

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA
CÂMPUS DE ARAÇATUBA

**EFEITOS HEMODINÂMICOS DA VENTILAÇÃO
MONOPULMONAR EM CÃES ANESTESIADOS COM
ISOFLUORANO OU INFUSÃO CONTÍNUA DE
PROPOFOL**

Beatriz Perez Floriano
Médica Veterinária

Araçatuba – SP
2016

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”

FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA

CÂMPUS DE ARAÇATUBA

**EFEITOS HEMODINÂMICOS DA VENTILAÇÃO
MONOPULMONAR EM CÃES ANESTESIADOS COM
ISOFLUORANO OU INFUSÃO CONTÍNUA DE PROPOFOL**

Beatriz Perez Floriano

Orientadora: Prof.^a Adj. Valéria Nobre Leal de Souza Oliva

Tese apresentada à Faculdade de Medicina Veterinária – Unesp, Campus de Araçatuba, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutora em Ciência Animal (Fisiopatologia Médica e Cirúrgica).

Araçatuba – SP
2016

Catálogo na Publicação (CIP)

Diretoria Técnica de Biblioteca e Documentação – FOA / UNESP

F635e Floriano, Beatriz Perez.
Efeitos hemodinâmicos da ventilação monopulmonar em
cães anestesiados com isofluorano ou infusão contínua de
propofol / Beatriz Perez Floriano. - Araçatuba, 2016
145 f. : il. ; tab. + 1 CD-ROM

Tese (Doutorado) – Universidade Estadual Paulista,
Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba
Orientadora: Profa. Valéria Nobre Leal de Souza Oliva

1. Cães 2. Anestesia por inalação 3. Hemodinâmica
4. Ventilação pulmonar I. T.

CDD 636.0896

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: Efeitos hemodinâmicos da ventilação monopulmonar em cães anestesiados com isoflurano ou
infusão contínua de propofol

AUTORA: BEATRIZ PEREZ FLORIANO

ORIENTADORA: VALERIA NOBRE LEAL DE SOUZA OLIVA

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Doutora em CIÊNCIA ANIMAL, área: Fisiopatologia Médica e Cirúrgica, pela Comissão Examinadora:



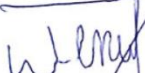
Profa. Dra. VALERIA NOBRE LEAL DE SOUZA OLIVA

Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba - UNESP



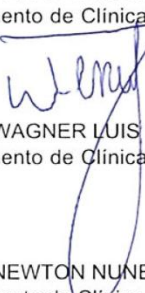
Prof. Dr. PAULO SERGIO PATTO DOS SANTOS

Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba - UNESP



Prof. Dr. WAGNER LUIS FERREIRA

Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba - UNESP



Prof. Dr. NEWTON NUNES

Departamento de Clínica e Cirurgia Veterinária / Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal - UNESP

Prof. Dr. JUAN CARLOS DUQUE MORENO

Departamento de Medicina Veterinária / Universidade Federal do Paraná - UFPR

Araçatuba, 22 de fevereiro de 2016.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Araçatuba

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO:

AUTORA: BEATRIZ PEREZ FLORIANO

ORIENTADORA: VALERIA NOBRE LEAL DE SOUZA OLIVA

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Doutora em CIÊNCIA ANIMAL, área: Fisiopatologia Médica e Cirúrgica, pela Comissão Examinadora:

Profa. Dra. VALERIA NOBRE LEAL DE SOUZA OLIVA

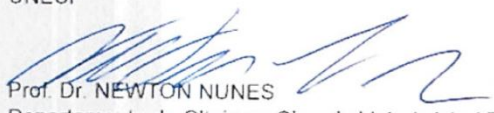
Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba - UNESP

Prof. Dr. PAULO SERGIO PATTO DOS SANTOS

Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba - UNESP

Prof. Dr. WAGNER LUIS FERREIRA

Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba - UNESP


Prof. Dr. NEWTON NUNES

Departamento de Clínica e Cirurgia Veterinária / Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal - UNESP

Prof. Dr. JUAN CARLOS DUQUE MORENO

Departamento de Medicina Veterinária / Universidade Federal do Paraná - UFPR

Araçatuba, 22 de fevereiro de 2016.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Araçatuba

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO:

AUTORA: BEATRIZ PEREZ FLORIANO

ORIENTADORA: VALERIA NOBRE LEAL DE SOUZA OLIVA

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Doutora em CIÊNCIA ANIMAL, área: Fisiopatologia Médica e Cirúrgica, pela Comissão Examinadora:

Profa. Dra. VALERIA NOBRE LEAL DE SOUZA OLIVA

Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba - UNESP

Prof. Dr. PAULO SERGIO PATTO DOS SANTOS

Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba - UNESP

Prof. Dr. WAGNER LUIS FERREIRA

Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba - UNESP

Prof. Dr. NEWTON NUNES

Departamento de Clínica e Cirurgia Veterinária / Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal - UNESP

Prof. Dr. JUAN CARLOS DUQUE MORENO

Departamento de Medicina Veterinária / Universidade Federal do Paraná - UFPR

Araçatuba, 22 de fevereiro de 2016.

DADOS CURRICULARES DA AUTORA

BEATRIZ PEREZ FLORIANO – nascida em Araçatuba – SP, no dia 17 de julho de 1987. Coursou o ensino fundamental na EEPG Nilce Maia Souto Melo, EEPG Carmélia Melo Fonseca e Colégio Objetivo. Coursou o ensino médio no Colégio Objetivo e UniColégio, em Araçatuba-SP, finalizando no ano de 2004. Em 2005, ingressou no Curso de Medicina Veterinária da Faculdade de Odontologia de Araçatuba (atual Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba) na Universidade Estadual Paulista – “Júlio de Mesquita Filho”, formando-se em 2009. Realizou estágio de Iniciação Científica na área de Anestesiologia de Pequenos Animais e desenvolveu um projeto de Iniciação Científica na mesma área, sob orientação da Prof.^a Adj. Valéria Nobre Leal de Souza Oliva, sendo bolsista da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP). Ingressou no Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal em 2010 com bolsa concedida pela FAPESP, sob orientação da mesma docente e obteve título de Mestre em 2012. Deu continuidade à sua linha de pesquisa com anestesia inalatória e hemodinâmica em 2013 com o ingresso no curso de Doutorado pela mesma instituição, mais uma vez orientada pela Prof.^a Valéria Oliva e também com bolsa concedida pela FAPESP.

EPÍGRAFE

“A utopia está lá no horizonte. Aproximo-me dois passos, ela se afasta dois passos. Caminho dez passos e o horizonte corre dez passos. Por mais que eu camínhe, jamais alcançarei. Para que serve a utopia? Serve para isso: para que eu não deixe de camínhar.”

Eduardo Galeano

*“Se as coisas são inatingíveis... ora!
Não é motivo para não querê-las...
Que tristes os caminhos, se não fora
A presença distante das estrelas!”*

Mário Quintana

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho à minha tia Aurea,
minha segunda mãe, que com tanto carinho compartilhou
comigo sua morada e me proporcionou um lar.

AGRADECIMENTOS

Agradeço,

A meus pais, por toda a minha criação, pelos valores que me foram ensinados e por todo o apoio e dedicação a mim e meus objetivos. Não saberia descrever em palavras o amor que sinto e a gratidão por tê-los em minha vida. A eles devo tudo o que hoje possuo de melhor.

A meu irmão, Daniel Perez Floriano, que esteve sempre a meu lado, sempre me apoiando e, principalmente, contribuindo imensamente com meu trabalho por seu talento riquíssimo em desenho e edição de imagens, incluindo a representação da intubação bronquial demonstrada aqui nesta tese.

À minha tia Aurea, tão querida e companheira que, por toda a minha vida, vem cuidando de mim como uma verdadeira mãe. Se hoje possuo conhecimento, se hoje sou capaz de estar aqui, conquistando este título, é por causa dela e de todo o tempo dispendido comigo, todos os joguinhos e estorinhas, que me despertaram o gosto pelos estudos e me proporcionaram a capacidade de aprender.

A meu grande amor, Leonardo, que me ensinou o que é sentir-me verdadeiramente amada e valorizada. Com ele aprendi novos valores que foram agregados à minha formação e conheci o verdadeiro gosto pelo conhecimento.

À minha orientadora, prof.^a Valéria Nobre Leal de Souza Oliva, por todos os ensinamentos e crescimento científico. Foi por nosso contato e convívio que desenvolvi esse amor pela Anestesiologia Veterinária e por seu intermédio que tive tantas oportunidades estando aqui em uma excelente pós-graduação. Foram muitos anos trabalhando lado a lado e crescendo junto uma à outra. Carrego comigo um amadurecimento pessoal e profissional imenso, fruto de nossa amizade.

Ao prof. Paulo Sérgio Patto dos Santos, pela imensa dedicação e contribuições, pelo boníssimo humor e por toda a sua inegável disponibilidade para ajudar-me em tudo o que precisei nesses anos.

Ao ilustre professor Newton Nunes que, após tantas contribuições em minha dissertação de Mestrado, vem agraciar-me mais uma vez participando da banca de Doutorado, com suas excelentes observações e sua riquíssima simpatia.

Aos demais queridos membros da banca de Defesa de Tese e Exame Geral de Qualificação, Prof. Wagner Luís Ferreira e Prof. Juan Carlos Duque Moreno que contribuíram imensamente com o enriquecimento deste trabalho.

A meus grandes colegas de pós-graduação Thomas, Juliana, Caio, Joana, Carlos e Marcel. Somente estando presente em nossos inúmeros dias de experimento para compreender o valor de uma equipe que se dedica e que apoia nossas ideias e projetos. Guardá-los-ei sempre comigo.

À aluna Renata, pupila e amiga, companhia de almoços e passeios por tantos anos e parte fundamental do experimento e deste trabalho.

Ao pós graduando Acácio Duarte Pacheco, por seu carinho com nossa equipe, sempre disposto a ajudar e especialmente pelas análises de exames eletrocardiográficos.

À professora Silvia Helena Venturoli Perri, por toda a análise estatística e por toda a atenção dispendida a meus resultados.

A toda a equipe de funcionários do Hospital Veterinário, que de alguma forma colaboraram com meu experimento. À funcionária Beatriz Helena, da Farmácia de nosso Hospital, pelas compras de fármacos. À funcionária Sônia, quem esterilizou todo o material de que precisei para a execução do experimento. À funcionária da biblioteca Isabel, por suas correções e auxílio na formatação de minhas referências. Às funcionárias da limpeza e a todos os outros ligados a nosso Laboratório Experimental.

À UNESP, pela minha formação profissional, desde a graduação até hoje.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo pela bolsa concedida (Processo no. 2013/05062-4) necessária a meu sustento durante esse incrível período acadêmico e da qual não falo isoladamente, posto que já fui bolsista de Iniciação Científica e de Mestrado pela mesma instituição.

Por fim, meu especial agradecimento aos divertidíssimos Aladin, Asterix, Anastácia, Alice, Açucena e Ágata, meus queridos cãezinhos participantes desse trabalho, tão carinhosos e dóceis, sem os quais não teríamos esta tese aqui hoje.

Muito obrigada!

SUMÁRIO

LISTA DE ABREVIATURAS.....	2
RESUMO.....	5
SUMMARY	6
I. INTRODUÇÃO	7
II. REVISÃO DE LITERATURA.....	10
III.MATERIAL E MÉTODO	22
III.I. Local	22
III.II. Animais e grupos experimentais.....	22
III.III. Treinamento da técnica de intubação bronquial	24
III.IV. Protocolo experimental.....	25
III.V. Variáveis avaliadas durante o experimento	28
III.VI. Momentos de avaliação.....	35
IV. RESULTADOS.....	37
V. DISCUSSÃO.....	79
VI. CONCLUSÃO	102
VII. IMPLICAÇÃO	103
VIII. REFERÊNCIAS	104
APÊNDICE	115
APÊNDICE A: GRUPO PROPOFOL	116
APÊNDICE B: GRUPO ISOFLUORANO 1,0 CAM	123
APÊNDICE C: GRUPO ISOFLUORANO 1,5 CAM.....	130

LISTA DE ABREVIATURAS

- ⇒ **ΔT** – gradiente de temperatura (central – periférica)
- ⇒ **ANOVA** – análise de variância
- ⇒ **ASC** – área de superfície corpórea
- ⇒ **bpm** – batimentos por minuto
- ⇒ **CAM** – concentração alveolar mínima
- ⇒ **CAM_{ISO}** – concentração alveolar mínima de isofluorano
- ⇒ **CaO₂** – conteúdo arterial de oxigênio
- ⇒ **CcO₂** – conteúdo capilar pulmonar de oxigênio
- ⇒ **CEUA** – Comissão de Ética no Uso de Animais
- ⇒ **CvO₂** – conteúdo venoso de oxigênio
- ⇒ **DB** – déficit de bases
- ⇒ **DC** – débito cardíaco
- ⇒ **DO₂** – oferta de oxigênio
- ⇒ **ETCO₂** – pressão parcial de dióxido de carbono ao final da expiração
- ⇒ **FC** – frequência cardíaca
- ⇒ **FiO₂** – fração inspirada de oxigênio
- ⇒ **GI_{1,0}** – grupo experimental de isofluorano fixado em $1,0 \times \text{CAM}$
- ⇒ **GI_{1,5}** – grupo experimental de isofluorano fixado em $1,5 \times \text{CAM}$
- ⇒ **GP** – grupo experimental de infusão contínua de propofol
- ⇒ **Hb** – hemoglobina
- ⇒ **IC** – índice cardíaco
- ⇒ **IDO₂** – índice de oferta de oxigênio
- ⇒ **IO** – Índice de oxigenação
- ⇒ **IRPT** – índice de resistência periférica total
- ⇒ **IRVP** – índice de resistência vascular pulmonar
- ⇒ **IS** – índice sistólico
- ⇒ **ITVE** – índice de trabalho ventricular esquerdo
- ⇒ **IVO₂** – índice de consumo de oxigênio

- ⇒ **M₃₀** – 30 minutos de anestesia (iniciada com ventilação bipulmonar)
- ⇒ **M₅₀** – 50 minutos de anestesia (20 minutos de ventilação monopulmonar)
- ⇒ **M₇₀** – 70 minutos de anestesia (40 minutos de ventilação monopulmonar)
- ⇒ **M₉₀** – 90 minutos de anestesia (60 minutos de ventilação monopulmonar)
- ⇒ **M₁₂₀** – 120 minutos de anestesia (30 minutos de ventilação bipulmonar)
- ⇒ **M_B** – momento basal (animal hígido e alerta)
- ⇒ **M_F** – momento final (após recuperação, animal em posição quadrupedal)
- ⇒ **mpm** – movimentos por minuto
- ⇒ **NADH** – dinucleótido de nicotinamida e adenina reduzido
- ⇒ **PA** – pressão arterial
- ⇒ **PaCO₂** – pressão parcial de dióxido de carbono do sangue arterial
- ⇒ **PAD** – pressão arterial diastólica
- ⇒ **PAM** – pressão arterial média
- ⇒ **PaO₂** – pressão parcial de oxigênio do sangue arterial
- ⇒ **PAO₂** – pressão parcial de oxigênio no ar alveolar
- ⇒ **P(A-a)O₂** – gradiente alvéolo-arterial de oxigênio
- ⇒ **PAPm** – pressão da artéria pulmonar média
- ⇒ **PAS** – pressão arterial sistólica
- ⇒ **PCPm** – pressão capilar pulmonar média
- ⇒ **pH** – potencial de hidrogênio
- ⇒ **PVC** – pressão venosa central
- ⇒ **PvCO₂** – pressão parcial de dióxido de carbono no sangue venoso
- ⇒ **PvO₂** – pressão parcial de oxigênio no sangue venoso
- ⇒ **Qs/Qt** – *shunt* arteriovenoso
- ⇒ **RPT** – resistência periférica total
- ⇒ **RVP** – resistência vascular pulmonar
- ⇒ **SaO₂** – saturação de oxigênio do sangue arterial
- ⇒ **SNC** – sistema nervoso central
- ⇒ **SpO₂** – saturação da oxihemoglobina
- ⇒ **SvO₂** – saturação de oxigênio no sangue venoso misto
- ⇒ **TC** – temperatura corpórea central (luz da artéria pulmonar)

- ⇒ **TeO₂** – taxa de extração de oxigênio
- ⇒ **TP** – temperatura periférica (interdigital)
- ⇒ **TVE** – trabalho ventricular esquerdo
- ⇒ **VBP** – ventilação bipulmonar
- ⇒ **VMP** – ventilação monopulmonar
- ⇒ **VPH** – vasoconstrição pulmonar hipóxica
- ⇒ **VO₂** – consumo de oxigênio
- ⇒ **VS** – volume sistólico

EFEITOS HEMODINÂMICOS DA VENTILAÇÃO MONOPULMONAR EM CÃES ANESTESIADOS COM ISOFLUORANO OU INFUSÃO CONTÍNUA DE PROPOFOL

RESUMO – A ventilação monopulmonar (VMP) é uma técnica que permite separar cada hemitórax durante a ventilação mecânica. Contudo, é pouco explorada em animais. Desse modo, objetivou-se avaliar e comparar os efeitos hemodinâmicos e a oxigenação arterial da anestesia com isofluorano em 1,0 ou 1,5 múltiplo de concentração alveolar mínima (CAM) ou propofol em cães submetidos à ventilação monopulmonar. Para tal, seis cães da raça Beagle foram anestesiados de modo a compor três grupos: isofluorano em 1,0 ou 1,5 CAM – respectivamente $GI_{1,0}$ e $GI_{1,5}$ – ou infusão contínua de propofol em 0,4 a 1,0 mg/kg/min – GP. Os animais receberam atracúrio IV a cada 30 minutos, foram intubados com sonda de duplo-lúmen esquerda e posicionados em decúbito lateral direito. Instituiu-se a ventilação bipulmonar (VBP) por 30 minutos, seguida de VMP do lado direito por 1 hora e novamente 30 minutos de VBP finais. Durante a VMP, o pulmão esquerdo foi mantido com pressão positiva contínua (CPAP). Aos 30, 50, 70, 90 e 120 minutos após início da primeira VBP, foram colhidas e calculadas variáveis hemodinâmicas e amostras de sangue para hemogasometria. Os resultados demonstram que o isofluorano reduziu a pressão arterial e a resistência periférica total em maior grau que o propofol. As demais variáveis apresentaram comportamento similar entre os grupos e não houve prejuízo da oxigenação arterial. O *shunt* arteriovenoso aumentou significativamente apenas no $GI_{1,5}$. Concluiu-se que ambos os anestésicos oferecem segurança durante a VMP nos animais estudados.

Palavras-Chave: cães, anestesia por inalação, hemodinâmica, ventilação pulmonar

HEMODYNAMIC EFFECTS OF ONE-LUNG VENTILATION IN DOGS ANESTHETIZED BY ISOFLURANE OR CONTINUOUS INFUSION OF PROPOFOL

SUMMARY – One-lung ventilation (OLV) is a technique that allows separation of each hemithorax during mechanical ventilation. However, it is poorly explored in animals. Thus, the aim of the study was to assess and compare the hemodynamic effects and arterial oxygenation of isoflurane at 1.0 or 1.5 multiples of minimum alveolar concentration (MAC) or propofol in dogs subjected to one-lung ventilation. For these purposes, six Beagle dogs were anesthetized so as to comprise three groups: isoflurane at 1.0 or 1.5 MAC – respectively $GI_{1.0}$ and $GI_{1.5}$ – or constant rate infusion of propofol at 0.4 to 1.0 mg/kg/minute – GP. Animals were given IV atracurium every 30 minutes, intubated with a double-lumen endotracheal tube and positioned in right lateral recumbency. Two-lung ventilation (TLV) was instituted for 30 minutes, followed by OLV of the right side for 1 hour and another final 30 minutes of TLV. During OLV, the left lung was maintained at a constant positive pressure (CPAP). Hemodynamic variables were recorded and calculated and blood samples for blood gas analysis were obtained at 30, 50, 70, 90 and 120 minutes after the first TLV. The results have demonstrated that isoflurane decreased arterial pressure and total peripheral resistance in a greater degree than did propofol. Other variables behaved similarly between groups without impairing arterial oxygenation. The arteriovenous shunt was significantly increased only in $GI_{1.5}$. In conclusion, both anesthetics provide safety during OLV in the animals studied.

Keywords: dogs, anesthesia, inhalation, hemodynamics, lung ventilation

I. INTRODUÇÃO

Anestesias para procedimentos intratorácicos são de alta complexidade. Diversos cuidados devem ser empregados quando da necessidade de inspeção da cavidade torácica por parte do cirurgião. Um dos maiores desafios é obter essa visualização concomitante ao movimento dos pulmões. Dessa forma, a ventilação monopulmonar (VMP) é uma técnica que foi desenvolvida por Carlens em 1949 para solucionar esse problema. A técnica baseia-se na introdução de uma sonda de duplo lúmen em um dos brônquios, separando a ventilação de cada pulmão a uma via bronquial e uma via traqueal (BJÖRK et al., 1953; WOOD et al., 1972).

A VMP pode ser eficientemente instituída por meio de dois diferentes dispositivos: bloqueadores brônquicos ou uma sonda de duplo-lúmen (bronquial). Os primeiros se constituem em delgados cateteres com um balão em sua extremidade, para promover a oclusão de um brônquio-fonte. Esses bloqueadores já vinham sendo utilizados em humanos desde meados da década de 1930 para a ressecção de tumores bronquiais, impedindo que o conteúdo contaminado de um tumor adentrasse o brônquio-fonte contralateral (BJÖRK et al., 1953). Existem relatos de sua utilização para VMP em cães, gatos e equinos (BARNAS et al., 1997; BAUQUIER et al., 2010a e 2010b; CANTWELL et al., 2000; KUDNIG et al., 2003 e 2006; MAYHEW et al., 2015; RIQUELME et al., 2005a e 2005b). Entretanto, a sonda de duplo-lúmen apresenta vantagens sobre os bloqueadores, visto que estes sempre estarão associados ao colapso do pulmão não ventilado, enquanto aquela permite a manutenção de fluxo de ar nesse pulmão.

O emprego da sonda de duplo-lúmen para separar os lados do tórax durante VMP já foi estudado em humanos (CAPAN et al., 1980; DUCROS et al., 1999; HUANG et al., 2008; INOMATA et al., 1997; KAWAMOTO et al., 2002; KELLOW et al., 1995; KIM, S. H. et al., 2012; KIM, Y. D. et al., 2012; PRUSZOWSKI et al., 2007; SATO et al., 2000; WOOD et al., 1972), e cães (ADAMI et al., 2011; MAYHEW; FRIEDBERG, 2008; MAYHEW et al., 2009 e 2012). Em outras espécies, seu uso

ainda é restrito devido aos poucos modelos disponíveis, que foram confeccionados apenas para a espécie humana.

Em cães, três modelos desse dispositivo foram estudados por Mayhew et al. (2012). Os autores demonstraram que, nessa espécie, o modelo mais apropriado deve ser de lado esquerdo e sem a presença de gancho de carina, um aparato que só apresenta vantagens à anatomia do aparelho respiratório humano. Nesse estudo, também foi demonstrado que a auscultação torácica é adequada para confirmar a correta insuflação dos pulmões em um hemitórax, comprovada por meio de toracoscopia.

Durante a utilização de VMP, uma das maiores preocupações ainda investigada é a escolha do protocolo anestésico que oferece maior segurança à técnica. Já foi demonstrado que o mecanismo de vasoconstrição pulmonar hipóxica (VPH), responsável por desviar o débito cardíaco ao pulmão mais perfundido, é inibido pelos anestésicos voláteis (KELLOW et al., 1995; LOER et al., 1995; MARSHALL et al., 1984; UNO et al., 1994). Entretanto, alguns autores não encontraram evidências que necessariamente contraindicassem esses anestésicos no que diz respeito à oxigenação arterial durante VMP (BECK et al., 2001; KUDNIG et al., 2003; PRUSZOWSKI et al., 2007; REID et al., 1996; RIQUELME et al., 2005a e 2005b; SCHWARZKOPF et al., 2003).

Existem autores que defendem a utilização do isofluorano (KELLOW et al., 1995; SCHWARZKOPF et al., 2001; UNO et al., 1994) devido à sua capacidade de deprimir o débito cardíaco (DC), o que diminuiria o fluxo sanguíneo ao pulmão não ventilado durante a VMP, enquanto outros defendem o propofol (ABE et al., 1998b; ADAMI et al., 2011; HUANG et al., 2008; KARZAI et al., 1998) por terem observado melhor manutenção da oxigenação e redução dos *shunts* arteriovenosos quando comparado a anestésicos voláteis.

Os estudos que investigam diferentes protocolos anestésicos associados à VMP foram conduzidos predominantemente em humanos (ABE et al., 1998a; BECK et al., 2001; HUANG et al., 2008; KELLOW et al., 1995; PAGEL et al., 1998; PRUSZOWSKI et al., 2007; REID et al., 1996; SAITO et al., 2000; SCHILLING et al., 2007; SHIMIZU et al., 1997) ou suínos (KARZAI et al., 1998; SCHWARZKOPF et al.,

2001). Em Medicina Veterinária, os estudos realizados em cães apenas tratam da viabilidade da técnica de intubação bronquial (MAYHEW et al., 2009 e 2012) ou são relatos de caso utilizando a sonda de duplo-lúmen (ADAMI et al., 2011; MAYHEW; FRIEDBERG, 2008). Ainda há, também, estudos que comparam a ventilação bipulmonar (VBP) à VMP em cães (KUDNIG et al., 2003; RIQUELME et al., 2005a e 2005b), contudo não levam em consideração os anestésicos utilizados. Não foram encontrados estudos que apresentassem uma comparação entre diferentes protocolos anestésicos associados à VMP nessa espécie.

Nessa perspectiva, uma investigação acerca dessa técnica de ventilação para sua implementação na rotina hospitalar veterinária seria de grande importância para a anestesiologia veterinária.

Objetivou-se, com o este estudo, investigar os efeitos hemodinâmicos da ventilação monopulmonar em cães anestesiados com isoflurano em duas diferentes concentrações ou infusão contínua de propofol e em decúbito lateral direito. Os objetivos específicos foram:

- ⇒ Avaliar a viabilidade da ventilação monopulmonar em decúbito lateral direito, sendo o pulmão ventilado ipsilateral ao decúbito;
- ⇒ Comparar a anestesia inalatória com isoflurano e a intravenosa com propofol com relação ao perfil hemodinâmico e à oxigenação arterial de cães submetidos à ventilação monopulmonar;
- ⇒ Comparar duas concentrações diferentes de isoflurano entre si para o mesmo protocolo de ventilação monopulmonar, de forma a determinar qual quadro hemodinâmico causado por esse halogenado cursa com melhor manutenção da oxigenação arterial durante essa modalidade de ventilação.

A hipótese testada foi a de que o isoflurano em maior concentração (múltiplo de CAM mais elevado), por seus efeitos sobre o débito cardíaco, produziria menor inibição do mecanismo de vasoconstrição hipóxica em cães e permitiria maior aporte de oxigênio aos tecidos durante a ventilação monopulmonar, reduzindo a fração de *shunt* arteriovenoso e melhorando a oxigenação arterial quando comparado à menor concentração ou à anestesia intravenosa com propofol.

II. REVISÃO DE LITERATURA

II.I. Intubação bronquial ou seletiva

A descrição da técnica de intubação seletiva data de meados da década de 1930 e limita-se aos estudos realizados na espécie humana. Naquela época, vários pesquisadores desenvolveram um método para isolar um dos brônquios-fonte durante a ressecção de áreas pulmonares acometidas por alguma doença. A intenção era não permitir que células ou secreções do tecido infectado extravasassem para as áreas saudáveis. Inicialmente, a oclusão era realizada no brônquio saudável. Posteriormente, a técnica foi modificada e o brônquio acometido passou a ser ocluído (BJÖRK et al., 1953).

Os primeiros estudos com bloqueio bronquial foram realizados em pacientes posicionados em decúbito lateral. Contudo, o grande número de dificuldades associadas ao posicionamento dos instrumentos ou à aspiração de secreções brônquicas levou à instituição do decúbito dorsal como ideal para a utilização da técnica em seres humanos (BJÖRK et al., 1953).

Existem, atualmente, dois métodos para se obter isolamento satisfatório de um dos brônquios-fonte. O primeiro consiste no emprego de bloqueadores brônquicos, que são semelhantes a cateteres delgados e longos com um balão em sua extremidade. Esses dispositivos podem ser introduzidos pela luz da sonda orotraqueal e conduzidos até um dos brônquios. O balão é, então, inflado e o brônquio torna-se ocluído. Diversos estudos relatam o uso dessa técnica em cães, gatos e equinos (BARNAS et al., 1997; BAUQUIER et al., 2010a; BAUQUIER et al., 2010b; CANTWELL et al., 2000; KUDNIG et al., 2003 e 2006; MAYHEW et al., 2015; RIQUELME et al., 2005a e 2005b), já que em medicina veterinária a variabilidade de porte dos pacientes não facilita a utilização de sondas especiais. Nesses estudos, são discutidas algumas vantagens dos bloqueadores brônquicos no que diz respeito à facilidade de posicionamento e à praticidade para a rotina clínica.

Todavia, ainda que amplamente utilizados nos dias atuais, esses bloqueadores não estão livres de desvantagens. A principal delas é o fato de não permitirem nenhum grau de insuflação dos lobos pulmonares do lado ocluído, cursando com colapamento alveolar e maior incidência de *shunts* arteriovenosos (BAUQUIER et al., 2010a).

A segunda opção de que se dispõe para obter isolamento de um brônquio-fonte é a sonda de duplo-lúmen. Trata-se de um tubo traqueal longo curvado em sua extremidade distal (Figura 2.1), a qual é direcionada para o lado correspondente ao modelo (confeccionado para o lado esquerdo ou direito).

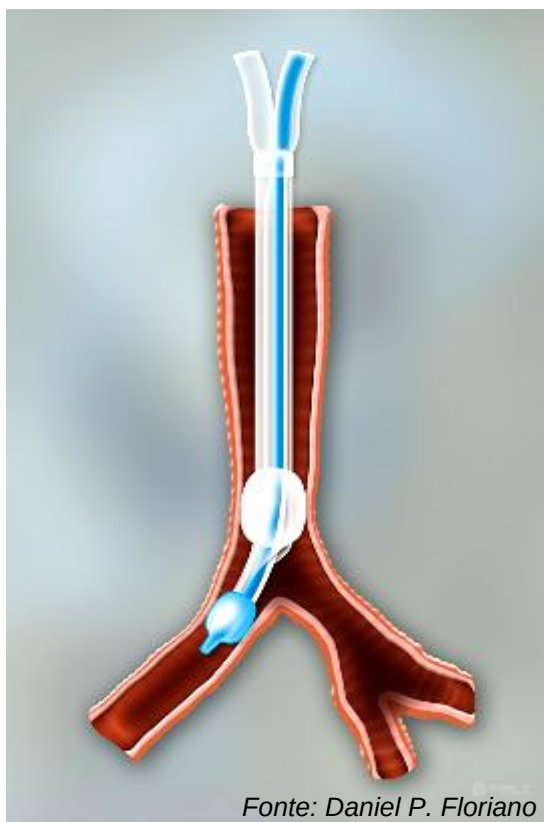


Figura 2.1 – Esquema representando um tubo orotraqueal de duplo-lúmen posicionado na luz do brônquio esquerdo com os balões inflados. A cor azul representa o trajeto que desemboca na extremidade distal, ou esquerda (E), enquanto a branca representa a extremidade proximal, ou direita (D).

Imediatamente antes da extremidade há um balão, destinado ao isolamento do brônquio-fonte. O brônquio contralateral recebe ventilação por meio de uma abertura situada na sonda acima do balão distal e abaixo de um balão maior, proximal, que isola a luz traqueal. Esse dispositivo foi introduzido por Carlens em 1949 e permite o isolamento de um lado do tórax sem, contudo, ocluir totalmente a passagem, de tal forma que o colapso pulmonar pode ser evitado com o fornecimento de fluxo de ar para o lado que se pretende manter isolado (BJÖRK et al., 1953).

O lúmen dessa sonda é dividido em duas partes, de forma que cada saída corresponde a um diferente trajeto interno, os quais advêm de uma bifurcação na entrada do tubo. Por meio dessa bifurcação, é possível selecionar um diferente protocolo ventilatório para cada lado do tórax. O tubo apresenta as cores branca e azul para diferenciar as desembocaduras proximal e distal, respectivamente. No caso de uma sonda de lado esquerdo, como utilizada neste estudo, o pulmão esquerdo é ventilado pela via bronquial (azul), enquanto que o direito pode ser ventilado pela via traqueal (branca).

Por mais que o advento desse dispositivo seja bastante promissor, ainda é grande a limitação de sua utilização clínica em animais, visto que os modelos disponíveis foram confeccionados para a anatomia humana. Existem muitos estudos que fizeram uso da sonda de duplo-lúmen para obter separação dos lados do tórax em humanos (CAPAN et al., 1980; DABIR et al., 2015; DUCROS et al., 1999; HUANG et al., 2008; INOMATA et al., 1997; KAWAMOTO et al., 2002; KELLOW et al., 1995; KIM, S. H. et al., 2012; KIM, Y. D. et al., 2012; PRUSZOWSKI et al., 2007; SATO et al., 2000; WOOD et al., 1972). Em Medicina veterinária, o dispositivo foi empregado somente em cães e, dentre as referências encontradas, apenas duas constituem estudos prospectivos com adequado número de animais (MAYHEW et al., 2009 e 2015). Os demais são relatos de caso nos quais a sonda de duplo-lúmen foi utilizada em um total de três cães (ADAMI et al., 2011; MAYHEW; FRIEDBERG, 2008). Também existem relatos em suínos (FISHER et al., 2012; REINIUS et al., 2015), porém não destinados à Medicina Veterinária, tratando-se de estudos que utilizaram o suíno apenas como modelo biológico para extrapolação para o homem.

Ainda que o uso da sonda de duplo-lúmen nos casos relatados por Adami et al. (2011) e Mayhew e Friedberg (2008) tenha sido bem sucedido e o estudo conduzido por Mayhew et al. (2009) também tenha obtido correto posicionamento do tubo em sete cães da raça Beagle, foi somente em 2012 que esses últimos autores proporcionaram à Medicina Veterinária uma verdadeira avaliação dos modelos disponíveis e sua viabilidade de uso na espécie canina.

Mayhew et al. (2012) conduziram um estudo em seis cadelas de peso médio igual a 19,1 kg, as quais foram submetidas à intubação com três modelos da sonda de duplo-lúmen diferentes, a saber: (1) Robertshaw de lado esquerdo, (2) Carlens de lado esquerdo com gancho de carina e (3) Dr. White de lado direito com gancho de carina. O gancho de carina é um prolongamento bastante estreito existente na extremidade distal do tubo que deve adentrar um brônquio-fonte. O intuito seria facilitar a introdução, apoiando o gancho sobre a carina e obtendo, assim, correto posicionamento da extremidade e seu balão dentro do brônquio pretendido.

Sendo assim, dos modelos utilizados naquele estudo, os dois primeiros (Robertshaw e Carlens) diferenciam-se somente pela presença do gancho no segundo, enquanto que o modelo de Dr. White possui, ainda, uma diferença no formato do balão bronquial, que é menor em um dos lados e possui uma abertura. O brônquio-fonte direito emite um ramo logo após a carina, que pode muitas vezes ser ocluído pelo balão dos dois primeiros modelos. Por essa razão, uma sonda confeccionada para o lado direito necessita de uma peculiaridade que não provoque a obstrução de um ramo bronquial.

Os resultados do estudo de Mayhew et al. (2012) demonstraram, inicialmente, que é mais difícil o posicionamento de um tubo do lado direito na espécie canina e, portanto, contraindicam o uso do modelo Dr. White. Adicionalmente, foi observado que o gancho de carina, que pode ser muito útil em humanos, não apresenta vantagens em cães devido às diferenças anatômicas dessa espécie. Há uma maior incidência de lesão das paredes da traqueia com o uso de dispositivos com gancho. Do lado direito, o primeiro ramo emitido pelo brônquio-fonte, que corresponde ao lobo cranial do pulmão nesse lado, localiza-se mais caudal nos humanos do que nos cães. Por esse motivo, o gancho de carina colide com esse ramo mais facilmente na

espécie canina (MAYHEW et al., 2012). Concluiu-se que, em cães, a intubação bronquial com sondas de duplo-lúmen seria mais corretamente obtida com o emprego de tubos de lado esquerdo e sem a presença de gancho de carina.

Outro aspecto que deve ser considerado para o correto posicionamento desses dispositivos é como saber se adentraram corretamente o brônquio-fonte juntamente com o balão pois, de outra forma, a ventilação pretendida não seria possível em nenhum dos lados. Para tanto, muitos estudos em humanos e em animais fizeram uso da broncoscopia para auxiliar a introdução da sonda (ABE et al., 1998a; KUDNIG et al., 2006; MAYHEW; FRIEDBERG, 2008; MAYHEW et al., 2009). Devido ao alto custo dessa aparelhagem é possível, de maneira alternativa, confirmar-se o correto posicionamento do tubo por meio de auscultação torácica, insuflando-se os campos pulmonares para testar a ventilação de cada um dos lados.

Alguns estudos em humanos conseguiram a confirmação por meio de ausculta torácica com sucesso (CAPAN et al., 1980; KELLOW et al., 1995). Em Medicina Veterinária, o estudo conduzido por Mayhew et al. (2012), além de testar os modelos de sonda de duplo-lúmen, testou se a auscultação de hemitórax realizada por um avaliador imparcial conseguiria definir corretamente a insuflação de todos os lobos pulmonares antes que esta fosse confirmada por meio de toracoscopia. Das 16 intubações avaliadas por auscultação de hemitórax, 15 apresentaram correta insuflação confirmada por toracoscopia, o que corresponde a uma taxa de sucesso bastante alta (94%). Os autores ainda discutem que a auscultação de hemitórax é mais precisa em cães do que em humanos devido à maior relação profundidade-largura do tórax na primeira espécie.

II.II. Ventilação Pulmonar Independente ou Monopulmonar

A ventilação monopulmonar ou ventilação pulmonar independente (VPI) é técnica que data de meados do século XX, criada por Carlens em 1949, juntamente com o advento do tubo de duplo-lúmen. É uma modalidade ventilatória já consagrada na rotina hospitalar humana para procedimentos que necessitem de

visualização intratorácica. A técnica pode ser obtida por meio de bloqueadores brônquicos ou sondas de duplo-lúmen (bronquiais) e vem sendo comumente utilizada para procedimentos que vão desde cirurgias pulmonares (ABE et al., 1998a; BECK et al., 2001; KELLOW et al., 1995; PAGEL et al., 1998; PRUSZOWSKI et al., 2007; ROZÉ et al., 2012; SCHILLING et al., 2007) até esofágicas (ABE et al., 1998b; SAITO et al., 2000; WANG et al., 1998), entre outros procedimentos intratorácicos.

Em medicina veterinária, existem diversos estudos que utilizam VMP, incluindo aqueles direcionados à Medicina humana utilizando suínos (FISHER et al., 2012; KARZAI et al., 1998; REINIUS et al., 2015; SCHWARZKOPF et al., 2001 e 2003; TREPTE et al. 2012) e aqueles executados em cães (ADAMI et al., 2011; BAUQUIER et al., 2010a; CANTWELL et al., 2000; KUDNIG et al., 2003 e 2006; MAYHEW et al., 2009; MAYHEW; FRIEDBERG, 2008; MOSING et al., 2008; RIQUELME et al., 2005a e 2005b; UNO et al., 1994), felinos (KÄSTNER et al., 2004; MAYHEW et al., 2015) e equinos (BAUQUIER et al., 2010b). Contudo, desses estudos referentes à medicina veterinária, a sonda de duplo-lúmen somente pôde ser utilizada com sucesso naqueles realizados em cães (ADAMI et al., 2011; MAYHEW et al., 2009 e 2012; MAYHEW; FRIEDBERG, 2008). Espécies menores (felinos) ou maiores (equinos) necessitaram, ainda, do bloqueador brônquico para o sucesso da VMP.

A VMP é uma técnica cuja utilização envolve alguns cuidados especiais. É importante observar que a ventilação de apenas um dos pulmões implica a necessidade de paralisação do movimento torácico. Isso pode ser facilmente obtido com o uso de fármacos bloqueadores da condução neuromuscular. Vários desses fármacos foram utilizados em estudos com VMP, entre eles o atracúrio (ADAMI et al., 2011; BAUQUIER et al., 2010b; DABIR et al., 2015; KUDNIG et al., 2003 e 2006; PRUSZOWSKI et al., 2007; RIQUELME et al., 2005a e 2005b), o cisatracúrio (BECK et al., 2001; SCHILLING et al., 2007), o pancurônio (BARNAS et al., 1997; CAPAN et al., 1980; FISHER et al., 2012; HUANG et al., 2008; REINIUS et al., 2015; SLINGER; SCOTT, 1995), o rocurônio (KIM, S. H. et al., 2012; SCHWARZKOPF et al., 2001 e 2003) e o vecurônio (ABE et al., 1998a; INOMATA et al., 1997; KARZAI et al., 1998;

KAWAMOTO et al., 2002; KIM, Y. D. et al., 2012; REID et al., 1996; SAITO et al., 2000; WANG et al., 1998 e 2000).

Outro cuidado a se tomar durante a VMP é a manutenção de pressão positiva ao final da expiração (PEEP) no pulmão ventilado com intuito de melhorar a oxigenação arterial. Os estudos que compararam qualquer valor de PEEP à ZEEP (pressão zero ao final da inspiração) concluíram que a primeira nunca deve ser descartada por promover melhoras na oxigenação, impedir o colapamento pulmonar e facilitar a eliminação do excesso de dióxido de carbono (ABE et al., 1998a e 1998b; BAUQUIER et al., 2010b; KUDNIG et al., 2006; INOMATA et al., 1997; MOSING et al., 2008; RIQUELME et al., 2005b). Contudo, também há um limite máximo para este valor.

Abe et al. (1998a), Kim, S. H. et al. (2012) e Rozé et al. (2012) atentaram para o fato de que pode haver uma piora da oxigenação quando a PEEP utilizada é superior a 5 cmH₂O. Mediante a análise dos diversos estudos que testaram valores de PEEP adequados ao emprego de VMP, parecem ser predominantes a opinião e as evidências de que o valor ideal é igual a 5 cmH₂O em diversas espécies, como cães, humanos e suínos (ADAMI et al., 2011; FERREIRA et al., 2011; INOMATA et al., 1997; KIM, S. H. et al., 2012; KUDNIG et al., 2006; MOSING et al., 2008; RIQUELME et al., 2005b; SCHWARZKOPF et al., 2001).

Na perspectiva de se evitar o colapamento alveolar no pulmão por meio da PEEP, deve-se levar em consideração também o pulmão contralateral à ventilação, cuja manutenção pode ser feita com pressão positiva contínua (CPAP). A manutenção de CPAP no pulmão não ventilado favorece a oxigenação arterial e reduz a formação de *shunts* arteriovenosos (ABE et al., 1998a; ADAMI et al., 2011; SLINGER; SCOTT, 1995), constituindo-se como uma das principais vantagens do emprego de tubos de duplo-lúmen em lugar de bloqueadores brônquicos.

Assim como a PEEP, a CPAP possui limites de valores a serem respeitados. Pressões elevadas, entre 9 a 10 cmH₂O, causam alto grau de insuflação pulmonar e irão prejudicar a visualização da cavidade torácica por parte do cirurgião (KIM, Y. D. et al., 2012; SLINGER; SCOTT, 1995). Abe et al. (1998a) recomendam que sejam mantidos valores entre 2 e 5 cmH₂O para a oxigenação ideal e a manutenção da

estrutura alveolar no pulmão não ventilado. Para Adami et al. (2011), esses valores devem situar-se entre 4 e 6 cmH₂O. Em um estudo realizado no homem, foram testados quatro diferentes valores de CPAP: 0, 3, 6 e 9 cmH₂O. O estudo demonstrou que os melhores resultados da oxigenação foram observados com a utilização de 6 e de 9 cmH₂O. Contudo, a visualização da cavidade foi prejudicada com a pressão mais alta e, portanto, os autores recomendaram o emprego de CPAP limitada a no máximo 6 cmH₂O ao pulmão não ventilado (KIM, Y. D. et al., 2012).

A manutenção de um período de ventilação com menor campo de troca pulmonar implica a baixa oxigenação arterial e, portanto, outra preocupação durante a utilização de VMP é o emprego de frações inspiradas de oxigênio (FiO₂) mais elevadas. Contudo, a hiperóxia pode ser um problema em pacientes expostos a FiO₂ igual a 1,0 (100% de oxigênio) durante períodos prolongados devido à elevada produção de mediadores inflamatórios no pulmão não ventilado (FISHER et al., 2012) e, portanto, recomenda-se a diluição de gases, quando possível.

Ainda que seja interessante evitar a hiperóxia durante a VMP, muitos autores continuam recomendando a FiO₂ igual a 1,0 com intuito de se aumentar a oxigenação arterial e garantir adequada perfusão dos tecidos. É o que comentam Abe et al. (1998a), Kellow et al. (1995), Reid et al. (1996), Pagel et al. (1998) e Slinger e Scott (1995). Pruszowski et al (2007) citam, ainda, que a FiO₂ alta é benéfica por promover vasodilatação do pulmão ventilado e com isso auxiliar o mecanismo de desvio do sangue às áreas mais perfundidas do pulmão, conhecido como vasoconstrição pulmonar hipóxica.

A VPH é uma forma de defesa contra a hipóxia alveolar. As células do músculo liso da artéria pulmonar detectam essa situação e respondem liberando cálcio, provocando a vasoconstrição. Esse efeito faz com que menos sangue adentre os capilares de áreas pulmonares pouco ventiladas impedindo, dessa forma, a troca gasosa com alvéolos pobres na pressão parcial de oxigênio. Esse mecanismo é responsável pela redução do *shunt* arteriovenoso gerado pelo uso de VMP (McDONELL; KERR, 2007; PRIETO-LLORET et al., 2015).

Vários autores constataram que os anestésicos inalatórios inibem o mecanismo de VPH (LOER et al., 1995; KELLOW et al., 1995; MARSHALL et al.,

1984; UNO et al., 1994) e que anestésicos intravenosos não barbitúricos, como o propofol, não o fazem (KELLOW et al., 1995; WANG et al., 1998). Entretanto, alguns autores afirmam não haver diferença na oxigenação arterial com o uso de anestesia geral inalatória ou intravenosa (BECK et al., 2001; PRUSZOWSKI et al., 2007; REID et al., 1996; SCHWARZKOPF et al., 2003).

Estudos que defendem a anestesia inalatória como não inibidora da VPH argumentam em favor de seu efeito depressor do débito cardíaco, como é o caso do isofluorano, por haver uma relação diretamente proporcional entre DC e perfusão pulmonar (KELLOW et al., 1995; SCHWARZKOPF et al., 2001; UNO et al., 1994). Por essa razão, a utilização de VMP torna-se mais segura e eficaz quando se dispõe de métodos para mensurar o débito cardíaco e, dentre os disponíveis, cita-se a termodiluição como o mais confiável e recomendado (TREPTE et al., 2012).

Ainda em relação à anestesia inalatória, alguns autores defendem que o efeito broncodilatador de alguns agentes pode ser benéfico em aumentar a facilidade do controle sobre a concentração fornecida (ABE et al., 1998a; BECK et al., 2001; REID et al., 1996).

II.III. Isofluorano

O isofluorano é um anestésico classificado como halogenado utilizado para promover anestesia geral inalatória. Os agentes inalatórios são anestésicos que atuam no sistema nervoso central (SNC) sobre o sistema reticular de ativação, hipotálamo, córtex e medula espinhal, causando liberação ou captação de diversos neurotransmissores (OLIVA; FANTONI, 2010).

Anestésicos inalatórios possuem características físico-químicas específicas com cinco propriedades: (1) concentração alveolar mínima (CAM), (2) coeficiente de solubilidade sangue-gás, (3) pressão de vapor, (4) ponto de ebulição e (5) peso molecular (STEFFEY; MAMA, 2007). Dentre as cinco, interessa ao este estudo apenas a primeira.

A CAM pode ser definida como a concentração de um anestésico a 1 atmosfera necessária para abolir movimento em resposta a um estímulo nociceptivo supra máximo em 50% de uma população (OLIVA; FANTONI, 2010). A CAM conhecida do isofluorano (CAM_{ISO}) em cães, segundo Fantoni et al. (2006), é de 1,41%, entretanto variações nesse valor podem ocorrer devido a diversas particularidades. A variabilidade dentro de uma população pode chegar a 20% (VALVERDE et al., 2003), de forma que há relatos de CAM na espécie canina desde 1,13% (CUTFIELD et al., 1988), 1,19% (CREDIE et al., 2010), 1,24% (KO et al., 2009; MONTEIRO et al., 2010) até 1,42% (UEYAMA et al., 2009; SEDDIGHI et al., 2011).

Todos os anestésicos inalatórios possuem efeitos importantes e relativamente similares sobre o sistema cardiovascular. O isofluorano possui um conhecido efeito de diminuição da pressão arterial causada por estimulação β_2 -adrenérgica. Os receptores β_2 -adrenérgicos respondem à ação das catecolaminas diretamente com a vasodilatação (MUIR, 2007). Moreira e Credie (2005) acrescentam que o isofluorano causa diminuição do volume sistólico (VS), cursando com redução do DC, que pode ser explicada pela depressão direta do miocárdio causada por esse halogenado (STEFFEY; MAMA, 2007). Da mesma forma, diversos estudos relatam a ocorrência de diminuição do DC durante anestesia com isofluorano (CUTFIELD et al., 1988; CIOFOLO; REIZ, 1999; SHIH et al., 2010).

O emprego de isofluorano concomitante à VMP tem sido estudado por diversos autores, contudo não há um consenso sobre quão segura seria sua utilização. Em uma revisão sistemática realizada por Módolo et al. (2013) com artigos comparando anestesia inalatória à intravenosa durante VMP em humanos, a conclusão foi de que não existe evidência suficiente que demonstre a superioridade de uma das técnicas. Ademais, alguns estudos realizados com cães demonstraram que não houve prejuízo da oxigenação com emprego de VMP durante anestesia com isofluorano (KUDNIG et al., 2003; RIQUELME et al., 2005a).

Entretanto, há estudos que relatam que esse agente, como outros anestésicos inalatórios, inibe o mecanismo da vasoconstrição pulmonar hipóxica, provocando um aumento na ocorrência de *shunts* arteriovenosos (KELLOW et al.,

1995; LOER et al., 1995; MASHALL et al. 1984). Outros autores defendem que os *shunts* não ocorrem de forma clinicamente relevante devido à redução do débito cardíaco causada pelo agente, a qual colaboraria para o menor fluxo sanguíneo aos campos pulmonares não ventilados (KELLOW et al., 1995; SLINGER; SCOTT, 1995; UNO et al., 1994). Existem, ainda, autores que discutem vantagens do isoflurano durante VMP por seu efeito broncodilatador, que facilita o controle e manutenção da ventilação (ABE et al., 1998a; REID et al., 1996). Por fim, alguns autores simplesmente não encontraram resultados que sustentassem indicação ou contraindicação da utilização de isoflurano concomitante à VMP (PAGEL et al., 1998; PRUSZOWSKI et al., 2007; SAITO et al., 2000; SCHWARZKOPF et al., 2001 e 2003; SHIMIZU et al., 1997; WANG et al., 1998 e 2000).

Alguns estudos comparando anestésicos como isoflurano e sevoflurano à infusão contínua de propofol indicam este último como mais seguro na manutenção da oxigenação e do mecanismo de VPH (ABE et al., 1998b; ADAMI et al., 2011; HUANG et al., 2008; KARZAI et al., 1998). Contudo, é importante lembrar que os estudos que dizem respeito ao melhor protocolo de anestesia geral a ser utilizado com a VMP são todos voltados para seres humanos, sejam eles executados em humanos ou em suínos. Por essa razão, ainda é desconhecido em medicina veterinária qual o melhor e mais indicado anestésico a ser empregado durante VMP em cães.

II.IV. Propofol

O propofol é um anestésico intravenoso alquilfenólico lipossolúvel, não barbitúrico, com pH entre 6,5 e 7,0 e efeitos sedativos e hipnóticos sobre o SNC. Seu mecanismo de ação está associado à potencialização gabaérgica, causando hiperpolarização da membrana celular pós-sináptica e inibição funcional das fibras nervosas (MASSONE, 2011). O propofol é rapidamente distribuído do sistema nervoso central a outros tecidos e eficientemente eliminado do plasma, o que lhe confere um período de ação e recuperação bastante rápido (BRANSON, 2007).

A dose de propofol indicada para a espécie canina varia entre 6 e 8 mg/kg em cães não sedados, podendo ser administrado em *bolus* ou em infusão contínua, na taxa de 0,15 a 0,4 mg/kg/min. Contudo, a infusão contínua está associada com recuperação mais prolongada, a qual pode exceder 30 minutos (BRANSON, 2007).

O principal efeito do propofol sobre o sistema cardiovascular é a hipotensão arterial, devida à vasodilatação periférica, diminuição do tônus simpático e depressão do reflexo barorreceptor (MASSONE, 2011). A pressão de perfusão cerebral e a pressão intracraniana podem ser reduzidas com o uso de propofol e sua associação com a epinefrina pode tornar mais pronunciados os efeitos arritmogênicos desta última, ainda que não seja o propofol um agente arritmogênico (BRANSON, 2007).

Alguns estudos comparativos utilizando propofol e anestésicos voláteis durante a VMP defendem a infusão contínua do primeiro como sendo a melhor escolha dentre os protocolos possíveis (ABE et al., 1998b; ADAMI et al., 2011; HUANG et al., 2008; KARZAI et al., 1998). Huang et al. (2008) observaram que, em humanos, o propofol atenua a produção de radicais livres quando é instituída novamente a VBP após um período de VMP. Adicionalmente, Karzai et al. (1998) demonstraram que a segurança oferecida pelo propofol é superior à do desflurano durante a VMP em suínos, representada pela manutenção da VPH.

Em um estudo conduzido por ABE et al. (1998b) em humanos, o propofol foi comparado ao isoflurano e ao sevoflurano durante a utilização de diferentes valores de PEEP. Os resultados demonstraram que a PEEP igual a 4 cmH₂O associada ao propofol se constituiu no melhor protocolo para anestesia e VMP nessa espécie. Ademais, o estudo de Kellow et al (1995), ainda que não tenha contraindicado o isoflurano como opção para anestesia durante VMP, discute que o propofol ainda está em vantagem sobre o halogenado, pois a VPH só é preservada na anestesia com isoflurano mediante redução do DC, o que não seria interessante em termos de segurança para o paciente. Entretanto, não existem estudos que comparem os efeitos da infusão contínua de propofol aos anestésicos voláteis durante o emprego de VMP em cães.

III. MATERIAL E MÉTODO

III.I. Local

Este estudo foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) sob o protocolo nº 00118/2013 e conduzido junto ao Laboratório de Anestesiologia Experimental do Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal (DCCRA), da Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba (FMVA – UNESP).

III.II. Animais e grupos experimentais

Foram utilizados seis cães da raça Beagle com idade aproximada de $3,6 \pm 0,18$ anos, dois machos e quatro fêmeas, com média de peso de $11,5 \pm 2,38$ kg, provenientes do canil experimental da FMVA. Previamente à execução do experimento, todos os animais foram submetidos a exame físico, hemograma completo, sorologia para Leishmaniose e exame bioquímico (enzimas creatinina e alanina aminotransferase). O exame físico consistiu em avaliação da frequência cardíaca e respiratória por meio de auscultação torácica. A ausculta basal também foi realizada a fim de se avaliar a qualidade dos ruídos respiratórios em ambos os lados, os quais serviriam posteriormente de base para comparação com a ausculta pós-anestésica. Outros parâmetros avaliados previamente à anestesia foram a temperatura retal, com o emprego de um termômetro clínico, tempo de preenchimento capilar e coloração de mucosas, observados na mucosa gengival. Foram critérios para a exclusão dos animais deste estudo a existência de valores fora da faixa de normalidade para a espécie em quaisquer dos parâmetros avaliados nos exames prévios, assim como a titulação considerada positiva para Leishmaniose previamente à vacinação.

Os animais utilizados foram submetidos a manejo que incluiu ração comercial¹ e água *ad libitum* fornecidos por uma mesma equipe de pesquisa, com a qual os animais já estavam acostumados e ambientados há mais de 12 meses. As vacinações são realizadas anualmente com vacina antirrábica e polivalente², vacina contra leishmaniose³ e vermifugação semestral⁴.

Anteriormente a cada anestesia, os cães foram submetidos a jejum alimentar de 12 horas e hídrico de 2 horas. Todas as anestésias foram realizadas no período matutino e, antes que fossem conduzidos ao Laboratório Experimental de Anestesiologia, os animais foram levados a um passeio de curta duração, após o qual foram mantidos por no mínimo 15 minutos livres no ambiente do Laboratório para que interagissem e se acostumassem com o local.

Os mesmos animais participaram de três grupos experimentais, em sequência aleatória (item III.V), cujas anestésias foram intervaladas em pelo menos uma semana entre si. Os grupos diferenciaram-se somente pelo protocolo anestésico, visto que a manutenção da ventilação mecânica bi e monopulmonar foi a mesma em todos. Um grupo recebeu infusão contínua de propofol e os outros dois grupos foram mantidos sob anestesia inalatória com isofluorano, como segue:

- ⇒ GP – Infusão contínua de propofol em taxa variável (iniciada em 0,4 mg/kg/min) visando a manutenção da profundidade anestésica correspondente ao estágio III e 2º plano de anestesia geral de Guedel (MUIR, 2007);
- ⇒ GI_{1,0} – Anestesia inalatória com isofluorano fixado em 1,0 × CAM individual;
- ⇒ GI_{1,5} – Anestesia inalatória com isofluorano fixado em 1,5 × CAM individual.

Para fins de padronização dos grupos de anestesia com isofluorano, foi utilizado o valor de CAM individual (CAM_{ISO}) determinado em projeto de pesquisa prévio (FLORIANO, 2012), cuja média encontrada dentre os seis animais aqui estudados foi de $1,2 \pm 0,15\%$.

¹ Ração Premiatta Classic - Fórmula Foods Alimentos Ltda - Campinas - SP

² Vacina Duramune - Fort Dodge Saúde Animal Ltda - Division of Wyeth - Campinas - SP

³ Vacina Leishmune - Fort Dodge Saúde Animal Ltda - Division of Wyeth - Campinas - SP

⁴ Drontal plus - Bayer Saúde Animal - São Paulo - SP

III.III. Treinamento da técnica de intubação bronquial

Antes que fossem iniciados os procedimentos, foi realizado um treinamento em cadáveres caninos com o intuito de se obter uma curva de aprendizado para o posicionamento do tubo de duplo-lúmen precisamente no brônquio esquerdo. Tal treinamento foi conduzido junto ao Centro de Controle de Zoonoses da cidade de Araçatuba – SP ao longo de três meses, mediante autorização formal da Secretaria de Saúde do município para uso de cadáveres de cães recém-eutanasiados.

Cães com indicação para eutanásia segundo critérios do Centro de Controle de Zoonoses foram anestesiados sem medicação pré-anestésica com tiopental em volume alto o suficiente para induzir anestesia geral profunda e apneia. Posteriormente, foi administrado o cloreto de potássio 19,1% até que fosse constatada a parada cardíaca por meio de auscultação torácica e palpação de artéria periférica.

Imediatamente após a eutanásia, o tubo de duplo-lúmen foi posicionado às cegas, de forma que fosse possível, ao longo da prática, perceber o encontro da extremidade do tubo com a carina e seu desvio ao brônquio-fonte esquerdo. O tubo foi progredido ou regredido quantas vezes fosse necessário até que se constatasse seu correto posicionamento na luz do brônquio. Em seguida, os balões traqueal e bronquial foram insuflados e as vias de desembocadura da sonda foram conectadas a um balão de ventilação manual do tipo ambu. Ventilações foram realizadas em cada uma das vias enquanto se auscultava cuidadosamente o tórax a fim de se verificar a insuflação de todos os lobos pulmonares de cada hemitórax.

Após confirmação por auscultação torácica, o tórax era aberto na região do 4º espaço intercostal e a ventilação era repetida em cada via do tubo para que se constatasse a insuflação seletiva de cada lado do pulmão por meio de visualização direta da cavidade. Adicionalmente, a carina foi palpada de forma a se verificar o posicionamento da extremidade distal do tubo no brônquio-fonte esquerdo. O treinamento foi repetido até que se constatasse um mínimo de 10 tentativas de posicionamento consecutivas bem sucedidas.

III.IV. Protocolo experimental

A ordem de participação dos animais do estudo em cada grupo foi determinada por meio de sorteio utilizando números aleatórios. Uma tabela foi estruturada cruzando os seis animais e os três grupos experimentais e, em seu interior, números aleatórios de 1 a 18 foram gerados utilizando o programa Microsoft Excel (MICROSOFT, 2010).

Não foi administrada medicação pré-anestésica em nenhum dos três grupos experimentais. Nos grupos de anestesia com isoflurano⁵, a indução foi realizada por meio de máscara facial, utilizando IT_{ISO} igual a 5% diluído em oxigênio⁶ em FiO_2 igual a 1,0 e fluxo de 3 L/min. A mistura de gases foi fornecida por meio de um circuito de anestesia com reinalação parcial de gases⁷ e a máscara facial mantida até a constatação da perda de tônus mandibular e reflexo laringotraqueal para posterior intubação orotraqueal. A manutenção anestésica foi realizada com ET_{ISO} fixada em valor correspondente a cada grupo experimental ($GI_{1,0}$ ou $GI_{1,5}$) diluído em 100% oxigênio e fluxo de 2 L/min. A ET_{ISO} foi continuamente aferida por meio de analisador de gases calibrado com amostra padrão⁸. Novas calibrações foram realizadas antes de cada procedimento experimental.

No grupo anestesiado com propofol, a indução anestésica foi realizada com bolus de propofol⁹ por via intravenosa em dose titulada a efeito, até que fosse possível a intubação orotraqueal. O mesmo circuito foi utilizado para que fosse fornecido a esse grupo um fluxo de oxigênio de 2 L/min com FiO_2 igual a 1,0. A manutenção da anestesia foi realizada com infusão contínua de propofol iniciada em taxa de 0,4 mg/kg/min e ajustada conforme adequação do plano anestésico no estágio III e plano 2 de anestesia geral de Guedel por meio da avaliação de reflexos palpebrares e posicionamento do bulbo ocular (MUIR, 2007).

⁵ Isoforine - Cristália Produtos Químicos e Farmacêuticos Ltda - São Paulo - SP

⁶ White Martins do Brasil - São Paulo - SP

⁷ Aparelho de anestesia Nikkei K - Takaoka - São Paulo - SP. Processo FAPESP 07/57051-5

⁸ Quick Cal™ Calibration Gás, Datex-Engstrom Division Instrumentarium Corp - Helsinki - Finlândia

⁹ Propovan® - Cristália Produtos Químicos e Farmacêuticos LTDA - São Paulo - SP

Em todos os grupos, a intubação orotraqueal foi realizada com sonda bronquial de duplo lúmen esquerda¹⁰. Inicialmente, foi utilizado um conector em “Y”¹¹ para acoplar ambas as extremidades da sonda a um único circuito de anestesia e possibilitar, dessa forma, a VBP.

Um cateter 20G¹² foi inserido de maneira percutânea na veia cefálica esquerda, por meio do qual foi administrada fluidoterapia com solução de NaCl 0,9%¹³ na taxa de 5 mL/kg/h. Ato contínuo, os animais receberam uma dose intravenosa de atracúrio¹⁴ de 0,2 mg/kg e foram imediatamente submetidos à ventilação com pressão positiva intermitente em ambos os pulmões ou VBP. A pressão de pico inspiratório foi fixada em 15 cmH₂O, com PEEP de 5 cmH₂O segundo Kudnig et al (2006) e Riquelme et al. (2005b) e a relação inspiração-expiração mantida em 1:2. A frequência respiratória foi ajustada entre 10 e 30 movimentos por minuto.

Doses suplementares de atracúrio equivalentes à metade da dose inicial (0,1 mg/kg) foram administradas a cada 30 minutos, conforme o tempo de duração de efeito do fármaco (MARTINEZ; KEEGAN, 2007; MASSONE, 2011), ou sempre que algum sinal de tônus muscular fosse detectado, por meio de observação do posicionamento centralizado do bulbo ocular ou quando ocorressem tentativas de ventilação espontânea contra o ventilador eletrônico.

Em todos os grupos os animais foram posicionados em decúbito lateral direito, sendo cateterizada a artéria dorsal podal direita com cateter percutâneo 22G¹² para mensuração de pressão arterial por método invasivo. Os eletrodos do eletrocardiógrafo foram posicionados nas articulações umerorradioulnares dos membros torácicos e femurotibiopatellares dos membros pélvicos, para monitoração do traçado na derivação DII¹⁵. A eletrocardiografia foi instituída a fim de se observar possíveis arritmias ocasionadas pelo contido do cateter de artéria pulmonar com o endocárdio, durante sua introdução.

¹⁰ Tubo bronquial de duplo lúmen Ruschelit Bronchopart® - Willy Rüsch AG - Kernen – Alemanha

¹¹ Y-Connector Ruschelit Bronchopart® - Willy Rüsch AG - Kernen - Alemanha

¹² Cateter Nipro - Nipro Medical LTDA - Sorocaba - SP

¹³ Solução de NaCl 0,9%® - JP Indústria Farmacêutica S.A.

¹⁴ Tracur® - Cristália Produtos Químicos e Farmacêuticos LTDA - São Paulo - SP

¹⁵ Eletrocardiógrafo TEB C10, Tecnologia Eletrônica Brasileira Ltda - Rio de Janeiro - RJ. Processo FAPESP 2010- 06439-6

A área cervical esquerda foi preparada para o acesso à veia jugular com tricotomia e antissepsia utilizando iodo povidona¹⁶ e álcool¹⁷ para posterior isolamento com campo estéril fenestrado. Um conjunto de introdutor¹⁸ foi posicionado na luz da veia jugular esquerda para passagem de cateter de artéria pulmonar¹⁹ (ou cateter de *Swan-Ganz*). O correto posicionamento do cateter na luz da artéria pulmonar foi confirmado mediante observação das curvas de pressão distintas de átrio direito, ventrículo direito e artéria pulmonar, segundo Nunes (2010) e Thomas e Sisson (1999). Por meio dessa via foram mensuradas quatro variáveis, a saber: débito cardíaco (DC)²⁰, pressão venosa central (PVC), pressão da artéria pulmonar (PAP) e pressão capilar pulmonar (PCPm)²¹.

Finalizada a instrumentação e mantendo-se concentração ou taxa de infusão estáveis segundo cada grupo experimental, foi iniciada a contagem de tempo dentro da qual foram realizadas as avaliações e o procedimento. O período de avaliações consistiu-se em 120 minutos com divisão de três períodos de ventilação: 30 minutos de VBP, 60 minutos de VMP direita e o retorno à VBP por mais 30 minutos. O período de VMP foi subdividido em três momentos de avaliação intervalados em 20 minutos. Dessa forma, obtiveram-se os momentos de avaliação M₃₀, M₅₀, M₇₀, M₉₀ e M₁₂₀. O período instituído para a VMP foi baseado no relato de Adami et al. (2011), que referiu 60 minutos como um tempo limite para a manutenção de oxigenação arterial adequada na espécie canina.

No momento de troca entre VBP e VMP (M₃₀), o conector em “Y” foi removido do sistema e a ventilação de mesmo protocolo já descrito foi fornecida ao trajeto traqueal, correspondente à cor branca, para que fosse ventilado o lado direito do tórax, ipsilateral ao decúbito. A escolha do lado da VMP foi baseada na ideia de se simular uma cirurgia torácica, em que o lado contralateral ao decúbito necessitaria

¹⁶ Iodopovidona 10% - Rioquímica Ind. Farmacêutica. São José do Rio Preto - SP.

¹⁷ BM Ciclo Álcool Anidro - Ciclofarma Indústria Química Ltda. Serrana - SP.

¹⁸ Intro-Flex - Kit introdutor com válvula hemostática 6,0F. Edwards Lifesciences Comércio de Produtos Médico-Cirúrgicos Ltda. São Paulo - SP

¹⁹ Cateter *Swan-Ganz* pediátrico 132F5/75cm (4 vias). Edwards Lifesciences Comércio de Produtos Médico-Cirúrgicos Ltda. São Paulo - SP

²⁰ Monitor mod. DX 2020, Módulo de Débito Cardíaco - Dixtal – Manaus, Brasil. Processo FAPESP 2009/08879-6.

²¹ Monitor mod. DX 2020, Módulo de Pressão Arterial Invasiva. Dixtal, Manaus - AM. Processo FAPESP 2009/08879-6.

da imobilidade pulmonar para possibilitar a inspeção da cavidade, visto que grande parte das cirurgias torácicas é realizada no hemitórax esquerdo (FOSSUM, 2002).

Ao pulmão não ventilado foi fornecido um fluxo de oxigênio para manter a CPAP nesse lado, por meio de um sistema conectado a um fluxômetro paralelo no mesmo aparelho de anestesia. Em meio a este foi acoplado um manômetro e forneceu-se fluxo contínuo de oxigênio em FiO_2 igual a 1,0, ajustado de forma a manter a pressão no manômetro entre 4 e 6 cmH_2O , segundo Abe et al. (1998a), Adami et al. (2011) e Kim et al. (2012). Tendo em vista a continuidade do fluxo de oxigênio, uma torneira de três vias foi acoplada ao sistema e uma de suas saídas foi mantida semiaberta, a fim de se permitir um escape contínuo de gás para que a pressão almejada na CPAP não excedesse o limite estabelecido.

Finalmente, o conector em “Y” foi novamente conectado ao sistema e a VBP foi restituída. Após o último momento de avaliação (M_{120}), a ventilação foi mantida enquanto se procedia com cuidadosa auscultação bilateral do tórax, a fim de estabelecer uma comparação com a auscultação basal e, dessa forma, detectar quaisquer locos de silêncio auscultatório. Diante de tal situação, manobras de recrutamento foram realizadas com pressão de pico inspiratório de 30 cmH_2O a cada 5 minutos (McDONELL; KERR, 2007), até que fosse atestada a ventilação adequada de ambos os pulmões. A seguir, a anestesia foi descontinuada e os animais foram observados até sua total recuperação.

III.V. Variáveis avaliadas durante o experimento

III.V.I. Frequência cardíaca (FC)

Foi mensurada em batimentos por minuto (bpm), obtida nos diferentes tempos e para todos os grupos, empregando-se eletrocardiógrafo computadorizado¹⁵, ajustado para leitura na derivação DII.

III.V.II. Pressão arterial sistólica (PAS), média (PAM) e diastólica (PAD)

Foram mensuradas em milímetros de mercúrio (mmHg) por meio de monitor multiparamétrico²¹ pelo método invasivo, com a cateterização da artéria dorsal podal direita e circuito preenchido com solução heparinizada. O transdutor foi posicionado na altura do coração, para a referência zero.

III.V.III. Débito cardíaco (DC)

Foi obtido em litros por minuto (L/min) pelo método padrão de termodiluição. Tal método consiste na injeção de 3 mL de solução de NaCl 0,9%^{Erro! Indicador não efinido.} resfriada entre 0 e 5°C no ramo proximal do cateter de *Swan-Ganz*. A variação da temperatura é obtida pelo termístor localizado na extremidade distal do cateter e o valor fornecido no visor do monitor multiparamétrico²⁰. Em cada momento, a variável foi mensurada por três vezes, tendo sido anotada a média aritmética das três mensurações. Foram descartados os valores com variabilidade maior do que 10%, sendo realizada a repetição da mensuração nessas situações.

III.V.IV. Índice cardíaco (IC)

Variáveis que se alteram conforme o porte de um animal dentro de uma mesma espécie, como é o caso do débito cardíaco, foram convertidas em índices em função da área de superfície corpórea ($ASC = \text{peso}^{0,667}/10$), segundo Nunes (2010). Portanto, calculou-se o índice cardíaco em L/min/m². O valor obtido em cada momento para o DC foi dividido pela ASC, como segue:

$$\Rightarrow IC = DC / ASC, \text{ em que } ASC = \text{área de superfície corpórea em m}^2.$$

III.V.V. Volume sistólico (VS) e índice sistólico (IS)

O VS foi obtido em mL/batimento e o IS em mL/batimento/m², por meio de cálculo matemático segundo Nunes (2010), como segue:

⇒ $VS = DC \times 1000 / FC$, em que 1000 é fator de correção de L para mL;

⇒ $IS = VS / ASC$.

III.V.VI. Trabalho ventricular esquerdo (TVE) e índice de trabalho ventricular esquerdo (ITVE)

O TVE foi obtido em $\text{kg} \times \text{m}/\text{min}$ e o ITVE em $\text{kg} \times \text{m}/\text{min} \times \text{m}^2$. Essas variáveis foram obtidas por meio de cálculo matemático segundo Nunes (2010), como segue:

⇒ $TVE = PAM \times DC \times 0,0135$, em que 0,0135 é o fator de correção de unidade, de $\text{L} \times \text{mmHg}$ para $\text{kg} \times \text{m}$;

⇒ $ITVE = TVE / ASC$.

III.V.VII. Pressão venosa central (PVC)

Foi obtida em milímetros de mercúrio (mmHg), por meio de monitor multiparamétrico²¹ e convertida por cálculo matemático a centímetros de água ($1 \text{ mmHg} = 1,3595 \text{ cmH}_2\text{O}$). O transdutor de pressão foi acoplado à extremidade proximal do cateter de *Swan-Ganz*, posicionada na luz da veia cava ou no átrio direito.

III.V.VIII. Pressão da artéria pulmonar média (PAPm)

Foi obtida em milímetros de mercúrio (mmHg), por meio de monitor multiparamétrico²¹ cujo transdutor foi adaptado à extremidade distal do cateter de *Swan-Ganz*, posicionada na luz da artéria pulmonar.

III.V.IX. Pressão capilar pulmonar média (PCPm)

Foi obtida em milímetros de mercúrio (mmHg), por meio de monitor multiparamétrico²¹ cujo transdutor foi adaptado à extremidade distal do cateter de Swan-Ganz, posicionada na luz da artéria pulmonar. Para mensuração dessa variável, o balonete localizado na extremidade distal do cateter foi insuflado com 0,7 mL de ar, de forma que a luz da artéria pulmonar fosse ocluída e a pressão mensurada refletisse diretamente a pressão retrógrada dos capilares pulmonares.

III.V.X. Resistência periférica total (RPT) e índice da resistência periférica total (IRPT)

A RPT foi obtida em $\text{dina} \times \text{s/cm}^5$ e a IRPT em $\text{dina} \times \text{s/cm}^5 \times \text{m}^2$. Essas variáveis foram obtidas por meio de cálculo matemático segundo Nunes (2010), como se segue:

$\Rightarrow \text{RPT} = (\text{PAM} / \text{DC}) \times 79,9$, em que 79,9 é um fator de correção de unidade, de $\text{mmHg} \times \text{min/L}$ para $\text{dina} \times \text{s/cm}^5$;

$\Rightarrow \text{IRPT} = \text{RPT} \times \text{ASC}$.

III.V.XI. Resistência vascular pulmonar (RVP) e índice da resistência vascular pulmonar (IRVP)

A RVP foi obtida em $\text{dina} \times \text{s/cm}^5$ e a IRVP em $\text{dina} \times \text{s/cm}^5 \times \text{m}^2$. Essas variáveis foram obtidas por meio de cálculo matemático segundo Nunes (2010), como se segue:

$\Rightarrow \text{RVP} = [(\text{PAPm} - \text{PCPm}) / \text{DC}] \times 79,9$, em que 79,9 é um fator de correção de unidade, de $\text{mmHg} \times \text{min/L}$ para $\text{dina} \times \text{s/cm}^5$;

$\Rightarrow \text{IRVP} = \text{RVP} \times \text{ASC}$.

III.V.XII Saturação periférica de oxigênio da oxihemoglobina (SpO_2)

Foi mensurada em porcentagem (%) por meio de sensor infravermelho posicionado na língua e obtida diretamente de monitor multiparamétrico.

III.V.XIII. Conteúdo arterial, venoso e capilar de oxigênio (CaO_2 , CvO_2 e CcO_2)

As três variáveis foram obtidas em mL/dL, por meio de cálculo matemático, sendo que CaO_2 e CvO_2 foram calculadas segundo Haskins (2007) e CcO_2 segundo Beck et al. (2001), como segue:

⇒ $CaO_2 = [1,34 \times Hb \times SaO_2/100] + (PaO_2 \times 0,0031)$, sendo que Hb = hemoglobina do sangue arterial; 1,34 = constante equivalente ao número de mL de O_2 ligados a 1g de Hb saturada; SaO_2 = saturação arterial de oxigênio; PaO_2 = pressão parcial de oxigênio arterial; 0,0031 = constante equivalente à solubilidade do O_2 no plasma de sangue arterial;

⇒ $CvO_2 = [1,34 \times Hb \times (SvO_2/100)] + (PvO_2 \times 0,0031)$; sendo que todos os valores aqui utilizados são equivalentes aos do cálculo de CaO_2 , porém em sangue venoso misto (exceto pela solubilidade no plasma, que ainda se refere a sangue arterial);

⇒ $CcO_2 = (1,34 \times Hb) + (PaO_2 \times 0,0031)$.

III.V.XIV. Lactato do sangue arterial

Em todos os momentos foram colhidas amostras de sangue arterial por meio do cateter posicionado na artéria dorsal podal direita, para mensuração de lactato por aparelho portátil²².

III.V.XV. Temperatura central (TC), periférica (TP) e gradiente de temperatura (ΔT)

²² Accutrend - Roche, Brasil. Processo FAPESP 2008 - 54501-2

Todos os valores foram obtidos em graus Celsius (°C), sendo que a TC foi mensurada pelo termistor¹⁹ localizado na extremidade distal do cateter de *Swan-Ganz*¹⁹, a TP foi obtida por meio de termômetro infravermelho²³ direcionado à prega interdigital de um dos membros e o ΔT foi calculado como segue:

$$\Rightarrow \Delta T = TC - TP.$$

III.V.XVI. Saturação de oxigênio no sangue venoso misto (SvO₂)

Foi obtida em porcentagem (%) a partir de exame de Hemogasometria do sangue venoso misto (item III.V.XXIII), cujas amostras foram colhidas do ramo distal do cateter de *Swan-Ganz*¹⁹ posicionado na luz da artéria pulmonar.

III.V.XVII. Oferta de oxigênio (DO₂) e índice da oferta de oxigênio (IDO₂)

A variável DO₂ foi obtida em mL/min e IDO₂ em mL/min/m², por meio de cálculo matemático segundo Muir (2007), como se segue:

$\Rightarrow DO_2 = CaO_2 \times DC \times 10$, em que 10 é o fator de correção de unidade para mL;

$$\Rightarrow IDO_2 = DO_2 / ASC.$$

III.V.XVIII. Consumo de oxigênio (VO₂) e índice do consumo de oxigênio (IVO₂)

A variável VO₂ foi obtida em mL/min e IVO₂ em mL/min/m², por meio de cálculo matemático segundo Muir (2007), como se segue:

$\Rightarrow VO_2 = (CaO_2 - CvO_2) \times DC \times 10$, em que 10 é o fator de correção de unidade para mL;

²³ Termômetro Infravermelho Fluke 62 - Brasil. Processo FAPESP 2011/05902-7

$$\Rightarrow IVO_2 = VO_2 / ASC.$$

III.V.XIX. Taxa de extração de oxigênio (TeO_2)

A variável TeO_2 foi obtida em porcentagem (%) por meio de cálculo matemático segundo Muir (2007), como se segue:

$$\Rightarrow TeO_2 = (CaO_2 - CvO_2) / CaO_2 \times 100.$$

III.V.XX. Índice de oxigenação ou relação entre PaO_2 e FiO_2

A variável foi obtida por meio da divisão entre PaO_2 e FiO_2 , como segue:

$$\Rightarrow PaO_2 / FiO_2.$$

III.V.XXI. Shunt arteriovenoso (Qs/Qt)

Foi calculado segundo Haskins (2007) em porcentagem (%), como segue:

$$\Rightarrow Qs/Qt = (CcO_2 \times CaO_2) / (CcO_2 \times CvO_2)$$

III.V.XXII. Pressão parcial de oxigênio no ar alveolar (PAO_2) e gradiente alvéolo-arterial de oxigênio ($P(A-a)O_2$)

As variáveis foram calculadas segundo Haskins (2007), como segue:

$\Rightarrow PAO_2 = [(PB - 47) \times FiO_2] - (PaCO_2 \times 1,1)$, em que PB é a pressão barométrica da atmosfera, considerada como 760 mmHg; 47 corresponde à pressão do vapor de água saturado a 37,0°C; e 1,1 é o inverso do quociente respiratório, que equivale a 0,9 ($1/0,9 \sim 1,1$);

$$\Rightarrow P(A-a)O_2 = PAO_2 - PaO_2.$$

III.V.XXIII. Hemogasometria arterial e do sangue venoso misto

Em todos os momentos foram colhidas amostras de sangue do cateter posicionado na artéria dorsal podal, para hemogasometria²⁴ de sangue arterial. O sangue venoso misto foi obtido a partir do ramo distal do cateter de *Swan-Ganz*, posicionado na luz da artéria pulmonar. Foram mensuradas as seguintes variáveis:

- ⇒ Potencial de hidrogênio (pH) do sangue arterial e venoso misto;
- ⇒ Pressão parcial de oxigênio arterial (PaO₂) e venoso (PvO₂) em mmHg
- ⇒ Pressão parcial de dióxido de carbono arterial (PaCO₂) e venosa (PvCO₂) em mmHg;
- ⇒ Déficit de bases (DB) arterial e venoso misto;
- ⇒ Íon bicarbonato (HCO₃⁻) arterial e venoso misto;
- ⇒ Saturação de oxigênio no sangue arterial (SaO₂) e venoso misto (SvO₂).

III.VI. Momentos de avaliação

As variáveis foram colhidas ao longo de duas horas de avaliação. Os primeiros 30 minutos corresponderam ao período de ventilação bipulmonar, seguidos de 60 minutos de ventilação monopulmonar e o retorno à VBP por mais 30 minutos. Durante a VMP, três colheitas foram realizadas em intervalos de 20 minutos. Ademais, algumas variáveis também foram colhidas antes e após a anestesia, constituindo momento basal e final do experimento, como segue:

- ⇒ M_B – parâmetros basais antes da indução: FC, *f*, PAS, PAD e PAM (método não invasivo oscilométrico) e lactato sanguíneo arterial;
- ⇒ M₃₀ – 30 minutos de VBP, imediatamente antes de mudar para VMP;
- ⇒ M₅₀ – 20 minutos de VMP;

²⁴ i-Stat - Abbott Laboratorie. – Campinas- Brasil. Processo Fapesp 2010/ 06439-6

- ⇒ M_{70} – 40 minutos de VMP;
- ⇒ M_{90} – 60 minutos de VMP, imediatamente antes de mudar para VBP;
- ⇒ M_{120} – 30 minutos após retorno da VBP;
- ⇒ M_F – momento final, após total recuperação anestésica (animal em posição quadrupedal): FC, f , PAS, PAD e PAM (método não invasivo oscilométrico) e lactato sanguíneo arterial.

Finalizadas as análises, os animais foram observados ao longo das 24 horas subsequentes a fim de se detectar quaisquer complicações advindas da anestesia geral, da hipotensão ou da ventilação monopulmonar, tais como hipoxemia, dispneia, anúria ou hipotermia.

III.VII. Análise estatística

Os dados individuais foram primeiramente atestados quanto à sua distribuição normal por meio do teste de Shapiro-Wilk. Posteriormente, foram submetidos à análise de variância (ANOVA) com medidas repetidas e a comparação de médias realizada por meio do teste de Tukey.

Em todos os testes, as diferenças foram consideradas significativas quando $p < 0,05$. As análises estatísticas foram efetuadas empregando-se o *software* SAS (Statistical Analysis System) (SAS INSTITUTE INC., 1999).

IV. RESULTADOS

Com relação ao treinamento realizado para a intubação bronquial, foi necessário um total de 30 cadáveres para a obtenção das 10 intubações propostas, ou seja, o sucesso foi obtido de forma contínua a partir do vigésimo cadáver utilizado. Durante o treinamento, constatou-se que o decúbito lateral facilita o manuseio da sonda de duplo-lúmen. A colisão da desembocadura da sonda com os dentes ou outros tecidos presentes na cavidade oral interfere com a sensibilidade do toque da extremidade distal da mesma com estruturas do trato respiratório.

A média da concentração alveolar mínima individual de isoflurano encontrada nos cães foi de $1,2 \pm 0,15\%$ (FLORIANO, 2012), sendo a variabilidade de aproximadamente 30% entre os oito cães e o tempo médio de indução por máscara nas 12 anestésias dos grupos de isoflurano foi de $7,8 \pm 1,70$ minutos. A taxa de infusão contínua de propofol necessária para promover anestesia geral no GP foi igual a $0,6 \pm 0,23$ mg/kg/min.

Em um animal do GI_{1,5} foi necessário realizar manobras de recrutamento alveolar com pressão de pico inspiratório igual a 30 cmH₂O durante cerca de uma hora após o término das avaliações devido à constatação de atelectasia, confirmada pela presença de silêncio na auscultação dos lobos pulmonares caudais do pulmão esquerdo. O protocolo estabelecido foi suficiente para restabelecer a ventilação nessas áreas e o animal se recuperou normalmente. Complicações pós-anestésicas como anúria, êmese, hipotermia ou hipotensão não foram registradas durante a recuperação de nenhum cão.

Os traçados eletrocardiográficos não apresentaram alterações de amplitude ou tempo durante todo o período de avaliação. Foram registrados apenas complexos ventriculares prematuros em alguns animais durante o posicionamento do cateter de *Swan-Ganz*.

A FC foi maior no GP comparada a ambos os GI no M_B e apresentou um aumento significativo entre o M_B e os demais momentos nos dois grupos de isoflurano (Tabela 4.1; Figura 4.1). A PAS, PAM e PAD foram significativamente

menores no $GI_{1,5}$ durante vários momentos em comparação com o GP. Diferenças entre grupos foram encontradas na PAS entre o GP e o $GI_{1,5}$ no M_{30} , M_{70} e M_{90} e entre o $GI_{1,5}$ e os outros grupos no M_{120} , sendo os maiores valores registrados no GP. A PAM foi significativamente menor no $GI_{1,5}$ comparado ao GP em todos os momentos de anestesia geral, enquanto que a PAD diferiu entre esses grupos apenas no M_{70} , M_{90} e M_{120} (Tabelas 4.2 a 4.4; Figuras 4.2 a 4.4).

O DC foi significativamente maior no $GI_{1,0}$ comparado aos demais grupos no M_{50} e M_{120} (Tabela 4.5; Figura 4.5). O mesmo ocorreu no IC no M_{50} , M_{90} e M_{120} (Tabela 4.6; Figura 4.6). O IS diferiu apenas entre os grupos de isoflurano no M_{50} , sendo seus valores maiores no $GI_{1,0}$ (Tabela 4.7; Figura 4.7). O ITVE foi significativamente maior no $GI_{1,0}$ comparado ao $GI_{1,5}$ no M_{50} , M_{70} e M_{120} (Tabela 4.8; Figura 4.8).

A PVC não diferiu entre grupos ou momentos de avaliação (Tabela 4.9; Figura 4.9). Diferenças entre grupos também não foram observadas na PAPm, contudo houve um aumento progressivo dessa variável em todos os grupos (Tabela 4.10; Figura 4.10). Não foram registradas diferenças entre grupos ou momentos na PCPm (Tabela 4.11; Figura 4.11).

Do M_{50} ao M_{120} o IRPT esteve significativamente maior no GP comparado ao $GI_{1,0}$ e $GI_{1,5}$. Neste último, apresentou ainda diminuição significativa entre momentos de VMP e os primeiros 30 minutos de VBP (Tabela 4.12; Figura 4.12). Não foram observadas diferenças entre grupos ou momentos de avaliação no IRVP (Tabela 4.13; Figura 4.13).

A SpO_2 não diferiu entre grupos nem momentos e esteve, em todas as avaliações, acima de 98% (Tabela 4.14; Figura 4.14). O CaO_2 e o CvO_2 não diferiram entre grupos nem momentos, porém foi observada diminuição significativa do CcO_2 quando da passagem de VBP à VMP (Tabelas 4.15 a 4.17; Figuras 4.15 a 4.17).

O lactato do sangue arterial apresentou um comportamento similar entre os três grupos, com seus valores significativamente maiores no M_F comparados aos demais momentos de avaliação (Tabela 4.18; Figura 4.18). A TC apresentou

aumento progressivo no GP sem, contudo, diferir entre os grupos. Já a TP e o ΔT não diferiram em nenhuma das avaliações entre grupos ou momentos (Tabelas 4.19 a 4.21; Figuras 4.19 a 4.21). Também não foram observadas diferenças na SvO₂ em nenhuma das avaliações (Tabela 4.22; Figura 4.22).

O IDO₂ foi significativamente maior no GI_{1,0} comparado aos demais grupos no M₅₀, M₉₀ e M₁₂₀, sem diferenças entre momentos de avaliação nos três grupos (Tabela 4.23; Figura 4.23). Não foram observadas diferenças significativas no IVO₂ ou na TeO₂ em nenhum momento de avaliação (Tabelas 4.24 e 4.25; Figuras 4.24 e 4.25). O IO diferiu apenas entre o M₇₀ e o M₁₂₀ do GI_{1,5} (Tabela 4.26; Figura 4.26).

O Qs/Qt foi significativamente maior no M₅₀ comparado ao M₁₂₀ do GI_{1,5}, porém não diferiu entre os grupos em nenhum momento (Tabela 4.27; Figura 4.27). A PAO₂ não diferiu entre grupos, porém em todos os grupos estudados apresentou uma diminuição significativa quando da passagem de VBP para VMP e se manteve mais baixa durante todos os momentos de VMP (Tabela 4.28; Figura 4.28). O mesmo não ocorreu com o P(A-a)O₂, que diferiu apenas entre o M₇₀ e o M₁₂₀ no GI_{1,5} (Tabela 4.29; Figura 4.29).

Com relação às variáveis analisadas na hemogasometria, o pH do sangue arterial e do sangue venoso misto diminuiu nos três grupos após a troca de VBP para VMP sem, contudo, diferir entre os grupos (Tabelas 4.30 e 4.31; Figuras 4.30 e 4.31). A SaO₂ apresentou variância e desvio padrão nulos, com valores individuais iguais a 100% em todas as avaliações. A PaO₂ foi significativamente maior no M₁₂₀ comparado ao M₇₀ no GI_{1,5} e a PvO₂ não diferiu entre grupos ou momentos de avaliação (Tabelas 4.32 e 4.33; Figuras 4.32 e 4.33). A PaCO₂ e a PvCO₂ apresentaram alterações similares. Ambas estiveram aumentadas em alguns momentos de VMP comparados à VBP, porém não houve diferença entre os grupos (Tabelas 4.34 e 4.35; Figuras 4.34 e 4.35). O DB do sangue arterial diferiu apenas entre o M₃₀ e os momentos de VMP (M₅₀ a M₉₀) do GP, enquanto que o DB do sangue venoso misto não diferiu em nenhum momento (Tabelas 4.36 e 4.37; Figuras 4.36 e 4.37). O íon HCO₃⁻ aumentou progressivamente durante o período de VMP do GI_{1,5} no sangue arterial e nos dois grupos de isofluorano no sangue venoso misto, voltando a diminuir após o retorno à VBP (Tabelas 4.38 e 4.39; Figuras 4.38 e 4.39).

IV.1. Frequência cardíaca

Tabela 4.1 – Média $\pm$ desvios padrão da frequência cardíaca (FC), em batimentos por minuto (bpm), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

FC (bpm)			
Momento	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_B	107 $\pm$ 17,6 ^A	85 $\pm$ 8,6 ^{Bb}	93 $\pm$ 8,6 ^{ABb}
M_{30}	95 $\pm$ 31,9	104 $\pm$ 26,9 ^{ab}	113 $\pm$ 14,3 ^a
M_{50}	96 $\pm$ 31,2	120 $\pm$ 17,1 ^a	116 $\pm$ 6,3 ^a
M_{70}	100 $\pm$ 33,4	116 $\pm$ 16,7 ^a	115 $\pm$ 4,1 ^a
M_{90}	108 $\pm$ 32,7	115 $\pm$ 16,1 ^a	116 $\pm$ 10,3 ^a
M_{120}	99 $\pm$ 37,7	121 $\pm$ 11,8 ^a	114 $\pm$ 12,8 ^a
M_F	107 $\pm$ 15,3	122 $\pm$ 18,8 ^a	126 $\pm$ 6,3 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

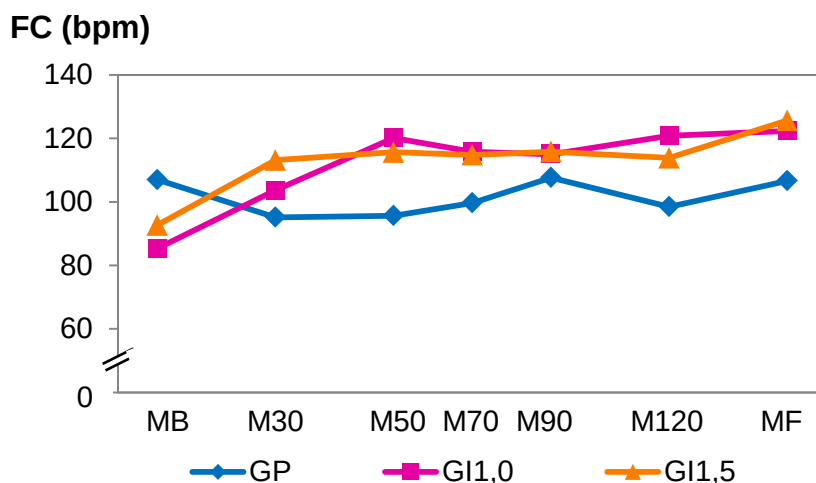


FIGURA 4.1 – Médias da frequência cardíaca (FC), em batimentos por minuto (bpm), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.II. Pressão arterial sistólica

Tabela 4.2 – Média $\pm$ desvios padrão da pressão arterial sistólica (PAS), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

PAS (mmHg)			
Momento	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M _B	146 $\pm$ 35,3 ^a	128 $\pm$ 23,2 ^a	121 $\pm$ 16,0 ^a
M ₃₀	98 $\pm$ 12,5 ^{Ab}	92 $\pm$ 10,3 ^{ABb}	84 $\pm$ 8,8 ^{Bb}
M ₅₀	104 $\pm$ 17,0 ^b	98 $\pm$ 14,5 ^b	84 $\pm$ 8,6 ^b
M ₇₀	105 $\pm$ 16,3 ^{Ab}	96 $\pm$ 9,0 ^{ABb}	79 $\pm$ 5,9 ^{Bb}
M ₉₀	108 $\pm$ 14,7 ^{Ab}	95 $\pm$ 10,3 ^{ABb}	85 $\pm$ 7,2 ^{Bb}
M ₁₂₀	110 $\pm$ 15,9 ^{Ab}	101 $\pm$ 6,5 ^{Ab}	79 $\pm$ 7,5 ^{Bb}
M _F	143 $\pm$ 22,9 ^a	129 $\pm$ 17,9 ^a	117 $\pm$ 11,8 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

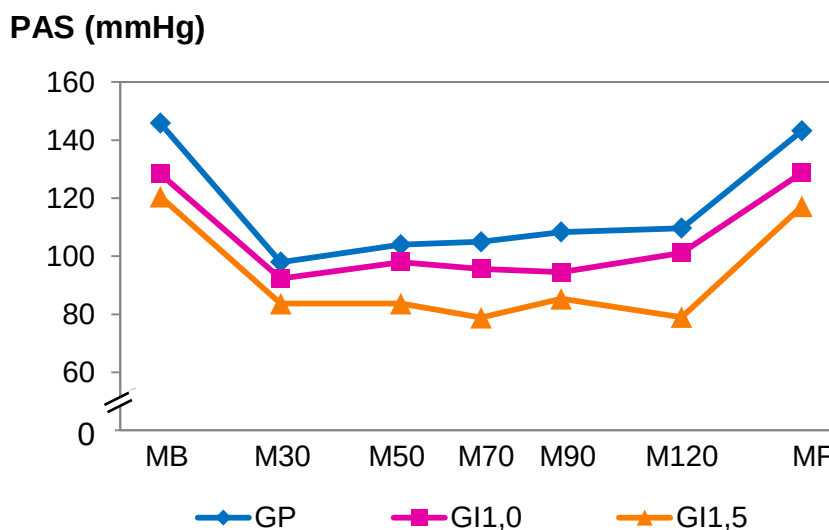


FIGURA 4.2 – Médias da pressão arterial sistólica (PAS), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.III. Pressão arterial média

Tabela 4.3 – Média $\pm$ desvios padrão da pressão arterial média (PAM), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

PAM (mmHg)			
Momento	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_B	103 $\pm$ 10,6 ^a	94 $\pm$ 10,5	87 $\pm$ 16,6 ^a
M_{30}	81 $\pm$ 11,1 ^{Ab}	74 $\pm$ 5,6 ^{AB}	69 $\pm$ 7,1 ^{Bb}
M_{50}	85 $\pm$ 13,8 ^{Ab}	79 $\pm$ 11,7 ^{AB}	68 $\pm$ 7,6 ^{Bb}
M_{70}	85 $\pm$ 10,4 ^{Ab}	78 $\pm$ 8,7 ^A	64 $\pm$ 8,0 ^{Bb}
M_{90}	90 $\pm$ 10,4 ^{Ab}	75 $\pm$ 13,4 ^B	66 $\pm$ 8,5 ^{Bb}
M_{120}	91 $\pm$ 12,1 ^{Ab}	83 $\pm$ 8,3 ^A	63 $\pm$ 5,4 ^{Bb}
M_F	100 $\pm$ 13,7 ^a	92 $\pm$ 19,1	89 $\pm$ 13,6 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

PAM (mmHg)

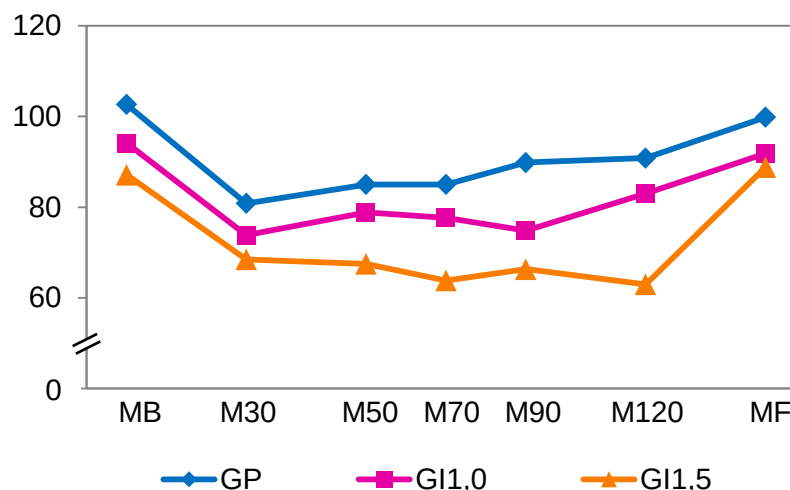


FIGURA 4.3 - Médias da pressão arterial média (PAM), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.IV. Pressão arterial diastólica

Tabela 4.4 – Média $\pm$ desvios padrão da pressão arterial diastólica (PAD), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

PAD (mmHg)			
Momento	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M _B	78 $\pm$ 10,7	71 $\pm$ 6,6	71 $\pm$ 17,3 ^a
M ₃₀	67 $\pm$ 10,2	61 $\pm$ 5,0	57 $\pm$ 7,8 ^b
M ₅₀	70 $\pm$ 14,5	63 $\pm$ 10,6	56 $\pm$ 7,8 ^b
M ₇₀	73 $\pm$ 11,2 ^A	62 $\pm$ 8,9 ^{AB}	55 $\pm$ 9,0 ^{Bb}
M ₉₀	74 $\pm$ 11,7 ^A	62 $\pm$ 9,8 ^{AB}	59 $\pm$ 8,8 ^{Bb}
M ₁₂₀	76 $\pm$ 12,4 ^A	69 $\pm$ 9,4 ^A	51 $\pm$ 7,2 ^{Bb}
M _F	75 $\pm$ 17,4	72 $\pm$ 26,3	72 $\pm$ 16,5 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

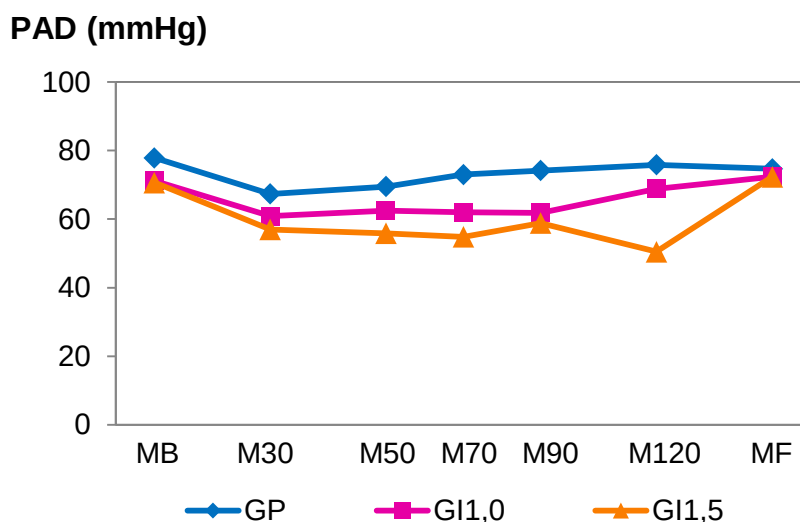


FIGURA 4.4 - Médias da pressão arterial diastólica (PAD), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.V. Débito cardíaco

Tabela 4.5 – Média $\pm$ desvios padrão do débito cardíaco (DC), em litros por minuto (L/min), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

DC (L/min)			
Momento	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	2,1 $\pm$ 0,94	2,5 $\pm$ 0,88	2,2 $\pm$ 1,08
M ₅₀	2,3 $\pm$ 0,88 ^B	2,9 $\pm$ 0,65 ^A	2,3 $\pm$ 0,76 ^B
M ₇₀	2,3 $\pm$ 0,97	2,8 $\pm$ 0,58	2,4 $\pm$ 0,79
M ₉₀	2,4 $\pm$ 1,00	3,0 $\pm$ 0,59	2,4 $\pm$ 0,80
M ₁₂₀	2,1 $\pm$ 0,87 ^B	2,8 $\pm$ 0,89 ^A	2,2 $\pm$ 0,83 ^B

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

DC (L/min)

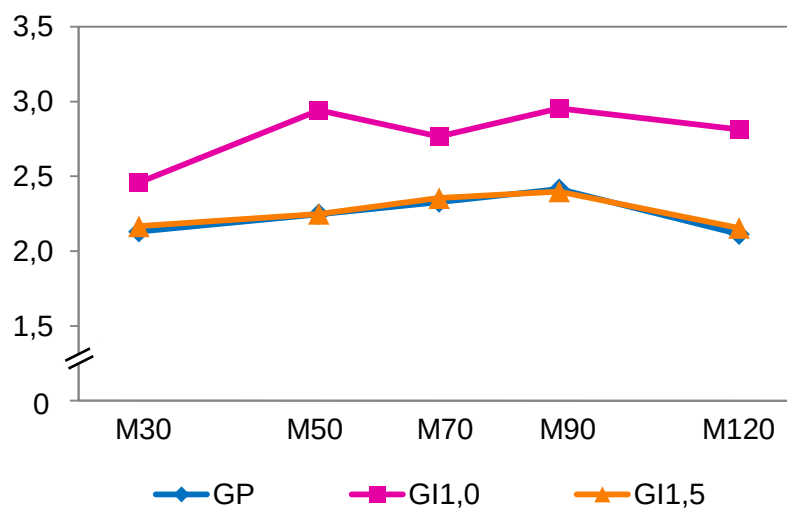


FIGURA 4.5 - Médias do débito cardíaco (DC), em litros por minuto (L/min), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.VI. Índice cardíaco

Tabela 4.6 – Média $\pm$ desvios padrão do índice cardíaco (IC), em litros por minuto por metro quadrado (L/min/m²), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

Momento	IC (L/min/m ²)		
	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	4,1 $\pm$ 1,64	4,8 $\pm$ 1,62	4,1 $\pm$ 1,65
M ₅₀	4,3 $\pm$ 1,46 ^B	5,8 $\pm$ 1,32 ^A	4,4 $\pm$ 1,19 ^B
M ₇₀	4,5 $\pm$ 1,75	5,5 $\pm$ 1,08	4,6 $\pm$ 1,45
M ₉₀	4,7 $\pm$ 1,68 ^B	5,8 $\pm$ 1,19 ^A	4,8 $\pm$ 1,76 ^B
M ₁₂₀	4,1 $\pm$ 1,62 ^B	5,5 $\pm$ 1,39 ^A	4,2 $\pm$ 1,32 ^B

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

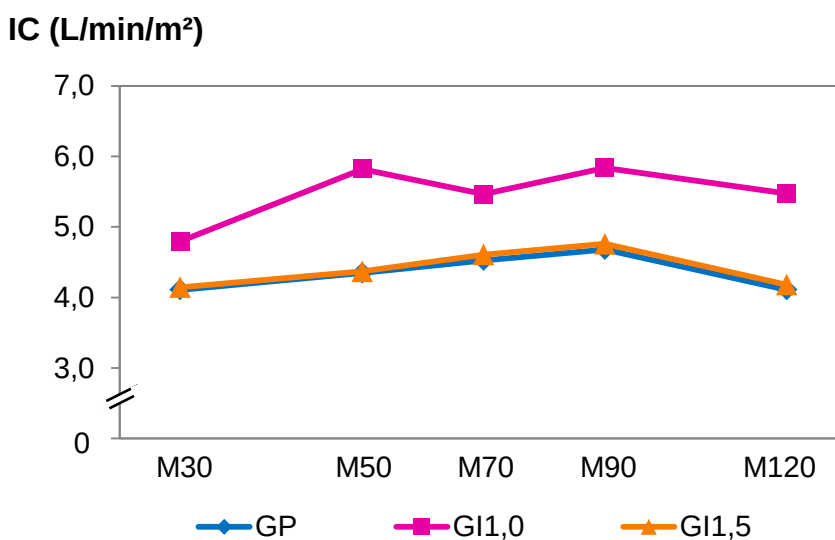


FIGURA 4.6 - Médias do índice cardíaco (IC), em litros por minuto por metro quadrado (L/min/m²), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.VII. Índice sistólico

Tabela 4.7 – Média $\pm$ desvios padrão do índice sistólico (IS), em mililitros por batimento por metro quadrado (mL/batimento/m²), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isofluorano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isofluorano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

Momento	IS (mL/batimento/m ²)		
	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	42,2 $\pm$ 4,06	45,9 $\pm$ 9,84	35,7 $\pm$ 10,05
M ₅₀	45,4 $\pm$ 5,81 ^{AB}	48,1 $\pm$ 5,68 ^A	37,6 $\pm$ 9,31 ^B
M ₇₀	45,1 $\pm$ 7,84	47,2 $\pm$ 6,82	39,9 $\pm$ 11,38
M ₉₀	43,2 $\pm$ 7,27	50,6 $\pm$ 5,99	40,4 $\pm$ 10,78
M ₁₂₀	41,7 $\pm$ 4,29	45,3 $\pm$ 11,4	36,2 $\pm$ 8,38

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

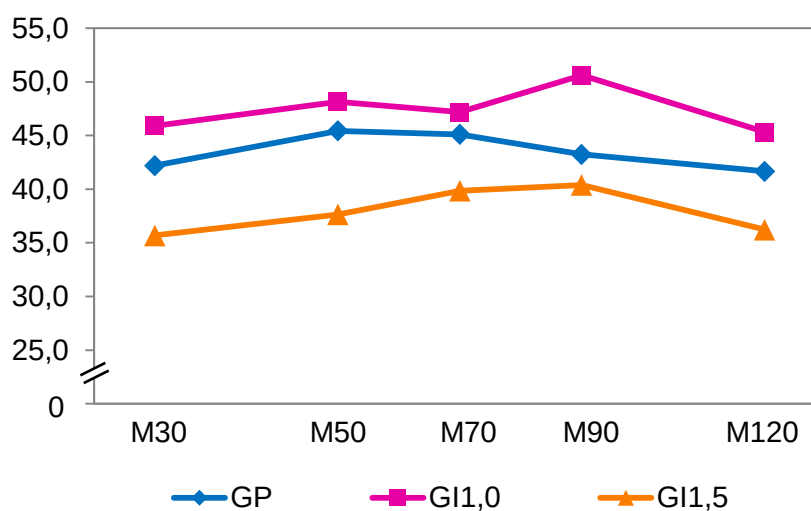
IS (mL/batimento/m²)

FIGURA 4.7 - Médias do índice sistólico (IS), em mililitros por batimento por metro quadrado (mL/batimento/m²), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isofluorano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isofluorano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IVVIII. Índice de trabalho ventricular esquerdo

Tabela 4.8 – Média $\pm$ desvios padrão do índice de trabalho ventricular esquerdo (ITVE), em quilograma metro por minuto por metro quadrado ($\text{kg} \times \text{m}/\text{min}/\text{m}^2$), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

ITVE ($\text{kg} \times \text{m}/\text{min}/\text{m}^2$)			
Momento	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	$4,4 \pm 1,54$	$4,7 \pm 1,48$	$3,8 \pm 1,65$
M_{50}	$4,9 \pm 1,34^{\text{AB}}$	$6,2 \pm 1,85^{\text{A}}$	$3,9 \pm 0,89^{\text{B}}$
M_{70}	$5,2 \pm 1,99^{\text{AB}}$	$5,8 \pm 1,49^{\text{A}}$	$3,9 \pm 0,82^{\text{B}}$
M_{90}	$5,7 \pm 1,95$	$5,8 \pm 0,92$	$4,2 \pm 1,52$
M_{120}	$5,0 \pm 1,95^{\text{AB}}$	$6,3 \pm 2,19^{\text{A}}$	$3,5 \pm 0,96^{\text{B}}$

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

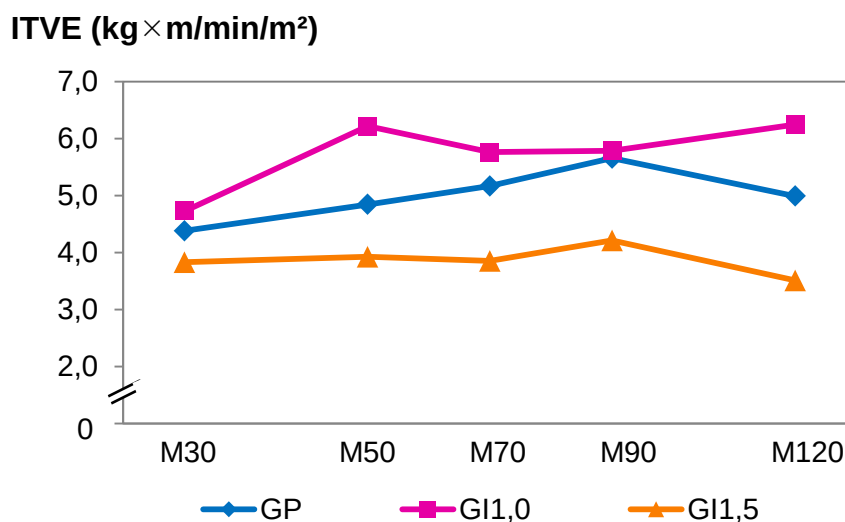


FIGURA 4.8 - Médias do índice de trabalho ventricular esquerdo (ITVE), em quilograma metro por minuto por metro quadrado ($\text{kg} \times \text{m}/\text{min}/\text{m}^2$), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.IX. Pressão venosa central

Tabela 4.9 – Média $\pm$ desvios padrão da pressão venosa central (PVC), em centímetros de água (cmH₂O), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

PVC (cmH ₂ O)			
Momento	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	3,1 $\pm$ 2,20	3,4 $\pm$ 2,06	3,7 $\pm$ 1,04
M ₅₀	1,8 $\pm$ 1,85	3,2 $\pm$ 2,78	3,3 $\pm$ 1,72
M ₇₀	2,2 $\pm$ 2,23	4,0 $\pm$ 2,36	3,9 $\pm$ 2,49
M ₉₀	2,3 $\pm$ 2,10	3,2 $\pm$ 1,78	3,4 $\pm$ 1,84
M ₁₂₀	3,1 $\pm$ 2,00	2,1 $\pm$ 1,88	3,4 $\pm$ 0,60

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

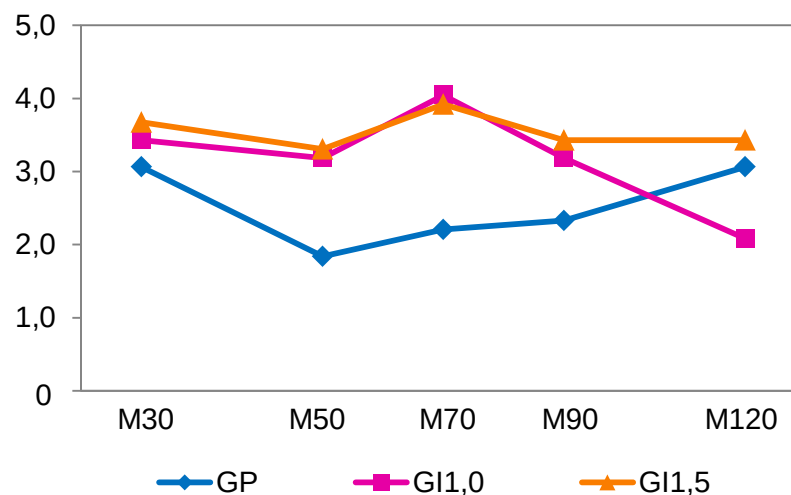
PVC (cmH₂O)

FIGURA 4.9 - Médias da pressão venosa central (PVC), em centímetros de água (cmH₂O), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.X. Pressão da artéria pulmonar média

Tabela 4.10 – Média $\pm$ desvios padrão da pressão da artéria pulmonar média (PAPm), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

Momento	PAPm (mmHg)		
	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	15,5 $\pm$ 2,81 ^b	14,3 $\pm$ 3,67 ^b	16,3 $\pm$ 2,07 ^b
M ₅₀	16,5 $\pm$ 2,95 ^{ab}	16,3 $\pm$ 1,21 ^{ab}	17,0 $\pm$ 2,37 ^{ab}
M ₇₀	17,2 $\pm$ 3,43 ^{ab}	18,3 $\pm$ 1,97 ^a	16,8 $\pm$ 1,94 ^{ab}
M ₉₀	17,5 $\pm$ 3,33 ^a	18,3 $\pm$ 2,42 ^a	18,0 $\pm$ 2,10 ^a
M ₁₂₀	17,2 $\pm$ 3,92 ^{ab}	18,8 $\pm$ 3,19 ^a	16,7 $\pm$ 3,14 ^{ab}

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

PAPm (mmHg)

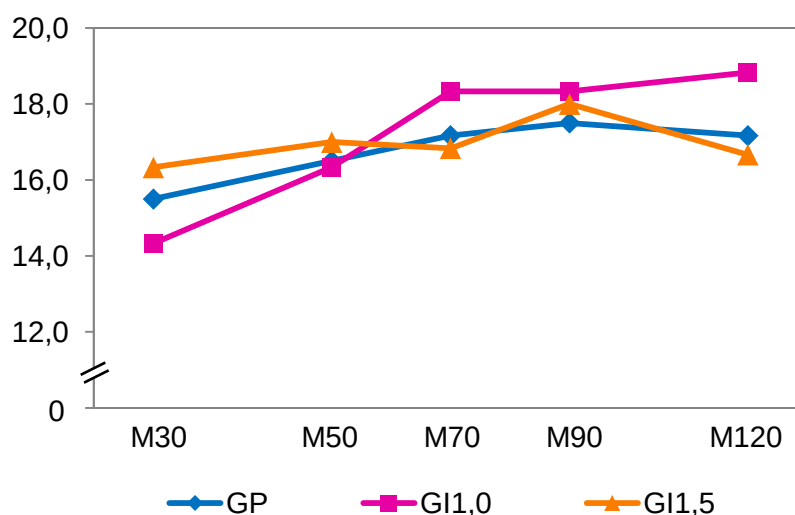


FIGURA 4.10 - Médias da pressão da artéria pulmonar média (PAPm), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.XI. Pressão capilar pulmonar média

Tabela 4.11 – Média $\pm$ desvios padrão da pressão capilar pulmonar média (PCPm), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

PCPm (mmHg)			
Momento	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	6,3 $\pm$ 3,72	6,7 $\pm$ 2,07	7,2 $\pm$ 1,17
M ₅₀	6,0 $\pm$ 4,15	5,7 $\pm$ 1,63	7,3 $\pm$ 1,51
M ₇₀	6,8 $\pm$ 4,22	7,2 $\pm$ 1,17	7,3 $\pm$ 1,97
M ₉₀	6,3 $\pm$ 3,67	6,2 $\pm$ 1,94	8,3 $\pm$ 2,25
M ₁₂₀	6,5 $\pm$ 2,81	6,3 $\pm$ 2,66	6,3 $\pm$ 1,86

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

PCPm (mmHg)

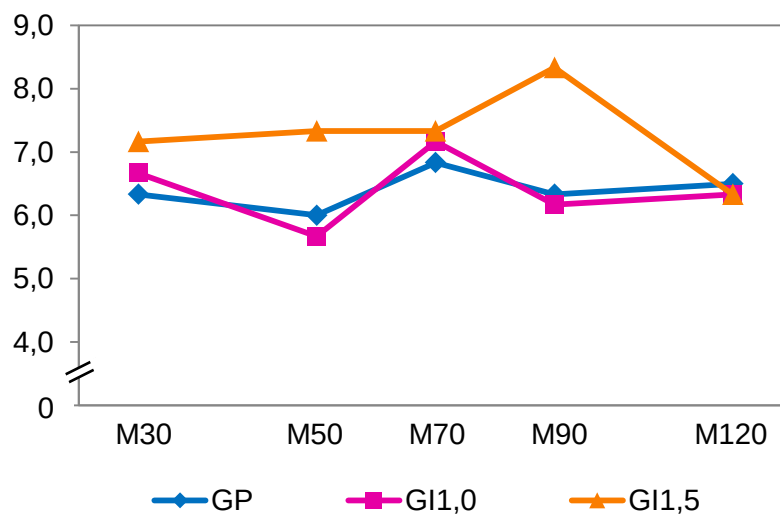


FIGURA 4.11 - Médias da pressão capilar pulmonar média (PCPm), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.XII. Índice de resistência periférica total

Tabela 4.12 – Média $\pm$ desvios padrão do índice de resistência periférica total (IRPT), em $\text{dina} \times \text{s/cm}^5 \times \text{m}^2$, de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IRPT ($\text{dina} \times \text{s/cm}^5 \times \text{m}^2$)			
Momento	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	1908 $\pm$ 1102,9	1422 $\pm$ 732,0	1509 $\pm$ 619,6 ^a
M_{50}	1808 $\pm$ 963,3 ^A	1124 $\pm$ 280,0 ^B	1329 $\pm$ 432,5 ^{Bab}
M_{70}	1711 $\pm$ 695,5 ^A	1168 $\pm$ 242,4 ^B	1233 $\pm$ 510,8 ^{Bb}
M_{90}	1713 $\pm$ 622,4 ^A	1076 $\pm$ 349,3 ^B	1226 $\pm$ 429,5 ^{Bb}
M_{120}	2089 $\pm$ 1120,6 ^A	1257 $\pm$ 230,4 ^B	1323 $\pm$ 459,5 ^{Bab}

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

IRPT ($\text{dina} \times \text{s/cm}^5 \times \text{m}^2$)

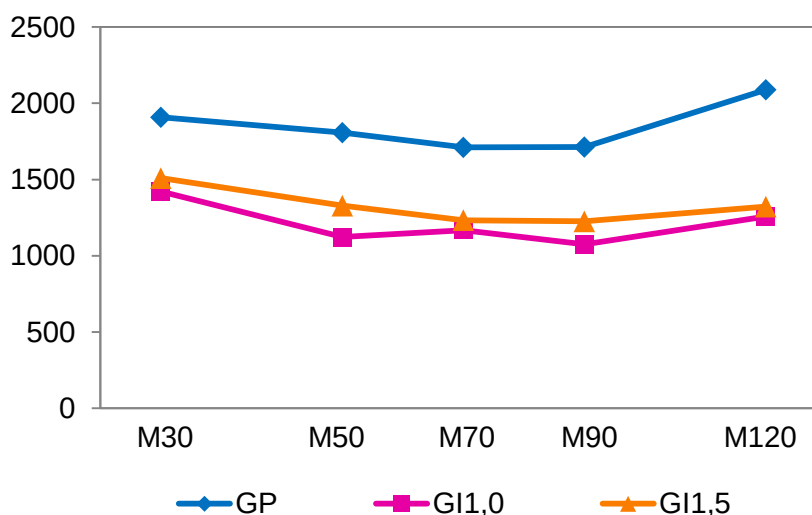


FIGURA 4.12 - Médias do índice de resistência periférica total (IRPT), em $\text{dina} \times \text{s/cm}^5 \times \text{m}^2$, de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XIII. Índice de resistência vascular pulmonar

Tabela 4.13 – Média $\pm$ desvios padrão do índice de resistência vascular pulmonar (IRVP), em $\text{dina} \times \text{s/cm}^5 \times \text{m}^2$, de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IRVP ($\text{dina} \times \text{s/cm}^5 \times \text{m}^2$)			
Momento	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	194 $\pm$ 65,7	131 $\pm$ 56,2	195 $\pm$ 71,1
M_{50}	200 $\pm$ 64,5	154 $\pm$ 39,7	190 $\pm$ 67,7
M_{70}	193 $\pm$ 79,2	172 $\pm$ 57,2	180 $\pm$ 65,4
M_{90}	206 $\pm$ 71,3	175 $\pm$ 60,3	176 $\pm$ 53,9
M_{120}	222 $\pm$ 57,8	191 $\pm$ 43,4	215 $\pm$ 68,5

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

IRVP ($\text{dina} \times \text{s/cm}^5 \times \text{m}^2$)

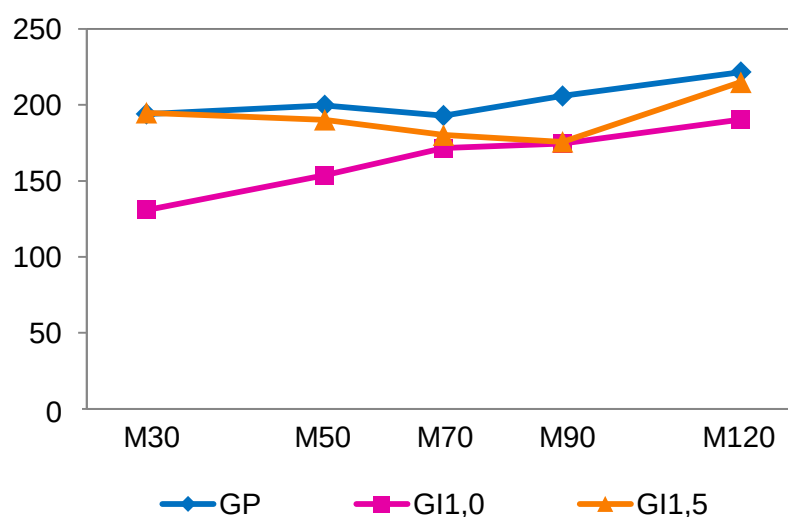


FIGURA 4.13 - Médias do índice de resistência vascular pulmonar (IRVP), em $\text{dina} \times \text{s/cm}^5 \times \text{m}^2$, de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XIV. Saturação da oxihemoglobina

Tabela 4.14 – Média $\pm$ desvios padrão da saturação da oxihemoglobina (SpO_2), em porcentagem (%), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

SpO_2 (%)			
Momento	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_{30}	99 $\pm$ 1,0	99 $\pm$ 0,5	99 $\pm$ 1,4
M_{50}	99 $\pm$ 0,5	99 $\pm$ 0,6	99 $\pm$ 0,8
M_{70}	99 $\pm$ 1,1	99 $\pm$ 1,1	99 $\pm$ 0,4
M_{90}	99 $\pm$ 1,0	99 $\pm$ 1,0	99 $\pm$ 0,5
M_{120}	98 $\pm$ 1,2	99 $\pm$ 1,0	99 $\pm$ 0,0

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p>0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

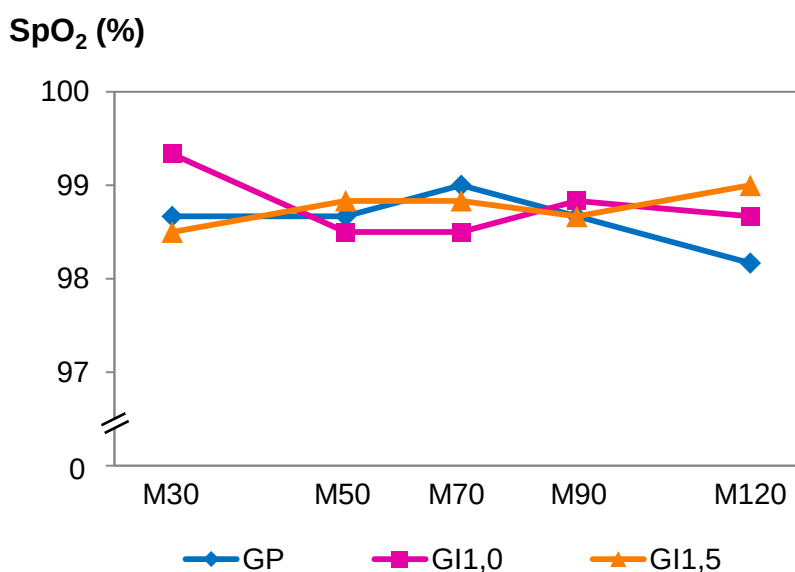


FIGURA 4.14 - Médias da saturação da oxihemoglobina (SpO_2), em porcentagem (%), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XV. Conteúdo arterial de oxigênio

Tabela 4.15 – Média $\pm$ desvios padrão do conteúdo arterial de oxigênio (CaO_2), em mililitros de oxigênio por decilitro de sangue (mL/dL), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

Momento	CaO_2 (mL/dL)		
	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	22,9 $\pm$ 1,29	22,8 $\pm$ 1,37	22,7 $\pm$ 1,35
M_{50}	22,7 $\pm$ 1,41	22,6 $\pm$ 1,27	22,5 $\pm$ 1,33
M_{70}	22,8 $\pm$ 1,46	22,6 $\pm$ 1,24	22,4 $\pm$ 1,35
M_{90}	22,7 $\pm$ 1,42	22,7 $\pm$ 1,39	22,5 $\pm$ 1,40
M_{120}	22,9 $\pm$ 1,42	22,7 $\pm$ 1,28	22,7 $\pm$ 1,30

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

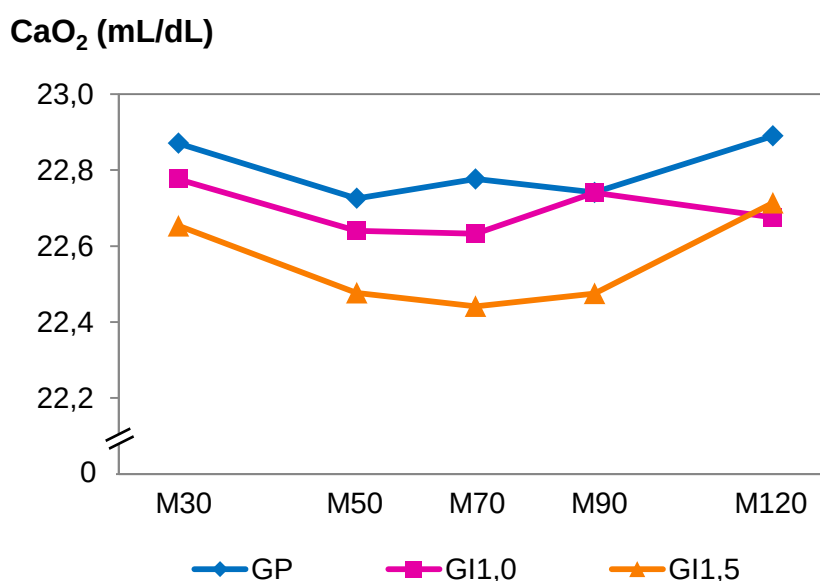


FIGURA 4.15 - Médias do conteúdo arterial de oxigênio (CaO_2), em mililitros de oxigênio por decilitro de sangue (mL/dL), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XVI. Conteúdo venoso de oxigênio

Tabela 4.16 – Média $\pm$ desvios padrão do conteúdo venoso de oxigênio (CvO_2), em mililitros de oxigênio por decilitro de sangue (mL/dL), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

CvO_2 (mL/dL)			
Momento	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_{30}	19,5 $\pm$ 2,33	20,1 $\pm$ 1,81	19,4 $\pm$ 2,02
M_{50}	19,5 $\pm$ 2,13	20,2 $\pm$ 1,19	19,8 $\pm$ 1,80
M_{70}	19,8 $\pm$ 1,87	20,2 $\pm$ 1,24	20,0 $\pm$ 1,83
M_{90}	19,9 $\pm$ 2,05	20,5 $\pm$ 1,17	19,7 $\pm$ 1,93
M_{120}	19,7 $\pm$ 2,02	20,5 $\pm$ 1,55	20,0 $\pm$ 1,94

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

CvO_2 (mL/dL)

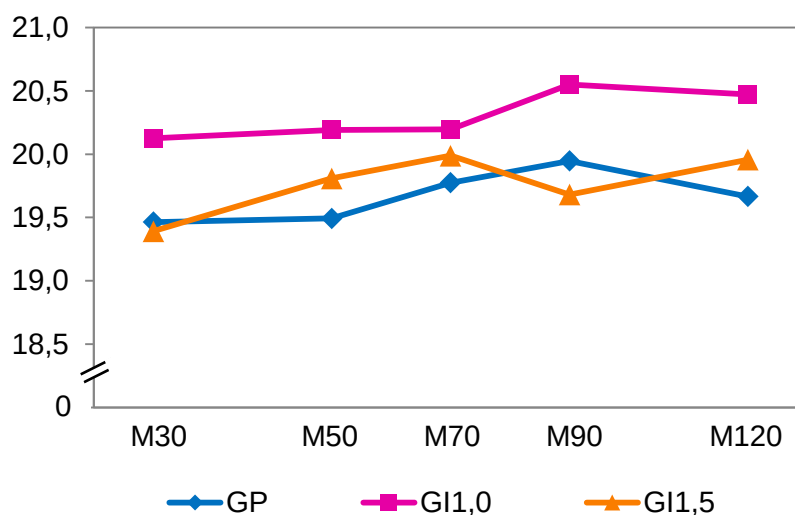


FIGURA 4.16 - Médias do conteúdo venoso de oxigênio (CvO_2), em mililitros de oxigênio por decilitro de sangue (mL/dL), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XVII. Conteúdo capilar de oxigênio

Tabela 4.17 – Média $\pm$ desvios padrão do conteúdo capilar de oxigênio (CcO_2), em mililitros de oxigênio por decilitro de sangue (mL/dL), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

CcO_2 (mL/dL)			
Momento	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_{30}	$23,2 \pm 1,36^a$	$23,2 \pm 1,34^a$	$23,2 \pm 1,34^a$
M_{50}	$23,2 \pm 1,35^b$	$23,1 \pm 1,37^b$	$23,1 \pm 1,35^b$
M_{70}	$23,2 \pm 1,35^b$	$23,1 \pm 1,37^b$	$23,1 \pm 1,34^b$
M_{90}	$23,2 \pm 1,34^b$	$23,1 \pm 1,37^b$	$23,1 \pm 1,35^b$
M_{120}	$23,2 \pm 1,36^{ab}$	$23,2 \pm 1,35^{ab}$	$23,1 \pm 1,32^{ab}$

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

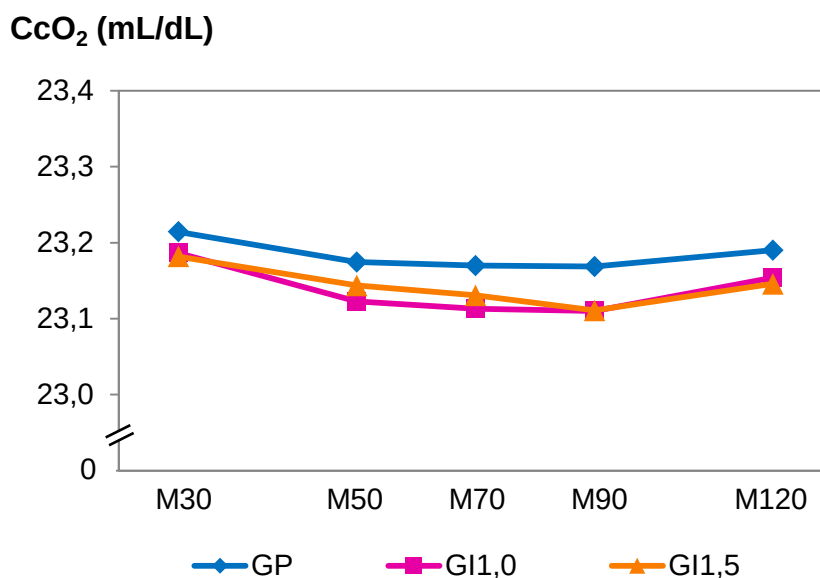


FIGURA 4.17 - Médias do conteúdo capilar de oxigênio (CcO_2), em mililitros de oxigênio por decilitro de sangue (mL/dL), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XVIII. Lactato do sangue arterial

Tabela 4.18 – Média $\pm$ desvios padrão do lactato do sangue arterial, em milimoles por litro (mmol/L), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

Momento	Lactato arterial (mmol/L)		
	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M _B	2,4 $\pm$ 0,92 ^b	2,0 $\pm$ 0,44 ^b	2,4 $\pm$ 0,78 ^b
M ₃₀	2,3 $\pm$ 1,10 ^b	2,5 $\pm$ 1,05 ^b	2,5 $\pm$ 0,84 ^b
M ₅₀	2,4 $\pm$ 0,86 ^b	2,1 $\pm$ 0,61 ^b	2,1 $\pm$ 0,84 ^b
M ₇₀	2,2 $\pm$ 0,95 ^b	2,2 $\pm$ 0,52 ^b	2,4 $\pm$ 0,76 ^b
M ₉₀	2,2 $\pm$ 0,73 ^b	1,9 $\pm$ 0,45 ^b	2,3 $\pm$ 0,53 ^b
M ₁₂₀	2,2 $\pm$ 1,15 ^b	2,2 $\pm$ 0,59 ^b	2,5 $\pm$ 0,82 ^b
M _F	3,2 $\pm$ 1,33 ^a	3,3 $\pm$ 0,40 ^a	3,7 $\pm$ 0,70 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

Lactato arterial (mmol/L)

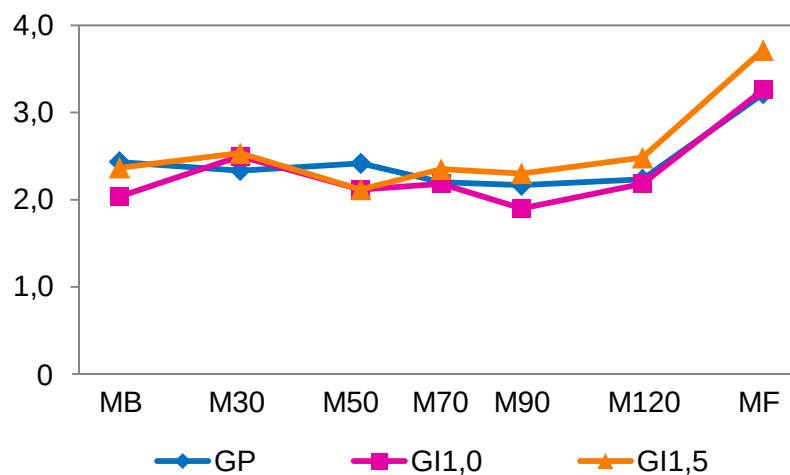


FIGURA 4.18 - Médias do lactato do sangue arterial, em milimols por litro (mmol/L), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.XIX. Temperatura central

Tabela 4.19 – Média $\pm$ desvios padrão da temperatura central (TC), em graus Celsius ($^{\circ}\text{C}$), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

TC ($^{\circ}\text{C}$)			
Momento	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	$36,4 \pm 0,42^b$	$37,0 \pm 0,71$	$36,8 \pm 0,88$
M_{50}	$36,5 \pm 0,31^{ab}$	$37,0 \pm 0,83$	$36,8 \pm 0,91$
M_{70}	$36,7 \pm 0,49^{ab}$	$37,1 \pm 1,04$	$36,8 \pm 0,89$
M_{90}	$37,0 \pm 0,65^{ab}$	$37,2 \pm 1,03$	$37,0 \pm 0,77$
M_{120}	$37,2 \pm 1,04^a$	$37,5 \pm 1,00$	$36,9 \pm 0,64$

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

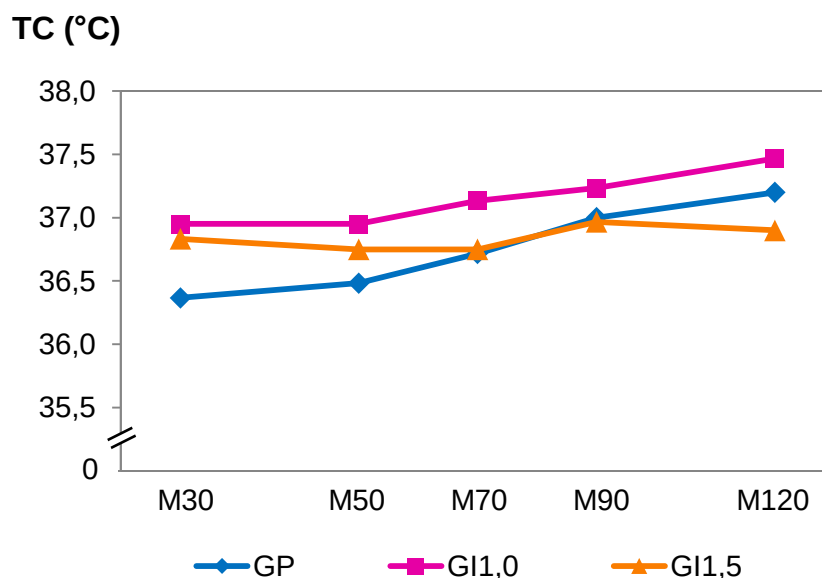


FIGURA 4.19 - Médias da temperatura central (TC), em graus Celsius ($^{\circ}\text{C}$), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XX. Temperatura periférica

Tabela 4.20 – Média $\pm$ desvios padrão da temperatura periférica (TP), em graus Celsius ($^{\circ}\text{C}$), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

TP ($^{\circ}\text{C}$)			
Momento	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	35,5 $\pm$ 0,72	35,1 $\pm$ 1,24	34,6 $\pm$ 1,48
M_{50}	35,6 $\pm$ 0,63	34,5 $\pm$ 1,05	34,4 $\pm$ 1,55
M_{70}	35,4 $\pm$ 2,48	34,2 $\pm$ 1,88	35,3 $\pm$ 1,13
M_{90}	35,9 $\pm$ 1,37	35,0 $\pm$ 1,05	34,3 $\pm$ 1,40
M_{120}	35,7 $\pm$ 1,28	35,3 $\pm$ 0,90	33,9 $\pm$ 1,24

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

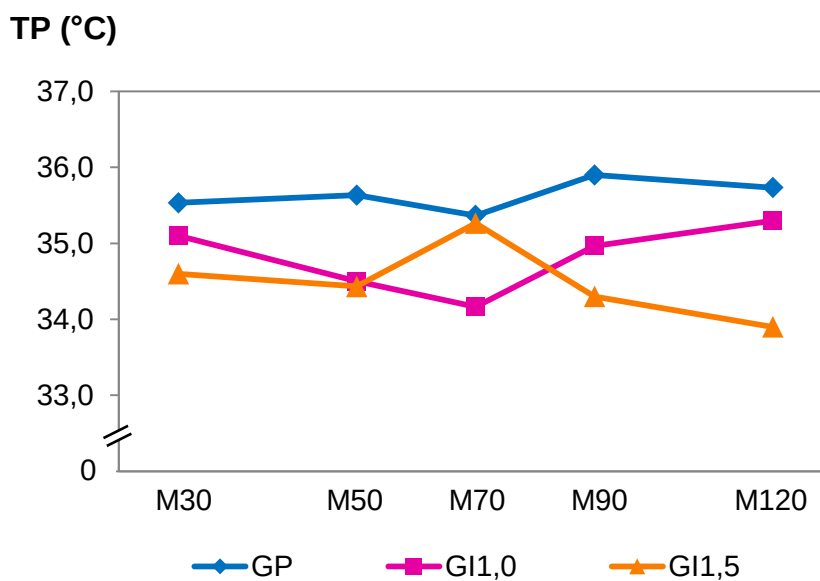


FIGURA 4.20 - Médias da temperatura periférica (TP), em graus Celsius ($^{\circ}\text{C}$), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXI. Gradiente de temperatura

Tabela 4.21 – Média $\pm$ desvios padrão do gradiente de temperatura (ΔT), em graus Celsius ($^{\circ}\text{C}$), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isofluorano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isofluorano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

Momento	$\Delta T (^{\circ}\text{C})$		
	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	$0,8 \pm 0,41$	$1,9 \pm 1,16$	$2,2 \pm 1,52$
M_{50}	$0,8 \pm 0,53$	$2,5 \pm 0,81$	$2,6 \pm 1,74$
M_{70}	$1,5 \pm 2,30$	$3,0 \pm 1,38$	$1,7 \pm 1,27$
M_{90}	$1,5 \pm 0,90$	$2,3 \pm 1,70$	$2,7 \pm 1,92$
M_{120}	$1,7 \pm 0,68$	$2,2 \pm 0,87$	$3,0 \pm 1,54$

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

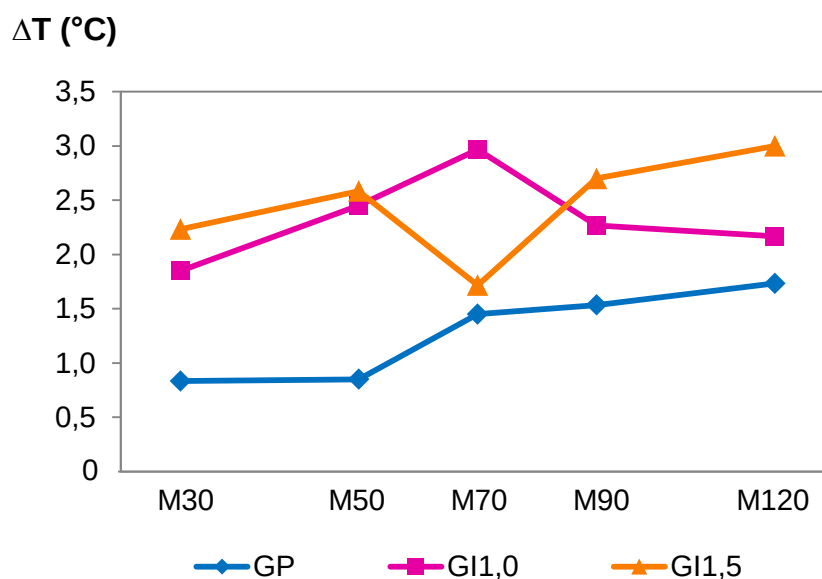


FIGURA 4.21 - Médias do gradiente de temperatura (ΔT), em graus Celsius ($^{\circ}\text{C}$), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isofluorano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isofluorano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXII. Saturação venosa mista de oxigênio

Tabela 4.22 – Média $\pm$ desvios padrão da saturação venosa mista de oxigênio (SvO_2), em porcentagem (%), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

SvO_2 (%)			
Momento	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_{30}	90 $\pm$ 8,2	93 $\pm$ 5,6	90 $\pm$ 5,3
M_{50}	91 $\pm$ 8,3	94 $\pm$ 2,9	92 $\pm$ 5,3
M_{70}	92 $\pm$ 5,8	94 $\pm$ 3,2	93 $\pm$ 4,7
M_{90}	92 $\pm$ 5,2	95 $\pm$ 3,9	91 $\pm$ 5,0
M_{120}	91 $\pm$ 6,5	95 $\pm$ 2,8	93 $\pm$ 6,5

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

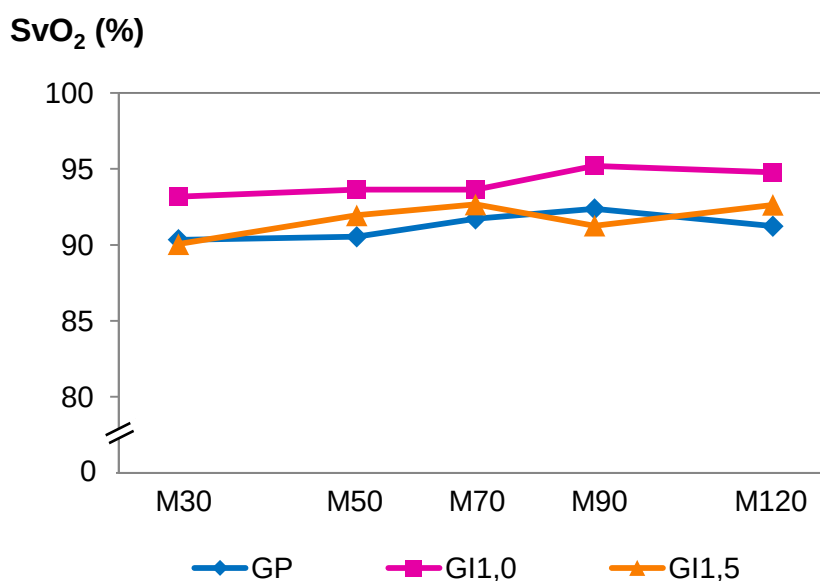


FIGURA 4.22 - Médias da saturação venosa mista de oxigênio (SvO_2), em porcentagem (%), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXIII. Índice da oferta de oxigênio

Tabela 4.23 – Média $\pm$ desvios padrão do índice da oferta de oxigênio (IDO_2), em mililitros de oxigênio por minuto por metro quadrado (mL/min/m^2), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

Momento	IDO_2 (mL/min/m^2)		
	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	942 $\pm$ 388,9	1097 $\pm$ 386,8	944 $\pm$ 404,7
M_{50}	991 $\pm$ 352,7 ^B	1321 $\pm$ 331,6 ^A	986 $\pm$ 291,1 ^B
M_{70}	1037 $\pm$ 424,7	1241 $\pm$ 281,4	1042 $\pm$ 366,3
M_{90}	1068 $\pm$ 396,8 ^B	1330 $\pm$ 297,0 ^A	1078 $\pm$ 439,2 ^B
M_{120}	940 $\pm$ 378,1 ^B	1244 $\pm$ 338,2 ^A	949 $\pm$ 303,8 ^B

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

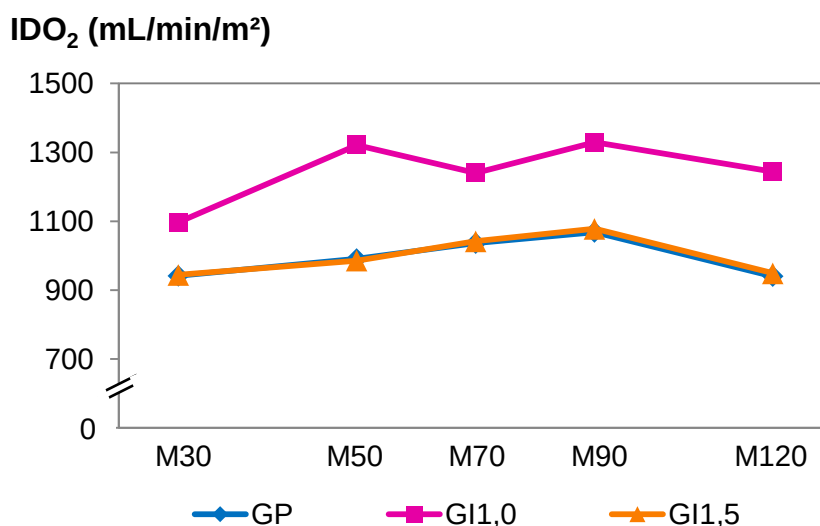


FIGURA 4.23 - Médias do índice da oferta de oxigênio (IDO_2), em mililitros de oxigênio por minuto por metro quadrado (mL/min/m^2), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXIV. Índice do consumo de oxigênio

Tabela 4.24 – Média $\pm$ desvios padrão do índice do consumo de oxigênio (IVO_2), em mililitros de oxigênio por minuto por metro quadrado (mL/min/m^2), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

Momento	IVO_2 (mL/min/m^2)		
	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_{30}	115 $\pm$ 28,1	111 $\pm$ 31,5	117 $\pm$ 16,7
M_{50}	121 $\pm$ 36,4	139 $\pm$ 30,1	108 $\pm$ 23,5
M_{70}	119 $\pm$ 28,7	129 $\pm$ 21,9	104 $\pm$ 29,1
M_{90}	117 $\pm$ 23,2	124 $\pm$ 45,1	122 $\pm$ 28,2
M_{120}	117 $\pm$ 25,7	115 $\pm$ 26,3	100 $\pm$ 32,3

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

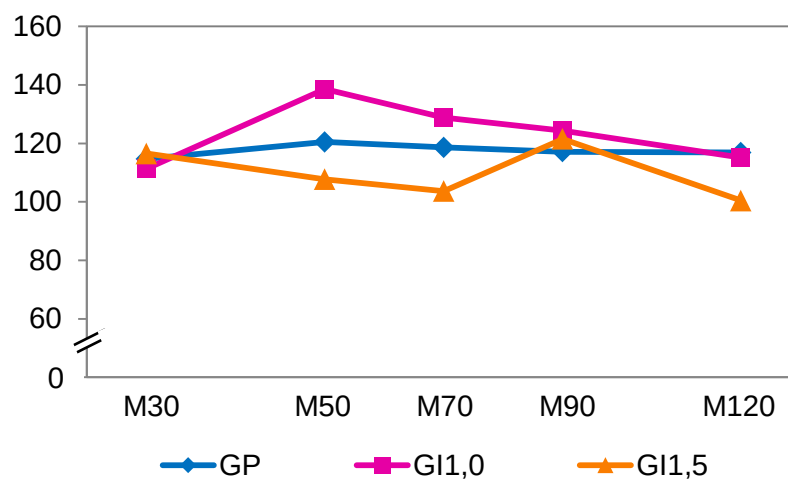
 IVO_2 (mL/min/m^2)

FIGURA 4.24 - Médias do índice do consumo de oxigênio (IVO_2), em mililitros de oxigênio por minuto por metro quadrado (mL/min/m^2), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXV. Taxa de extração de oxigênio

Tabela 4.25 – Média $\pm$ desvios padrão da taxa de extração de oxigênio (TeO_2), em porcentagem (%), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

Momento	TeO_2 (%)		
	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_{30}	14,9 $\pm$ 8,55	11,6 $\pm$ 6,06	14,5 $\pm$ 6,23
M_{50}	14,2 $\pm$ 8,35	10,8 $\pm$ 2,41	11,9 $\pm$ 4,96
M_{70}	13,2 $\pm$ 5,86	10,8 $\pm$ 2,65	11,0 $\pm$ 4,85
M_{90}	12,4 $\pm$ 5,08	9,6 $\pm$ 3,86	12,5 $\pm$ 4,96
M_{120}	14,2 $\pm$ 5,95	9,8 $\pm$ 3,25	12,1 $\pm$ 6,92

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

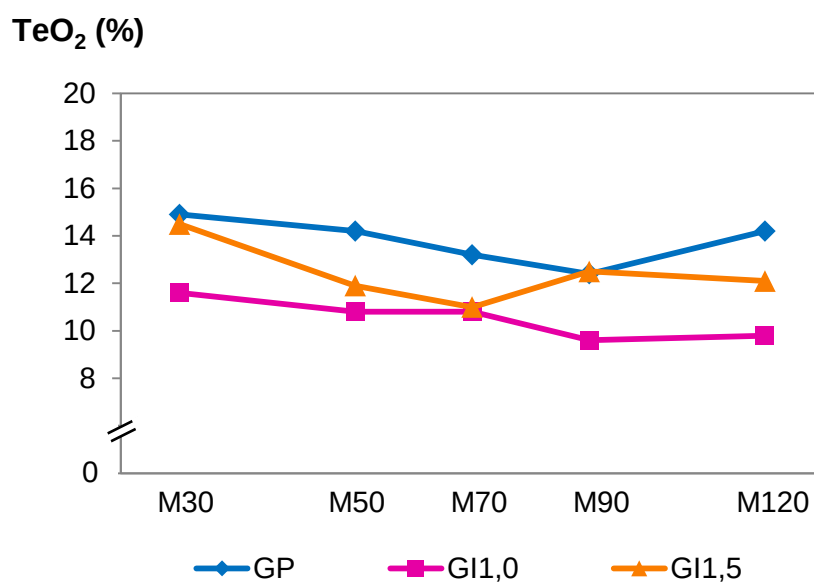


FIGURA 4.25 - Médias do índice da taxa de extração de oxigênio (TeO_2), em porcentagem (%), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXVI. Índice de oxigenação

Tabela 4.26 – Média $\pm$ desvios padrão do índice de oxigenação ($\text{PaO}_2/\text{FiO}_2$) de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

Índice de oxigenação			
Momento	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	5,4 $\pm$ 0,74	5,1 $\pm$ 0,59	4,8 $\pm$ 1,07 ^{ab}
M_{50}	5,0 $\pm$ 0,88	4,7 $\pm$ 0,73	4,2 $\pm$ 0,70 ^{ab}
M_{70}	5,1 $\pm$ 0,85	4,7 $\pm$ 0,78	4,1 $\pm$ 0,70 ^b
M_{90}	5,0 $\pm$ 0,90	5,1 $\pm$ 0,38	4,2 $\pm$ 0,87 ^{ab}
M_{120}	5,5 $\pm$ 0,78	4,8 $\pm$ 0,88	5,0 $\pm$ 0,88 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima. $\text{PaO}_2/\text{FiO}_2$ = relação entre pressão parcial de oxigênio do sangue arterial e fração inspirada de oxigênio.

Índice de oxigenação

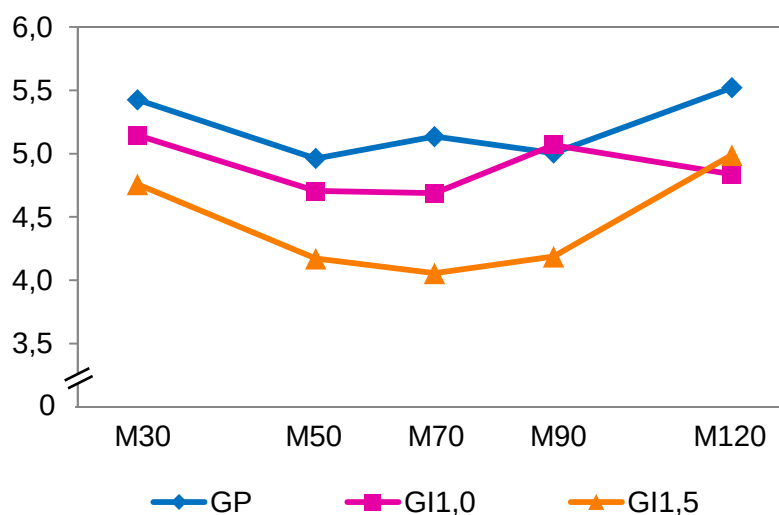


FIGURA 4.26 - Médias do índice de oxigenação ($\text{PaO}_2/\text{FiO}_2$) de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXVII. Fração de shunt arteriovenoso

Tabela 4.27 – Média $\pm$ desvios padrão do *shunt* arteriovenoso (Q_s/Q_t), em porcentagem (%), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isofluorano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isofluorano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

Momento	Qs/Qt (%)		
	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_{30}	1,1 $\pm$ 0,49	1,2 $\pm$ 0,66	1,8 $\pm$ 0,77 ^{ab}
M_{50}	1,6 $\pm$ 0,91	1,5 $\pm$ 0,97	2,3 $\pm$ 1,31 ^a
M_{70}	1,3 $\pm$ 0,92	1,5 $\pm$ 0,99	2,2 $\pm$ 0,97 ^{ab}
M_{90}	1,5 $\pm$ 1,11	0,9 $\pm$ 0,44	2,3 $\pm$ 1,17 ^{ab}
M_{120}	1,2 $\pm$ 1,04	1,3 $\pm$ 0,73	1,2 $\pm$ 0,60 ^b

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

Qs/Qt (%)

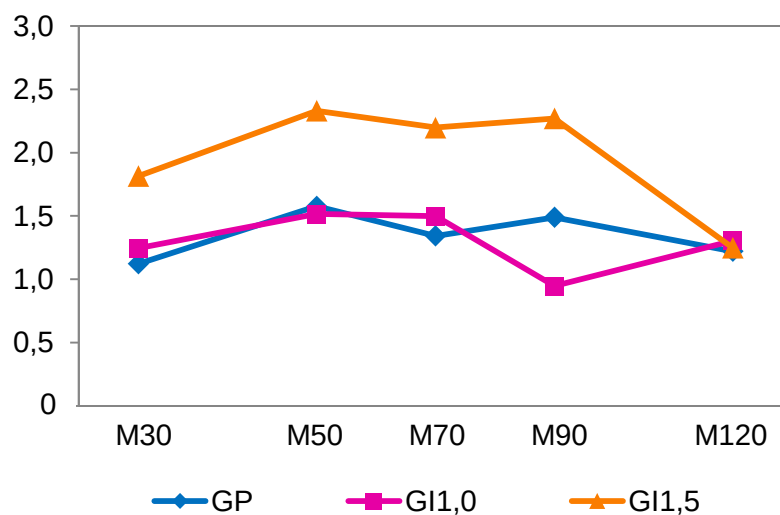


FIGURA 4.27 - Médias do *shunt* arteriovenoso (Q_s/Q_t), em porcentagem (%), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isofluorano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isofluorano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXVIII. Pressão parcial de oxigênio no ar alveolar

Tabela 4.28 – Média $\pm$ desvios padrão da pressão parcial de oxigênio no ar alveolar (PAO_2), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

PAO_2 (mmHg)			
Momento	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_{30}	$630 \pm 11,5^a$	$621 \pm 15,2^a$	$620 \pm 6,6^a$
M_{50}	$617 \pm 9,9^b$	$601 \pm 21,6^b$	$607 \pm 6,2^{ab}$
M_{70}	$616 \pm 8,7^b$	$597 \pm 17,8^b$	$603 \pm 13,2^b$
M_{90}	$615 \pm 12,1^b$	$596 \pm 10,4^b$	$597 \pm 12,7^b$
M_{120}	$622 \pm 13,4^{ab}$	$610 \pm 14,3^{ab}$	$608 \pm 17,4^{ab}$

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

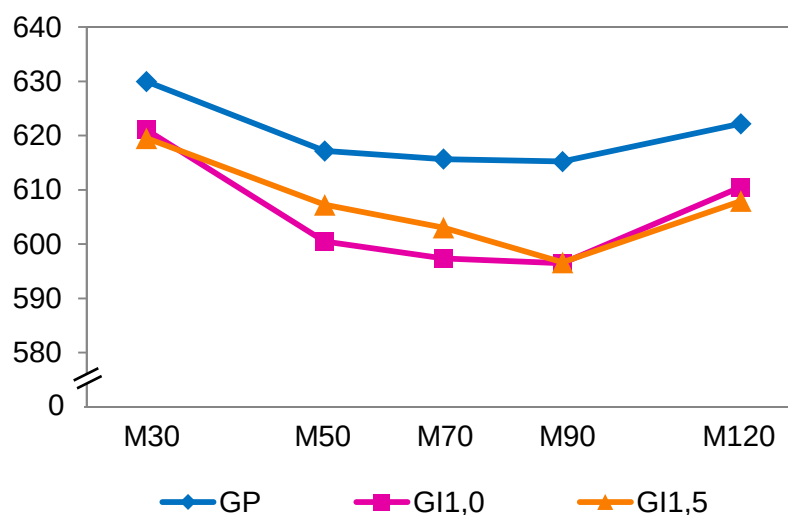
 PAO_2 (mmHg)

FIGURA 4.28 - Médias da pressão parcial de oxigênio no ar alveolar (PAO_2), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXIX. Gradiente alvéolo-arterial de oxigênio

Tabela 4.29 – Média $\pm$ desvios padrão do gradiente alvéolo-arterial de oxigênio ($P(A-a)O_2$), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

$P(A-a)O_2$ (mmHg)			
Momento	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_{30}	111 $\pm$ 64,6	132 $\pm$ 55,6	170 $\pm$ 97,9 ^{ab}
M_{50}	145 $\pm$ 75,9	156 $\pm$ 73,5	215 $\pm$ 64,8 ^{ab}
M_{70}	127 $\pm$ 74,8	155 $\pm$ 78,1	222 $\pm$ 62,7 ^a
M_{90}	138 $\pm$ 80,6	119 $\pm$ 34,5	205 $\pm$ 77,7 ^{ab}
M_{120}	97 $\pm$ 67,8	154 $\pm$ 90,6	139 $\pm$ 72,0 ^b

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

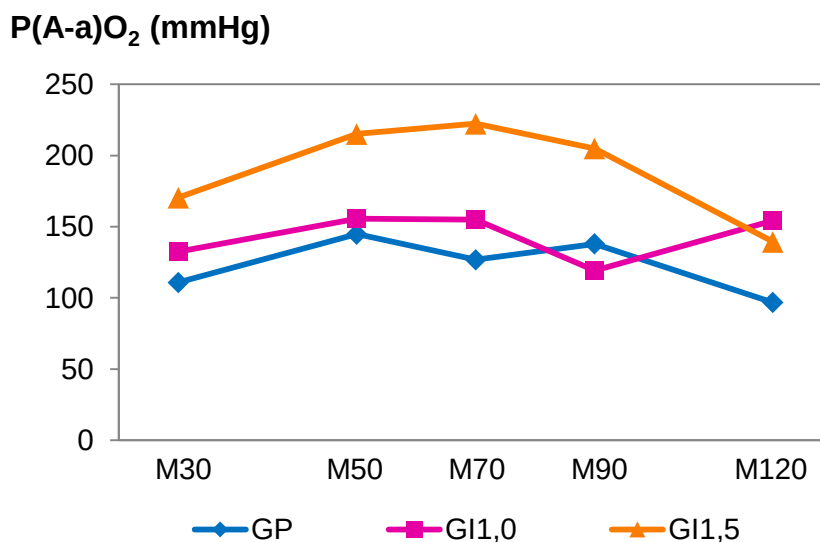


FIGURA 4.29 - Médias do gradiente alvéolo-arterial de oxigênio ($P(A-a)O_2$), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXX. Potencial de hidrogênio do sangue arterial

Tabela 4.30 – Média $\pm$ desvios padrão do potencial de hidrogênio (pH) do sangue arterial de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

pH do sangue arterial			
Momento	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	7,32 $\pm$ 0,080 ^a	7,29 $\pm$ 0,078 ^a	7,31 $\pm$ 0,052 ^a
M ₅₀	7,25 $\pm$ 0,073 ^{bc}	7,20 $\pm$ 0,093 ^b	7,25 $\pm$ 0,043 ^b
M ₇₀	7,24 $\pm$ 0,060 ^{bc}	7,18 $\pm$ 0,084 ^b	7,23 $\pm$ 0,080 ^b
M ₉₀	7,23 $\pm$ 0,069 ^c	7,18 $\pm$ 0,077 ^b	7,22 $\pm$ 0,070 ^b
M ₁₂₀	7,28 $\pm$ 0,074 ^{ab}	7,25 $\pm$ 0,065 ^{ab}	7,27 $\pm$ 0,093 ^{ab}

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

pH do sangue arterial

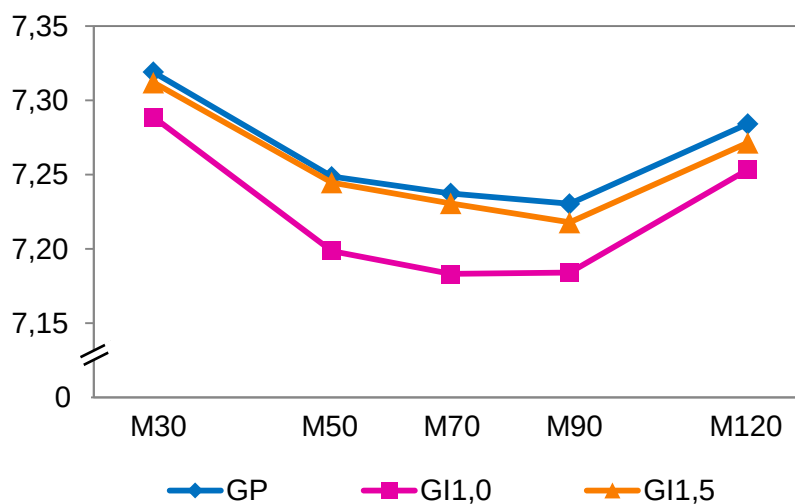


FIGURA 4.30 - Médias do potencial de hidrogênio (pH) do sangue arterial de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.XXXI. Potencial de hidrogênio do sangue venoso misto

Tabela 4.31 – Média $\pm$ desvios padrão do potencial de hidrogênio (pH) do sangue venoso misto de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

pH do sangue venoso misto			
Momento	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	7,29 $\pm$ 0,087 ^a	7,25 $\pm$ 0,065 ^a	7,28 $\pm$ 0,044 ^a
M ₅₀	7,24 $\pm$ 0,084 ^{bc}	7,18 $\pm$ 0,085 ^{ab}	7,22 $\pm$ 0,035 ^{bc}
M ₇₀	7,23 $\pm$ 0,070 ^{bc}	7,16 $\pm$ 0,081 ^b	7,20 $\pm$ 0,068 ^{bc}
M ₉₀	7,21 $\pm$ 0,064 ^c	7,16 $\pm$ 0,060 ^b	7,19 $\pm$ 0,057 ^c
M ₁₂₀	7,26 $\pm$ 0,064 ^{ab}	7,22 $\pm$ 0,060 ^{ab}	7,22 $\pm$ 0,068 ^b

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

pH do sangue venoso misto

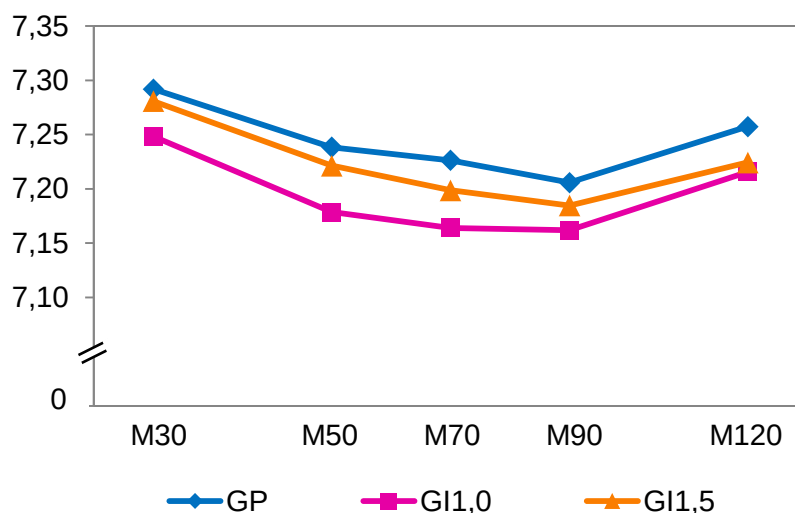


FIGURA 4.31 - Médias do potencial de hidrogênio (pH) do sangue venoso misto de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.XXXII. Pressão parcial de oxigênio no sangue arterial

Tabela 4.32 – Média $\pm$ desvios padrão da pressão parcial de oxigênio no sangue arterial (PaO_2), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isofluorano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isofluorano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

PaO_2 (mmHg)			
Momento	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	519 $\pm$ 71,9	489 $\pm$ 54,4	449 $\pm$ 102,8 ^{ab}
M_{50}	472 $\pm$ 84,7	445 $\pm$ 70,3	392 $\pm$ 66,3 ^{ab}
M_{70}	489 $\pm$ 81,8	443 $\pm$ 75,8	381 $\pm$ 66,0 ^b
M_{90}	477 $\pm$ 86,4	477 $\pm$ 34,2	392 $\pm$ 82,4 ^{ab}
M_{120}	525 $\pm$ 74,1	456 $\pm$ 82,0	469 $\pm$ 85,6 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

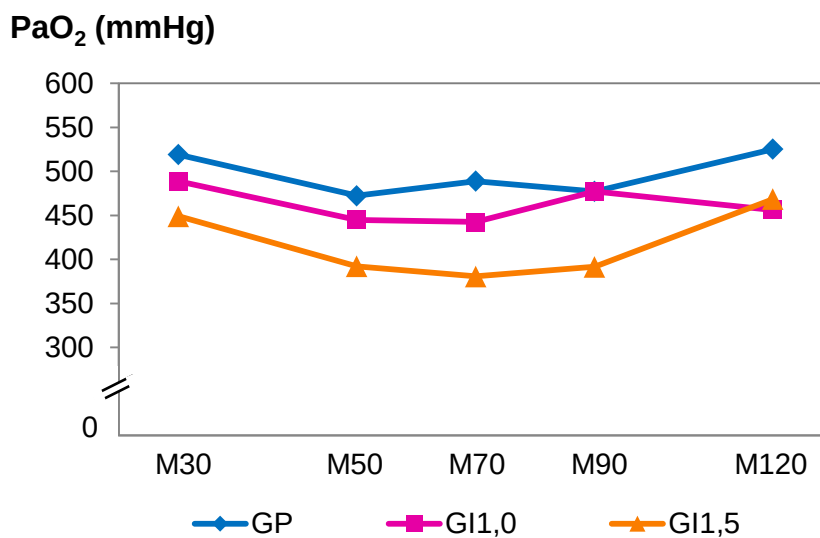


FIGURA 4.32 - Médias da pressão parcial de oxigênio no sangue arterial (PaO_2), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isofluorano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isofluorano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXXIII. Pressão parcial de oxigênio no sangue venoso misto

Tabela 4.33 – Médias $\pm$ desvios padrão da pressão parcial de oxigênio no sangue venoso misto (PvO_2), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isofluorano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isofluorano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

PvO_2 (mmHg)			
Momento	GP	$GI_{1,0}$	$GI_{1,5}$
M_{30}	81 $\pm$ 42,1	82 $\pm$ 27,1	73 $\pm$ 23,7
M_{50}	83 $\pm$ 34,5	94 $\pm$ 22,0	83 $\pm$ 22,0
M_{70}	88 $\pm$ 39,3	95 $\pm$ 18,2	90 $\pm$ 26,5
M_{90}	93 $\pm$ 34,9	106 $\pm$ 25,3	85 $\pm$ 32,1
M_{120}	83 $\pm$ 32,2	101 $\pm$ 29,9	86 $\pm$ 39,3

* Médias não diferem entre si segundo ANVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

PvO_2 (mmHg)

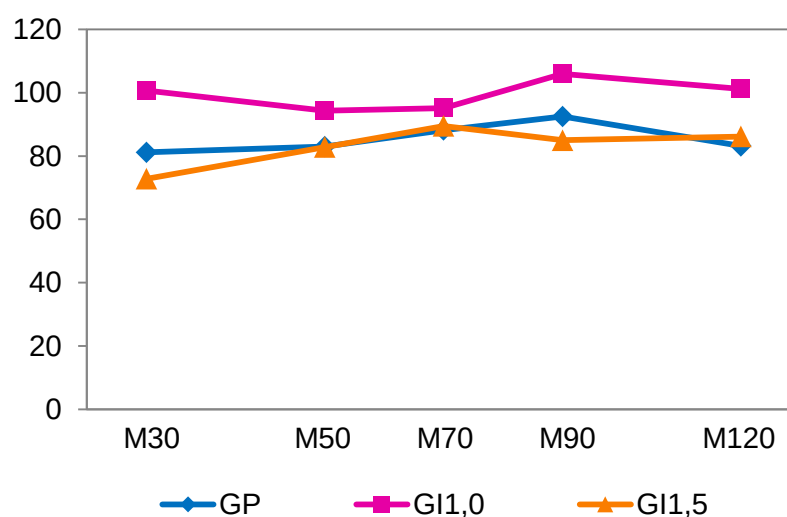


FIGURA 4.33 - Médias da pressão parcial de oxigênio no sangue venoso misto (PvO_2), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isofluorano em 1,0 CAM ($GI_{1,0}$) ou isofluorano em 1,5 CAM ($GI_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXXIV. Pressão parcial de dióxido de carbono no sangue arterial

Tabela 4.34 – Média $\pm$ desvios padrão da pressão parcial dióxido de carbono no sangue arterial (PaCO_2), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

PaCO_2 (mmHg)			
Momento	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	44,8 $\pm$ 7,42 ^c	48,6 $\pm$ 10,26 ^b	45,7 $\pm$ 3,48 ^b
M_{50}	53,2 $\pm$ 8,80 ^{ab}	64,0 $\pm$ 16,26 ^a	54,7 $\pm$ 5,10 ^{ab}
M_{70}	54,6 $\pm$ 7,28 ^{ab}	65,8 $\pm$ 14,67 ^a	57,5 $\pm$ 11,02 ^a
M_{90}	56,0 $\pm$ 7,55 ^a	65,6 $\pm$ 10,24 ^a	61,1 $\pm$ 10,26 ^a
M_{120}	48,7 $\pm$ 7,23 ^{bc}	53,9 $\pm$ 11,39 ^{ab}	53,0 $\pm$ 13,42 ^{ab}

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

PaCO_2 (mmHg)

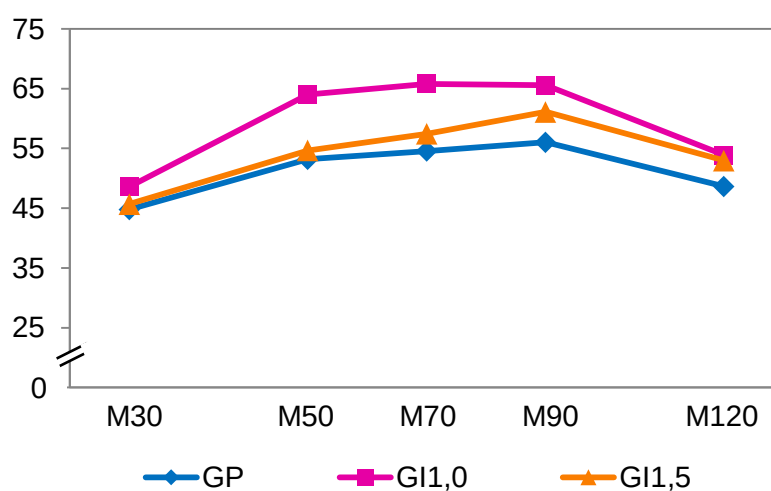


FIGURA 4.34 - Médias da pressão parcial dióxido de carbono no sangue arterial (PaCO_2), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXXV. Pressão parcial de dióxido de carbono no sangue venoso misto

Tabela 4.35 – Média $\pm$ desvios padrão da pressão parcial dióxido de carbono no sangue venoso misto (PvCO₂), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

PvCO ₂ (mmHg)			
Momento	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	45,4 $\pm$ 12,24 ^b	50,7 $\pm$ 10,34 ^b	45,0 $\pm$ 7,56 ^b
M ₅₀	52,1 $\pm$ 13,10 ^{ab}	63,3 $\pm$ 14,10 ^{ab}	54,6 $\pm$ 8,06 ^a
M ₇₀	53,2 $\pm$ 10,91 ^a	66,8 $\pm$ 12,34 ^a	58,5 $\pm$ 13,08 ^a
M ₉₀	54,4 $\pm$ 11,07 ^a	66,9 $\pm$ 9,26 ^a	62,6 $\pm$ 12,49 ^a
M ₁₂₀	47,5 $\pm$ 10,49 ^{ab}	57,6 $\pm$ 10,40 ^{ab}	56,3 $\pm$ 13,89 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey (p<0,05). CAM = concentração alveolar mínima.

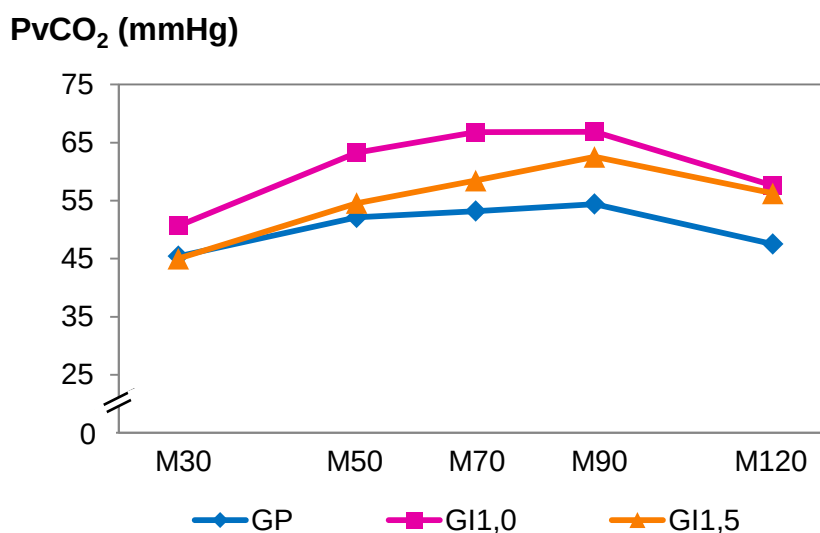


FIGURA 4.35 - Médias da pressão parcial dióxido de carbono no sangue venoso misto (PvCO₂), em milímetros de mercúrio (mmHg), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.XXXVI. Déficit de bases do sangue arterial

Tabela 4.36 – Média $\pm$ desvios padrão do déficit de bases (DB) do sangue arterial, em milimols por litro (mmol/L), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

DB arterial (mmol/L)			
Momento	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	3,5 $\pm$ 3,00 ^b	4,1 $\pm$ 1,00	3,2 $\pm$ 2,28
M ₅₀	4,8 $\pm$ 2,87 ^a	4,1 $\pm$ 1,02	4,1 $\pm$ 1,75
M ₇₀	5,1 $\pm$ 2,94 ^a	4,3 $\pm$ 1,00	4,4 $\pm$ 1,83
M ₉₀	4,9 $\pm$ 3,14 ^a	4,4 $\pm$ 1,93	3,9 $\pm$ 1,93
M ₁₂₀	4,4 $\pm$ 3,08 ^{ab}	4,4 $\pm$ 0,65	3,4 $\pm$ 2,41

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

DB arterial (mmol/L)

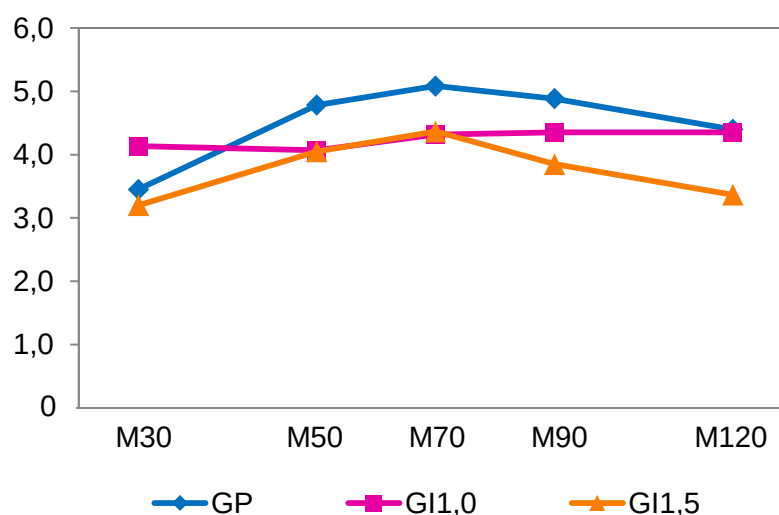


FIGURA 4.36 - Médias do déficit de bases (DB) do sangue arterial, em milimols por litro (mmol/L), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.XXXVII. Déficit de bases do sangue venoso misto

Tabela 4.37 – Média $\pm$ desvios padrão do déficit de bases (DB) do sangue venoso misto, em milimols por litro (mmol/L), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

DB venoso misto (mmol/L)			
Momento	GP	GI _{1,0}	GI _{1,5}
M ₃₀	5,8 $\pm$ 1,96	5,9 $\pm$ 1,56	6,1 $\pm$ 0,85
M ₅₀	6,5 $\pm$ 1,88	5,7 $\pm$ 1,75	5,8 $\pm$ 1,17
M ₇₀	6,7 $\pm$ 1,81	5,3 $\pm$ 1,91	6,3 $\pm$ 1,22
M ₉₀	7,5 $\pm$ 1,35	5,3 $\pm$ 1,54	5,6 $\pm$ 1,31
M ₁₂₀	6,6 $\pm$ 0,77	5,4 $\pm$ 1,33	5,3 $\pm$ 1,22

* Médias não diferem entre si segundo ANOVA ($p > 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

DB venoso misto (mmol/L)

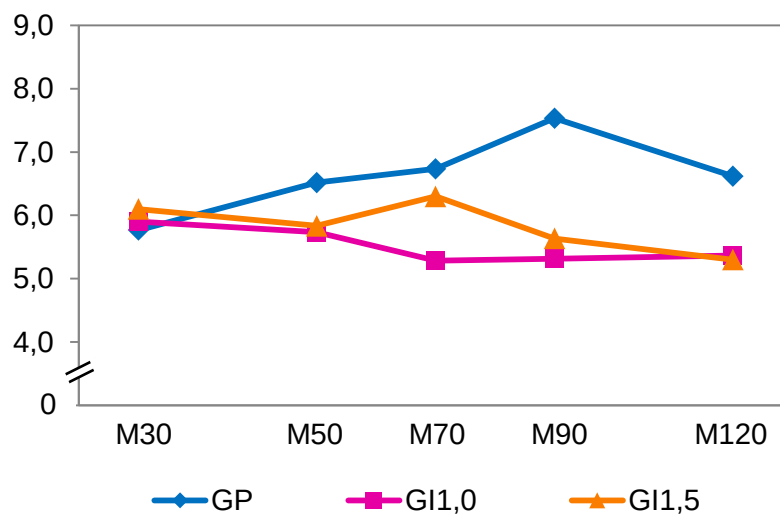


FIGURA 4.37 - Médias do déficit de bases (DB) do sangue venoso misto, em milimols por litro (mmol/L), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM (GI_{1,0}) ou isoflurano em 1,5 CAM (GI_{1,5}) e submetidos à ventilação bipulmonar (M₃₀ e M₁₂₀) ou monopulmonar (M₅₀, M₇₀ e M₉₀).

IV.XXXVIII. Íon bicarbonato do sangue arterial

Tabela 4.38 – Média $\pm$ desvios padrão do íon bicarbonato (HCO_3^-) do sangue arterial, em milimols por litro (mmol/L), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

Momento	HCO_3^- arterial (mmol/L)		
	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	22,9 $\pm$ 1,76	22,8 $\pm$ 1,06	23,0 $\pm$ 1,41 ^b
M_{50}	23,1 $\pm$ 1,90	24,2 $\pm$ 0,97	23,5 $\pm$ 1,05 ^{ab}
M_{70}	23,0 $\pm$ 1,91	24,1 $\pm$ 0,64	23,6 $\pm$ 0,70 ^{ab}
M_{90}	23,2 $\pm$ 1,52	24,2 $\pm$ 0,80	24,3 $\pm$ 0,89 ^a
M_{120}	22,5 $\pm$ 1,68	22,9 $\pm$ 1,67	23,7 $\pm$ 1,47 ^{ab}

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

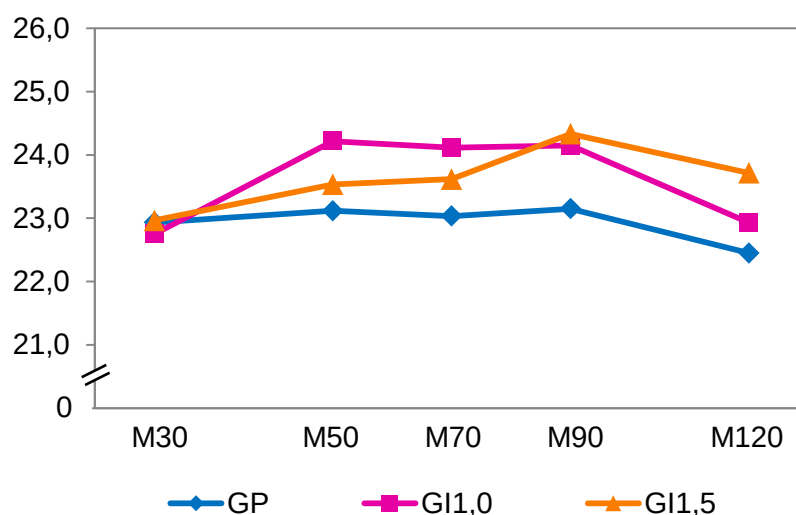
 HCO_3^- arterial (mmol/L)

FIGURA 4.38 - Médias do íon bicarbonato (HCO_3^-) do sangue arterial, em milimols por litro (mmol/L), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

IV.XXXIX. Íon bicarbonato do sangue venoso misto

Tabela 4.39 – Média $\pm$ desvios padrão do íon bicarbonato (HCO_3^-) do sangue venoso misto, em milimols por litro (mmol/L), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

HCO_3^- venoso misto (mmol/L)			
Momento	GP	$\text{GI}_{1,0}$	$\text{GI}_{1,5}$
M_{30}	21,4 $\pm$ 1,59	21,6 $\pm$ 2,08 ^b	20,8 $\pm$ 1,18 ^b
M_{50}	21,7 $\pm$ 1,31	23,0 $\pm$ 1,44 ^{ab}	22,2 $\pm$ 1,20 ^{ab}
M_{70}	21,6 $\pm$ 1,10	23,6 $\pm$ 1,30 ^a	22,3 $\pm$ 1,38 ^{ab}
M_{90}	21,0 $\pm$ 0,76	23,5 $\pm$ 0,94 ^a	23,1 $\pm$ 1,56 ^a
M_{120}	20,6 $\pm$ 1,04	22,7 $\pm$ 1,61 ^{ab}	22,6 $\pm$ 1,73 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes minúsculas nas colunas (momentos de avaliação) ou maiúsculas nas linhas (grupos experimentais) diferem entre si segundo teste de Tukey ($p < 0,05$). CAM = concentração alveolar mínima.

HCO_3^- venoso misto (mmol/L)

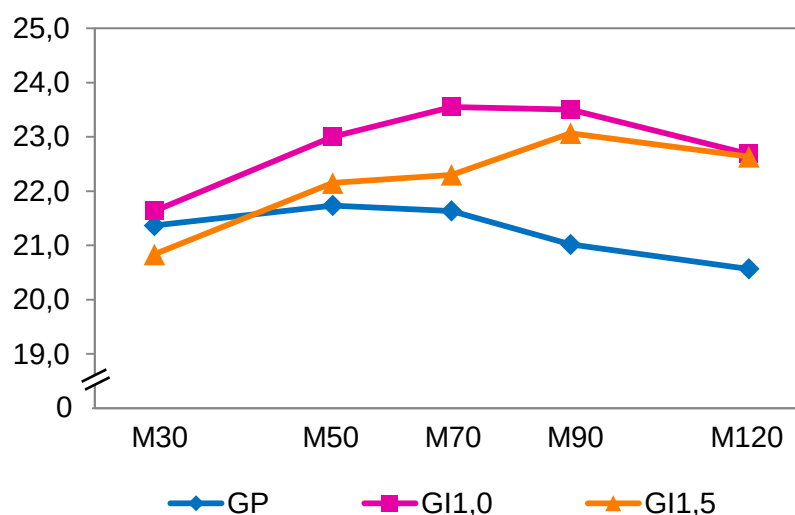


FIGURA 4.39 - Médias do íon bicarbonato (HCO_3^-) do sangue venoso misto, em milimols por litro (mmol/L), de seis cães anestesiados com infusão contínua de propofol (GP), isoflurano em 1,0 CAM ($\text{GI}_{1,0}$) ou isoflurano em 1,5 CAM ($\text{GI}_{1,5}$) e submetidos à ventilação bipulmonar (M_{30} e M_{120}) ou monopulmonar (M_{50} , M_{70} e M_{90}).

V. DISCUSSÃO

Durante o treinamento da técnica de intubação, constatou-se que a mão do anestesista que manuseia a sonda de duplo-lúmen não deve tocar ou esbarrar contra estruturas da cavidade oral, visto que tais eventos diminuem sobremaneira a precisão do profissional em detectar o momento do encontro da extremidade distal da sonda com a carina e, portanto, a intubação seletiva torna-se dificultosa. Para tanto, foi necessário que um auxiliar mantivesse a mandíbula suficientemente tracionada a fim de se evitar a possibilidade de colisões com dentes ou mucosa oral. Também foi possível perceber que não somente o encontro com a carina, mas também o diâmetro bronquial, por seu tamanho menor em comparação com a traqueia, auxilia na constatação da entrada do tubo em um brônquio-fonte. A técnica se demonstrou fácil e acessível com treinamento relativamente rápido. Contudo, não se recomenda realizar a intubação bronquial sem tal treinamento, uma vez que a sensibilidade do toque nas estruturas anatômicas do sistema respiratório não faz parte da rotina de muitos profissionais.

Este estudo é o primeiro estudo a considerar o emprego da sonda de duplo-lúmen em cães sem a necessidade da broncoscopia para confirmação de seu posicionamento. Ademais, trata-se do primeiro estudo que busca definir um protocolo anestésico dentre a anestesia inalatória ou a anestesia geral durante o emprego da ventilação monopulmonar em cães.

A CAM individual de isoflurano nos cães utilizados já havia sido determinada previamente (FLORIANO, 2012) e a média encontrada situa-se próxima das referências encontradas na espécie canina. Valverde et al. (2003) determinaram a CAM_{ISO} de cães e encontraram valor médio igual a 1,35%. Alguns estudos relataram valores mais baixos, como 1,13% (CUTFIELD et al., 1988), 1,19% (CREDIE et al., 2010) e 1,24% (KO et al., 2009; MONTEIRO et al., 2010), os quais se aproximam bastante da média encontrada nos animais deste estudo ($1,2 \pm 0,15$ %).

Um cão do GI_{1,5} apresentou áreas de silêncio sugestivas de atelectasia nos lobos caudais do pulmão esquerdo após o final do experimento assim como relatado

em muitos estudos realizados em humanos e animais, nos quais se verificou que a VMP pode ocasionar o colapamento alveolar no pulmão não ventilado. Contudo, tal situação de está restrita, nos dias atuais, ao emprego dos bloqueadores brônquicos (BARNAS et al., 1997; BAUQUIER et al., 2010a e 2010b; BJÖRK et al., 1953; CANTWELL et al., 2000; KUDNIG et al., 2003 e 2006; MAYHEW et al., 2015; RIQUELME et al., 2005a e 2005b). A sonda de duplo-lúmen, por permitir comunicação separada com cada hemitórax, assegura a possibilidade de manutenção de CPAP no pulmão não ventilado, minimizando assim a ocorrência de colapamento alveolar.

No estudo em tela, a CPAP foi mantida por meio da conexão de um esfigmomanômetro aneroide entre a saída bronquial (esquerda) da sonda e o fluxômetro. A maior dificuldade encontrada para manter constante o valor de CPAP dentro dos limites recomendados de 4 a 6 cmH₂O (ADAMI et al., 2011; KIM, Y. D. et al., 2012) foi a gradação do manômetro, a qual varia de 0 a 300 mmHg. A conversão dos valores de 4 e 6 cmH₂O para mmHg resultam em aproximadamente 2,9 e 4,4 mmHg, respectivamente. Dessa forma, a escala do aparelho e os baixos valores a serem mantidos representaram uma dificuldade na manutenção precisa da CPAP com esse dispositivo. Outra limitação foi o fato de o fluxômetro e o manômetro terem sido conectados por meio de uma torneira de três vias parcialmente aberta para permitir escape do gás, já que o fluxo foi aberto de forma contínua e necessitava de uma saída para a manutenção de pressão constante. É possível que a CPAP tenha se desviado de seu valor correto e permitido o colapamento alveolar. Todavia, não foram observadas situações semelhantes em nenhum outro animal e a CPAP foi mantida corretamente em todos os outros procedimentos.

Com relação ao eletrocardiograma, foram registrados complexos ventriculares prematuros em alguns cães durante a passagem do cateter de *Swan-Ganz* pelo interior da câmara ventricular direita. Por meio das ondas de pressão registradas, é possível saber a correta localização da extremidade distal do cateter (NUNES, 2010) e, durante seu trajeto no ventrículo, arritmias ventriculares são bastante frequentes. Conquanto não sejam mantidas após o posicionamento do cateter na artéria pulmonar, não possuem relevância clínica (DAROVIC, 2002).

A FC apresentou média maior no GP comparada ao $GI_{1,0}$ no M_B . Uma vez que esse momento diz respeito aos animais antes da anestesia, o grupo não foi um fator de influência nessa diferença. Ademais, a FC normal em cães é de 90 ± 21 bpm (HASKINS, 2007) e, nos três grupos, a média basal situou-se dentro desses valores. Tanto no $GI_{1,0}$ quanto no $GI_{1,5}$ houve aumento da FC após a anestesia geral. Isso pode ser explicado pelo conhecido efeito hipotensor do isofluorano, que normalmente cursa com aumento reflexo da FC (FUJITA et al., 1997; NISHIYAMA et al., 2005; SHIH et al., 2010). Contudo, assim como no M_B , os valores se mantiveram dentro de limites aceitáveis para a espécie.

Em outros estudos realizados em cães anestesiados com isofluorano, foi constatado que a FC não foi alterada pela VMP (KUDNIG et al., 2003; RIQUELME et al., 2005a). Os resultados observados no estudo em tela corroboram esses achados. O mesmo foi observado por Pruszowski et al. (2007) em humanos anestesiados com propofol ou com sevofluorano e submetidos à VMP. A FC não foi alterada significativamente pela ventilação ou pela anestesia.

Dabir et al. (2015), ao compararem propofol e isofluorano durante VBP e VMP em humanos, constataram que não houve alteração significativa na FC em nenhum dos grupos ou momentos estudados. A estabilidade hemodinâmica durante anestesia com infusão contínua de propofol foi comparada à anestesia inalatória com desflurano em humanos e não foram observadas alterações significativas da FC, PAM ou IC causadas pelos anestésicos utilizados (MROZINSKI et al., 2014).

O isofluorano possui conhecido efeito hipotensor relacionado à estimulação β_2 -adrenérgica, o que causa vasodilatação, especialmente periférica (MUIR, 2007). O propofol, por sua vez, também é capaz de provocar hipotensão (BRANSON, 2007), porém de forma transitória, ao passo que a hipotensão causada pelo isofluorano ocorre de maneira dose-dependente e sustentada (MUIR, 2007). Considerando-se que o quadro de hipotensão seja definido quando a PAM atinja valores abaixo de 60 mmHg (THOMAS; SISSON, 1999), em nenhum grupo foi registrada verdadeira hipotensão, apenas redução da pressão arterial em relação ao momento basal. Contudo, é evidente a capacidade do isofluorano de deprimir a

pressão arterial de forma dose-dependente, visto que os valores no $GI_{1,5}$ estiveram significativamente menores do que no GP em vários momentos.

Em um dos estudos conduzidos em humanos, não foram observadas alterações hemodinâmicas significativas durante anestesia com propofol comparado ao desflurano (MROZINSKI et al., 2014) ou com propofol comparado ao isoflurano (DABIR et al., 2015). Ademais, os resultados deste último ainda demonstram que a VMP não interferiu com os valores de FC e PAM quando comparada à VBP, o que se assemelha aos achados deste estudo.

Não há evidências que sustentem que a VMP tenha alterado a pressão arterial neste estudo visto que as diferenças ocorridas entre momentos estão mais relacionadas aos animais acordados comparados à anestesia geral e não aos momentos de VBP (M_{30} e M_{120}) com relação à VMP (M_{50} a M_{90}). O mesmo foi observado por Kudnig et al. (2003) e Riquelme et al. (2005a) em cães anestesiados com isoflurano. Em ambos os estudos, foi comparado o quadro hemodinâmico durante VBP e VMP e não foram observadas alterações na PAS, PAD ou PAM. Deve-se lembrar, todavia, que esses autores utilizaram o bloqueador brônquico para instituir a VMP e, portanto, houve colapso do pulmão não ventilado. Não foram encontrados estudos que demonstrassem os efeitos hemodinâmicos da VMP associada à CPAP do pulmão não ventilado em cães.

O efeito hipotensor do isoflurano pode ser evidenciado também pelo IRPT, o qual diferiu entre o GP e ambos $GI_{1,0}$ e $GI_{1,5}$. Isso demonstra que, ao contrário destes, o propofol não parece exercer influência sobre a resistência dos vasos periféricos na dose estudada. Segundo Stephenson (2004), a RPT normal no cão é de cerca de $3036 \text{ dina} \times \text{s/cm}^5$. Ao se realizar a conversão para o IRPT em função da área de superfície corpórea em m^2 , é possível observar que os valores encontrados no GP e no M_{30} dos grupos de isoflurano situam-se dentro da normalidade. Contudo, durante a VMP, o IRPT esteve significativamente menor no $GI_{1,0}$ e no $GI_{1,5}$ quando comparados ao GP. Diferença entre momentos só foi registrada no $GI_{1,5}$. Por essa razão, não é provável que a diminuição do IRPT tenha sido causada pela VMP, ou teria ocorrido em todos os grupos. Os resultados demonstram que o isoflurano é o responsável pela diminuição. O mesmo foi

observado pela equipe de pesquisa deste estudo em outro experimento com anestesia utilizando esse agente em diferentes concentrações em cães (FLORIANO, 2012).

Pagel et al. (1998) realizaram um estudo em humanos utilizando isofluorano ou desfluorano durante VMP e observaram que houve diminuição significativa da resistência vascular sistêmica de forma similar com os dois agentes. O mesmo não foi observado por Beck et al. (2001) e Wang et al. (1998), cujos resultados demonstram um comportamento semelhante da resistência vascular sistêmica de humanos submetidos à VMP e anestesiados com sevofluorano ou propofol no primeiro caso e sevofluorano ou isofluorano no segundo.

Kudnig et al. (2003) e Riquelme et al. (2005a), ao avaliarem os efeitos cardiopulmonares da VMP comparada à VBP em cães anestesiados com isofluorano, não observaram alterações do IRPT ou do IRVP entre os grupos. Entretanto, ambos os estudos apresentam apenas um momento de colheita de variáveis com VBP e um momento com VMP e, portanto, não é possível inferir a influência do agente inalatório ao longo do tempo nesses estudos, como observado no estudo em tela, com 120 minutos de anestesia.

Segundo Steffey e Mama (2007), o isofluorano é capaz de deprimir diretamente o miocárdio e, portanto, reduzir o DC. Esse efeito também pode ser observado nos valores do VS, que se encontra diminuído na anestesia com esse agente (MOREIRA; CREDIE, 2005). Diversos estudos relatam a ocorrência de diminuição do DC durante anestesia com isofluorano (CUTFIELD et al., 1988; CIOFOLO; REIZ, 1999; SHIH et al., 2010) e parecem concordar que o efeito possui caráter dose-dependente.

No $GI_{1,0}$, os valores do DC e IC foram significativamente maiores do que nos demais grupos. O mesmo ocorreu com o IS no M_{50} do mesmo grupo. Uma causa possível seria o fato de que esse grupo foi anestesiado com concentração relativamente baixa de isofluorano (1 CAM_{ISO}). Se a CAM é a concentração alveolar mínima capaz de abolir resposta motora grosseira frente a um estímulo supra máximo (OLIVA; FANTONI, 2010) e se a resposta motora considerada positiva não inclui alterações simpáticas, movimentos mastigatórios ou reflexo de tosse (EWING

et al., 1993), pode-se supor que essa concentração não seria grande depressora cardiocirculatória, permitindo a manutenção do IC e IS em valores mais altos que nos demais grupos.

O valor normal do IC para a espécie canina é de $4,4 \pm 1,24$ L/min/m² (HASKINS, 2007) e, portanto, nenhum protocolo anestésico influenciou significativamente essa variável. As diferenças observadas entre os grupos apenas refletem o grau de depressão central e cardiocirculatória, sem que sejam clinicamente relevantes. Não houve diferença significativa entre momentos de avaliação em nenhum grupo, o que permitiria concluir que a técnica de VMP também não influenciou a função cardíaca nos animais estudados. Contudo, os valores das médias demonstram uma tendência de aumento durante os três momentos avaliados sob VMP. Ao se considerar que o mesmo aumento foi constatado na PaCO₂ e, tendo em vista que existe uma correlação positiva entre CO₂ e IC (BLISSIT et al., 2008), pode-se atribuir as alterações do IC ao aumento da PaCO₂ durante o período de acidose respiratória causado pela VMP nos animais estudados. Ademais, vale ressaltar que, uma vez que nessa modalidade de ventilação apenas um hemitórax recebe pressão positiva intermitente, os efeitos pressóricos sobre a função cardiovascular encontram-se diminuídos em comparação à VBP e, portanto, um aumento do IC durante o período de VMP seria um possível achado esperado.

Estudos em humanos já haviam demonstrado que a VMP não interfere com o DC (SAITO et al., 2000). Cantwell et al. (2000) observaram que os valores do IC não diferiram em cães submetidos à VBP ou VMP e anestesiados com halotano, porém estiveram clinicamente baixos durante todas as avaliações. Tais resultados demonstram o importante efeito desse agente como depressor do sistema cardiovascular (STEFFEY; MAMA, 2007) e a similaridade dessas variáveis entre os grupos corroboram os achados deste estudo.

Em outros estudos com utilização de VMP comparada à VBP em cães, foi observado que não houve alteração significativa do IC (KUDNIG et al., 2003; RIQUELME et al., 2005a) durante anestesia com 1,5 CAM de isoflurano. Em suínos submetidos à VMP, foi observada redução significativa do DC com 1 CAM de isoflurano ou de desflurano em comparação à anestesia com propofol. Entretanto,

não foram alterações clinicamente relevantes. Kellow et al. (1995) relataram redução significativa do IC em humanos submetidos à VMP e anestesiados com propofol, quando comparado ao isofluorano na concentração de 1,0 a 1,5%. No estudo em tela, o IC do GP foi menor comparado ao $GI_{1,0}$, mas não ao $GI_{1,5}$.

Segundo Steffey e Mama (2007) a CAM_{ISO} na espécie humana é de 1,15% e, portanto, as concentrações utilizadas no estudo de Kellow et al. (1995) situam-se entre 0,9 e 1,3 CAM_{ISO} . A faixa de múltiplos da CAM utilizada por esses autores aproxima-se do $GI_{1,0}$ deste estudo e isso pode ser uma razão para os achados similares no IC. Uma vez que a depressão causada pelo isofluorano é dose-dependente, somente em concentrações mais altas, como no caso do $GI_{1,5}$ deste estudo, seria possível observar seu efeito depressor cardíaco.

O ITVE apresentou comportamento similar ao IC, uma vez que a partir deste se obtém aquele (NUNES, 2010). Os valores maiores observados no $GI_{1,0}$ em comparação com o $GI_{1,5}$ refletem a depressão dose-dependente do isofluorano sobre o miocárdio (CUTFIELD et al., 1988; CIOFOLO; REIZ, 1999; SHIH et al., 2010; STEFFEY; MAMA, 2007) e demonstram que a função desse músculo foi mais bem preservada no grupo de menor concentração. Contudo, não houve diferença entre momentos, o que demonstra que a VMP não interfere com essa variável assim como não interfere com o IC em cães anestesiados com propofol ou com isofluorano.

Muitos autores relatam que o isofluorano provoca *shunts* arteriovenosos por inibir a VPH (KELLOW et al., 1995; MASHALL et al. 1984), enquanto que outros defendem que a redução do DC causada por esse agente seria responsável por atenuar a formação dos *shunts* (SLINGER; SCOTT, 1995; UNO et al., 1994). Uma vez que os resultados deste estudo demonstram que os efeitos da anestesia inalatória com isofluorano sobre o DC nas concentrações estudadas não são clinicamente relevantes comparados aos da anestesia intravenosa com propofol, é possível que não tenha ocorrido diferença na perfusão do pulmão não ventilado.

O múltiplo de 1,5 CAM_{ISO} foi escolhido com base na ideia de que esse valor promoveria anestesia mais profunda do que aquela comumente empregada na rotina clínica de anestesia cirúrgica (OLIVA; FANTONI, 2010). Entretanto, estudos futuros utilizando concentrações maiores de isofluorano são recomendados para se

avaliar quão influente é o baixo DC sobre a formação de *shunt* no pulmão não ventilado durante VMP.

A PVC reflete alterações da volemia e é uma referência para a reposição de fluidos (DIAS et al., 2006; NUNES, 2010). Em estudo hemodinâmico prévio realizado pela mesma equipe de pesquisa (FLORIANO, 2012), a taxa de infusão de fluidos foi fixada em 10 mL/kg/h. Contudo, por não ter se tratado de um estudo que cursasse com perda de sangue, foi observado que a taxa utilizada foi excessiva e a PVC apresentou aumento progressivo. Para evitar resultados similares, foi realizada a correção da taxa para 5 mL/kg/h neste estudo, de acordo com o valor preconizado por Cortopassi e Fabricio (2010) para procedimentos de trauma leve, ainda que neste experimento não tenha sido realizado procedimento cirúrgico com perda de sangue. Feita a correção, foi possível observar que os valores de PVC mantiveram-se estáveis neste estudo e dentro do limite aceitável de $3,0 \pm 4,0$ cmH₂O, segundo Haskins (2007).

Conforme Guyton (2010), a PVC também pode ser considerada como a pressão do átrio direito, uma vez que o sangue flui diretamente da veia cava a essa câmara. Dessa forma, é possível equiparar os resultados da PVC deste estudo com os da pressão do átrio direito dos estudos de Kudnig et al. (2003) e Riquelme et al. (2005a), que também não observaram alterações significativas nessa variável quando da comparação entre a VBP e a VMP.

A PAPm aumentou progressivamente nos três grupos ao longo das avaliações sem, contudo, diferir entre eles. Estatisticamente, o aumento foi significativo. Porém, tendo em vista a variação de 15 ± 4 mmHg considerada normal para a espécie segundo Haskins (2007) ou 14 ± 3 mmHg segundo Rabelo (2005), o aumento registrado neste estudo não parece ser clinicamente relevante. Ademais, Guyton (2006) refere o valor de 16 mmHg como normal, sendo este próximo aos encontrados neste estudo. Não obstante, as diferenças são evidentes nos três grupos entre o M₉₀ e M₃₀, sugerindo que a VMP possa ter influenciado essa variável.

O mesmo foi observado por Kudnig et al. (2003) em cães anestesiados com isoflurano em 1,5 CAM. Houve aumento significativo da PAPm quando da passagem de VBP à VMP. Em outro estudo realizado também em cães e com o

mesmo protocolo anestésico, a PAPm não foi alterada pela VMP (RIQUELME et al., 2005a). Entretanto, um estudo realizado pela mesma equipe de pesquisa demonstrou que o incremento da PEEP causou aumento da PAPm em comparação à ZEEP (RIQUELME et al., 2005b). Essa pode ser uma explicação para os achados deste estudo, porém não seria possível afirmar concretamente sem que um novo estudo utilizando também a ZEEP fosse conduzido para verificar se o aumento da PAPm está relacionado somente à VMP ou ao emprego de PEEP igual a 5 cmH₂O no pulmão ventilado.

Em suínos submetidos à VMP, a PAPm diminuiu significativamente durante anestesia com isoflurano e desflurano, quando comparados aos valores obtidos com propofol (SCHWARZKOPF et al., 2003). O mesmo foi observado por Uno et al. (1994) ao induzirem VPH em cães anestesiados com isoflurano em 2 CAM. A hipótese desses autores era a de que o agente seria capaz de inibir o mecanismo da VPH. Contudo, devido à redução do DC e da PAPm, a inibição foi atenuada e atingiu um máximo de 16%, o que foi discutido como sendo aceitável para justificar o uso desse anestésico quando do emprego de VMP.

A PCPm não foi influenciada pela ventilação, uma vez que seus valores situaram-se dentro de limites aceitáveis (THOMAS; SISSON, 1999) em todas as avaliações dos três grupos. Em um estudo realizado em cães, foi observado que a PCPm não se alterou com a VMP (RIQUELME et al., 2005a), entretanto Kudnig et al. (2003) observaram aumento significativo da PCPm quando da passagem de VBP à VMP. Ainda que o aumento tenha sido significativo, os valores se alteraram da média de 8 à média de 10 mmHg, o que não constitui uma alteração clinicamente relevante. É importante lembrar, todavia, que esse estudo envolveu um procedimento de toracoscopia e, portanto, a cavidade foi aberta. A toracotomia é um fator que altera a pressão exercida pelas estruturas torácicas sobre os capilares pulmonares. No estudo de Riquelme et al. (2005a) em que a PCPm não foi alterada pela VMP, o tórax encontrava-se fechado, o que se assemelha a este estudo.

A resistência vascular pulmonar, representada pelo IRVP, não diferiu entre grupos nem entre momentos. Segundo Stephenson (2004), o valor normal de RVP no cão é de aproximadamente 255 dina×s/cm⁵ e, multiplicado pela média da área

de superfície corpórea em m^2 dos animais deste estudo, situar-se-ia em torno de $130 \text{ dina} \times \text{s/cm}^5 \times m^2$. Trepte et al. (2012) discutem que a VMP pode causar um aumento da RVP justificado pelo mecanismo de VPH. Esse efeito parece ser evidente em alguns momentos de avaliação deste estudo, visto que valores próximos de $200 \text{ dina} \times \text{s/cm}^5 \times m^2$ foram observados. Contudo, a ausência de diferença entre grupos demonstra que não somente o isofluorano, mas também o propofol promove estabilidade na RVP, uma vez que os resultados deste estudo corroboram os demais achados com tórax fechado em cães.

Ainda que os valores do IRVP estejam acima da faixa de normalidade apontada por Stephenson (2004), não houve diferença significativa entre os momentos de VBP (M_{30} e M_{120}) e de VMP (M_{50} , M_{70} e M_{90}). Isso sugere que o aumento tenha sido causado pela ventilação com pressão positiva, mas não necessariamente pela VMP, uma vez que a pressão positiva sobre as estruturas torácicas cursaria com compressão de vasos pulmonares, alterando seu diâmetro no sentido de oferecer maior resistência à passagem do sangue.

Com efeito, três estudos conduzidos em humanos demonstraram que a VMP não alterou de maneira relevante a RVP. Em dois desses, o protocolo anestésico comparado foi o isofluorano e o sevofluorano (ABE et al., 1998a; SAITO et al., 2000), enquanto que no outro comparou-se o isofluorano ao propofol (KELLOW et al., 1995). Poder-se-ia aventar a possibilidade de que esses resultados contrários fossem decorrentes da diferença entre as espécies. Entretanto, em ambos os estudos supracitados houve a interferência de cirurgia, ou seja, a cavidade torácica foi incisada, o que não aconteceu no estudo em pauta. É possível sugerir que a toracotomia atenua os efeitos pressóricos externos da ventilação sobre os grandes vasos torácicos.

Kudnig et al. (2003), ao submeterem cães à anestesia com isofluorano e VMP para toracoscopia por meio do emprego de um bloqueador brônquico, observaram estabilidade dos valores do IRVP comparados à VBP. Em outro estudo realizado em cães por Riquelme et al. (2005a) e utilizando o mesmo protocolo anestésico e de VMP, porém com a cavidade torácica hermética, também não foram observadas alterações nos valores do IRVP. Tais resultados corroboram os encontrados neste

estudo e demonstram que a VMP não altera significativamente a RVP em cães com cavidade torácica fechada.

Algumas variáveis indicam que, neste estudo, o déficit da oxigenação arterial esperado quando do emprego de VMP não constituiu uma preocupação relevante. São essas a SpO_2 , o CaO_2 , a PAO_2 , o CcO_2 , o IO e a PaO_2 . A SpO_2 não esteve, em nenhum grupo, diferente da média de 99%. Segundo Haskins (2007), a valores de PaO_2 próximos de 100 mmHg relaciona-se SpO_2 próxima de 98%. Com FiO_2 igual a 1,0, como foi utilizada neste estudo, é esperado que a SpO_2 esteja em seus valores mais altos, próximos de 100%.

Similarmente, o CaO_2 oscilou em valores próximos a 22,0 mL/dL. Quando ocorre uma situação de hiperóxia ($FiO_2 = 1,0$), normalmente a PaO_2 situa-se em torno de 450 a 525 mmHg (McDONELL; KERR, 2007) e, se a hemoglobina for igual a 15 g/dL, espera-se que o CaO_2 esteja próximo de 21,6 mL/dL (HASKINS, 2007). Neste estudo, os valores de CaO_2 corroboram essa referência, contudo houve decréscimo significativo da PaO_2 durante a VMP no $GI_{1,5}$. O mesmo não foi observado nos demais grupos e também não causou alterações no CaO_2 naquele grupo. Uma possível explicação pode ser o valor da hemoglobina mensurada nos cães deste estudo ($16,0 \pm 1,01$ g/dL), já que, segundo Haskins (2007), a hemoglobina é o fator mais importante na determinação dos valores do CaO_2 .

A PAO_2 encontrada neste estudo esteve próxima de 600 mmHg em todas as avaliações, mesmo com sua diminuição significativa durante a VMP comparada à VBP nos três grupos. Sabe-se que a pressão barométrica do alvéolo é igual a 760 mmHg a 1 atmosfera. Desses, 48 mmHg correspondem à pressão de vapor da água e, portanto, a pressão dos gases alveolares é igual a 712 mmHg. Com a utilização de FiO_2 igual a 1,0, entretanto, deve-se levar em conta que o oxigênio solubilizar-se-á no plasma até o equilíbrio de sua pressão parcial alveolar e no sangue arterial, o que não ocorre com o nitrogênio do ar ambiente, cuja FiO_2 é igual a 0,21 (McDONELL; KERR, 2007). Por essa razão, os valores da PAO_2 do estudo em tela encontram-se em limites normais para a espécie e a redução causada pela VMP não foi clinicamente relevante. Vale ressaltar, ainda, que altas frações inspiradas de oxigênio podem ser deletérias para o sistema cardiovascular em anestésias de longa

duração e, portanto, sugere-se a diluição de gases em estudos futuros utilizando VMP em cães.

O cálculo do CcO_2 é realizado sob a suposição de que a pressão parcial de oxigênio nos capilares é igual à PAO_2 (PAGEL et al., 1998). Por essa razão, a primeira é uma variável que acompanha as variações da segunda. Neste estudo, com efeito, essas variáveis se alteraram de forma bastante semelhante. Entretanto, ainda que os valores do CcO_2 tenham variado de maneira estatisticamente relevante, não se pode afirmar que a variação tenha possuído algum valor clínico, visto que todas as médias estiveram na faixa de 23,1 a 23,2 mL/dL com desvios consideravelmente baixos. Por essa razão, não parece ter havido influência da VMP sobre essa variável.

O IO não diferiu entre os grupos, porém apresentou redução significativa durante a VMP apenas no $GI_{1,5}$, com retorno a um valor mais alto após os 30 minutos finais de VBP. Esse achado é compatível com os resultados da PaO_2 , visto que $IO = PaO_2/FiO_2$. A oxigenação arterial durante anestesia com halogenados e VMP foi estudada por ABE et al. (1998a), que não observaram diferenças na PaO_2 de humanos anestesiados com isoflurano ou sevoflurano. Contudo, nesse estudo, não é especificado o valor de FiO_2 utilizado. Ademais, Kellow et al. (1995) relataram resultados semelhantes da oxigenação arterial de humanos anestesiados com isoflurano ou propofol e FiO_2 igual a 0,5. Todavia, em três pacientes foi necessário elevar a 100% o oxigênio inspirado devido à ocorrência de baixa saturação.

Mayhew et al. (2009) anestesiaram cães para pericardectomia utilizando isoflurano e VMP por meio de intubação bronquial com sonda de duplo-lúmen. Foi observada diminuição significativa da PaO_2 na passagem da VBP à VMP, contudo a hipoxemia foi evitada com o emprego de FiO_2 igual a 1,0. Os autores discutiram que a técnica é viável na espécie canina. Entretanto, levou-se em consideração apenas a PaO_2 e a SpO_2 na avaliação da oxigenação arterial. Estudos que avaliassem um perfil hemodinâmico mais completo com emprego da sonda de duplo-lúmen em cães não foram encontrados.

Em um estudo utilizando sevoflurano, FiO_2 igual a 1,0 e diferentes valores de CPAP durante VMP em humanos, foi constatado que a PaO_2 aumenta progressivamente conforme é aumentada também a CPAP desde 0, 3, 6 até 9 cmH_2O . Durante o período de CPAP com os dois valores mais altos, a PaO_2 foi similar e próxima de 400 mmHg. Contudo, o maior valor de CPAP não foi indicado devido à dificuldade de visualização da cavidade torácica (KIM, Y. D. et al., 2012). Esses achados assemelham-se aos deste estudo e servem como sugestão de protocolo viável para manutenção de adequada PaO_2 durante VMP.

Conforme apontam McDonell e Kerr (2007), a oxigenação arterial pode ser comprometida quando, mesmo com fornecimento de 100% de oxigênio, há uma redução do DC e da hemoglobina. Nenhuma dessas condições ocorreu nos animais deste estudo, o que justifica os valores normais de SpO_2 , PAO_2 , PaO_2 , IO e CaO_2 .

O reflexo de uma correta oxigenação arterial é a adequada perfusão dos tecidos, a qual pode ser avaliada por meio da mensuração do lactato sanguíneo, do gradiente de temperatura central-periférica, da saturação de oxigênio do sangue venoso misto, da pressão parcial de oxigênio no sangue venoso misto, do conteúdo venoso misto de oxigênio e da oferta, consumo e extração de oxigênio (BRAZ, 1996; CASSERLY et al., 2011; FERRAZ, 1992; FULLER; DELLINGER, 2012; HASKINS, 2007; HUGHES, 2006; LIMA; BAKKER, 2005; MUIR, 2007; RÉA-NETO, 2006; SILVA et al., 2001).

O lactato sanguíneo é uma variável cujo valor prognóstico de sobrevida em situações críticas já foi relatado em diversos estudos (BERNARDIN et al., 1996; FRANKLIN; PELOSO, 2006; FULLER; DELLINGER, 2012; HATHERILL et al., 2007; HUGHES, 2006; SILVA et al., 2001). Concentrações desejáveis devem situar-se, no cão em repouso, abaixo de 2,0 mmol/L, sendo que podem apresentar-se elevadas, mesmo em situações fisiológicas, com valores de até 3,5 mmol/L (PANG; BOISEN, 2007).

O lactato é produzido a partir de elevados níveis de piruvato e de dinucleótido de nicotinamida e adenina reduzido (NADH). A formação de sua molécula consome esses últimos, fazendo com que seus níveis sejam estabilizados. Aumentos excessivos do piruvato e do NADH cursam com aumento do lactato de maneira

primária. Já de forma secundária, o lactato pode apresentar-se aumentado quando sua depuração no fígado torna-se deficiente (ALLEN; HOLM, 2008).

A função hepática dos animais deste estudo foi avaliada por meio da dosagem sérica de alanina aminotransferase e todos estavam plenamente saudáveis quando da execução do experimento. Ademais, trata-se de cães jovens adultos ($3,6 \pm 0,18$ anos) e, portanto, um aumento nos valores de lactato causado por disfunção hepática seria improvável.

Nos cães deste estudo, não foi observado nenhuma média dessa variável acima de 2,5 mmol/L durante as anestésias dos três grupos, contudo todos os animais apresentaram valores significativamente maiores no momento final do experimento. Cortopassi e Fantoni (2010) alertam que a anestesia geral sem medicação pré-anestésica pode resultar em excitação no período de recuperação. Os animais deste estudo apresentaram excitação e aumento do tônus muscular durante esse período, o que justifica a maior produção de lactato. Os valores registrados no M_F estão próximos daqueles referenciados por Pang e Boisen (2007) e podem ser encontrados em animais que se movimentam vigorosamente.

Em um estudo realizado por Floriano et al. (2010), valores mais baixos de lactato foram observados em cães anestesiados com isoflurano. Os autores discutiram que o efeito vasodilatador periférico desse anestésico pode ter beneficiado a perfusão dos tecidos dessas áreas e contribuído para a redução dos níveis de lactato. Andel et al. (2001) induziram hipotensão em humanos com isoflurano ou com uma associação de esmolol e nitroglicerina e observaram que os valores de lactato não aumentaram em comparação à mensuração anterior à hipotensão.

Em um estudo retrospectivo realizado sobre acidose metabólica associada a altos níveis de lactato em humanos anestesiados com infusão contínua de propofol ou sevoflurano, constatou-se que a severidade do quadro é similar entre os dois fármacos. A acidose provocada pelo propofol pareceu iniciar-se sempre próxima de 4 horas após o início da infusão e foi de fácil reversão após o término da anestesia (CHOI et al., 2014). Neste estudo, a infusão contínua permaneceu por no mínimo duas horas durante as avaliações e no máximo uma hora adicional, a qual foi

necessária para concluir toda a instrumentação dos animais para a monitoração anestésica. Os valores de lactato demonstram que esse período não foi suficiente para provocar acidose metabólica nos cães deste estudo.

A temperatura central dos animais manteve-se entre 36,5 a 37,0°C em todos os animais dos diferentes grupos. Apenas no GP ocorreu uma diferença entre M₃₀ e M₁₂₀, porém não representa uma alteração clinicamente relevante. Da mesma forma, a temperatura periférica apresentou valores similares durante todas as avaliações. Por essa razão, o ΔT comportou-se de maneira semelhante nos animais dos três grupos e não excedeu a média de 3,0°C. Segundo Réa-Neto et al. (2006), os valores dessa variável representam adequada perfusão periférica quando abaixo de 7°C. Lima & Bakker (2005) referem, ainda, que o limite inferior do ΔT seja de 3°C. Os valores neste estudo demonstram que a perfusão periférica foi adequada durante anestesia com propofol ou isoflurano e que não houve interferência da VMP nessa variável.

Variáveis relacionadas ao oxigênio do sangue venoso misto estão, necessariamente, relacionadas à sua utilização por parte dos tecidos (ATIK, 2004; BRAZ, 1996; FERRAZ, 1992; HASKINS, 2007; SILVA et al., 2001). Nessa perspectiva, os resultados da PvO₂, da SvO₂ e do CvO₂ demonstram que não houve diferença entre os grupos ou entre VBP e VMP na retirada de oxigênio do sangue capilar. Os valores de PvO₂ comumente encontrados durante a ventilação espontânea com FiO₂ igual a 0,21 são próximos de 40 mmHg (BRAZ, 1996). Acima de 60 mmHg podem representar quadros críticos de baixa extração de oxigênio pelos tecidos (HASKINS, 2007). No entanto, valores mais altos podem ser encontrados durante a utilização de FiO₂ igual a 1,0, o que justifica os resultados deste estudo.

A SvO₂ representa a perfusão global, uma vez que estabelece relação direta com a extração de O₂ pelos tecidos (CASSERLY et al., 2011). Segundo Silva et al. (2001), essa extração está normal quando a SvO₂ situa-se entre 65 e 75%. Valores inferiores a 65% podem indicar que o DC está inadequado, enquanto que valores superiores a 75% estão associados à extração diminuída. Contudo, é esperado que a SvO₂, assim como a PvO₂, esteja mais alta quando se utiliza 100% de oxigênio

(BRAZ, 1996), o que justifica os resultados observados neste estudo nos três grupos.

No que diz respeito ao CvO_2 , trata-se de uma variável que depende de ambas PvO_2 e SvO_2 para ser derivada por meio de cálculo matemático. Nesse sentido, era esperado que seus valores estivessem semelhantes entre os grupos avaliados, uma vez que o mesmo foi observado nas outras variáveis. Uma forma de se relacionar o CvO_2 à perfusão dos tecidos por parte do sangue arterial é o cálculo do gradiente arteriovenoso de oxigênio ($CaO_2 - CvO_2$) (HASKINS, 2007). Todavia, esse gradiente pode ser representado pela TeO_2 .

A TeO_2 reflete a relação entre a oferta e o consumo de oxigênio dos tecidos e depende intimamente do DC. Quanto menor a velocidade com que o sangue passa pelos capilares, tanto maior se torna a extração de oxigênio. Ao mesmo tempo, se a TeO_2 torna-se aumentada, a SvO_2 tende a apresentar-se diminuída (SILVA et al., 2001). Segundo Thomas e Sisson (1999), a TeO_2 normal para a espécie canina é de 20 a 30%. Haskins (2007) refere o valor de 19% como normal em cães hígidos. Neste estudo, os valores encontrados situam-se abaixo dos referenciados em todas as avaliações.

Kudnig et al. (2003) e Riquelme et al. (2005a) observaram que a VMP não alterou significativamente a TeO_2 comparada à VBP em cães. Os achados desses últimos autores foram similares aos deste estudo (TeO_2 próxima de 12%) e correspondem também à VMP com tórax fechado. Nesse estudo, discutiu-se o fato de que a manutenção da temperatura corpórea em valores estáveis e a redução da taxa metabólica causada pela anestesia geral justificam os valores baixos da TeO_2 e demonstram que a demanda de oxigênio dos tecidos não foi alterada. Da mesma forma, os valores da TeO_2 estáveis também indicam que a DO_2 foi adequada. Com base nessas considerações, é possível afirmar que a VMP também não causou alterações na oferta ou na demanda de oxigênio dos animais do estudo em tela.

De fato, ao serem comparadas a VMP e a VBP, não houve diferença entre os momentos avaliados em nenhum dos três grupos no IDO_2 ou no IVO_2 . Similarmente, os estudos conduzidos por Kudnig et al. (2003) e Riquelme et al. (2005a) em cães demonstraram que a VMP não interfere com essas variáveis. Em outros dois

estudos conduzidos pelos mesmos autores, porém comparando valores diferentes de PEEP durante VMP em cães, constatou-se que não há influência tampouco da PEEP sobre a oferta de oxigênio quando seus valores não ultrapassam 5 cmH₂O (KUDNIG et al., 2006; RIQUELME et al., 2005b).

Inomata et al. (1997) realizaram um estudo com PEEP em humanos submetidos à VMP a fim de investigar o melhor valor a ser utilizado para cirurgia pulmonar. Nesse estudo, a FiO₂ foi igual a 0,5, visto que foi utilizado também o óxido nitroso na diluição de gases. Dessa forma, mensurou-se a PEEP considerada como inicial em cada paciente durante a VBP e três grupos foram posteriormente comparados: ZEEP, PEEP inicial e PEEP inicial acrescida de 5 mmHg. A PEEP inicial foi mensurada em 4 (2-6 mmHg) e resultou em valores de IC, IDO₂ e PaO₂ e Qs/Qt mais próximos de limites fisiológicos quando comparada aos demais grupos. Realizando a conversão a cmH₂O, tem-se como PEEP inicial desse estudo aproximadamente 5,4 (2,7-8,1) cmH₂O. Esses achados corroboram os de outros autores, que também relataram maior estabilidade hemodinâmica com emprego de PEEP próxima de 5 cmH₂O (ADAMI et al., 2011; FERREIRA et al., 2011; INOMATA et al., 1997; KIM, S. H. et al., 2012; MOSING et al., 2008; SCHWARZKOPF et al., 2001).

A média do IDO₂ considerada normal em cães é de 790 ± 259 mL/min/m² (HASKINS, 2007). Neste estudo, os valores encontraram-se aumentados nos três grupos em relação à referência, porém significativamente maiores no GI_{1,0} comparado ao GP e ao GI_{1,5}. Uma possível explicação para esses altos valores é a utilização da FiO₂ igual a 1,0. Ademais, no GI_{1,0} o IC apresentou-se maior comparado aos demais grupos e, sendo a DO₂ diretamente proporcional ao DC, um comportamento semelhante dessas variáveis era previsível. Segundo Rabelo (2005), em cães saudáveis é possível encontrar valores de IDO₂ de até 915 ± 252 mL/min/m², que são próximos àqueles observados neste estudo.

Com relação ao IVO₂, consideram-se valores normais no cão a faixa de 126 a 347 mL/min/m² (RABELO, 2005). Neste estudo, todos os valores observados estão próximos ou abaixo do limite de 126 mL/min/m². Durante a anestesia geral, é frequente encontrar valores mais baixos de IVO₂, que são um reflexo da menor taxa

metabólica causada pela depressão do sistema nervoso central. Entretanto, essa avaliação não pode vir isolada da mensuração conjunta do IDO_2 . Em uma situação de baixo DC com concomitante diminuição da DO_2 , o VO_2 tende a ser limitado pela oferta e reflete um quadro de hipóxia (MUIR, 2007). Uma vez que nos três grupos os valores do IDO_2 encontrados situavam-se em limites aceitáveis, pode-se atribuir a redução do IVO_2 à anestesia geral de forma semelhante entre o propofol e o isoflurano.

Em humanos, Pagel et al. (1998) observaram que a VMP não alterou o IVO_2 . Já nos estudos realizados por Kudnig et al. (2003) e Riquelme et al. (2005a) em cães, essa variável não foi mensurada. Contudo, diante da estabilidade do IDO_2 durante a VMP e dos valores baixos da TeO_2 , atribuídos pelos autores ao baixo metabolismo tecidual, é possível supor que o IVO_2 teria apresentado comportamento semelhante a este estudo.

Uma grande preocupação do anestesista durante a utilização da VMP são os *shunts* arteriovenosos ocasionados pela passagem de sangue pelo pulmão não ventilado. Abe et al. (1998a) observaram aumento significativo do Qs/Qt em humanos submetidos à VMP em comparação à VBP. Entretanto, ao realizar uma comparação entre o isoflurano e o sevoflurano, não foram observadas diferenças significativas nessa variável. Em outro estudo realizado pelos mesmos autores, constatou-se que o Qs/Qt diminuiu progressivamente quando a anestesia com um desses agentes voláteis foi substituída pela infusão contínua de propofol (ABE et al., 1998b). Isso se deve ao fato de que os anestésicos voláteis possuem o potencial de inibir a VPH (LOER et al., 1995; MARSHALL et al., 1984). Contudo, um estudo realizado por Beck et al. (2001) em humanos não resultou em diferença significativa do Qs/Qt após comparação da anestesia com propofol ou sevoflurano durante VMP.

No estudo em tela, o Qs/Qt não diferiu entre os grupos e também não apresentou aumento significativo na transição da VBP à VMP no GP e no $\text{GI}_{1,0}$. Uma possível explicação para o aumento significativo observado no $\text{GI}_{1,5}$ seria que, nesse grupo, com a maior concentração do isoflurano, o efeito inibitório sobre a VPH possa ter sido mais pronunciado. Kellow et al. (1995), Schwarzkopf et al. (2001) e

Uno et al. (1994) referem que a redução do DC causada pelo isofluorano pode ser benéfica em diminuir esse efeito. Essa redução teria sido esperada em um grupo anestesiado com 1,5 CAM_{ISO}, contudo não ocorreu de forma significativa comparada ao GP. Esse pode ser um fator para se acreditar que, no GI_{1,5}, o Qs/Qt tenha deveras aumentado significativamente porque não houve atenuação do efeito inibitório da VPH mediada por redução do DC. Tais resultados demonstram que a hipótese aventada ao início do estudo foi rejeitada, visto que a maior concentração de isofluorano não foi associada com menor fração de *shunt*.

Em cães anestesiados com halotano, foi observado aumento significativo do Qs/Qt quando foi realizada a troca da VBP para VMP. Contudo, a individualização do hemitórax foi obtida por meio de um bloqueador brônquico, o que significa que houve colapso do pulmão não ventilado. Vários estudos referem que o Qs/Qt pode ser atenuado durante VMP com a manutenção de CPAP nesse pulmão (ABE et al., 1998a; ADAMI et al., 2011; SLINGER; SCOTT, 1995), o que não é possível com o uso de bloqueadores brônquicos.

No estudo em tela, tendo em vista que foi instituída CPAP no pulmão não ventilado, o Qs/Qt foi, de fato, atenuado. Em cães anestesiados com isofluorano, valores de até 30% foram registrados (RIQUELME et al., 2005a), o que não ocorreu nos animais deste estudo. Assim como no estudo supracitado utilizando halotano, aqueles autores fizeram uso de um bloqueador brônquico, o que pode ser a causa dos valores altos de Qs/Qt. Ademais, Pruszowski et al. (2007) referem que os *shunts* estão diretamente relacionados à gravidade. Nessa perspectiva, a conformação anatômica do tórax do cão favorece a manutenção dessa variável em valores aceitáveis, visto que grande parte das toracotomias é realizada em decúbito lateral (FOSSUM, 2002) e, portanto, o pulmão não ventilado localizar-se-á acima do ventilado. De fato, McDonell e Kerr (2007) referem que o Qs/Qt e o P(A-a)O₂ são menores no cão em comparação ao homem, devido a essa conformação anatômica.

Outra manobra que contribui para a redução do Qs/Qt durante VMP é a manutenção de um valor adequado de PEEP no pulmão ventilado e de CPAP ao pulmão não ventilado. Como visto anteriormente, o valor ideal de PEEP está próximo de 5 cmH₂O e foi responsável pela diminuição do Qs/Qt em diversos estudos

(INOMATA et al., 1997; KUDNIG et al., 2006; MOSING et al., 2008; RIQUELME et al., 2005b). Com relação à CPAP, a variação de 4 a 6 cmH₂O foi considerada adequada para diminuir a formação de *shunts* sem que a visualização da cavidade esteja prejudicada para o cirurgião (ABE et al., 1998a; ADAMI et al. 2011; KIM, Y. D. et al., 2012). Todos esses valores foram respeitados neste estudo e, conjuntamente ao dispositivo utilizado para promover a separação dos lados do tórax e ao fornecimento de 100% de oxigênio, contribuíram com os menores valores de Qs/Qt observados.

O P(A-a)O₂, de forma semelhante ao Qs/Qt, apenas diferiu no Gl_{1,5} entre a VBP e a VMP. Bauquier et al. (2010a) relataram a anestesia de um cão submetido à VMP por meio de bloqueio bronquial cujo P(A-a)O₂ atingiu 550 mmHg após 60 minutos de VMP. Valores semelhantes foram observados pelos mesmos autores em um equino submetido à VMP com bloqueador brônquico. Possíveis razões para esses gradientes elevados são o colapso do pulmão não ventilado e a PEEP instituída. No primeiro caso, foi mantida a PEEP de 2 cmH₂O, que é inferior à recomendada em cães. No segundo, utilizou-se 10 cmH₂O, um valor relativamente alto que foi justificado pelos autores como sendo a solução para que fosse reduzido o volume corrente, de forma a se evitar o trauma alveolar sem prejuízo na oxigenação.

Em um estudo com bloqueio bronquial em cães, foi observado um aumento do P(A-a)O₂ de 182 até 355 mmHg durante a VMP com tórax aberto. Assim como nos estudos citados anteriormente, o colapso do pulmão não ventilado pode ter contribuído com o aumento no gradiente. No entanto, os autores discutem que os valores atingidos não necessariamente contraindicam a técnica em cães e concluem que a VMP por meio de bloqueio bronquial pode ser executada para toracoscopia (KUDNIG et al., 2003). Adicionalmente, esses mesmos autores, em seu experimento acerca da influência de diferentes valores de PEEP sobre a hemodinâmica durante VMP, referem que com a PEEP de 5 cmH₂O foi observada uma diminuição do P(A-a)O₂ associada à diminuição do Qs/Qt (KUDNIG et al., 2006). Da mesma forma, Inomata et al. (1997) discutem que a PEEP é de fato benéfica na redução do P(A-a)O₂.

Segundo McDonell e Kerr (2007), o $P(A-a)O_2$ se eleva conforme é aumentada a FiO_2 para qualquer relação ventilação/perfusão. Nessa perspectiva, experimentos com 100% de oxigênio estariam sujeitos a valores mais elevados dessa variável. Contudo, não parece ser esse o caso deste estudo, o que demonstra que a técnica utilizada foi suficiente para garantir variação mínima da oxigenação arterial. É preciso lembrar, todavia, que os animais deste estudo são jovens, saudáveis e não foram submetidos a nenhum procedimento na cavidade torácica. Animais com indicação para cirurgia torácica muitas vezes não possuem um quadro hemodinâmico ou ventilatório completamente estável, o que seria um importante fator de modificação desses resultados.

Em cães com tórax fechado, os resultados do $P(A-a)O_2$ não estiveram distantes daqueles observados por Kudnig et al. (2003). De valores próximos a 102, houve um aumento até 375 mmHg após 15 minutos de VMP. Já neste estudo, apenas um cão apresentou $P(A-a)O_2$ superior a 300 mmHg, entretanto nenhuma outra variável demonstrou prejuízo importante da oxigenação arterial. A utilização da sonda de duplo-lúmen com manutenção de CPAP no pulmão não ventilado pode ter contribuído para a manutenção do $P(A-a)O_2$ em valores próximos dos observados durante a VBP.

As variáveis referentes ao equilíbrio ácido-base demonstraram que houve um quadro de acidose respiratória ocasionada pela VMP. O pH tanto do sangue arterial quanto do sangue venoso misto demonstrou redução significativa durante a VMP. Esses achados vêm acompanhados do aumento da $PaCO_2$ e da $PvCO_2$ durante a VMP nos três grupos. No $GI_{1,5}$ também foi observado um aumento significativo do HCO_3^- arterial nesse período, o que também ocorreu na mensuração de seus níveis no sangue venoso misto do $GI_{1,0}$. Ao se considerar a referência do HCO_3^- normal do cão entre 21 e 22 mmol/L (McDONELL; KERR, 2007), é possível observar um discreto aumento dessa variável no sangue arterial dos animais dos três grupos.

Um estudo retrospectivo avaliou a ocorrência de acidose metabólica durante infusão contínua de propofol ou anestesia inalatória com sevoflurano em humanos submetidos a diversos procedimentos cirúrgicos. Constatou-se que a acidose associada ao propofol ocorre aproximadamente 4 horas após o início da infusão e

pode ser rapidamente revertida após interrupção da anestesia (CHOI et al., 2014). Tendo em vista o tempo necessário para se evidenciar a acidose e o tempo máximo de anestesia ao qual foram submetidos os cães deste estudo, acredita-se que os resultados observados neste estudo estejam mais relacionados à VMP. Com efeito, fosse o quadro associado à anestesia com o propofol, teria sido agravado com o tempo até o M_{120} e provavelmente diferiria dos grupos de isoflurano. No M_{120} , os valores não diferiram dos momentos de VMP, contudo é possível observar a melhora do quadro, visto que se aproximaram dos valores colhidos anteriormente, no M_{30} .

Segundo Muir e Moraes (2007), o HCO_3^- será aumentado em 1 mmol/L e o pH diminuirá em 0,05 para cada 10 mmHg elevados na PaCO_2 durante a acidose respiratória aguda. Diante dos valores próximos de 60 mmHg observados neste estudo e adotando como referência 40 mmHg (DiBARTOLA, 2012; THOMAS; SISSON, 1999), esperar-se-ia um aumento de 2 mmol/L no HCO_3^- associado a uma redução de 0,1 unidades no pH. Tais estimativas ilustram precisamente os resultados encontrados nos três grupos e, portanto, pode-se afirmar que a VMP provocou acidose respiratória de forma aguda nos cães deste estudo.

O DB, assim como o HCO_3^- , apresentou-se ligeiramente acima dos valores de referência em cães saudáveis, os quais se aproximam de $-1,8 \pm 1,6$ (DiBARTOLA, 2012). Essa variável demonstra o efeito compensatório da acidose respiratória por meio do consumo das bases disponíveis ao tamponamento do pH.

Dabir et al. (2015) não observaram alterações no pH de humanos submetidos à VMP durante anestesia com isoflurano ou com propofol. Em cães anestesiados com isoflurano, Kudnig et al. (2003) observaram ligeira diminuição do pH quando da passagem de VBP à VMP associada a valores estáveis de DB e HCO_3^- . Contudo, o mesmo não ocorreu durante a comparação de diferentes valores de PEEP em cães submetidos à VMP (KUDNIG et al., 2006).

Muitos dos estudos que utilizaram a VMP não limitaram os ajustes da frequência respiratória ou da pressão de pico inspiratório, modificando-os conforme o necessário para manter valores de PaCO_2 desejados. No estudo em tela, ainda que tenha havido preocupação com a manutenção dessa variável, os ajustes foram limitados. A frequência respiratória não excedeu os limites de 10 a 30 mpm e a

pressão de pico inspiratório foi fixada em 15 cmH₂O. O intuito foi justamente permitir que a VMP interferisse com esses valores, para que fossem registradas as possíveis diferenças. Uma hipótese que sustentou o método empregado neste estudo foi a de que a PaCO₂ poderia contribuir para se avaliar o grau de influência dos anestésicos sobre a VPH, uma vez que a inibição desse mecanismo poderia agravar o quadro da hipercapnia. Dessa forma, a acidose respiratória foi esperada, ainda que seja um efeito indesejável..

VI. CONCLUSÃO

Com base nos resultados apresentados, concluiu-se que a ventilação monopulmonar não interfere na hemodinâmica ou na oxigenação arterial de cães anestesiados com isoflurano ou com infusão contínua de propofol. A sonda de duplo-lúmen pode ser corretamente posicionada em cães de médio porte e sua utilização mantém os *shunts* arteriovenosos em limites aceitáveis. Ambos os anestésicos utilizados mantiveram a oxigenação arterial em níveis adequados e podem ser utilizados na anestesia associada à ventilação monopulmonar em cães.

VII. IMPLICAÇÃO

Este é o primeiro estudo a investigar os efeitos hemodinâmicos da ventilação monopulmonar na espécie canina utilizando uma sonda de duplo-lúmen. Esse dispositivo difere do outro método conhecido de separação dos lados do tórax por evitar o colapso alveolar no pulmão não ventilado e por permitir a troca do pulmão ventilado conforme a necessidade de intervenção bilateral em cirurgias torácicas. Outros estudos realizados em cães com hemodinâmica não utilizaram a sonda, enquanto que os estudos que a utilizaram não avaliaram a dinâmica cardiovascular.

Os resultados deste estudo proporcionarão uma base para a inserção da intubação bronquial na rotina de anestesia para cirurgias torácicas em cães sem a necessidade da broncoscopia, de que muitos centros não dispõem por seu alto custo, além de oferecerem uma opção de protocolo anestésico mais adequado para a manutenção da oxigenação arterial, eucapnia e menor fração de *shunt* arteriovenoso.

VIII. REFERÊNCIAS

1. ABE, K.; MASHIMO, T.; YOSHIYA, I. Arterial oxygenation and shunt fraction during one-lung ventilation: a comparison of isoflurane and sevoflurane. **Anesth. Analg.**, v. 86, n. 6, p. 1266-1270, 1998a.
2. ABE, K. et al. The effects of propofol, isoflurane, and sevoflurane on oxygenation and shunt fraction during one-lung ventilation. **Anesth. Analg.**, v. 87, n. 5, p. 1164-1169, 1998b.
3. ADAMI, C. et al. Alternating one lung ventilation using a double lumen endobronchial tube and providing CPAP to the non-ventilated lung in a dog. **Vet. Anaesth. Analg.**, v. 38, n. 1, p. 70-76, 2011.
4. ALLEN, S. E.; HOLM, J. L. Lactate: physiology and clinical utility. **J. Vet. Emerg. Crit. Care**, v. 18, n. 2, p. 123-132, 2008.
5. ANDEL, D. et al. The influence of deliberate hypotension on splanchnic perfusion balance with use of either isoflurane or esmolol and nitroglycerin. **Anesth. Analg.**, v. 93, n. 5, p. 1116-1120, 2001.
6. ATIK, F. A. Monitorização hemodinâmica em cirurgia cardíaca pediátrica. **Arq. Bras. Cardiol.**, v. 82, n. 2, p. 199-208, 2004.
7. BARNAS, G. M. et al. Lung mechanical behavior during one-lung ventilation. **J. Cardiothor. Vasc. Anesth.**, v. 11, n. 5, p. 604-607, 1997.
8. BAUQUIER, S. H. et al. One-lung ventilation using a wire-guided endobronchial blocker for thoracoscopic pericardial fenestration in a dog. **Can. Vet. J.**, v. 51, p. 1135-1138, 2010a.
9. BAUQUIER, S. H.; DUSAVAGE, S.; DRIESSEN, B. Anesthesia and ventilation strategy in a horse undergoing pulmonectomy. **Eq. Vet. Educ.**, v. 22, n. 5, p. 231-236, 2010b.

10. BECK, D. H. et al. Effects of sevoflurane and propofol on pulmonary shunt fraction during one-lung ventilation for thoracic surgery. **Br. J. Anaesth.**, v. 86, n. 1, p. 38-43, 2001.
11. BERNARDIN, G. et al. Blood pressure and arterial lactate level are early indicators of short-term survival in human septic shock. **Intensive Care Med.**, v. 22, n. 1, p. 17-25, 1996.
12. BJORK, V. O.; CARLENS, E.; FRIBERG, O. Endobronchial anesthesia. **Anesthesiology**, v. 14, n. 1, p. 60-72, 1953.
13. BLISSITT, K. J. RAISIS, A. L. ADAMS, V. J. et al. The effects of halothane and isoflurane on cardiovascular function in dorsally recumbent horses undergoing surgery. **Vet. Anaesth. Analg.**, v. 35, n. 3, p. 208-219, 2008.
14. BRANSON, K. R. Injectable and alternative anesthetic techniques. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K. A. (Ed.). **Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia**. 4. ed. Ames: Blackwell, 2007. p.273-299.
15. BRAZ, J. R. C. Monitorização da oxigenação e da ventilação. **Rev. Bras. Anesthesiol.**, v. 46, n. 3, p. 223-240, 1996.
16. CANTWELL, S. L. et al. One-lung versus two-lung ventilation in the closed-chest anesthetized dog: a comparison of cardiopulmonary parameters. **Vet. Surg.**, v. 29, p. 365-373, 2000.
17. CAPAN, L. M. et al. Optimization of arterial oxygenation during one-lung anesthesia. **Anesth. Analg.**, v. 59, p. 847-851, 1980.
18. CASSERLY, B.; READ, R.; LEVY, M. M. Hemodynamic monitoring in sepsis. **Crit. Care Nurs. Clin. North Am.**, v. 23, n. 1, p. 149-169, 2011.
19. CHOI, Y. J. et al. Propofol infusion associated metabolic acidosis in patients undergoing neurosurgical anesthesia: a retrospective study. **J. Korean Neurosurg. Soc.**, v. 56, n. 2, p. 135-140, 2014.
20. CIOFOLO, M. J.; REIZ, S. Circulatory effects of volatile anesthetic agents. **Minerva Anesthesiol.**, v. 65, n. 5, p. 232-238, 1999.

21. CORTOPASSI, S. R. G.; FABRICIO, G. C. F. Fluidoterapia na anestesia. In: FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G. (Org.). **Anestesia em cães e gatos**. 2. ed. São Paulo: Roca, 2010. p. 131-146.
22. CORTOPASSI, S. R. G.; FANTONI, D. T. Medicação pré-anestésica. In: FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G. (Org.). **Anestesia em cães e gatos**. 2. ed. São Paulo: Roca, 2010. p. 217-227.
23. CREDIE, R. G. et al. Effects of methadone on the minimum alveolar concentration of isoflurane in dogs. **Vet. Anaesth. Analg.**, v. 37, n. 3, p. 240-249, 2010.
24. CUTFIELD, G. R. et al. Isoflurane and large coronary artery haemodynamics: a study in dogs. **Br. J. Anaesth.**, v. 60, n. 7, p. 784-790, 1988.
25. DABIR, S. et al. Effects of propofol versus isoflurane on liver function after open thoracotomy. **Asian Cardiovasc. Thorac. Ann.**, v. 23, n. 3, p. 292-298, 2015.
26. DAROVIC, G. O.. Pulmonary artery pressure monitoring. In: DAROVIC, G. O. **Hemodynamic monitoring: invasive and noninvasive clinical application**. 3. ed. Philadelphia: Saunders, 2002. p. 191-244.
27. DIAS, F. S. et al. Consenso brasileiro de monitorização e suporte hemodinâmico - parte II: monitorização hemodinâmica básica e cateter de artéria pulmonar. **Rev. Bras. Ter. Intensiva**, v. 18, n. 1, p. 63-77, 2006.
28. DiBARTOLA, S. P. Introduction to acid-base disorders. In: _____. (Ed.). **Fluid, electrolyte and acid-base disorders in small animal practice**. 4. ed. St. Louis: Saunders, 2012. p.231-252.
29. DUCROS, L. et al. Pulmonary air trapping during two-lung and one-lung ventilation. **J. Cardiothor. Vasc. Anesth.**, v. 13, n. 1, p. 35-39, 1999.
30. EWING, K. K et al. Reduction of isoflurane anesthetic requirement by medetomidine and its restoration by atipamezole in dogs. **Am. J. Vet. Res.**, v. 54, n. 2, p. 294-299, 1993.

31. FANTONI, D. T. et al. Anestésicos inalatórios. In: SPINOSA, H. S.; GÓRNIK, S. L.; BERNARDI, M. M (Ed). **Farmacologia aplicada à medicina veterinária**. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2006. p. 119-131.
32. FERRAZ, M. L. F. Métodos invasivos de monitorização. In: RATTON, J. L. A. **Medicina intensiva**. 1. ed. Rio de Janeiro: Atheneu, 1992. p. 9-29.
33. FERREIRA, H. C. et al. On the crucial ventilatory setting adjustment from two- to one-lung ventilation. **Respir. Physiol. Neurobiol.**, v. 179, p. 198– 204, 2011.
34. FISHER, A. O. et al. Hyperoxia during one lung ventilation: inflammatory and oxidative responses. **Pediatr. Pulmonol.**, v. 47, n. 10, p. 979-986, 2012.
35. FLORIANO, B. P. **Efeitos de diferentes concentrações de isoflurano sobre a perfusão tecidual em cães**. 2012. 120 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba, Universidade Estadual Paulista, Araçatuba, 2012.
36. FOSSUM, T. W. Cirurgia do sistema respiratório inferior: pulmões e parede torácica. In: FOSSUM, T. W. **Cirurgia de pequenos animais**. São Paulo: Roca, 2002. p. 723-751.
37. FRANKLIN, R. P.; PELOSO, J. G. Review of the clinical use of lactate. In: ANNUAL CONVENTION OF THE AMERICAN ASSOCIATION OF EQUINE PRACTITIONERS, 52., 2006, San Antonio. **Proceedings...** San Antonio: AAEP, 2006. p. 305-309.
38. FUJITA, Y. et al. Comparative effects of hypotension due to isoflurane, nitroglycerin, and adenosine on subendocardial microcirculation: observation of the in situ beating swine heart under critical stenosis. **Anesthesiology**, v. 87, n. 2, p. 343-353, 1997.
39. FULLER, B. M.; DELLINGER, R. P. Lactate as a hemodynamic marker in the critically ill. **Curr. Opin. Crit. Care**, v. 18, n. 3, p. 267-272, 2012.
40. GUYTON, A. C.; HALL, J. E. **Tratado de fisiologia médica**. 11. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2006. 1115p.

41. HASKINS, S. C. Monitoring anesthetized patients. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K. A. (Ed.). **Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia**. 4. ed. Ames: Blackwell, 2007. p. 533-558.
42. HATHERILL, M. et al. The lactate:pyruvate ratio following open cardiac surgery in children. **Intensive Care Med.**, v. 33, n. 5, p. 822-829, 2007.
43. HUANG, C. H. et al. Propofol infusion shortens and attenuates oxidative stress during one lung ventilation. **Acta Anaesthesiol. Taiwan**, v. 46, n. 4, p. 160-165, 2008.
44. HUGHES, D. Interpretation of lactate: what is it? What can we do with it? In: SMALL ANIMAL AND EXOTICS OF THE NORTH AMERICA VETERINARY, 2006, Florida. **Proceedings...** Florida: SAENAV, 2006. p. 239-242.
45. INOMATA, S. et al. "Best" PEEP during one-lung ventilation. **Br. J. Anaesth.**, v. 78, p. 754-756, 1997.
46. KARZAI, W.; HABERSTROH, J.; PRIEBE, H. J. Effects of desflurane and propofol on arterial oxygenation during one-lung ventilation in the pig. **Acta Anaesthesiol. Scand.**, v. 42, n. 6, p. 648-652, 1998.
47. KÄSTNER, S. B. R.; GRUNDMANN, S.; BETTSCHART-WOLFENSBERGER, R. Unstable endobronchial intubation in a cat undergoing tracheal laceration repair. **Vet. Anaesth. Analg.**, v. 31, p. 227-230, 2004.
48. KAWAMOTO, S. et al. Heart rate to arterial pressure impulse response during one lung ventilation. **Acta Anaesthesiol. Scand.**, v. 46, p. 592-598, 2002.
49. KELLOW, N. H. et al. Comparison of the effects of propofol and isoflurane anaesthesia on right ventricular function and shunt fraction during thoracic surgery. **Br. J. Anaesth.**, v. 75, n. 5, p. 578-582, 1995.
50. KIM, S. H.; JUNG, K. T.; AN, T. H. Effects of tidal volume and PEEP on arterial blood gases and pulmonary mechanics during one-lung ventilation. **J. Anesth.**, v. 26, n. 4, p. 568-573, 2012.

51. KIM, Y. D. et al. The effects of incremental continuous positive airway pressure on arterial oxygenation and pulmonary shunt during one-lung ventilation. **Korean J. Anesthesiol.**, v. 62, n. 3, p. 256-259, 2012.
52. KO, J. C. et al. Effects of carprofen and morphine on the minimum alveolar concentration of isoflurane in dogs. *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.*, v. 45, n. 1, p. 19-23, 2009.
53. KUDNIG, S. T. et al. Effect of one-lung ventilation on oxygen delivery in anesthetized dogs with an open thoracic cavity. **Am. J. Vet. Res.**, v. 64, n. 4, p. 443-448, 2003.
54. KUDNIG, S. T. et al. Effect of positive end-expiratory pressure on oxygen delivery during 1-lung ventilation for thoracoscopy in normal dogs. **Vet. Surg.**, v. 35, p. 534–542, 2006.
55. LIMA, A.; BAKKER, J. Noninvasive monitoring of peripheral perfusion. **Intensive Care Med.**, v. 31, n. 10, p. 1316–1326, 2005.
56. LOER, S. A.; SCHEEREN, T. W. L.; TARNOW, J. Desflurane inhibits hypoxic pulmonary vasoconstriction in isolated rabbit lungs. **Anesthesiology**, v. 83, n. 3, p. 552-556, 1995.
57. MARSHALL, C.; LINDGREN, L.; MARSHALL, B. E. Effects of halothane, enflurane, and isoflurane on hypoxic pulmonary vasoconstriction in rat lungs in vitro. **Anesthesiology**, v. 60, n. 4, p. 304-308, 1984.
58. MARTINEZ, E. A.; KEEGAN, R. D. Muscle relaxants and neuromuscular blockade. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K. A. (Ed.). **Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia**. 4. ed. Ames: Blackwell, 2007. p. 419-437.
59. MASSONE, F. **Anestesiologia veterinária: farmacologia e técnicas**. 6. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2011. 428p.
60. MAYHEW, K. N. et al. Thoracoscopic subphrenic pericardectomy using double-lumen endobronchial intubation for alternating one-lung ventilation. **Vet. Surg.**, v. 38, p.961–966, 2009.

61. MAYHEW, P. D. et al. Effect of one-lung ventilation with or without low-pressure carbon dioxide insufflation on cardiorespiratory variables in cats undergoing thoracoscopy. **Vet. Surg.**, v. 44, n. 1, p. 15-22, 2015.
62. MAYHEW, P. D. et al. Evaluation of blind thoracoscopic-assisted placement of three double-lumen endobronchial tube designs for one-lung ventilation in dogs. **Vet. Surg.**, v. 41, p. 664–670, 2012.
63. MAYHEW, P. D.; FRIEDBERG, J. S. Video-assisted thoracoscopic resection of noninvasive thymomas using one-lung ventilation in two dogs. **Vet. Surg.**, v. 37, p. 756–762, 2008.
64. McDONELL, W. N.; KERR, C. L. Respiratory system. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K. A. (Ed.). **Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia**. 4. ed. Ames: Blackwell, 2007. p.117-151.
65. MICROSOFT office 2010. [S.l.]: Microsoft Corporation, 2010.
66. MÓDOLO, N. S. P. et al. Intravenous versus inhalation anaesthesia for one-lung ventilation. **The Cochrane Library**, v. 7, 2013. Disponível em: <<http://onlinelibrary.wiley.com/enhanced/doi/10.1002/14651858.CD006313.pub3>>. Acesso em: 25 jul. 2015.
67. MONTEIRO, E. R. et al. Effects of remifentanil on the minimum alveolar concentration of isoflurane in dogs. **Am. J. Vet. Res.**, v. 71, n. 2, p. 150-156, 2010.
68. MOREIRA, J. C.; CREDIE, R. G. Considerações anestésicas na emergência. In: RABELO, R. C.; CROWE, D. T. **Fundamentos de terapia intensiva veterinária em pequenos animais: condutas no paciente crítico**. Rio de Janeiro: L. F. Livros de Veterinária, 2005. p. 483-493.
69. MOSING, M.; IFF, I.; MOENS, Y. Endoscopic removal of a bronchial carcinoma in a dog using one-lung ventilation. **Vet. Surg.**, v. 37, p. 222–225, 2008.
70. MROZINSKI, P. et al. Comparison of haemodynamics and myocardial injury markers under desflurane vs. propofol anaesthesia for off-pump coronary surgery. A prospective randomised trial. **Anesthesiol. Intensive Ther.**, v. 46, n. 1, p. 4-13, 2014.

71. MUIR, W. W. Cardiovascular system. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K. A. (Ed.). **Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia**. 4. ed. Ames: Blackwell, 2007. p.61-116.
72. MUIR, W. W.; MORAIS, H. S. A. Acid-base physiology. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K. A. (Ed.). **Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia**. 4. ed. Ames: Blackwell, 2007. p.117-182.
73. NISHIYAMA, T. Hemodynamic and catecholamine response to a rapid increase in isoflurane or sevoflurane concentration during a maintenance phase of anesthesia in humans. **J. Anesth.**, v. 19, n. 3, p. 213-217, 2005.
74. NUNES, N. Monitoração da anestesia. In: FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. (Org.). **Anestesia em cães e gatos**. 2. ed. São Paulo: Roca, 2010. p. 83-101.
75. OLIVA, V. N. L. S.; FANTONI, D. T. Anestesia inalatória. In: FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. (Org.). **Anestesia em cães e gatos**. 2. ed. São Paulo: Roca, 2010. p. 246-258.
76. PAGEL, P. S. et al. Desflurane and isoflurane produce similar alterations in systemic and pulmonary hemodynamics and arterial oxygenation in patients undergoing one-lung ventilation during thoracotomy. **Anesth. Analg.**, v. 87, n. 4, p. 800-807, 1998.
77. PANG, D. S.; BOISEN, S. Lactate in veterinary critical care: pathophysiology and management. **J. Am. Anim. Hosp. Assoc.**, v. 43, n. 5, p. 270-279, 2007.
78. PRIETO-LLORET, J. et al. Hypoxic pulmonary vasoconstriction, carotid body function and erythropoietin production in adult rats perinatally exposed to hyperoxia. **J. Physiol.**, v. 593, n. 11, p. 2459-2477, 2015.
79. PRUSZOWSKI, O. et al. Effects of propofol vs sevoflurane on arterial oxygenation during one-lung ventilation. **Br. J. Anaesth.**, v. 86, n. 4, p. 539-544, 2007.
80. QUASHA, A. L. et al. Determination and applications of MAC. **Anesthesiology**, v. 53, n. 4, p. 315-334, 1980.

81. RABELO, R. C. Monitorização na UTI. In: RABELO, R. C.; CROWE, D. T. **Fundamentos de terapia intensiva veterinária em pequenos animais: condutas no paciente crítico**. Rio de Janeiro: L. F. Livros de Veterinária, 2005. p. 660-678.
82. RÉA-NETO, A. et al. Consenso brasileiro de monitorização e suporte hemodinâmico - parte IV: monitorização da perfusão tecidual. **Rev. Bras. Ter. Intensiva**, v. 18, n. 2, p. 154-160, 2006.
83. REID, C. W.; SLINGER, P. D.; LENIS, S. A comparison of the effects of propofol-alfentanil versus isoflurane anesthesia on arterial oxygenation during one-lung ventilation. **J. Cardiothorac. Vasc. Anesth.**, v. 10, n. 7, p. 860-863, 1996.
84. REINIUS, H., et al. Real-time ventilation and perfusion distributions by electrical impedance tomography during one-lung ventilation with capnothorax. **Acta Anaesthesiol. Scand.**, v. 59, p. 354-368, 2015.
85. RIQUELME, M. et al. Cardiopulmonary changes induced during one-lung ventilation in anesthetized dogs with a closed thoracic cavity. **Am. J. Vet. Res.**, v. 66, n. 6, p. 973-977, 2005a.
86. RIQUELME, M. et al. Cardiopulmonary effects of positive end-expiratory pressure during one-lung ventilation in anesthetized dogs with a closed thoracic cavity. **Am. J. Vet. Res.**, v. 66, n. 6, p. 978-983, 2005b.
87. ROZÉ, H. et al. Reducing tidal volume and increasing positive end-expiratory pressure with constant plateau pressure during one-lung ventilation: effect on oxygenation. **Br. J. Anaesth.**, v. 108, n. 6, p. 1022-1027, 2012.
88. SAITO, M. et al. Effects of sevoflurane compared with those of isoflurane on arterial oxygenation and hemodynamics during one-lung ventilation. **J. Anesth.**, v. 14, n. 1, p. 1-5, 2000.
89. SAS Institute Inc., SAS OnlineDoc®, Version 8, Cary, NC: SAS Institute Inc., 1999.
90. SATO, N. et al. Effects of one-lung ventilation on cardiac autonomic nervous activity as evaluated by power spectral analysis of heart rate variability. **J. Clin. Monit. Comput.**, v. 16, n. 1, p. 11-15, 2000.

91. SCHILLING, T. et al. Effects of propofol and desflurane anaesthesia on the alveolar inflammatory response to one-lung ventilation. **Br. J. Anaesth.**, v. 99, n. 3, p. 368-375, 2007.
92. SCHWARZKOPF, K. et al. Lung perfusion, shunt fraction, and oxygenation during one-lung ventilation in pigs: the effects of desflurane, isoflurane, and propofol. **J. Cardiothorac. Vasc. Anesth.**, v. 17, n. 1, p. 73-75, 2003.
93. SCHWARZKOPF, K. et al. The effects of increasing concentrations of isoflurane and desflurane on pulmonary perfusion and systemic oxygenation during one-lung ventilation in pigs. **Anesth. Analg.**, v. 93, n. 6, p. 1434-1438, 2001.
94. SEDDIGHI, R. et al. The effect of midazolam on the end-tidal concentration of isoflurane necessary to prevent movement in dogs. **Vet. Anaesth. Analg.**, v. 38, n. 3, p. 195-202, 2011.
95. SHIH, A. C. et al. Cardiopulmonary effects of a new inspiratory impedance threshold device in anesthetized hypotensive dogs. **Vet. Anaesth. Analg.**, v. 37, n. 3, p. 215–221, 2010.
96. SHIMIZU, T. et al. Arterial oxygenation during one lung ventilation. **Can. J. Anesth.**, v. 44, n. 11, p. 1162-1166, 1997.
97. SILVA, E. et al. Avaliação da perfusão tecidual no choque. **Medicina**, v. 34, p. 27-35, 2001.
98. SLINGER, P.; SCOTT, W. A. C. Arterial oxygenation during one-lung ventilation. **Anesthesiology**, v. 82, n. 4, p. 940-946, 1995.
99. STEFFEY, E. P.; MAMA, K. R. Inhalation anesthetics. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K. A. (Ed.). **Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia**. 4. ed. Ames: Blackwell, 2007. p.355-393.
100. STEPHENSON, R. B. As circulações sistêmica e pulmonar. In: CUNNINGHAM, J. G. **Tratado de fisiologia veterinária**. 3. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2004. p. 177-188.
101. THOMAS, W. P.; SISSON, D. Cardiac catheterization and angiocardiology. In: FOX, P. R.; SISSON, D.; MOÏSE, N. S. (Ed.). **Textbook of canine and feline**

cardiology: principles and clinical practice. 2. ed. Philadelphia: W.B. Saunders, 1999. p. 173 -192.

102. TREPTE, C. et al. Effects of one-lung ventilation on thermodilution-derived assessment of cardiac output. **Br. J. Anaesth.**, v. 108, n. 6, p. 922-928, 2012.

103. UYAMA, Y. et al. Effects of intravenous administration of perzinfotel, fentanyl, and a combination of both drugs on the minimum alveolar concentration of isoflurane in dogs. **Am. J. Vet. Res.**, v. 70, n. 12, p. 1459-1464, 2009.

104. UNO, H. et al. Evaluation of inhibitory effect of isoflurane on the hypoxic pulmonary vasoconstriction response in dogs. **Masui.**, v. 43, n. 9, p. 1288-1296, 1994.

105. VALVERDE, A. et al. Validation of several types of noxious stimuli for use in determining the minimum alveolar concentration for inhalation anesthetics in dogs and rabbits. **Am. J. Vet. Res.**, v. 64, n. 8, p. 957-962, 2003.

106. WANG, J. Y. Y. et al. A comparison of the effects of desflurane and isoflurane on arterial oxygenation during one-lung ventilation. **Anaesthesia**, v. 55, n. 2, p. 167-173, 2000.

107. WANG, J. Y. Y. et al. Comparison of the effects of sevoflurane and isoflurane on arterial oxygenation during one lung ventilation. **Br. J. Anaesth.**, v. 81, n. 6, p. 850-853, 1998.

108. WOOD, R. E. et al. Surgical advantages of selective unilateral ventilation. **Ann. Thorac. Surg.**, v. 14, n. 2 p. 173-180, 1972.

APÊNDICE

Grupo Propofol (GP) - **Animal 1**

Peso = **13,7 kg**; Área de superficie corpórea ($\text{peso}^{0,667}/10$) = **0,573 m²**

	M_B	M₃₀	M₅₀	M₇₀	M₉₀	M₁₂₀	M_F
FC	96	112	95	96	115	111	108
PAS	118	100	103	107	105	106	126
PAM	89	81	88	80	88	86	98
PAD	76	68	68	72	69	71	76
DC		2,90	3,02	3,09	2,97	2,27	
IC		5,06	5,27	5,39	5,18	3,96	
IS		45,2	55,5	56,2	45,1	35,7	
ITVE		5,53	6,26	5,82	6,16	4,60	
PVC		3	2	4	2	4	
PAPm		17	17	18	18	17	
PCPm		12	12	12	11	6	
IRPT		1279	1334	1185	1357	1735	
IRVP		79	76	89	108	222	
SpO₂		98	99	99	99	98	
Lactato	1,5	1,1	2,2	1,2	2,0	1,3	1,0
TC		36,4	36,3	36,5	36,7	36,0	
TP		35,6	35,2	36,8	37,6	36,8	
ΔT		0,8	1,1	0,3	0,9	0,8	
SvO₂		95,0	93,0	94,0	97,0	94,0	
CaO₂		24,9	25,0	25,2	25,0	25,1	
CvO₂		22,4	21,9	22,2	22,9	22,2	
CcO₂		25,8	25,9	26,0	25,9	26,0	
Qs/Qt		2,98	3,47	3,36	2,54	3,33	
IDO₂		1262	1318	1357	1296	995	
IVO₂		129	164	162	106	117	
TeO₂		0,10	0,12	0,12	0,08	0,12	
IO		5,45	5,78	6,25	5,73	6,08	
PAO₂		642	629	621	616	630	
P(A-a)O₂		119	80	27	72	52	
f	40	16	16	16	16	16	27
ETCO₂		29	33	38	43	31	
FiO₂	0,21	0,96	0,95	0,95	0,95	0,95	0,21
pH art		7,389	7,339	7,277	7,255	7,352	
pH ven		7,372	7,317	7,272	7,253	7,325	
PaO₂		523	549	594	544	578	
PvO₂		74	69	79	107	76	
PaCO₂		35,6	41,3	48,7	52,9	40,7	
PvCO₂		33,6	38,3	42,8	45,6	36,9	
DB art		-4	-4	-4	-4	-3	
DB ven		-6	-7	-7	-7	-7	
HCO₃ art		21,6	22,4	22,9	23,5	22,6	
HCO₃ ven		19,7	19,7	19,9	20,2	19,2	

Grupo Propofol (GP) - **Animal 2**

Peso = **14,7 kg**; Área de superficie corpórea ($\text{peso}^{0,667}/10$) = **0,601 m²**

	M_B	M₃₀	M₅₀	M₇₀	M₉₀	M₁₂₀	M_F
FC	132	111	110	114	117	116	104
PAS	110	96	95	97	108	105	135
PAM	93	77	74	78	86	84	99
PAD	84	64	61	64	68	67	81
DC		3,06	3,17	3,25	3,74	2,96	
IC		5,09	5,28	5,41	6,23	4,93	
IS		45,9	48,0	47,5	53,2	42,5	
ITVE		5,30	5,27	5,70	7,23	5,59	
PVC		5	2	2	3	3	
PAPm		17	18	17	19	18	
PCPm		5	5	6	7	8	
IRPT		1208	1120	1152	1104	1362	
IRVP		188	197	162	154	162	
SpO₂		99	99	99	99	99	
Lactato	2,3	1,4	1,8	1,8	1,5	1,7	2,9
TC		36,0	36,1	36,0	36,4	36,8	
TP		35,6	35,0	36,0	36,8	35,4	
ΔT		0,4	1,1	0,0	0,4	1,4	
SvO₂		94,0	96,0	96,0	95,0	98,0	
CaO₂		21,4	21,3	21,3	21,3	21,4	
CvO₂		18,6	19,1	19,0	18,8	19,5	
CcO₂		22,2	22,1	22,0	22,0	22,1	
Qs/Qt		2,59	2,21	2,17	2,34	1,90	
IDO₂		1092	1127	1151	1327	1054	
IVO₂		144	121	121	154	92	
TeO₂		0,13	0,11	0,11	0,12	0,09	
IO		6,36	6,05	5,82	5,94	6,26	
PAO₂		629	624	626	623	615	
P(A-a)O₂		25	49	73	59	27	
f	44	26	26	26	26	22	32
ETCO₂		31	35	35	35	34	
FiO₂	0,21	0,95	0,95	0,95	0,95	0,94	0,21
pH art		7,371	7,314	7,311	7,293	7,291	
pH ven		7,339	7,290	7,284	7,267	7,268	
PaO₂		604	575	553	564	588	
PvO₂		72	87	84	82	111	
PaCO₂		41,1	45,5	44,5	47,2	47,2	
PvCO₂		36,8	41,8	43,4	44,9	42,7	
DB art		-1	-3	-4	-4	-4	
DB ven		-6	-6	-6	-6	-7	
HCO₃ art		24,0	23,4	22,7	23,0	22,8	
HCO₃ ven		20,0	20,8	20,8	20,6	19,6	

Grupo Propofol (GP) - **Animal 3**

Peso = **12,3 kg**; Área de superficie corpórea ($\text{peso}^{0,667}/10$) = **0,533 m²**

	M_B	M₃₀	M₅₀	M₇₀	M₉₀	M₁₂₀	M_F
FC	92	89	89	83	108	97	104
PAS	198	119	129	136	135	141	148
PAM	104	93	98	102	105	108	98
PAD	57	76	79	84	86	89	73
DC		2,07	2,08	1,99	2,05	2,47	
IC		3,88	3,90	3,73	3,84	4,63	
IS		43,6	43,8	45,0	35,6	47,7	
ITVE		4,87	5,16	5,14	5,45	6,75	
PVC		4	4	4	5	5	
PAPm		19	20	22	22	24	
PCPm		8	8	9	9	10	
IRPT		1914	2008	2184	2182	1863	
IRVP		226	246	278	270	242	
SpO₂		99	98	99	99	97	
Lactato	2,1	2,7	2,3	2,1	2,2	2,4	3,7
TC		36,7	36,8	37,2	37,9	38,8	
TP		35,8	35,2	36,8	36,8	37,0	
ΔT		0,9	1,6	0,4	1,1	1,8	
SvO₂		92,2	93,2	91,8	90,9	88,5	
CaO₂		22,2	22,0	21,9	21,8	22,0	
CvO₂		19,4	19,6	19,3	19,2	18,6	
CcO₂		22,9	22,7	22,7	22,5	22,7	
Qs/Qt		2,74	2,41	2,61	2,63	3,18	
IDO₂		860	857	818	837	1018	
IVO₂		107	91	97	100	154	
TeO₂		0,12	0,11	0,12	0,12	0,15	
IO		4,79	4,12	3,94	3,44	4,13	
PAO₂		614	609	607	601	600	
P(A-a)O₂		164	222	237	278	212	
f	36	27	27	26	27	27	36
ETCO₂		41	42	43	48	47	
FiO₂	0,21	0,94	0,94	0,94	0,94	0,94	0,21
pH art		7,236	7,189	7,186	7,156	7,167	
pH ven		7,194	7,160	7,166	7,115	7,147	
PaO₂		450	387	370	323	388	
PvO₂		81	90	85	90	83	
PaCO₂		48,4	53,2	55,1	60,7	61,2	
PvCO₂		58,6	61,6	61,4	69,3	65,7	
DB art		-8	-9	-9	-9	-9	
DB ven		-8	-9	-9	-10	-8	
HCO₃ art		20,2	20,0	20,3	20,7	20,1	
HCO₃ ven		22,1	21,5	21,6	21,5	21,7	

Grupo Propofol (GP) - **Animal 4**

Peso = **9,4 kg**; Área de superfície corpórea ($\text{peso}^{0,667}/10$) = **0,446 m²**

	M_B	M₃₀	M₅₀	M₇₀	M₉₀	M₁₂₀	M_F
FC	120	139	146	158	160	154	132
PAS	179	84	89	104	110	101	114
PAM	117	69	72	86	87	85	96
PAD	86	59	58	71	73	73	74
DC		2,75	2,74	3,18	3,06	2,88	
IC		6,17	6,15	7,13	6,87	6,46	
IS		44,4	42,1	45,2	42,9	42,0	
ITVE		5,75	5,98	8,28	8,06	7,41	
PVC		-1	-1	-1	-1	0	
PAPm		15	18	19	18	16	
PCPm		2	1	2	2	2	
IRPT		894	936	963	1013	1051	
IRVP		168	221	190	186	173	
SpO₂		99	99	100	100	100	
Lactato	2,2	1,9	1,8	1,9	1,4	1,2	4,3
TC		35,9	36,5	37,2	37,7	38,1	
TP		34,4	36,4	35,6	35,0	36,6	
ΔT		1,5	0,1	1,6	2,7	1,5	
SvO₂		98,8	98,0	98,5	98,3	97,9	
CaO₂		23,1	23,1	23,2	23,3	23,6	
CvO₂		22,1	21,9	22,0	21,9	21,8	
CcO₂		24,0	23,9	24,1	24,2	24,4	
Qs/Qt		1,52	1,66	1,65	1,81	2,13	
IDO₂		1428	1418	1658	1603	1524	
IVO₂		65	75	87	96	117	
TeO₂		0,05	0,05	0,05	0,06	0,08	
IO		4,35	4,17	4,74	5,12	5,93	
PAO₂		619	603	604	600	619	
P(A-a)O₂		201	207	154	114	56	
f	32	28	28	29	30	30	44
ETCO₂		45	59	55	50	41	
FiO₂	0,21	0,96	0,95	0,95	0,95	0,95	0,21
pH art		7,204	7,153	7,155	7,142	7,244	
pH ven		7,174	7,126	7,128	7,143	7,247	
PaO₂		418	396	450	486	563	
PvO₂		162	144	164	154	129	
PaCO₂		57,3	65,0	64,0	67,7	50,6	
PvCO₂		63,0	71,6	69,5	66,6	50,9	
DB art		-6	-8	-9	-8	-6	
DB ven		-7	-8	-9	-8	-6	
HCO₃ art		23,1	22,8	21,9	22,4	21,1	
HCO₃ ven		23,0	23,1	22,5	22,1	21,4	

Grupo Propofol (GP) - **Animal 5**

Peso = **9,2 kg**; Área de superfície corpórea ($\text{peso}^{0,667}/10$) = **0,439 m²**

	M_B	M₃₀	M₅₀	M₇₀	M₉₀	M₁₂₀	M_F
FC	114	52	52	61	68	52	108
PAS	127	102	120	95	101	108	177
PAM	111	95	104	91	98	104	125
PAD	82	82	94	88	90	93	99
DC		0,85	1,02	1,21	1,44	0,87	
IC		1,93	2,32	2,75	3,28	1,98	
IS		37,2	44,6	45,1	48,2	38,1	
ITVE		2,48	3,26	3,38	4,34	2,78	
PVC		5	4	4	4	4	
PAPm		14	14	15	16	16	
PCPm		8	8	10	7	8	
IRPT		3924	3580	2640	2389	4197	
IRVP		248	207	145	219	323	
SpO₂		97	98	100	98	98	
Lactato	2,3	2,8	2,3	2,2	2,5	2,5	2,7
TC		36,2	36,3	36,4	36,4	36,6	
TP		35,2	35,6	30,4	34,0	33,8	
ΔT		1,0	0,7	6,0	2,4	2,8	
SvO₂		76,0	75,0	83,0	87,0	87,0	
CaO₂		23,6	23,5	23,5	23,4	23,5	
CvO₂		16,7	16,5	18,3	19,2	19,1	
CcO₂		24,4	24,3	24,3	24,2	24,3	
Qs/Qt		6,28	6,32	4,87	4,09	4,21	
IDO₂		457	544	646	767	465	
IVO₂		133	161	142	138	86	
TeO₂		0,29	0,30	0,22	0,18	0,19	
IO		5,96	5,41	5,41	5,21	5,53	
PAO₂		635	622	622	627	635	
P(A-a)O₂		63	103	103	127	104	
f	36	18	14	14	18	18	40
ETCO₂		29	31	33	40	31	
FiO₂	0,21	0,96	0,96	0,96	0,96	0,96	0,21
pH art		7,380	7,273	7,273	7,306	7,371	
pH ven		7,367	7,323	7,298	7,252	7,316	
PaO₂		572	519	519	500	531	
PvO₂		41	42	52	60	45	
PaCO₂		42,0	54,2	54,2	50,0	42,8	
PvCO₂		40,0	43,4	46,1	45,8	39,3	
DB art		0	-2	-2	-1	0	
DB ven		-2	-4	-4	-7	-6	
HCO₃ art		25,1	25,3	25,3	25,1	24,9	
HCO₃ ven		23,2	22,7	22,7	20,3	20,2	

Grupo Propofol (GP) - **Animal 6**

Peso = **9,8 kg**; Área de superfície corpórea ($\text{peso}^{0,667}/10$) = **0,458 m²**

	M_B	M₃₀	M₅₀	M₇₀	M₉₀	M₁₂₀	M_F
FC	88	68	82	86	78	61	84
PAS	143	87	88	91	91	97	159
PAM	102	70	74	73	75	78	83
PAD	82	55	57	59	59	62	45
DC		1,15	1,45	1,25	1,23	1,23	
IC		2,51	3,16	2,73	2,68	2,68	
IS		36,9	38,6	31,7	34,4	44,0	
ITVE		2,37	3,16	2,69	2,72	2,83	
PVC		2	0	1	1	1	
PAPm		11	12	12	12	12	
PCPm		3	2	2	2	5	
IRPT		2229	1869	2138	2233	2322	
IRVP		255	253	293	298	208	
SpO₂		100	99	97	97	97	
Lactato	4,2	4,1	4,1	4,0	3,4	4,3	4,7
TC		37,0	36,9	37,0	36,9	36,9	
TP		36,6	36,4	36,6	35,2	34,8	
ΔT		0,4	0,5	0,4	1,7	2,1	
SvO₂		86,0	88,0	87,0	86,0	82,0	
CaO₂		21,9	21,5	21,6	21,6	21,8	
CvO₂		17,6	18,0	17,8	17,6	16,8	
CcO₂		22,7	22,3	22,4	22,4	22,6	
Qs/Qt		3,86	3,20	3,45	3,61	4,37	
IDO₂		550	680	590	580	585	
IVO₂		109	110	104	108	135	
TeO₂		0,20	0,16	0,18	0,19	0,23	
IO		5,65	4,25	4,66	4,61	5,20	
PAO₂		640	616	615	625	634	
P(A-a)O₂		92	208	168	178	130	
f	40	11	11	14	14	14	40
ETCO₂		35	40	40	37	38	
FiO₂	0,21	0,97	0,96	0,96	0,97	0,97	0,21
pH art		7,334	7,224	7,222	7,230	7,280	
pH ven		7,305	7,214	7,209	7,204	7,241	
PaO₂		548	408	447	447	504	
PvO₂		57	66	65	62	55	
PaCO₂		44,3	60,0	60,9	57,7	49,4	
PvCO₂		40,6	56,0	56,0	54,2	49,6	
DB art		-2	-3	-3	-3	-4	
DB ven		-6	-5	-6	-7	-6	
HCO₃ art		23,6	24,8	25,1	24,2	23,2	
HCO₃ ven		20,2	22,6	22,3	21,4	21,3	

Grupo Isofluorano 1,0 CAM (GI_{1,0}) - **Animal 1**Peso = **13,7 kg**; Área de superfície corpórea (peso^{0,667}/10) = **0,573 m²**

	M_B	M₃₀	M₅₀	M₇₀	M₉₀	M₁₂₀	M_F
FC	80	133	125	116	118	137	100
PAS	140	98	95	98	90	101	112
PAM	98	77	72	75	68	80	74
PAD	73	65	57	59	54	66	55
DC		2,94	3,45	3,50	3,35	3,45	
IC		5,13	6,02	6,11	5,85	6,02	
IS		38,6	48,2	52,7	49,5	43,9	
ITVE		5,33	5,85	6,18	5,37	6,50	
PVC		4	4	3	3	0	
PAPm		18	15	17	18	18	
PCPm		6	4	8	5	5	
IRPT		1199	956	981	929	1062	
IRVP		187	146	118	178	173	
SpO₂		99	99	99	99	98	
Lactato	2,3	1,7	2,4	2,5	1,4	1,4	2,7
TC		37,6	37,0	36,8	37,1	38,0	
TP		37,0	36,0	35,2	37,0	36,8	
ΔT		0,6	1,0	1,6	0,1	1,2	
SvO₂		95,0	90,0	92,0	92,0	96,2	
CaO₂		24,9	24,4	24,3	24,8	24,4	
CvO₂		22,4	21,2	21,7	21,7	22,7	
CcO₂		25,8	25,3	25,2	25,7	25,3	
Qs/Qt		2,91	3,53	3,04	3,49	2,23	
IDO₂		1278	1469	1485	1453	1471	
IVO₂		127	192	160	184	102	
TeO₂		0,10	0,13	0,11	0,13	0,07	
IO		5,52	3,76	3,48	5,31	3,86	
PAO₂		605	595	594	601	618	
P(A-a)O₂		92	245	270	107	259	
f	32	25	27	27	27	25	52
ETCO₂		38	40	45	38	35	
FiO₂	0,21	0,93	0,93	0,93	0,93	0,93	0,21
pH art		7,284	7,213	7,195	7,261	7,339	
pH ven		7,246	7,195	7,179	7,173	7,295	
PaO₂		513	350	324	494	359	
PvO₂		89	73	80	82	99	
PaCO₂		50,0	59,1	60,6	53,8	38,5	
PvCO₂		49,8	57,6	61,7	63,0	45,8	
DB art		-3	-4	-5	-3	-4	
DB ven		-6	-6	-5	-5	-5	
HCO₃ art		23,6	23,8	23,5	24,2	20,1	
HCO₃ ven		21,5	22,2	23,0	23,1	21,5	

Grupo Isofluorano 1,0 CAM (GI_{1,0}) - **Animal 2**

Peso = **14,7 kg**; Área de superfície corpórea ($\text{peso}^{0,667}/10$) = **0,601 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	96	125	106	104	108	129	136
PAS	109	91	81	82	88	113	152
PAM	104	68	61	62	65	89	94
PAD	68	52	44	46	47	70	65
DC		3,06	3,41	2,80	3,39	3,93	
IC		5,09	5,68	4,66	5,64	6,54	
IS		40,8	53,6	44,8	52,3	50,7	
ITVE		4,68	4,68	3,90	4,95	7,86	
PVC		6	8	9	6	4	
PAPm		14	16	22	23	23	
PCPm		9	6	7	5	7	
IRPT		1066	858	1063	920	1087	
IRVP		78	225	377	326	281	
SpO ₂		99	98	97	98	99	
Lactato	1,9	1,6	1,3	1,3	1,3	2,0	
TC		37,4	37,2	37,2	37,3	38,0	
TP		34,2	34,4	36,2	34,2	35,8	
ΔT		3,2	2,8	1,0	3,1	2,2	
SvO ₂		99,0	93,0	93,0	95,0	95,0	
CaO ₂		21,1	21,1	21,1	21,0	21,2	
CvO ₂		20,0	18,5	18,5	18,9	18,9	
CcO ₂		21,9	21,8	21,8	21,7	21,9	
Qs/Qt		1,38	2,40	2,39	2,03	2,24	
IDO ₂		1076	1196	982	1185	1388	
IVO ₂		59	145	119	116	153	
TeO ₂		0,05	0,12	0,12	0,10	0,11	
IO		5,32	5,15	5,15	4,91	5,70	
PAO ₂		603	563	563	576	602	
P(A-a)O ₂		98	79	79	114	72	
f	32	26	30	35	37	31	60
ETCO ₂		44	58	56	58	39	
FiO ₂	0,21	0,95	0,94	0,94	0,94	0,93	0,21
pH art		7,160	7,021	7,021	7,046	7,245	
pH ven		7,143	7,017	7,006	7,054	7,235	
PaO ₂		505	484	484	462	530	
PvO ₂		194	101	105	115	93	
PaCO ₂		64,9	94,8	94,8	82,9	52,7	
PvCO ₂		63,9	89,4	91,4	85,0	50,8	
DB art		-6	-6	-6	-8	-5	
DB ven		-7	-8	-8	-7	-6	
HCO ₃ art		23,0	24,5	24,5	22,6	22,6	
HCO ₃ ven		21,8	22,9	22,8	23,5	21,3	

Grupo Isofluorano 1,0 CAM (GI_{1,0}) - **Animal 3**Peso = **12,3 kg**; Área de superfície corpórea (peso^{0,667}/10) = **0,533 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	84	107	113	101	101	123	100
PAS	121	98	95	96	107	96	143
PAM	81	80	80	80	97	79	126
PAD	64	66	64	63	72	66	119
DC		2,91	2,39	2,69	2,65	2,64	
IC		5,46	4,48	5,04	4,97	4,95	
IS		51,0	39,7	49,9	49,2	40,2	
ITVE		5,89	4,84	5,45	6,51	5,28	
PVC		1	1	3	2	1	
PAPm		16	15	17	17	16	
PCPm		4	4	6	6	4	
IRPT		1171	1426	1267	1560	1275	
IRVP		176	196	174	177	194	
SpO ₂		99	98	98	98	97	
Lactato	2,4	2,4	1,6	2,6	2,2	2,0	3,5
TC		36,1	36,7	37,1	37,3	37,8	
TP		33,8	33,4	33,4	34,6	35,4	
ΔT		2,3	3,3	3,7	2,7	2,4	
SvO ₂		94,3	93,2	91,9	99,8	96,3	
CaO ₂		22,0	21,9	22,0	22,1	21,9	
CvO ₂		19,8	19,6	19,3	21,1	20,4	
CcO ₂		22,7	22,7	22,7	22,9	22,7	
Qs/Qt		2,24	2,36	2,64	1,38	1,79	
IDO ₂		1198	981	1108	1098	1084	
IVO ₂		116	102	133	50	76	
TeO ₂		0,10	0,10	0,12	0,05	0,07	
IO		4,00	3,83	4,06	4,47	3,80	
PAO ₂		625	602	604	599	609	
P(A-a)O ₂		241	238	218	174	248	
f	28	23	29	29	29	28	44
ETCO ₂		40	45	49	53	42	
FiO ₂	0,21	0,96	0,95	0,95	0,95	0,95	0,21
pH art		7,277	7,206	7,213	7,176	7,217	
pH ven		7,245	7,180	7,203	7,191	7,173	
PaO ₂		384	364	386	425	361	
PvO ₂		83	86	80	113	113	
PaCO ₂		51,7	65,5	64,1	68,6	59,5	
PvCO ₂		57,6	69,4	65,5	64,6	69,2	
DB art		-4	-4	-4	-5	-5	
DB ven		-4	-4	-4	-5	-5	
HCO ₃ art		23,9	25,4	25,2	24,7	23,4	
HCO ₃ ven		24,7	25,4	25,2	24,1	24,6	

Grupo Isofluorano 1,0 CAM (GI_{1,0}) - **Animal 4**Peso = **9,4 kg**; Área de superfície corpórea (peso^{0,667}/10) = **0,446 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	72	114	146	124	127	112	142
PAS	119	73	95	93	81	103	107
PAM	83	67	83	81	60	97	89
PAD	66	61	71	71	71	87	80
DC		3,13	3,59	3,09	3,49	3,27	
IC		7,02	8,05	6,93	7,83	7,34	
IS		61,6	55,2	55,9	61,7	65,5	
ITVE		6,35	9,02	7,58	6,34	9,61	
PVC		2	2	3	3	3	
PAPm		18	17	19	18	22	
PCPm		9	8	9	10	11	
IRPT		762	823	934	612	1056	
IRVP		102	89	115	82	120	
SpO ₂		99	99	100	100	100	
Lactato	1,2	2,3	2,0	2,4	2,3	2,0	3,0
TC		36,9	37,3	37,8	37,8	37,4	
TP		34,2	34,4	34,6	34,4	34,6	
ΔT		2,7	2,9	3,2	3,4	2,8	
SvO ₂		98,0	98,0	97,0	98,0	98,0	
CaO ₂		23,4	23,5	23,5	23,5	23,5	
CvO ₂		21,8	21,8	21,5	21,9	21,9	
CcO ₂		24,2	24,3	24,3	24,3	24,4	
Qs/Qt		1,94	2,00	2,25	1,98	2,02	
IDO ₂		1640	1889	1629	1838	1727	
IVO ₂		110	132	135	126	122	
TeO ₂		0,07	0,07	0,08	0,07	0,07	
IO		5,13	5,54	5,61	5,59	5,84	
PAO ₂		621	599	605	596	588	
P(A-a)O ₂		134	78	72	71	39	
f	40	22	22	22	22	22	40
ETCO ₂		35	40	48	53	54	
FiO ₂	0,21	0,95	0,94	0,95	0,94	0,94	0,21
pH art		7,282	7,211	7,188	7,190	7,152	
pH ven		7,240	7,190	7,157	7,138	7,123	
PaO ₂		487	521	533	525	549	
PvO ₂		122	134	117	146	154	
PaCO ₂		48,8	62,2	63,5	65,0	72,2	
PvCO ₂		49,9	56,3	62,6	66,6	70,4	
DB art		-4	-3	-4	-3	-4	
DB ven		-6	-7	-7	-7	-6	
HCO ₃ art		23,1	24,9	23,9	24,6	25,1	
HCO ₃ ven		21,4	21,4	21,9	22,3	22,9	

Grupo Isoflurano 1,0 CAM (GI_{1,0}) - **Animal 5**

Peso = **9,2 kg**; Área de superfície corpórea (peso^{0,667}/10) = **0,439 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	92	79	100	105	97	104	120
PAS	170	92	97	95	95	95	122
PAM	106	72	81	80	78	76	94
PAD	74	59	67	65	62	61	72
DC		1,69	1,98	1,76	1,94	1,68	
IC		3,85	4,51	4,01	4,42	3,82	
IS		48,7	45,1	38,1	45,5	36,8	
ITVE		3,74	4,93	4,33	4,65	3,92	
PVC		6	4	4	4	4	
PAPm		10	18	18	18	19	
PCPm		7	7	7	6	7	
IRPT		1496	1436	1596	1412	1588	
IRVP		62	195	219	217	251	
SpO ₂		100	99	99	100	99	
Lactato	2,2	2,5	2,4	1,8	1,9	2,6	3,4
TC		37,6	38,0	38,5	38,5	38,1	
TP		35,6	35,4	34,8	34,4	34,8	
ΔT		2,0	2,6	3,7	4,1	3,3	
SvO ₂		87,8	91,7	90,0	89,4	90,2	
CaO ₂		23,4	23,3	23,2	23,3	23,4	
CvO ₂		19,4	20,3	19,9	19,8	19,9	
CcO ₂		24,2	24,1	24,0	24,1	24,2	
Qs/Qt		3,94	3,13	3,38	3,54	3,45	
IDO ₂		900	1050	930	1028	893	
IVO ₂		154	136	133	156	131	
TeO ₂		0,17	0,13	0,14	0,15	0,15	
IO		5,27	4,95	4,74	4,96	5,14	
PAO ₂		629	622	608	605	616	
P(A-a)O ₂		128	152	162	139	128	
f	36	23	23	23	23	23	36
ETCO ₂		36	43	45	49	41	
FiO ₂	0,21	0,95	0,95	0,94	0,94	0,95	0,21
pH art		7,330	7,295	7,263	7,252	7,289	
pH ven		7,271	7,264	7,229	7,224	7,242	
PaO ₂		501	470	446	466	488	
PvO ₂		66	78	77	76	75	
PaCO ₂		41,7	48,0	54,4	56,9	53,1	
PvCO ₂		49,6	54,6	62,3	63,2	59,2	
DB art		-4	-4	-3	-3	-3	
DB ven		-5	-3	-3	-3	-3	
HCO ₃ art		21,4	22,6	23,6	24,1	23,8	
HCO ₃ ven		22,2	23,9	25,0	25,0	24,6	

Grupo Isofluorano 1,0 CAM (GI_{1,0}) - **Animal 6**

Peso = **9,8 kg**; Área de superfície corpórea ($\text{peso}^{0,667}/10$) = **0,458 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	88	64	131	145	139	120	136
PAS	111	102	125	110	106	99	136
PAM	93	79	96	88	81	77	74
PAD	82	62	72	68	65	63	43
DC		1,02	2,83	2,76	2,90	1,91	
IC		2,23	6,18	6,02	6,33	4,17	
IS		34,8	47,1	41,5	45,5	34,7	
ITVE		2,37	8,00	7,15	6,92	4,33	
PVC		1	0	3	1	0	
PAPm		10	17	17	16	15	
PCPm		5	5	6	5	4	
IRPT		2836	1242	1168	1023	1476	
IRVP		179	155	146	139	211	
SpO ₂		100	98	98	98	99	
Lactato	2,2	4,5	3,0	2,5	2,3	3,1	3,7
TC		36,1	35,5	35,4	35,4	35,5	
TP		35,8	33,4	30,8	35,2	34,4	
ΔT		0,3	2,1	4,6	0,2	1,1	
SvO ₂		85,0	96,0	98,0	97,0	93,0	
CaO ₂		21,9	21,7	21,7	21,8	21,6	
CvO ₂		17,4	19,7	20,2	19,9	19,0	
CcO ₂		22,7	22,5	22,5	22,5	22,4	
Qs/Qt		4,01	2,08	1,74	1,93	2,52	
IDO ₂		488	1341	1309	1377	901	
IVO ₂		101	124	93	114	108	
TeO ₂		0,21	0,09	0,07	0,08	0,12	
IO		5,65	5,00	5,07	5,17	4,69	
PAO ₂		644	622	611	602	630	
P(A-a)O ₂		102	142	129	111	180	
f	30	14	14	14	14	14	32
ETCO ₂		25	40	42	44	40	
FiO ₂	0,21	0,96	0,96	0,95	0,95	0,96	0,21
pH art		7,399	7,245	7,219	7,180	7,279	
pH ven		7,345	7,226	7,210	7,192	7,226	
PaO ₂		542	480	482	491	450	
PvO ₂		50	94	112	104	73	
PaCO ₂		34,4	54,6	57,4	66,2	47,3	
PvCO ₂		33,1	52,4	57,3	58,7	50,2	
DB art		-4	-4	-4	-4	-5	
DB ven		-8	-6	-5	-5	-7	
HCO ₃ art		21,5	24,1	24,0	24,7	22,6	
HCO ₃ ven		18,2	22,2	23,4	23,0	21,2	

Grupo Isofluorano 1,5 CAM (GI_{1,5}) - **Animal 1**

Peso = **13,7 kg**; Área de superfície corpórea (peso^{0,667}/10) = **0,573 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	92	136	121	115	111	117	130
PAS	124	95	92	71	92	87	124
PAM	109	74	72	55	54	65	92
PAD	94	61	57	57	69	49	76
DC		3,80	2,89	3,14	2,80	2,67	
IC		6,63	5,04	5,48	4,89	4,66	
IS		48,8	41,7	47,6	44,0	39,8	
ITVE		6,62	4,90	4,07	3,56	4,09	
PVC		2	4	4	4	4	
PAPm		19	18	18	18	19	
PCPm		8	8	8	8	8	
IRPT		892	1141	802	883	1115	
IRVP		133	158	146	164	189	
SpO ₂		100	99	99	98	99	
Lactato	2,0	2,7	2,3	2,2	2,2	1,8	4,1
TC		36,7	37,2	37,4	37,5	37,2	
TP		34,0	34,4	34,8	34,6	33,4	
ΔT		2,7	2,8	2,6	2,9	3,8	
SvO ₂		96,5	95,7	96,4	94,9	95,3	
CaO ₂		24,3	24,3	24,2	24,3	24,4	
CvO ₂		22,8	22,6	22,9	22,5	22,6	
CcO ₂		25,2	25,2	25,1	25,2	25,2	
Qs/Qt		2,07	2,24	1,97	2,40	2,31	
IDO ₂		1614	1228	1329	1190	1135	
IVO ₂		100	86	76	92	83	
TeO ₂		0,06	0,07	0,06	0,08	0,07	
IO		3,52	3,53	3,20	3,58	3,59	
PAO ₂		611	600	588	583	575	
P(A-a)O ₂		280	268	287	250	241	
f	36	24	24	24	26	26	36
ETCO ₂		43	45	58	56	55	
FiO ₂	0,21	0,94	0,94	0,94	0,93	0,93	0,21
pH art		7,239	7,186	7,125	7,163	7,111	
pH ven		7,213	7,162	7,103	7,107	7,103	
PaO ₂		331	332	301	333	334	
PvO ₂		109	107	122	109	111	
PaCO ₂		51,5	61,0	71,9	70,5	77,3	
PvCO ₂		56,8	67,7	76,6	79,6	80,8	
DB art		-6	-6	-7	-5	-7	
DB ven		-6	-6	-7	-7	-6	
HCO ₃ art		21,6	22,5	23,0	24,6	24,0	
HCO ₃ ven		22,4	23,6	23,7	24,4	24,7	

Grupo Isoflurano 1,5 CAM (GI_{1,5}) - **Animal 2**Peso = **14,7 kg**; Área de superficie corpórea (peso^{0,667}/10) = **0,601 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	104	125	121	116	120	121	124
PAS	110	89	85	81	83	78	118
PAM	97	70	64	60	64	60	95
PAD	82	56	51	47	51	45	76
DC		3,09	3,18	2,78	2,70	3,32	
IC		5,14	5,29	4,63	4,50	5,53	
IS		41,2	43,8	39,9	37,5	45,7	
ITVE		4,86	4,57	3,75	3,88	4,48	
PVC		4	4	9	6	4	
PAPm		18	20	20	22	21	
PCPm		8	10	11	12	9	
IRPT		1087	966	1036	1138	867	
IRVP		155	151	155	178	173	
SpO ₂		99	98	99	99	99	
Lactato	1,8	2,4	1,4	1,6	1,6	1,7	2,7
TC		38,5	38,0	37,8	37,9	37,9	
TP		35,6	34,6	35,2	33,6	34,6	
ΔT		2,9	3,4	2,6	4,3	3,3	
SvO ₂		93,8	95,0	94,6	92,7	97,5	
CaO ₂		20,5	20,7	20,6	20,5	20,9	
CvO ₂		18,6	18,9	18,8	18,4	19,3	
CcO ₂		21,3	21,5	21,4	21,2	21,6	
Qs/Qt		1,93	1,86	1,84	2,06	1,70	
IDO ₂		1057	1097	955	919	1153	
IVO ₂		98	96	83	94	89	
TeO ₂		0,09	0,09	0,09	0,10	0,08	
IO		3,34	4,01	3,68	3,08	4,49	
PAO ₂		616	599	590	585	603	
P(A-a)O ₂		302	226	248	299	185	
f	32	26	27	26	26	26	48
ETCO ₂		33	47	54	55	51	
FiO ₂	0,21	0,94	0,93	0,93	0,93	0,93	0,21
pH art		7,280	7,225	7,185	7,151	7,250	
pH ven		7,263	7,201	7,150	7,160	7,216	
PaO ₂		314	373	342	286	418	
PvO ₂		89	101	103	70	58	
PaCO ₂		47,1	55,5	63,5	68,9	51,7	
PvCO ₂		51,0	59,9	70,3	69,5	58,4	
DB art		-5	-6	-6	-7	-6	
DB ven		-5	-6	-7	-6	-6	
HCO ₃ art		21,3	22,2	23,2	23,2	21,9	
HCO ₃ ven		22,1	22,6	23,7	23,9	22,9	

Grupo Isofluorano 1,5 CAM (GI_{1,5}) - **Animal 3**Peso = **12,3 kg**; Área de superfície corpórea (peso^{0,667}/10) = **0,533 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	80	101	104	117	110	110	120
PAS	106	89	95	88	94	89	94
PAM	69	72	76	69	72	69	73
PAD	52	60	62	57	59	57	61
DC		1,60	1,95	2,29	1,97	1,72	
IC		3,00	3,66	4,29	3,69	3,23	
IS		29,7	35,2	36,7	33,6	29,3	
ITVE		2,92	3,75	4,00	3,59	3,00	
PVC		3	1	4	1	3	
PAPm		16	16	16	16	17	
PCPm		7	6	7	6	6	
IRPT		1917	1661	1284	1557	1709	
IRVP		240	219	167	216	273	
SpO ₂		100	100	99	99	99	
Lactato	3,7	4,0	3,4	2,8	2,6	2,4	4,0
TC		36,8	36,8	36,8	36,9	37,0	
TP		36,4	34,2	36,6	34,2	33,6	
ΔT		0,4	2,6	0,2	2,7	3,4	
SvO ₂		86,0	89,0	90,0	89,0	93,0	
CaO ₂		22,5	21,9	22,1	22,1	22,5	
CvO ₂		18,0	18,7	18,9	18,7	19,6	
CcO ₂		23,3	22,7	22,8	22,8	23,3	
Qs/Qt		4,06	3,12	3,04	3,20	2,87	
IDO ₂		675	803	948	815	726	
IVO ₂		134	119	135	124	95	
TeO ₂		0,20	0,15	0,14	0,15	0,13	
IO		5,84	4,00	4,45	4,45	5,87	
PAO ₂		627	609	597	591	611	
P(A-a)O ₂		72	229	179	173	53	
f	24	18	18	18	18	18	28
ETCO ₂		30	45	50	54	44	
FiO ₂	0,21	0,95	0,95	0,94	0,94	0,95	0,21
pH art		7,341	7,223	7,199	7,182	7,244	
pH ven		7,305	7,222	7,179	7,163	7,221	
PaO ₂		555	380	418	418	558	
PvO ₂		55	67	73	73	81	
PaCO ₂		43,2	59,7	63,6	69,1	57,6	
PvCO ₂		41,3	54,7	59,8	68,0	59,7	
DB art		-2	-3	-3	-3	-2	
DB ven		-6	-5	-6	-4	-3	
HCO ₃ art		23,4	24,7	24,9	25,6	24,9	
HCO ₃ ven		20,6	22,6	22,3	24,5	24,5	

Grupo Isofluorano 1,5 CAM (GI_{1,5}) - **Animal 4**Peso = **9,4 kg**; Área de superfície corpórea (peso^{0,667}/10) = **0,446 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	88	111	117	120	135	130	124
PAS	121	76	77	75	85	74	127
PAM	92	57	57	56	66	57	92
PAD	81	44	44	42	50	42	74
DC		2,15	2,63	3,09	3,65	2,59	
IC		4,82	5,90	6,93	8,19	5,81	
IS		43,5	50,4	57,8	60,7	44,7	
ITVE		3,71	4,54	5,24	7,30	4,47	
PVC		5	6	3	3	3	
PAPm		14	15	15	17	12	
PCPm		5	7	6	7	4	
IRPT		944	772	645	644	784	
IRVP		149	108	104	98	110	
SpO ₂		97	99	99	99	99	
Lactato	2,1	2,4	2,7	2,7	2,6	2,0	3,8
TC		36,1	35,8	35,9	36,6	36,2	
TP		34,2	36,6	36,6	35,6	35,2	
ΔT		1,9	0,8	0,7	1,0	1,0	
SvO ₂		94,0	97,0	98,0	98,0	99,0	
CaO ₂		23,5	23,4	23,4	23,5	23,4	
CvO ₂		20,8	21,5	21,8	21,8	22,1	
CcO ₂		24,3	24,3	24,2	24,3	24,2	
Qs/Qt		2,86	2,25	1,97	1,98	1,73	
IDO ₂		1132	1383	1619	1921	1360	
IVO ₂		130	115	111	132	76	
TeO ₂		0,11	0,08	0,07	0,07	0,06	
IO		5,59	5,48	5,21	5,53	5,36	
PAO ₂		616	610	608	600	624	
P(A-a)O ₂		91	95	118	80	120	
f	32	19	19	19	19	22	40
ETCO ₂		37	38	41	45	35	
FiO ₂	0,21	0,94	0,94	0,94	0,94	0,94	0,21
pH art		7,286	7,252	7,238	7,200	7,358	
pH ven		7,261	7,240	7,217	7,175	7,233	
PaO ₂		525	515	490	520	504	
PvO ₂		80	99	113	139	153	
PaCO ₂		46,7	52,0	54,2	60,9	39,3	
PvCO ₂		44,1	45,9	51,3	60,7	50,7	
DB art		-4	-4	-4	-4	-3	
DB ven		-7	-8	-7	-6	-6	
HCO ₃ art		22,5	23,3	23,5	23,8	22,3	
HCO ₃ ven		20,0	20,0	21,1	22,5	21,6	

Grupo Isofluorano 1,5 CAM (GI_{1,5}) - **Animal 5**Peso = **9,2 kg**; Área de superfície corpórea (peso^{0,667}/10) = **0,439 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	100	104	117	113	112	113	120
PAS	150	72	73	77	74	70	121
PAM	90	63	62	68	63	58	73
PAD	60	54	55	59	54	49	49
DC		1,21	1,39	1,44	1,67	1,27	
IC		2,75	3,16	3,28	3,80	2,89	
IS		26,5	27,0	29,0	33,9	25,6	
ITVE		2,34	2,65	3,01	3,23	2,26	
PVC		4	1	2	5	3	
PAPm		14	14	15	17	15	
PCPm		8	6	6	10	5	
IRPT		1828	1566	1658	1324	1603	
IRVP		174	202	219	147	276	
SpO ₂		98	99	99	99	99	
Lactato	1,7	1,4	1,7	3,4	3,0	3,5	3,1
TC		36,8	37,1	37,1	37,2	36,9	
TP		32,2	31,8	33,8	32,0	31,8	
ΔT		4,6	5,3	3,3	5,2	5,1	
SvO ₂		84,0	83,0	85,0	84,0	81,0	
CaO ₂		23,3	22,9	23,0	23,0	23,5	
CvO ₂		18,5	18,3	18,7	18,5	17,8	
CcO ₂		24,1	23,7	23,8	23,8	24,4	
Qs/Qt		4,55	4,42	4,14	4,28	5,31	
IDO ₂		641	725	754	873	680	
IVO ₂		131	146	140	169	165	
TeO ₂		0,20	0,20	0,19	0,19	0,24	
IO		4,91	3,65	4,00	3,87	5,83	
PAO ₂		621	615	612	615	618	
P(A-a)O ₂		159	272	236	251	70	
f	44	22	22	22	22	22	36
ETCO ₂		32	40	40	39	35	
FiO ₂	0,21	0,94	0,94	0,94	0,94	0,94	0,21
pH art		7,376	7,309	7,287	7,309	7,360	
pH ven		7,310	7,257	7,258	7,247	7,299	
PaO ₂		462	343	376	364	548	
PvO ₂		52	55	59	59	49	
PaCO ₂		42,2	47,5	50,2	47,5	45,3	
PvCO ₂		40,7	49,3	50,8	52,4	41,3	
DB art		0	-2	-3	-2	0	
DB ven		-6	-5	-4	-4	-6	
HCO ₃ art		24,8	23,9	23,9	23,8	25,7	
HCO ₃ ven		20,5	22,0	22,7	22,7	20,3	

Grupo Isoflurano 1,5 CAM (GI_{1,5}) - **Animal 6**Peso = **9,8 kg**; Área de superfície corpórea (peso^{0,667}/10) = **0,458 m²**

	M _B	M ₃₀	M ₅₀	M ₇₀	M ₉₀	M ₁₂₀	M _F
FC	92	102	114	108	107	92	136
PAS	112	81	80	81	84	76	119
PAM	66	75	74	75	79	69	108
PAD	55	67	66	67	70	61	98
DC		1,15	1,45	1,39	1,60	1,36	
IC		2,51	3,16	3,03	3,49	2,97	
IS		24,6	27,8	28,1	32,6	32,3	
ITVE		2,54	3,16	3,07	3,72	2,76	
PVC		4	3	2	1	4	
PAPm		17	19	17	18	16	
PCPm		7	7	6	7	6	
IRPT		2388	1869	1976	1808	1858	
IRVP		318	303	290	252	269	
SpO ₂		97	98	98	98	99	
Lactato	2,9	2,3	1,2	1,4	1,8	3,5	4,6
TC		36,1	35,6	35,5	35,7	36,2	
TP		35,2	35,0	34,6	35,8	34,8	
ΔT		0,9	0,6	0,9	0,1	1,4	
SvO ₂		86,0	92,0	92,0	89,0	90,0	
CaO ₂		21,8	21,5	21,3	21,6	21,6	
CvO ₂		17,6	18,8	18,8	18,2	18,4	
CcO ₂		22,6	22,3	22,1	22,3	22,4	
Qs/Qt		3,78	2,59	2,47	3,11	3,00	
IDO ₂		547	680	647	753	642	
IVO ₂		107	85	76	118	95	
TeO ₂		0,19	0,12	0,12	0,16	0,15	
IO		5,35	4,36	3,80	4,61	4,78	
PAO ₂		627	610	622	606	616	
P(A-a)O ₂		119	200	265	177	167	
f	32	14	14	14	14	14	28
ETCO ₂		30	37	29	34	33	
FiO ₂	0,21	0,95	0,94	0,94	0,93	0,94	0,21
pH art		7,350	7,273	7,350	7,302	7,306	
pH ven		7,333	7,246	7,285	7,256	7,274	
PaO ₂		508	410	357	429	449	
PvO ₂		52	68	67	60	65	
PaCO ₂		43,4	52,3	41,3	49,8	46,7	
PvCO ₂		36,2	50,0	41,9	45,1	46,7	
DB art		-2	-3	-3	-2	-3	
DB ven		-7	-5	-7	-7	-5	
HCO ₃ art		24,2	24,6	23,2	25,0	23,5	
HCO ₃ ven		19,4	22,1	20,3	20,4	21,8	