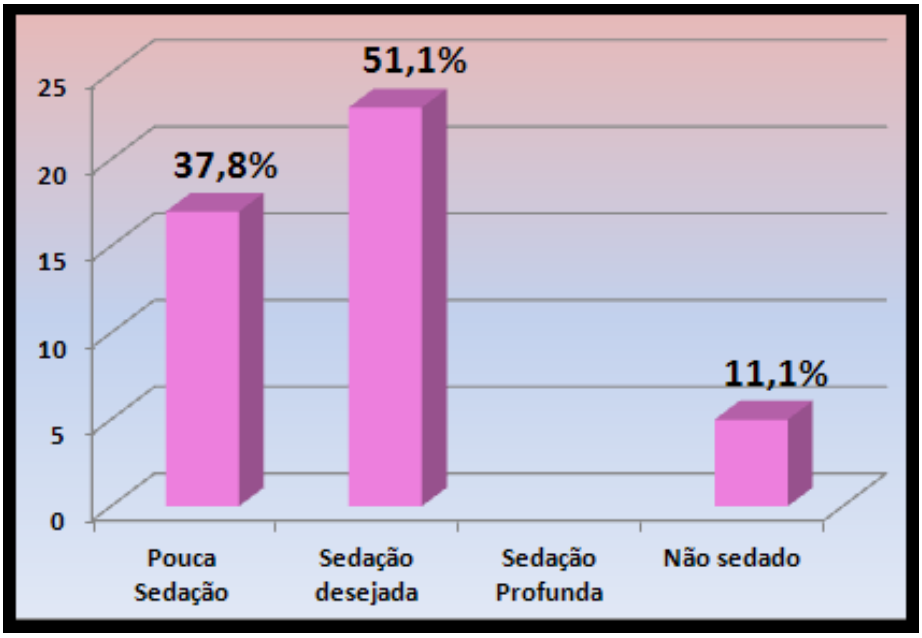
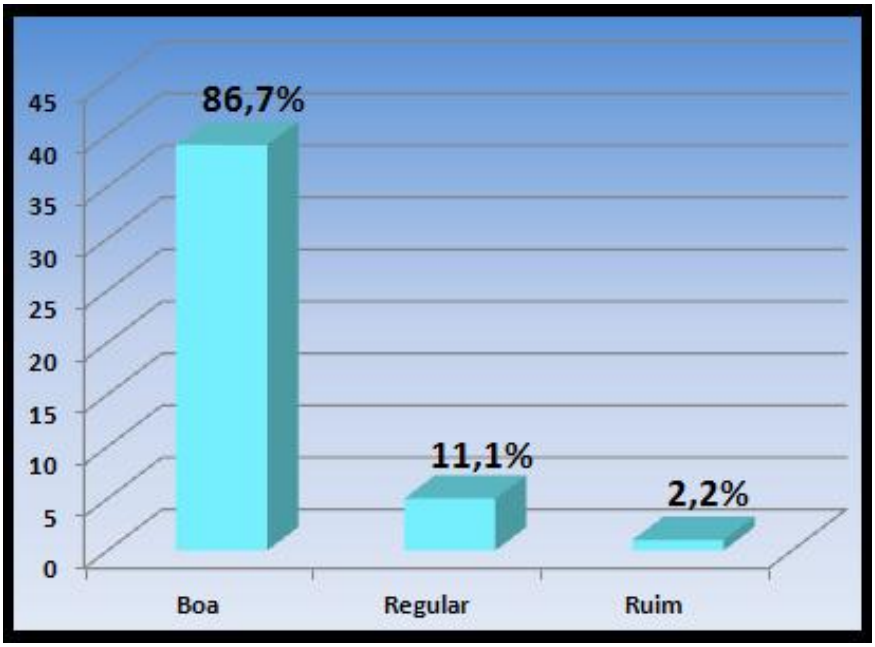


Figura 17 – Porcentagem do gatos em relação ao quadro 2 (grau de recuperação)



7 DISCUSSÃO

7.1 TIPOS SANGUÍNEOS

A frequência dos tipos sanguíneos nos gatos varia de acordo com a raça e localização geográfica (Tabela 5), mas estudos ao redor do mundo demonstram que mais do que 95%dos gatos são do tipo A, menos que 5% são do tipo B e 1% ou menos são do tipo AB, sendo que os resultados encontrados no presente estudo foram semelhantes ao de estudos mundiais (LANEVSCHI; WARDROP, 2001) , quando analisadas a população felina em geral. Dos 220 gatos provenientes do Estado de São Paulo, tipados com a utilização do teste de aglutinação rápida em cartão importados, 92% (204/ 220) eram do tipo A, 6,4% (14/220) do B e 0,9% (2/220) do tipo AB. Embora exista prevalência de sangue tipo A em todas as raças, diferenças importantes foram verificadas. Os gatos da raça Britsh Shorthair, por exemplo, diferente de estudos como o realizado por Forcada et all (2007), tiveram 100% de prevalência do tipo A.

Entretanto, deve-se considerar que para algumas raças apenas um pequeno número de animais foi incluído para a pesquisa de frequência dos tipos sanguíneos, assim as prevalências podem não ser tão acuradas como deveriam se o estudo abrangesse um numero maior e mais homogêneo de gatos. A proporção do tipo B entre os gatos tende a mudar de acordo as escolhas de criação e paternidades da raça em questão (BFICHELER, J.; GIGER,U, 1995).

.

Tabela 5 -Estimativa dos tipos sanguíneos em diferentes raças de gatos

Tipo A	**Tipo B frequência baixa (1-10%)**	**Tipo B frequência intermediária (10-25%)**	**Tipo B frequência alta (> 25%)**
Siamês*	American shorthair*	Abssínio*	British Shorthair*^
Torkinese*	Maine Coon*	Birmanês 8^†	CornishRex*
Oriental shorthair *	Manx*	Burmese ^	DevonRex*†
	Noroeguês da floresta*	Himalaia*	Exótico*
	Bengal **	Persa * ^	Ragdoll*
		Scottishfold*	Turkish Van*
		Somali*	Angorá turco*
		Sphynx*†	

* Dados fornecidos por DrGiger, UniversityofPennsylvania
^ Dados de estudo em gatos do Reino Unido fornecidos por C Knottenbelt, UniversityofGlasgow
† Figuras fornecidas por Addie, UniversityofGlasgow
** Dados oferecidos porD Gunn-Moore, Edinburgh University
Disponível em:www.fabcats.org/owners/blood_groups/info.html

Entre os gatos SRD, os dados foram parcialmente condizentes com os da literatura (KNOTTENBELT, 2002; WARDROP,2001), com 95% (62/65) dos gatos do tipo A e 5% do tipo B (3/65), nenhum dos gatos testados foi do tipo AB. No Brasil, foram realizados dois estudos de prevalência dos tipos sanguíneos felinos, ambos os estudos utilizaram apenas gatos domésticos SRD. A pesquisa realizada por Medeiros et al.(2008) na cidade do Rio de Janeiro apontou uma porcentagem de 94,8% (163/172) gatos do tipo A, 2,9% do tipo B e 2,3% do tipo AB; O segundo estudo realizado na cidade de Porto Alegre por Lacerda et al.(2009), constatou que 97% (97/100) dos gatos testados eram do tipo A e 3% do tipo B. Entretanto, vale aqui ressaltar mais uma vez que as estatísticas variam de acordo com a região geográfica e as raças e a prevalência pode mudar facilmente de acordo com a mistura entre estes gatos com os de raça pura e mudar completamente o cenário, como no caso de alguns estudos mais

recentes como Forcada et al.(2007) e Zhenget al. (2011), que mostram uma prevalência importante de 11 a 30% do sangue tipo B entre os gatos SRD testados, diferentemente dos resultados observados neste trabalho.

De acordo com Continenzaet al. (1992), na Itália os persas apresentam prevalência do sangue tipo B de 2,5% enquanto que Giger et al. (1991) nos Estados Unidos relatou prevalência de 24%. Em 1999, Knottenbeltet al. encontrou uma prevalência de 12,5% do sangue B entre gatos da raça Persa provenientes do Reino Unido. Em nosso estudo, os gatos da raça Persa revelaram uma prevalência de aproximadamente 8% do tipo B, entre os 53 gatos selecionados, resultado condizente com a literatura, com variação entre 2.5 e 24% e nenhum gato do tipo AB.

Os estudos realizados por Giger et al. (1991) e por Knottenbelt et al. (1999), demonstraram uma frequência de 36 a 58% respectivamente do tipo B entre os gatos da raça BrisithShorthair, porém no presente estudo, dos 26 gatos desta raça testados todos foram do tipo A, ou seja 100%. Apesar do número pequeno de gatos British Shorthair testados no presente estudo, levanta-se a hipótese de que isso deve incorrer provavelmente na origemdestes gatos. De fato, a maioria dos gatos aqui testados tinha sua origem familiar na Rússia e não na Europa ocidental como os gatos dos referidos estudos. Na literatura consultada, não foi encontrado nenhum estudo de prevalência sanguínea de gatos British Shorthair ou de outras raças realizados na Rússia.

Entre os gatos da raça Maine Coon e Ragdoll poucos estudos foram realizados até o presente momento. Addie et al em 1991 e em 1999 na Universidade de Glasgow, Reino Unido, mostraram uma prevalência em um total dos 24 gatos analisados (12 gatos MaineCoon e 12 gatos Ragdoll), de 4% do sangue tipo B em gatos da raça Maine Coon, 8% do sangue tipo B nos gatos da raça Ragdoll e também nessa raça 8% eram do tipo AB (ADDIE et al, 1991). Em outro estudo de 1999, 8% dos gatos eram do tipo A e 24% eram do tipo AB entre

36 gatos testado da raça Ragdoll. No estudo presente, dos 58 gatos da raça Maine Coon testados, cerca de 6,8% eram do tipo B e 1,7% do tipo AB, prevalência maior do que a apontada na literatura. Entre os Ragdolls, 16% eram do tipo B e 5,5% do tipo AB. Vale aqui citar que inicialmente foram encontrados 3 gatos cujo teste foi positivo para o tipo AB; Destes, 2 gatos da raça Ragdoll foram retestados conforme técnica sugerida por Barrs et al, 2009 através da avaliação macro e microscópica das hemácias lavadas destes gatos em contato com o plasma de gatos sabidamente A e sabidamente B, um dos gatos demonstrou reação intensa com o soro B, e nenhuma reação com o soro A, demonstrando ser na verdade do tipo A, não entrando na estatística do tipo AB. Um dos gatos demonstrou reação apenas microscópica ao soro B e nenhuma reação ao tipo A, sendo determinado como AB e um terceiro gato, da raça Maine Coon, cujo teste foi AB não pode ser reavaliado devido a mudança de estado e foi considerado AB. É recomendado então que gatos positivos para o tipo AB pelo teste de cartão sejam retestados pelo método sugerido por Barrs et al.(2009) e ainda se possível passem por avaliação por teste genético.

7.2 SEDAÇÃO

Para coleta de sangue de doadores felinos, é desejável que os animais sejam sedados, não só para segurança em relação ao procedimento, mas também para o próprio conforto do animal que geralmente não tolera contenção física para tais procedimentos. (GRIOT-WENK ; GIGER, 1995). A fim de estabelecer um procedimento seguro e que não oferecesse riscos aos pacientes, foi escolhido o protocolo de sedação:butorfanol, acepromazina e diazepanbaseado em resultados obtidos em estudo anterior do grupo (CAMOZZI et al., 2010) no qual foram comparados diferentes tipos de associação.

Dos 45 gatos selecionados e que doaram sangue, 51,1% apresentaram sedação desejada para a realização do procedimento de coleta. O restante dos animais que apresentaram sedação menos evidenciada também permitiu o procedimento de coleta, o que prova que mesmo utilizando algum protocolo de sedação, é desejável que o animal selecionado para o programa seja dócil e permita manipulação, critérios de inclusão utilizados neste estudo. Animais agressivos ou que não toleram contenção física não devem ser selecionados como doadores de sangue (AUBERT et al., 2011).

O protocolo escolhido mostrou boa recuperação dos gatos doadores em 86,7% dos casos, sendo que os animais que mostraram recuperação regular ou ruim se apresentaram na verdade com sinais de agitação podendo estar relacionado ao estresse de passarem muito tempo em ambiente estranho e sendo manipulados para as coletas dos dados ate 1 hora após o término do procedimento.

A queda do valor de hemátócrito após os 15 minutos decorridos da aplicação do protocolo de sedação pode ser atribuído ao efeito de contração esplênica estimulado pela acepromazina (FANTONI; CORTOPASSI, 2002). Esse é um efeito indesejado nos doadores de sangue sobretudo quando se trabalha com a obtenção de sangue total, já que a bolsa obtida

poderá apresentar um hematócrito inferior ao almejado. Além disso, em gatos com faixa de hematócrito muito próxima do valor mínimo para doação de sangue ou seja 35% poderiam ter queda em ate 10% desse valor, ou seja 25%, o que seria inadequado para integridade do doador. Este aspecto não é discutido em detalhes na literatura quando se comparam diferentes protocolos de sedação em felinos, mesmo em trabalhos em que a acepromazina é utilizada como em Aubert et al. (2011) não há referência a valores de hematócrito antes e após a aplicação do fármaco.

No total haviam sido selecionados 50 gatos para a doação de sangue no projeto, porém 5 foram excluídos e não doaram sangue por motivos relacionados ao protocolo de sedação. Dos 5 animais excluídos, 3 apresentaram-se não sedados e com excitação e agressividade cerca de 15 minutos após a aplicação dos fármacos. Estes animais tornaram-se irascíveis e sua manipulação não foi possível. Pode-se atribuir a excitação a incoordenação motora, causada pelos benzodiazepínicos, o que poderia predispor o animal à agitação e a reação paradoxal da própria acepromazina (FANTONI; CORTOPASSI, 2002; KILLOS;GRAHAM; LEE, 2010). Os opióides em gatos podem causam fenômenos excitatórios, porém os mesmos são mais raros quando se emprega fármacos que não são agonistas puros como é o caso do butorfanol (KILLOS; GRAHAM; LEE,2010). Ainda do grupo excluído, dois animais apresentaram sedação profunda com hipotermia, diminuição dos reflexos motores e das frequências cardíacas e respiratórias em cerca de 30%, além de recuperação tardia retornando aos parâmetros físicos normais em cerca de quatro horas. A hipotermia e a recuperação mais tardia destes animais podem estar diretamente relacionadas ao uso do fenotiazinico, que apesar de sua baixa dose tem o efeito variável na espécie felina. Os demais fármacos, sobretudo o diazepam, também podem tercolaborado com uma sedação mais pronunciada nestes animais (FANTONI; CORTOPASSI, 2002). O protocolo escolhido foi favorável em não alterar excessivamente os parâmetros vitais dos doadores ou levar a queda significativa de

pressão arterial e nem a perda de consciência. A recuperação também foi tranquila na maioria dos animais. A desvantagem do protocolo de sedação escolhido foi principalmente a influência negativa no hematócrito dos doadores e a chance de excitação ou sedação profunda em alguns animais que foram excluídos do projeto por não possibilitarem a coleta de sangue.

7.3 COLETA

Atualmente no Brasil, não existe disponível um sistema para coleta de sangue em felinos que permita estoque, ou seja um sistema fechado e estéril de coleta. A fim de viabilizar o estoque de bolsas de sangue nesta espécie foi necessária a importação de alguns materiais e de “kits” prontos para coleta. Em cães, o material utilizado para coleta é o mesmo utilizado em humanos (ANDRADE, 2002), porém devido ao tamanho da bolsa, quantidade de anticoagulante, ao calibre da agulha e a própria quantidade de sangue possível de ser obtida do doador felino que é um animal pequeno, inviabiliza-se o uso desse material. Assim, o único sistema possível de ser utilizado atualmente no Brasil é o aberto, que embora não permita o estoque e fracionamento do sangue coletado, é amplamente empregado em clínicas e hospitais veterinários do país. Um dos propósitos do projeto foi testar os métodos existentes de coleta de sangue de forma estéril para felinos e contribuir para o desenvolvimento destes sistemas no país a fim de viabilizar a coleta, estoque e fracionamento do sangue felino. Os métodos de coleta testados também foram de grande valia para a o auxílio da padronização do banco de sangue de gatos, pois nos permitiu avaliar segurança de cada método, adequação a espécie e ao protocolo de sedação escolhido.

O sistema de seringa, utilizado no grupo 1 é bastante utilizado nos Estados Unidos (SCHUMACHER, 2012) pela sua facilidade de manipulação e mesmo em situações não ideais em que não é possível o fracionamento e estoque do sangue, é o melhor método para uma coleta aberta pois permite uma coleta adequada com menos chances de contaminação. Para o banco de sangue o método é viável desde que se disponha do aparelho de conexão estéril ou de fluxo laminar para transferência estéril do anticoagulante para dentro da seringa de coleta. Com relação ao tempo de coleta verificado, a média de 4 minutos é considerada um tempo tolerável para felinos com sedação desejada ou pouca sedação, mas poderia ser considerado inadequado e longo para gatos não sedados e que necessitem de contenção física para o procedimento. Ainda vale mencionar que esse método de coleta não teve influência significativa na pressão arterial dos doadores, fato muito desejável.

Com relação à praticidade e viabilidade, este é o método mais adequado de coleta, já que como mencionado anteriormente é passível de ser utilizado como sistema aberto, mesmo fora da estrutura de um banco de sangue, pois confere um sistema aberto adequado e fácil de ser manipulado e pode facilmente ser montado e esterilizado com materiais nacionais disponíveis no mercado.

Os métodos de coleta utilizados nos grupos 2 e 3 são viáveis somente para bancos de sangue, já que tem a necessidade de serem manufaturados e portanto precisam necessariamente do aparelho de conexão estéril (SCHUMACHER, 2012). O método de coleta empregado no grupo 2, cuja bolsa manufaturada foi coletada apenas com auxilio da gravidade, também não teve influência significativa na pressão arterial dos doadores. Quanto ao tempo de coleta, entretanto, verificou-se média de quatro minutos, sendo mais uma vez considerado inadequado em gatos não sedados e tolerável em animais sedados de forma desejada ou leve. O terceiro grupo que utilizou as bolsas manufaturadas, mas com coleta auxiliada pelo aparelho a vácuo teve a vantagem de ter um tempo bastante curto de coleta,

com média de um minuto e em animais dóceis e que tolerem contenção e manipulação poderia ser uma alternativa de coleta que dispensa o uso de sedação. Entretanto foi o método que mais influenciou na queda da pressão arterial após coleta, sendo necessária cautela com seu uso, pois pode levar o doador a risco de morte por hipotensão caso não haja adequada reposição volêmica ou o volume coletado ultrapasse o calculado, o que não é difícil de acontecer dado o pequeno porte da espécie (SPRINGERet al., 1998).

Os sistemas de coleta utilizados nos grupos 2 e 3 são menos passíveis de serem utilizados fora de um banco de sangue, primeiro porque são sistemas fechados que precisam ser manufaturados para mantê-los como tal, sendo imprescindível a aquisição do conector de tubos para viabilizar o processo de conexão estéril (SCHUMACHER, 2012). Além disso a agulha passível de ser conectada ao sistema tem um calibre maior do que o de um escalpe borboleta e nem sempre é viável seu uso em gatos menores cujo calibre da veia não comporte seu tamanho. O sistema de coleta do grupo 3, com aparelho a vácuo apesar de viável como sistema de coleta, tem como obstáculos ao seu uso a necessidade de importação do aparelho por não existir um equipamento apropriado nacional e também exige treino e experiência por parte do profissional pelos riscos citados anteriormente.

O projeto propôs então a implantação de um banco de sangue para felinos no hospital veterinário da FMVZ-USP seguindo padrões de qualidade de forma semelhante aos modelos internacionais já existentes propiciando um atendimento adequado aos pacientes que necessitam da terapia sanguínea.Com relação às expectativas futuras no que diz respeito a pesquisas na área de medicina transfusional felina, o projeto não só permitiu a viabilização de manufaturar os materiais para uma coleta estéril de sangue em felinos utilizando materiais nacionais, mas também a padronizaçãodo banco de sangue de gatos do Hospital Veterinário da FMVZ, vislumbrando-se assim de poder permitir diferentes estudos na área, já que a medicina transfusional é bastante diferente entre cães e gatos e o conhecimento das

idiossincrasias da espécie felina nos permite não só o uso racional e seguro do sangue na terapia transfusional nos gatos, mas também diversos avanços na prática da medicina nesta espécie.

8 CONCLUSÃO

Frente à análise dos resultados obtidos pôde-se tecer as seguintes conclusões: primeiro que a sedação realizada com a associação de acepromazina, diazepam e butorfanol mostrou-se segura para os doadores felinos permitindo a realização da coleta de sangue de forma tranquila; Segundo que os sistemas de coleta se mostraram todos factíveis, mas o sistema de seringa foi considerado o mais adequado pela sua praticidade de aplicação e pela disponibilidade de materiais nacionais apropriados para sua montagem e manipulação e por ultimo que a tipagem de sanguínea na espécie felina é imprescindível para uma transfusão de sangue segura, visto que a prevalência dos tipos é variável entre as diferentes raças.

REFERÊNCIAS

ABRAMS-OGG, A. Practical blood transfusion. In: DAY, M. J.; MACKIN, A.; LITTLEWOOD, J. D. **BSAVA Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine.** England: British Small Animal Association, 2000.p.263-307. Cap.11.

ANDRADE, S.F. **Manual de terapêutica veterinária**. 2. ed. EditoraRocca, 2002. p.491 – 501.

AUBERT, I.; ABRAMS-OGG, A. C.G. ; SYLVESTRE, A.M.; DYSON, D.H. ; ALLEN, D. G.; JOHNSTONE, I. B. The use of vascular access ports for blood collection in feline blood donors. **The CanadianJournalofVeterinaryResearch**, v.75, p. 25–34, 2011.

AUER, L.; BELL, K.The blood group system in cats.**Animal Genetics**, v.12, p.284-297, 1981.

BARFIELD, D.; ADAMANTOS, S. Assessment of feline blood for transfusion. **Veterinary Record** , v.2, p. 350-351, 2011.

BARTFIELD, D.; ADAMANTOS, S. Feline blood Transfusions: a pink shade of pale. **Journal of Feline Medicine and Surgery** , v.13, p. 11-23, 2011.

BARRS, V.R.; GIGER,U., WILSON, C. B.; CHAN, C.T.T.; LINGARDA,A.E.; TRAN, L.; SENG, A.; CANFIELDC, P. J.; BEATTYA, J.A.Erythrocytic pyruvate kinase deficiency and AB blood types in Australian Abyssinian and Somali cats. **Australian Veterirary Journal**, v.87, p. 39–44, 2009.

BFICHELER, J.; GIGER,U.Alloantibodies against A and B blood types in cats.**Veterinary Immunology and lmmunopathology**, v.38, p. 283-295, 1993.

BROOKS, M. Transfusion medicine, part I. **Proceedings of the American College of Veterinary Internal Medicine**. v. 8, p.77-80, 1990.

BÜCHELER J., GIGER U. Alloantibodies Against A and B Blood Types in Cats. **Veterinary Immunology Immunopathology**.v.38, p.283-295, 1993.

CAMOZZI, R.B.1; **BOTTEON, K.D**.; MOROZ, L.R.3; GOLÇALVES, S.4;FANTONI, D.T. **Protocolos anestésicos para felinos doadores de sangue.** VIII Congresso Paulista de Veterinários de Pequenos Animais São Paulo, outubro, 2010.

CASAL, M.L.; GIGER, U., JEZYK, P. F. Transfer of colostralantibodies from the queen to the kitten.**Journal of Veterinary Internal Medicine**, v. 8, p.171, 1994.

COTTER, S.M. Blood banking: I. Collection and storage. **Proceeding of the American College of Veterinary Internal Medicine**, v.6, p.45-47, 1988.

DAY, M.J.; MACKIN,A.; LITTLEWOOD, J.D. **BSAV manual of canine and feline haematology and transfusion medicine**. Chapter fifteen. BSAVA, 2000.263-307 p.

DUNCAN, J.R.; PRASSE K, W.; MAHAFFEY, E.A. Hemostasis. In: DUNCAN, J.R.; PRASSE, K.W.; MAHAFFEY, E.A. **Veterinary laboratory medicine: clinical pathology**, 3. ed. Ames; Iowa State University Press, 1994, p.76.

FANTONI, D.T., CORTOPASSI, S.R.G. **Anestesia em cães e gatos**. 1. ed. São Paulo; Editora Roca, 2002.

FORCADA, Y.; GUITIAN, J.; GIBSON,G. Frequencies of feline blood types at a referral hospital in the south east of England.**Journal of Small Animal Practice**, v.48, p.570–573, 2007.

GIGER, U.A novel method of whole blood collection in cat.In: Annual ACVIM Forum, 18, Seattle. **Proceedings:18th Annual ACVIM Forum**. Seattle: ACVIM, 2000.

GIGER U. Feline transfusion medicine. In: HOHENHAUS A.E. **Transfusion Medicine Problems in Veterinary Medicine**. Philadelphia, J.B. Lippincort, 1992, p. 600-611.

GIGER, U.; BUCHELER, J.Transfusion of type-A and type-B blood to cats.**Journal of the American Veterinary Medicine Association**, v.198, n.3, p.411 – 418, 1991.

GIGER, U.; BÜCHELER, J.; PATTERSON, D. F. Frequency and inheritance of A and B blood types in feline breeds of the United States.**Journal Hereditary**, v. 82, p. 15-20, 1991.

GRIOT-WENK, M.E., GIGER, U. Feline transfusion tedicine – blood types and their clinical importance. **The veterinary Clinics of North America Transfusion Medicine**, v. 25, p. 1305-1322,1995.

GRIOT-WENK, M.; PAHLSSON, P.; CHISLON-CHAIT, A. Biochemical Characterization of the Feline AB Blood Group System.**Animal Genetic**, v. 24, p. 401-407, 1993.

GURKAN, M.; ARIKAN,S.; OZAYTEKIN,E.; DODURKA,T.Titres of alloantibodies against A and B blood types in non-pedigree domestic cats in Turkey: assessing the transfusion reaction risk. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v.7, p. 301-305, 2004.

HELM, J.; KNOTTENBELT,C.Blood transfusions in dogs and cats: Practicalities of blood collection and administration. **Companion animal practice** , v. 32, p. 231–237, 2010.

HOHENHAUS, A. E. Importance of blood groups and blood group antibodies. **Transfusion Medicine Reviews**, v. 18, n. 2, p.117-126, 2004.

IAZBIK, M. C.; GO´MEZ OCHOA, P.; WESTENDORF, N.; CHARSKE, J.; COUTO, C.G. Effects of blood collection for transfusion on arterial blood pressure, heart rate, and PCV in cats. **Journal of Veterinary Internal Medicine**, v. 21, p.1181–1184, 2007.

KILLOS, M. B. ; GRAHAM, L. F. ; LEE,J. Comparison of two anesthetic protocols for feline blood donation.**Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, v. 37, p. 230–239, 2010.

KLASER, D.A.; REINE, N.J.; HOHENHAUS, A.E. Red Blood transfusion in cats: 126 cases.**Journal of the American Veterinary Medicine Association**, v.226, n.6, p. 920 – 923, 2005.

KNOTTENBELT, C.M. The feline AB blood group system and its importance in transfusion medicine.**Journal of Feline Medicine and Surgery**, n.4, p. 69 – 76, 2002.

KNOTTENBELT, C.; MACKIN, A. Blood transfusion in the dog and cat: Part 1: Blood collection techniques. **In Practice** , p.110-114, 1998.

KNOTTENBELT, C.; MACKIN, A. Blood transfusion in the dog and cat: Part 2: Indications and safe administration. **In Practice** , p. 191-199, 1998.

KNOTTENBELT, C.M.; MACKIN, A.J.; CRIPPS, P.J. Measurement of titres of naturally occurring alloantibodies against feline blood group antigens in the UK. **Journal of Small Animal Practice**, n.40, p. 365 – 370, 1999.

KRISTENSEN, A.T.; FELDMAN, B.F. Bancos de sangue e medicinatransfusional. In: ETTINGER, S.J.; FELDMAN, E.C. **Tratado de MedicinaInternaVeterinária**.4. ed. EditoraManoleLtda, 1995. p. 497-516. V. 1. Cap. 64.

KRISTENSEN, A.T.; FELDMAN, B.F.; **The Veterinary Clinics of North America - Transfusion Medicine**. p. 1231-1289, 1995.

KRISTENSEN, A.T.; FELDMAN, B.F.;**The Veterinary Clinics of North America - Transfusion Medicine**.p. 1305- 1321, 1995.

LACERDA, L.A.;OLIVEIRA, S. T.; STEIN, G. G.; GUERRA,V; GONZÁLES,F.Titulação de aloanticorposanti-a e anti-b em gatos domésticos sem raça

definida em Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Ceres**, v. 58, n.1, p. 51-55, 2011.

LANEVSCHI, A.; WARDROP,K.J.Principles of transfusion medicine in small animals.**Canadian Veterinary Journal**, v.42, p.447-455, 2001.

LUCAS, R.L.; LENTZ, K.D.; HALE, A.S. Collection and preparation of blood products.**In: Clinical Techniques in Small Animal Practice**, v. 19, n. 2, p. 55-58, 2004.

MATSUSHIRO, H.; KATO, H.; TAHARA, H.Molecular cloning and functional expression of feline thrombopoietin. **Veterinary Immunology and Immunopathololy**,v. 66, p. 225-236, 1998.

MEDEIROS, M.A.S.; SOARES,A.M.; ALVIANO, D.S.; EJZEMBERG, R.; SILVA, M.H.; ALMOSNY, N.R.Frequencies of feline blood types in the Rio de Janeiro area of Brazil. **Veterinary Clinical Pathology**, v.37, n.3 p. 272-276, 2008.

PRICE, L.R. A method for collection and storing feline whole blood.**Veterinary Technician**, v. 7, p. 561-563, 1991.

ROUX, F.A.; DESCHAMPS,J.Y.; BLAIS, M.C.; WELSH, D. M.; DELAFORCADE-BURESS, A.M.; ROZANSKI, E.A. Multiple red cell transfusions in 27 cats (2003 e 2006): indications, complications and outcomes. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v.10, p. 213- 218, 2008.

SCHUMACHER, D. Idiosyncrasies in feline blood transfusion.**Veterinary Technician**, May, p. E1-E5, 2012.

SCHNEIDER, A. **Transfusion medicine**.W.B.Saunders Company, 1995.P. 1245 – 1261.

SILVESTRE-FERREIRA, A.C.; PASTOR, J. Feline neonatal isoerythrolysis and the importance of felineblood types. **Veterinary Medicine International**,v. 2010, p. 1-8, 2010.

SMITH, J.; SCHAER, M.; CHANDRA, S. Chronic thrompocytopenia and epistaxis in a cat. **Feline Practice**,v. 27, p.5-8, 1999.

SPARKERS, A.; GRUFFYDD-JONES, A. Blood groups in cats. **BSAVA Manual of canine and feline haematology and transfusion Medicine,**England: British Small Animal Association, 2000.

SPRINGER, T.; HATCHETT, W.L.; OAKLEY, D.A.; NIGGEMEIR, A.; GIGER U. Feline blood storage and component therapy using a closed collectiion system. **Journal of Veterinary Internal Medicine**, v.12, p.248, 1998.

STIEGER, K.; PALOS, H.; GIGER, U. Comparison of various blood-typing methods for the feline AB blood group system.**American Journal of Veterinary Research**, v.66, n. 3, p. 1393 – 1399, 2005.

TOCCI, L. J. Transfusion medicine in small animal practice .**Veterinary Clinics Small Animal**, v. 40, p.485–494, 2010.

TRENT, K. Transfusion medicine: component therapy. **Veterinary Technician**, p. E1-E8, 2010.

ZHENG, L.;ZHONG1, Y.; SHI, Z.; GIGER, U. Frequencies of blood types A, B, and AB in non-pedigree domestic cats in Beijing. **Veterinary Clinical Pathology**, v.40, n. 4, p. 513–517, 2011.

WARDROP, K.J. Transfusion medicine. In: AUGUST, J.R. **Consultations in Feline Internal Medicine**. W.B. Saunders, 2001. p. 461-467,Cap. 58.

WEIGNGART, C., GIGER, U., KOHN, B.; Whole blood transfusion in 91 cats: a clinical evaluation. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, n.6, p. 139 – 148, 2004.

WEINSTEIN, N. M.; CLAUDE BLAIS, M.; HARRIS, K.; OAKLEY, D.A. ; ARONSON, L. R. ; GIGER,U. A newly recognized blood group in domestic shorthair cats: the mikred cell Antigen. **Journal of Veterinary Internal Medicine**, v. 21, p. 287–292, 2007.