Monitoring znieczulenia ogólnego u koni – przegląd metod i stan wiedzy

OLGA DREWNOWSKA, BARBARA LISOWSKA*, BERNARD TUREK

Katedra Chorób Dużych Zwierząt z Kliniką, SGGW ul. Nowoursynowska 100, 02-797 Warszawa

*Oddział Anestezjologii i Intensywnej Terapii, Szpital Zachodni im. Jana Pawła II,
ul. Daleka 11, 05-825 Grodzisk Mazowiecki

Otrzymano 20.02.2018

Zaakceptowano 26.03.2018

Drewnowska O., Lisowska B., Turek B.

Equine general anesthesia monitoring – review of the methods and current knowledge

Summary

The high anesthetic mortality rate and high number of the postanesthetic side effects in horses generates the need for precise assessment of Central Nervous System depression caused by the anesthetic agents. The factors which influence the degree of CNS depression can be human-dependent (i.e. veterinarian level of education), conditionally human-dependent (i.e. type of surgery performed) or not human-dependent (i.e. breed, individual susceptibility to anesthetics). In order to monitor and assess the level of equine anesthesia, the modified Guedel scale is used currently. There are 3 types of monitoring according to its accuracy: basic, routine and used in special cases. The monitored vital parameters can give either direct or indirect measurement on the cardiovascular and respiratory system during anesthesia. In this paper the types of measurement techniques and the practical use of ECG, pulse, eye signs, arterial blood pressure, body temperature, pulse oximetry, capnography, end tidal anesthetics concentration and blood gases were described. More parameters can be measured, but not all of them can be used in everyday practice, because of the complicated invasive technique. Currently the research are led on direct monitoring of CNS through intraanesthetic EEG analysis.

Keywords: anesthesia monitoring, equine anesthesia, vital signs, anesthesia level assessment

Problem oceny i utrzymania prawidłowego poziomu znieczulenia ogólnego u koni stanowi duże wyzwanie, mimo ciągłych badań oraz postępu techniki, ze względu na znaczące ryzyko anestetyczne. U ludzi śmiertelność spowodowana samym procesem znieczulenia ogólnego utrzymuje się na poziomie 0,01% (26), natomiast u małych zwierząt 0,1% – u psów 0,05% i kotów 0,11% (11). U koni natomiast ryzyko wzrasta 10-krotnie w porównaniu do innych gatunków, bo wynosi od 1% do 2% w zależności od rodzaju przeprowadzanego znieczulenia, aż po 10% w przypadku laparotomii nagłych. Wartości znacznie się różnią w zależności od przeprowadzonego badania. Według najnowszych badań prowadzonych przez Johnstona (24, 25) w wielu centrach leczenia kształtują się na poziomie 0,9% w przypadku wyłączenia zabiegów laparotomii oraz 1,6-1,9%, gdy wlicza się te zabiegi do ogólnych statystyk.

Czym spowodowana jest tak wysoka śmiertelność u tych zwierząt? Czynniki wpływające na śmiertelność można podzielić na niezależne od człowieka (cechy indywidualne zwierzęcia) oraz zależne od niego.

Czynniki niezależne od człowieka:

- wiek zwierzęcia – najbardziej zagrożone są źrebięta w wieku poniżej 1 miesiąca, ze względu na intensywny rozwój układu nerwowego oraz odpornościowego i innych narządów, oraz osobniki powyżej 14. roku (25),
- rasa – np. Quarterhorse – większe ryzyko wystąpienia poanestetycznych schorzeń mięśni, wynikające ze zbyt wysokiego poziomu potasu,
- stan kliniczny zwierzęcia – kwalifikacja do grupy ASA (ocena stanu klinicznego pacjenta w zależności od zaawansowania choroby i ogólnych czynników zdrowotnych wg schematu Amerykańskiego Stowarzyszenia Anestezjologów; skala ta obejmuje 5 stopni),
- indywidualna podatność i wrażliwość na leki anestetyczne.

Czynniki zależne lub niezależne od człowieka:

- rodzaj wykonywanego zabiegu i jego okoliczności – wszystkie sytuacje nagłe, takie jak złamania, kiedy koń jest w pełnym treningu (operacje osteosyntezy); u koni wykonuje się też często zabiegi o wysokim

poziomie ryzyka, tj. laparotomie w sytuacji zagrożenia życia zwierzęcia (kolka),

- ułożenie grzbietowe – нефизиологичне dla tego gatunku, powodujące zaburzenia w zakresie układu sercowo-naczyniowego i oddechowego,
- czas trwania zabiegu – przeprowadzenie zabiegu dłuższego niż 2 godziny powoduje znaczny wzrost ryzyka anestetycznego (25), ponadto przedłużające się zabiegi wpływają negatywnie na zmiany w parametrach życiowych, szczególnie w przypadku laparotomii (50).

Każdy z tych czynników jest zależny lub niezależny od człowieka w konkretnych przypadkach, np. u niektórych pacjentów jest możliwy do wykonania tylko jeden typ zabiegu, natomiast w innych operator ma możliwość wyboru dojścia chirurgicznego i sposobu przeprowadzenia zabiegu. W niektórych przypadkach możliwy jest wybór ułożenia zwierzęcia, natomiast np. w przypadku laparotomii pośrodkowej jedynym możliwym ułożeniem jest grzbietowe. Czas zabiegu, choć z jednej strony zależny od umiejętności operatora, anestezjologa i zespołu, może również się przedłużyć ze względu na trudne do przewidzenia komplikacje, reakcję organizmu pacjenta oraz faktyczną sytuację w polu operacyjnym, której lekarze nie byli wcześniej świadomi (dobrym przykładem jest operacja kolki, gdzie wykonanie pełnego badania obrazowego jamy brzusznej jest niemożliwe, stąd nierzadko podczas zabiegu operator natrafia na martwicę fragmentów jelita, co skutkuje w najlepszym wypadku decyzją o resekcji i wydłuża czas znieczulenia o dodatkowe minuty, a czasami godziny).

Czynniki zależne od człowieka:

- czynnik ludzki – zauważono, że zabiegi wykonywane poza standardowymi godzinami pracy, w tym w nocy, cechują się większą śmiertelnością pacjentów; wpływ miał również skład i doświadczenie zespołu (13),
- używane leki, sposób znieczulenia i rodzaj monitoringu – w różnicach między lekami przeważają dane wskazujące na korzystne stosowanie leków infuzyjnych w podtrzymaniu, zamiast inhalacyjnych ze względu na zależną od dawki znaczną depresję układu oddechowego i naczyniowego, jednak w tym pierwszym przypadku ograniczeniem jest limitowany czas zabiegu (do 1 godziny) (25); obecnie najpowszechniej stosowany jest model znieczulenia zrównoważonego, łączącego elementy znieczulenia infuzyjnego i inhalacyjnego w celu zmniejszenia śmiertelności (19),
- jakość wybudzenia i wstawania – ze względu na specyfikę budowy i behawioru koni, wybudzenie jest jednym z krytycznych punktów po zabiegu, mających decydujący wpływ na jego powodzenie (65).

Pośród przyczyn upadków poanestetycznych wymienia się niewydolność sercowo-naczyniową (20-50% przypadków (65), jednak tło może być różne, w tym krwotok, hipoksemia) oraz niewydolność układu oddechowego (4-25% (32)). Inne przyczyny

to złamania kończyn podczas wybudzania i wstawania po zabiegu (12,5-38% (6)), miopatie (7-14,2% (65)), komplikacje w obrębie jamy brzusznej oraz neuropatie (24). Poza typową śmiertelnością spowodowaną znieczuleniem wymienia się również komplikacje związane ze znieczuleniem, ale nie spowodowane nim bezpośrednio. Do najpopularniejszych komplikacji tego typu zalicza się poanestetyczne zapalenie mięśni, będące bezpośrednią przyczyną nieprzyjęcia pozycji stojącej (0,8-1,6%) oraz kolkę poanestetyczną (5,2%) (47).

Niniejszy artykuł skupia się jedynie na elemencie monitoringu z założeniem dostępności potrzebnego sprzętu oraz możliwości uzupełnienia go o kolejne moduły w przyszłości. Obecnie parametry mierzone u pacjenta podczas znieczulenia dają tylko pośredni obraz stanu klinicznego poprzez opisanie reakcji poszczególnych układów, jednak nauka dąży do określenia bezpośredniego wpływu leków na ośrodkowy układ nerwowy, co może pozwolić na wcześniejszą ocenę nadchodzących zmian w układach i szybszą reakcję lekarza, a przez to poprawę niekorzystnego poziomu śmiertelności śród- i pooperacyjnej u koni.

Monitoring znieczulenia ogólnego

Pojęciem głębokości znieczulenia ogólnego określa się stopień depresji centralnego układu nerwowego na skutek działania leków anestetycznych, w zależności od ich potencjału i podawanego stężenia (42). Za pożądany poziom podczas wykonywania zabiegu chirurgicznego uważa się fazę III i poziom 2-3, co odpowiada spełnieniu czterech podstawowych warunków znieczulenia ogólnego: zniesienia świadomości (*hypnosis*), zniesienia bólu (*analgesia*), zwiotczenia mięśni szkieletowych (*relaxatio*) i zniesienia (części) odruchów (*areflexio*).

Monitoring znieczulenia polega na precyzyjnym określeniu oraz utrzymaniu zwierzęcia na pożądanym poziomie znieczulenia głębokiego. W tym celu wprowadzono podział na fazy oraz poziomy snu głębokiego, po czym zaadaptowano go na potrzeby anestezjologii koni (tab. 1). Skala ta wprowadzona przez Guedela w 1937 r. opierała się na znieczuleniu wziewnym eterem, dlatego zaistniała konieczność jej adaptacji do warunków znieczulenia nowymi lekami o mniejszych efektach ubocznych i innych obecnych odruchach w porównaniu do eteru, jak również dopasowanie do specyfiki gatunku, jakim są konie, co zostało wykonane przez Muira i Hubbela (35).

Monitoring można podzielić na 3 poziomy, w zależności od możliwości klinicznych oraz stanu klinicznego pacjenta i rodzaju przeprowadzonego zabiegu (tab. 2). Mierzone parametry można również podzielić w zależności od monitorowanego układu (tab. 3), jednak ponieważ wszystkie układy w organizmie ze sobą współpracują, również i większość parametrów przekazuje informacje o więcej niż jednym z nich (35).

Tab. 1. Fazy i poziomy znieczulenia ogólnego (wg 36)

Faza		Pozycja źrenicy/wielkość	Odruchy oka	Oddechy/puls/ciśnienie krwi
I		centralna/miała	P/R aktywne	
II		centralna/duża	P/R aktywne	różnie podniesione
III	Poziom 1	przyśrodkowo/miała	P średnio opóźniony R aktywne	normalne lub podniesione
	Poziom 2	przyśrodkowo/średnia	P opóźniony R średnio opóźniony	normalne lub minimalnie obniżone
	Poziom 3	centralna/średnia	P opóźniony R opóźniony	minimalnie lub średnio obniżone
	Poziom 4	centralna/duża	P brak R znacząco opóźniony	znacząco obniżone
IV		pełne centralne rozszerzenie	P/R brak	zapaść

Objaśnienia: P – odruch powiekowy, R – odruch rogówkowy

Tab. 2. Poziomy monitoring, ich zastosowanie i wskazanie do użycia (wg 8)

Parametry monitorowane	Uzyskiwane informacje	Okoliczności zastosowania
Poziom 1 – monitoring podstawowy		
Odruch powiekowy, poziom oka	poziom znieczulenia	wszystkie zwierzęta znieczulane
Oddechy na minutę	adekwatność wentylacji	wszystkie zwierzęta znieczulane
Kolor i lepkość błon śluzowych	natlenowanie	wszystkie zwierzęta znieczulane
Puls, jego siła, rytm, CRT	ocena układu krwionośnego	wszystkie zwierzęta znieczulane
Poziom 2 – monitoring rutynowy u wybranych pacjentów		
Ciśnienie tętnicze (metoda inwazyjna lub nieinwazyjna)	ciśnienie krwi, jakość pulsu	znieczulenie wziewne, choroby krążenia
Poziom glukozy we krwi	poziom glukozy we krwi	młode zwierzęta, cukrzyca
EKG	praca serca	znieczulenie wziewne, choroby serca i płuc
Pulsoksymetria	natlenowanie krwi, jakość pulsu	zwierzęta oddychające powietrzem podczas znieczulenia, choroby płuc, wybudzenie
Kapnografia	stężenie dwutlenku węgla w powietrzu wydychanym, adekwatność wentylacji	znieczulenie wziewne, pacjenci z zagrożeniem życia
Poziom 3 – monitoring w specjalnych przypadkach		
Pomiar gazów anestetycznych	pomiar w powietrzu wdychanym i wydychanym, ocena poziomu znieczulenia	znieczulenie wziewne
Pomiar gazów we krwi i pH	ciśnienie parcjalne dwutlenku węgla, tlenu, jonów węglanowych, pH, równowaga kwasowo-zasadowa	podejrzenie hipowentylacji i hipoksji
Centralne ciśnienie żyłne	ogólna objętość krwi	pacjenci z nasilonym odwodnieniem
Białko całkowite i objętość elementów morfotycznych krwi	rozrzedzenie krwi i stężenie białka	krwotok, podawanie płynów krwiozastępczych w dużych ilościach

Tab. 3. Podział mierzonych parametrów na monitorowane przez nie układy

Parametry	Układ oddechowy	Układ krążenia
Badane fizycznie	– oddechy (ruch klatki piersiowej, rytm) – głębokość oddychania (na worku, na klatce piersiowej) – stan błon śluzowych	– praca serca (tętno, osłuchiwanie serca) – czas wypełniania się naczyń krwionośnych – stan błon śluzowych
Badane elektronicznie	– gazometria krwi – kapnografia – pulsoksymetria	– EKG – ciśnienie tętnicze – wyrzut minutowy serca – echokardiografia – gazometria krwi – pulsoksymetria

Poza samym monitoringiem niezwykle ważną czynnością jest zapisywanie wszelkich pomiarów w celu śledzenia kierunków mierzonych parametrów – pomiary jednostkowe przekazują tylko informacje o chwilowym stanie pacjenta, jednak to ich zmiany pozwalają ocenić działanie leków oraz kierunek, w który zmierza stan kliniczny zwierzęcia. Każdy anestezjolog lub klinika posiadają własną kartę anestezjologiczną, dostosowaną do potrzeb i preferencji, jednak większość z nich zawiera podstawowe elementy: dane pacjenta, wszelkie informacje o jego stanie klinicznym, które mogą być przydatne podczas przeprowadzania znieczulenia, informacje na temat zabiegu i lekarzy biorących w nim udział, czynności wykonywane przed zabiegiem (katetyzacja, znieczulenia miejscowe), przebieg premedykacji i indukcji – podawane leki, droga podania, czas, dawka i jakość poszczególnych etapów oraz intubacja, parametry śródoperacyjne, mierzone podczas podtrzymywania znieczulenia (średnio co 5 minut), w tym podawane leki, parametry życiowe i dostępne parametry monitoringu oraz charakterystyka wybudzenia – czas, przebieg i jakość. Przykładową kartę anestezjologiczną przedstawiono na ryc. 1 i 2.

Żeby pojąć trudność monitoringu opartego na parametrach życiowych, należy zrozumieć złożoność regulacji i przekazywania informacji z poszczególnych układów w obrębie układu nerwowego.

Układ nerwowy można podzielić na poziomy reakcji – najniższym poziomem reagowania są ośrodki rdzenia kręgowego, który zawiaduje

reakcjami odruchowymi, m.in. odpowiada za napięcie mięśni, odruchowe reakcje naczyń krwionośnych. Wyższym od rdzenia kręgowego jest tzw. niższy poziom mózgowy, w skład którego wchodzi: twór siatkowaty rdzenia przedłużonego, jądro przedśionka śródmózgowia oraz podwzgórze i układ limbiczny. Są one m.in. odpowiedzialne za utrzymanie ciśnienia krwi, proces oddychania, pozycję oka, odczuwanie bólu. Najwyżej jest tzw. wyższy poziom mózgowy, który składa się z kory mózgowej, koordynującej wszystkie czynności mózgowe ogólnie, jeśli jest taka potrzeba poza odruchowymi reakcjami oraz odpowiadającej za widzenie, słyszenie i inne czynności złożone. Poza tym podziałem znajduje się układ współczulny i przywspółczulny, który wspomaga i jest kontrolowany przez praktycznie wszystkie wymienione poziomy – unerwienie autonomicznego układu nerwowego jest obecne praktycznie we wszystkich narządach, w różnym składzie.

W budowie fizjologicznej ponad 75% neuronów jest zlokalizowanych w korze mózgowej, co wskazuje, jak złożone procesy i intensywne przekazywanie sygnałów jest wymagane na tym poziomie reagowania. Autonomiczny układ nerwowy jest, z drugiej strony, złożony głównie z przekazywania neuromediatorowego oraz płytek ruchowych – wykonawczych. To skutkuje różnicą w czasie reakcji parametrów życiowych na zmianę poziomu aktywności centralnego układu nerwowego przez leki anestetyczne, podczas gdy parametry życiowe determinowane przez narządy, czyli siła i częstotliwość pracy serca (tętno), zwężanie i rozszerzanie naczyń krwionośnych (ciśnienie krwi, temperatura ciała), wentylacja płuc (stężenie gazów oddechowych, pH krwi) wymagają złożonej drogi przewodzenia sygnałów zbieranych z całego organizmu oraz reakcji na nie, które kontrolowane są przez różne ośrodki układu nerwowego, często współpracujące między sobą (choćby np. w kwestii ciśnienia krwi), tak w przypadku odruchów oka inhibicja ma bezpośrednią drogę, co znacząco skraca czas reakcji na bazie łuku odruchowego i napięcia mięśniowego.

Data				Dane pacjenta			
Rodzaj zabiegu				Imię		Wiek	
Chirurg Anestezjolog				Nr przypadku		Płeć	
Waga				Rasa			
Badanie przedoperacyjne	Tętno		Białko całkowite		Inne informacje		
	Ht		Temp.				
	Oddechy		Mleczany				
	CRT		Głodzenie T/N				
Rura intub.		Pozycja		Znieczulenie miejscowe	Lokalizacja		
Respirator T/N		Wenflon dożylny			Czas		
☐ Ręczny		Wenflon dotętniczny			Leki		
☐ Automatyczny					Komentarz		
	Lek	Droga podania	Dawka (mg/kg)	Całkowita dawka	Czas	Efekt	
Preme-dykacja							
Indukcja							
Inne leki/płyny							
Podane antybiotyki ☐ przed- / po- / śródoperacyjnie							
Monitoring							
☐ pulsoksymetr		☐ IBP		cewnik TAK / NIE			
☐ kapnograf		☐ NIBP					
☐ EKG		☐ termometr					

*CRT – capillary refill time, *E – emergency

Ryc. 1. Pierwsza strona karty anestezjologicznej, przedstawiająca podstawowe dane oraz monitoring aż do podtrzymania znieczulenia

W przypadku odruchów oka kolejność depresji odruchów odzwierciedla depresję CUN (tab. 1) – w pierwszej kolejności następuje depresja ruchowa mięśni zewnętrznych gałki ocznej (zanikanie oczopląsu wywołanego przez leki w fazie indukcji), następnie dochodzi do opóźnienia reakcji odruchowych niezależnych od woli, jak odruch powiekowy spontaniczny. Na kolejnym etapie zostaje osłabione napięcie mięśni zewnętrznożyłkowych (rotacja gałki ocznej do przyśrodkowego kąta oka) oraz depresja łuku odruchowego (odruch powiekowy prowokowany). Ten poziom jest właściwy dla wykonania zabiegu chirurgicznego, natomiast wystąpienie osłabienia odruchu rogówko-

pory wykonano badania nad wprowadzeniem EEG jako standardowej metody monitoringu znieczulenia u koni (37, 64), jednak skomplikowana procedura oraz długotrwała analiza danych uniemożliwiła wprowadzenie jej na stałe do praktyki. Obecnie trwają prace i badania nad systemami upraszczającymi zapis EEG do jednego parametru liczbowego za pomocą algorytmów matematycznych lub przedstawienia zmian nasilenia i częstotliwości fal EEG w postaci spektrometrycznej (2, 50).

Do pomiaru aktywności CUN stosuje się aktywność odruchów gałki ocznej, a co za tym idzie – II, III, V i VII pary nerwów czaszkowych. W ich skład wchodzi badanie odruchu powiekowego, rogówkowego, rotacji gałki ocznej, pozycji źrenicy oraz łzawienie. Ich zachowanie w zależności od poziomu znieczulenia zostało opisane w zmodyfikowanej skali Guedela (tab. 1), gdyż zachowują się one u koni inaczej niż u innych gatunków. Dokładność takich szacunków może być jednak różna przy stosowaniu leków, takich jak ketamina, tiletamina, które zaburzają występowanie tych odruchów (8, 36). Podobnie nie jest możliwe wykonanie obiektywnej oceny tych odruchów przy obecnych patologiiach narządu wzroku lub układu nerwowego. Również istnieją pewne wątpliwości, czy zanikanie odruchów oka jest związane z bezpośrednią supresją kory mózgowej, czy jedynie łuków odruchowych, jednak u ludzi odruchy te zanikają jeszcze przed stanem snu podstawowego. Jedyną metodą bezpośredniej zmiany aktywności kory mózgowej jest EEG (36, 64).

Monitoring rutynowy

Monitoring rutynowy rozszerza klasyczny obligatoryjny monitoring podstawowy o elementy badania klinicznego, wymagające dodatkowego sprzętu i umiejętności. Obecnie większość parametrów jest mierzonych przez jeden sprzęt – monitor funkcji życiowych, co pozwala na wiarygodność pobieranych wyników i wygodę użytkownika. Każdy parametr jednak może być mierzony różnymi sposobami, w zależności od producenta. Poniżej przedstawiono te metody wraz z obecnym stanem wiedzy i możliwościami w zakresie pomiarów.

Ekg i tętno. Elektroardiografia jest najbardziej dokładną metodą monitoringu układu sercowo-naczyniowego, jednak nie zawsze dostępną, jeśli nie ma w danym momencie specjalistycznego sprzętu monitorującego. Podstawowymi metodami jest osłuchiwanie serca za pomocą stetoskopu oraz monitoring jakości i ilości tętna palpacyjnie na dowolnej dostępnej tętnicy (najczęściej u koni używana jest t. twarzowa). Te ostatnie charakteryzują się małą dokładnością i dużym przedziałem błędów, zależnym od monitorującego. Ponadto zabierają cenny czas podczas anestezji. Pod tym względem podłączenie urządzenia monitorującego EKG zdecydowanie usprawnia monitoring, podając ilość uderzeń serca na minutę w czasie ciągłym oraz stały wgląd w wykres elektrycznej pracy serca w po-

staci wykresu PQRST, co pozwala na wychwycenie ewentualnych zaburzeń w postaci bloków czy arytmii, które u koni zdarzają się dość często po podaniu leków z grupy alfa-2-agonistów (43).

O ile badanie palpacyjne tętna i osłuchiwanie pracy serca stetoskopem nie nastręcza trudności nawet dla początkujących lekarzy weterynarii, prawidłowe założenie EKG i jego efektywne działanie zależy od czynników zewnętrznych, w tym prawidłowego rozmieszczenia elektrod, jakości elektrod i przygotowania skóry – powinna być co najmniej zwilżona alkoholem, ewentualnie ogolona. U koni stosuje się EKG z pięcioma odprowadzeniami (4 kończyny + elektroda na przodzie) lub trzema odprowadzeniami (przednie kończyny + przód). W obu przypadkach jakość odczytu jest podobna.

Ciśnienie tętnicze. Jest jednym z najważniejszych parametrów mierzonych u koni podczas znieczulenia ogólnego. Jako jeden z podstawowych parametrów funkcjonowania układu sercowo-naczyniowego powinien być obligatoryjnie włączony w rutynowy monitoring znieczulenia u tego gatunku, obok osłuchiwania, oceny palpacyjnej tętna oraz oceny wyglądu błon śluzowych. Monitorowanie ciśnienia pozwala na możliwie najwcześniejsze wykrycie zaburzeń w obrębie tego układu oraz dokładną ocenę (metoda ilościowa, a nie jak pozostałe – jakościowa).

Hipoksemia jest podstawowym zaburzeniem podczas znieczulenia ogólnego u koni, które jest konsekwencją mechanizmów, takich jak zapadanie się pęcherzyków na skutek нефизиologicznej pozycji podczas zabiegu (atelektazja), zmniejszenie liczby oddechów na minutę, depresja ciśnienia tętniczego, zmniejszenie wyrzutu minutowego serca oraz bradykardia (20, 39). Konie są gatunkiem o wyjątkowej wrażliwości na depresyjne działanie leków anestetycznych (35, 41). U zwierząt o tak dużej masie ciała (średnio 500 kg) dystrybucja gazów drogą krwi wymaga stałego i wysokiego ciśnienia, które różni się w zależności od ucisku tkanek, odległości od serca oraz długości czasu operacji i ilości oraz rodzaju podawanych leków. Z tego względu na ciśnienie tętnicze krwi u koni jest najbardziej zmiennym parametrem, który może wskazać zbliżające się niedotlenienie, krwotok lub odwodnienie. Szczególnie w przypadku zabiegów nagłych, w tym laparotomii, parametr ten zmienia się w zależności od przebiegu zabiegu – zaciśnięcie naczyń krezki często towarzyszące przemieszczeniom jelit mogą spowodować nagły spadek ciśnienia przy zlikwidowaniu niedrożności (57).

Według danych klinicznych, u koni spadek średniego ciśnienia tętniczego poniżej 70 mmHg wiąże się ze zwiększonym ryzykiem wystąpienia poanestetycznego zapalenia mięśni (14, 16). Dotychczas opisano nieważne metody pomiaru w postaci wykorzystania Dopplera lub metodą oscylometryczną oraz metodę inwazyjną poprzez wprowadzenie kaniuli dotętnicznej. Nadal jednak złotym standardem u tego gatunku jest

pomiar inwazyjny, wykonywany na tętnicach peryferyjnych, które u koni są łatwo dostępne i dzięki położeniu w pobliżu kości (np. tętnica twarzowa i jej odgałęzienia) nie sprawiają trudności w kateteryzacji. Kateteryzacja dotętnicza w porównaniu do metod nieinwazyjnych niesie ze sobą ryzyko powikłań, takich jak powstanie krwaka przez wynaczynienie krwi (najczęstsze, zapalenie tętnicy, embolizacja powietrzem czy złamanie kateteru, choć te powikłania są stosunkowo rzadkie i dotyczą raczej kateteryzacji dożylniej, ponieważ w tętnicach jest dużo wyższe ciśnienie krwi i jej przepływ oraz katetery te nie są pozostawiane na dłuższy czas (49).

Badanie metodą oscylometryczną jest szeroko stosowane u małych zwierząt ze względu na łatwość i szybkość pomiaru. Polega ono na założeniu mankietu wokół kończyny, wytworzeniu ciśnienia (napompowaniu) balonika wewnątrz mankietu i pomiarze zmian ciśnień podczas spuszczenia powietrza z mankietu aż do wykrycia pierwszego sygnału i ciągłym pomiarze aż do ostatniego sygnału spowodowanego dzięki rozszerzalności tętnicy pracą serca (tętnem) (22, 29). W celu wykonania dokładnego pomiaru tętnica musi być położona dość powierzchownie, a tętno wyraźne, stąd pomiar u koni tą metodą jest znacznie utrudniony – zarówno na kończynach, jak i ogonie tętnice są wprawdzie duże, jednak otoczone małą ilością sprężystych tkanek, co utrudnia odczyt zmian ciśnienia na mankiecie. Dodatkowym utrudnieniem jest wielkość zwierzęcia, wpływająca znacząco na pogorszenie, szczególnie podczas znieczulenia złożonego, krążenia peryferyjnego, co wpływa znacząco na wyniki pomiarów ciśnienia, mierzonych na takich właśnie tętnicach. Badania wskazały, że pomiary oscylometryczne na żrebiętach są dużo bardziej dokładne niż na dorosłych koniach (1, 9, 18, 38).

Metoda inwazyjna pomiaru ciśnienia tętniczego jest stosowana praktycznie głównie na dużych zwierzętach, ponieważ jeśli istnieje możliwość zastosowania metody nieinwazyjnej, a wciąż dokładnej u innych gatunków, to taką właśnie się wybiera. Polega ona na założeniu kateteru do dowolnej dostępnej tętnicy – w praktyce u koni jest to tętnica twarzowa, podoczołowa lub dostopowa. Założenie kateteru poprzedzane jest dokładnym przygotowaniem miejsca wkłucia, jak dla każdego kateteru dożylnego ze względu na ryzyko powikłań. Następnie kateter podłącza się do urządzenia pomiarowego – w najprostszej wersji jest to manometr, który wskazuje jednak jedynie ciśnienie średnie (MAP – mean arterial pressure). Najdokładniejszym urządzeniem pomiarowym jest monitor wraz z przekładnikiem przekładającym fizyczną zmianę ciśnienia na impulsy elektryczne manifestowane w postaci liczb (ciśnienie systoliczne – skurczowe SAP i diastoliczne rozkurczowe DAP) oraz krzywej, która również podlega interpretacji. Należy pamiętać, że w obu przypadkach konieczne jest umieszczenie czujnika ciśnienia na poziomie serca w celu uniknięcia zafałszowanych

wyników (w przypadku pomiaru elektrycznego wymóg ten jest konieczny tylko dla przekaźnika, a nie całego monitora). Dodatkowo, aby zapobiec krzepnięciu krwi w niewielkich rozmiarów kateterze i przewodach, należy co jakiś czas przepłukiwać je roztworem soli fizjologicznej lub roztworem z dodatkiem heparyny. W przypadku manometru taki proceder jest wykonywany ręcznie, natomiast w elektronicznym pomiarze do linii pomiarowej dołączony jest przewód doprowadzający sól fizjologiczną pod ciśnieniem (w worku presyjnym), który automatycznie dokonuje płukania.

W przypadku pomiarów u koni obie metody były wielokrotnie porównywane, gdzie metodę inwazyjną traktowano jako odnośnik (58). Jednak nawet w przypadku „złotego standardu” występują różnice w zależności od tętnicy, w której został założony kateter. Wyniki są nieporównywalnie dokładniejsze niż w przypadku metod nieinwazyjnych (12, 22, 58). Pomimo badań nad bardziej dokładnymi metodami, takimi jak pomiar wyrzutu minutowego serca czy pomiary elektromagnetyczne przepływu krwi w naczyniach, ze względu na skomplikowany i inwazyjny proces pomiaru nie zostały one zaadaptowane do warunków klinicznych (33, 49, 53).

Temperatura. U zwierząt przyjmuje się, że temperatura wnętrza ciała różni się o około 2 do 4 stopni od temperatury na obrzeżach, jednak podczas przebywania w znieczuleniu ogólnym różnice te mogą się zwiększać. To zjawisko wywołuje zarówno długi czas przebywania w pozycji leżącej, efekty uboczne leków (spadek ciśnienia krwi, brak drżenia mięśniowego w odpowiedzi na zbyt niską temperaturę), jak i ekspozycję przygotowanej skóry na temperaturę otoczenia (golenie, mycie), w tym ubytek ciepła na skutek parowania wody z powierzchni ciała (8).

U koni znacząca hipotermia zdarza się rzadko, ze względu na dużą masę ciała, ale stosunkowo niewielką jego powierzchnię (56). Bardziej narażone na hipotermię są zwierzęta młode (żrebięta) oraz małe rasy, z założeniem, że im młodsze żrebię, tym gorzej ma rozwiniętą zdolność do termoregulacji. Główną metodą pomiaru jest metoda wprowadzająca termometr lub czujnik temperatury podpięty pod monitor anestetyczny do prostnicy.

Ze względu na małe znaczenie tego pomiaru w ogólnej ocenie poziomu znieczulenia ogólnego oraz na małe wahania, nie wykonuje się go rutynowo, jedynie w ciężkich przypadkach klinicznych, podczas zabiegów operacyjnych powyżej 2-3 godzin i bardzo młodych żrebiąt (do 3 miesiąca życia).

Pulsoksymetria. Jest nieinwazyjną metodą pomiaru saturacji hemoglobiny tlenem. W zależności od gatunku stosuje się różne miejsca przypięcia czujnika, jednak zasada jest zawsze taka sama – powinno być to miejsce o niewielkiej grubości tkanek i niewielkim owłosieniu (wargi, uszy, język). Zasada pomiaru pulsoksymetrycznego opiera się na absorpcji promieni podczerwonych przez tkankę badaną. Nasycenie tlenem jest

obliczane z różnicy absorpcji fal o dwóch różnych długościach – 655-665 nm i 900-950 nm (27). Pomiar taki jest przedstawiany na żywo w formie fali graficznej lub słupka, które obrazują również puls zwierzęcia.

Konie, spośród wszystkich gatunków zwierząt, wykazują największe różnice w pomiarach w zależności od miejsca przypięcia czujnika, z tym, że język wydaje się najlepszym miejscem (63). Ponadto wyniki pomiarów są często błędne – podaje się kilka przyczyn związanych ze specyfiką gatunku, m.in. dużą ilość barwnika w skórze, jak również tendencję do hipoksemii i spadku ciśnienia, co znacznie obniża obwodową ilość krwi krążącej (30). Z tego powodu taka metoda pomiaru saturacji tlenem powinna być stosowana tylko poglądowo, a jedyną metodą dającą wiarygodną i dokładną informację na temat poziomu gazów (w tym tlenu) we krwi jest ich pomiar w krwi tętnicznej (28).

Pomimo ograniczeń pulsoksymetria jest wciąż najczęściej stosowaną metodą, ze względu na nieinwazyjność, niewielkie zapotrzebowanie sprzętowe (moduł do pomiarów można zakupić jako oddzielne urządzenie, zazwyczaj małych gabarytów), jak i łatwość wykonywania pomiarów, co jest szczególnie ważne podczas monitoringu zwierząt w warunkach pozaszpitalnych. Ponadto wyniki są podawane w czasie rzeczywistym, co daje sporą przewagę nad skomplikowaną procedurą pomiarów gazometrycznych, jednak brak dokładności nie sprzyja precyzyjnemu monitoringowi, a jedynie wskazuje krytyczne sytuacje (u koni SpO_2 powinno wynosić ponad 93% (51)). Szczególnie w przypadkach ciężkiego stanu klinicznego pulsoksymetrii u koni nie radzą sobie w odczytywaniu niższych wartości nasycenia hemoglobiny tlenem (61). Taka sama sytuacja ma miejsce w przypadku pojawienia się methemoglobiny lub karboksyhemoglobiny, które zmieniają odczyt pochłaniania promieni podczerwonych (4).

Przeprowadzono badania porównujące pulsoksymetrię oraz kapnografię (metody nieinwazyjne) z dokładniejszym, ale inwazyjnym pomiarem gazów oddechowych we krwi za pomocą gazometru i wykazano korelację między tymi pomiarami w ogólnej analizie statystycznej (34, 62). W badaniach analizujących in-

Ryc. 3. Czynniki wpływające na ilość anestetyku oddziałującego na centralny układ nerwowy

dywidualne wyniki pulsoksymetria miała tendencję do niedoszacowania pomiaru w porównaniu do gazometrii (31), mimo że u innych gatunków dochodziło raczej do przeszacowania (46). Różnice między badaniami wynikają z różnego typu używanych pulsoksymetrów, miejsca pomiaru oraz stosowania respiratora.

Kapnografia. Jest nieinwazyjną metodą monitoringu poziomu dwutlenku węgla w powietrzu wydychanym podczas podtrzymania znieczulenia ogólnego. Pomiary dokonywane są za pomocą czujnika w strumieniu bocznym lub w strumieniu głównym, przy czym u dużych zwierząt wykorzystuje się strumień boczny, ze względu na średnicę rury intubacyjnej. Pomiary opierają się na wysłaniu fali podczerwonej o długości 4,3 μm (3) (ryc. 3) i wyliczaniu różnicy pochłaniania tej fali, przepływającej przez próbkę mieszanki gazów. Taka sama zasada dotyczy pomiaru ilości gazów anestetycznych (poniżej), jednak każdy gaz pochłania inne długości fal podczerwonych (8).

Stosowanie kapnografii u koni jest wysoce zalecane, a obligatoryjne podczas znieczulenia wziewnego oraz stosowania mechanicznej wentylacji. Poprzez informację o poziomie dwutlenku węgla w powietrzu wydychanym kapnografia pozwala na ocenę jakości wymiany gazowej, stanu układu oddechowego oraz krążenia w organizmie. U koni jest to szczególnie ważne ze względu na dużego stopnia hipoksemię, szereg mechanizmów powodujących wyłączenie części pęcherzyków z efektywnej wymiany gazowej (między innymi nierównomierność perfuzji do wentylacji, atelektazja) spowodowanych między innymi niefizjologiczną dla tych zwierząt pozycją na stole operacyjnym (grzbietowa, na boku) i dużą masą ciała, która w takim

układzie sprzyja pogorszeniu perfuzji tkanek i dyfuzji gazów (60). Z tego względu liczba oddechów na minutę, która mieści się nawet w prawidłowym zakresie wartości, może nie utrzymywać dostatecznych poziomów gazów oddechowych we krwi.

Dzięki pomiarom kapnograficznym jest możliwe podjęcie decyzji o regulacji liczby oddechów zwierzęcia za pomocą respiratora. W przypadku, gdy parametry gazowe odbiegają od normy, należy dostosować parametry respiratora oraz zweryfikować poprawność samego procesu wymiany gazowej poprzez obserwację krzywej kapnograficznej (m.in. zatory w przewodach oddechowych, przecieki w układzie oddechowym i obiegu gazów w aparacie anestezjologicznym) (28). U koni również częściej niż u innych gatunków zdarza się zatrzymanie oddechów (*apnea*) na skutek podawanych leków (izofluran, propofol), a obserwacja oddechów w postaci ruchów jamy brzusznej jest znacznie utrudniona, szczególnie w przypadku laparotomii. Kapnografia, której pomiar jest wykonywany w trybie ciągłym, pozwala na łatwe wychwycenie momentu braku oddechu i przywrócenie akcji oddechowej. Zwiększona liczba oddechów i niska wartość wydychanego dwutlenku węgla mogą wskazywać na spływanie poziomu znieczulenia do niebezpiecznej granicy czucia bólu i ryzyka pojawienia się odruchów w polu operacyjnym (21).

Kapnografia, tak jak w przypadku pulsoksymetrii, jest metodą pośrednią i mimo dużej zalety w postaci ciągłego pomiaru na żywo, nie jest tak dokładna jak pomiar tego gazu we krwi tętniczej za pomocą gazometrii (różnica między EtCO_2 a PaCO_2 to około 10-15 mmHg) i tak jak w przypadku pulsoksymetrii zmiany mogą wynikać ze stosowania respiratora oraz jakości sprzętu pomiarowego (17). Z tego względu nie powinna zastępować pomiarów metodą inwazyjną, a jedynie ją wspomagać, szczególnie w ciężkich przypadkach klinicznych, gdy nawet niewielkie zmiany zauważone zbyt późno mogą spowodować nagłe pogorszenie się stanu klinicznego pacjenta (28). Kapnografia wykazuje dużo większą dokładność szacowania poziomu dwutlenku węgla i na podstawie jej pomiarów utrzymać jego właściwy poziom, inaczej niż w przypadku pulsoksymetrii (10).

Pomiar gazów oddechowych we krwi. Najdokładniejszą dotychczas opisaną metodą pomiaru zawartości gazów we krwi krążącej jest gazometria, wykonywana inwazyjnie poprzez pobranie próbki krwi tętniczej (około 2-3 ml) bezpośrednio z dostępnej tętnicy (przez punkcję lub przez kateter) metodą aseptyczną do specjalnych strzykawk zapobiegających zanieczyszczeniu próbki gazami z powietrza oraz z dodatkiem heparyny. Badanie takie powinno być wykonywane w ciągu 10 minut od pobrania, aby odczyty dawały wiarygodne wyniki (40), ponieważ dłuższy czas oczekiwania zmienia wartości ciśnienia parcjalnego tlenu i dwutlenku węgla (metabolizm leukocytów zmniejsza ilość tlenu i zwiększa dwutlenek węgla, jak również

tlen dyfunduje przez strzykawkę). Należy również zanotować dokładną temperaturę ciała zwierzęcia, ponieważ wpływa to na różnice w odczycie (w idealnych warunkach powinna ona wynosić tyle, ile w analizatorze gazometrycznym, czyli 37°C , jednak zazwyczaj tak nie jest, stąd analizator bierze poprawkę w wynikach na różnicę temperatur). Jest to najlepsza do tej pory metoda monitoringu wymiany gazowej, perfuzji tkanek oraz równowagi kwasowo-zasadowej (5).

Ze względu na bezpośredni pomiar z krwi krążącej, gazometria przewyższa dokładnością wcześniej opisaną pulsoksymetrię i kapnografię, jednak ograniczeniem jej zastosowania jest limit liczby pobranych próbek i czasu uzyskania wyników, dlatego pobranie próbek wykonuje się w zależności od potrzeby – najczęściej w odstępach 30 lub 60 minut. Prawidłowe wartości u koni dla PaCO_2 wahają się w granicach 35-45 mmHg, dla PaO_2 powyżej 200 mmHg (hipoksemia jest definiowana jako wartość poniżej 80 mmHg), a dla pH krwi 7,38-7,41 (54, 61).

Pomiar PaCO_2 służy głównie do oceny jakości oddychania (hiperwentylacja, hipowentylacja), co daje informację o równowadze pomiędzy metabolizowanym dwutlenkiem węgla a jego wydalaniem przez płuca. Pomimo ustalonych zakresów bezpieczeństwa tego parametru istnieją hipotezy, że podwyższony poziom dwutlenku węgla może wpływać korzystnie na wybudzanie koni (55). Prawidłowa kontrola wentylacji wpływa również na prawidłowe wysycenie organizmu zwierzęcia w anestetyki wziewne. Pomiar PaO_2 jest dokładnym wskaźnikiem wysycenia krwi w tlen, jednak wartości te nie są tak wprost proporcjonalne, jak w przypadku dwutlenku węgla, ponieważ krzywa dysocjacji hemoglobiny nie jest linią prostą. Wartości będą się różnić w zależności od podaży tlenu, przepływu gazów oraz wielkości zwierzęcia (przy wdychaniu powietrza o zawartości 21% tlenu, ciśnienie parcjalne tlenu we krwi powinno wynosić 80-100 mmHg, stąd przy podawaniu 100% tlenu podczas zabiegu wartość ta powinna oscylować w warunkach idealnych około 500 mmHg).

Istnieją pewne niebezpieczeństwa związane z pomiarem gazów oddechowych we krwi, wiążące się z błędami samych aparatów pomiarowych, niezbyt dużą częstotliwością pomiarów, która ogranicza możliwość wykreślenia trendów zmian. Dodatkowo wymagana jest dokładność w pobraniu próbki, aby uniknąć jej zanieczyszczenia oraz wykorzystanie specjalistycznego sprzętu – dedykowanych strzykawk. Pobierana krew jest zazwyczaj krwią obwodową – z mniejszych tętnic, stąd jej skład może nieznacznie różnić się w porównaniu do krwi centralnej.

Pomiar anestetyków w powietrzu wydychanym. Poziom anestetyku ustawiany na dedykowanym parowniku różni się od docelowego poziomu, który przedostaje się do mózgu. Jest to spowodowane licznymi czynnikami zewnętrznymi oraz wewnętrznymi, które mają wpływ na faktyczną ilość anestetyku oddziałują-

cego na centralny układ nerwowy. Czynniki zewnętrzne wpływają na podaż anestetyku do mieszanki gazów oddechowych i przechodzenie takiej mieszanki do układu oddechowego pacjenta. Czynniki wewnętrzne to dyfuzja samego anestetyku i jego farmakokinetyka w organizmie zwierzęcia (w tym przechodzenie przez barierę krwi) (ryc. 3). Pomiar anestetyku w powietrzu wydychanym daje informację o faktycznym poziomie anestetyku, który dotarł do mózgu, ponieważ anestetyki wziewne są minimalnie metabolizowane w organizmie zwierzęcia (dla przykładu najpopularniej używany anestetyk izofluran osiąga poziom metabolizmu 0,2% u człowieka) (15, 23). Pomiar gazów anestetycznych są standardową procedurą w monitoringu ludzi, również ze względu na konstrukcję nowszych monitorów, łączących pomiar dwutlenku węgla w powietrzu wydychanym z pomiarem anestetyku. Obecnie w anestezjologii dużych zwierząt brak jest tak specjalistycznych monitorów dedykowanych dla dużych zwierząt, jednak wykorzystuje się do tego celu monitory ludzkie, kalibrując je pod parametry życiowe danego gatunku (np. Datex Ohmeda, Mindray), stąd istnieje możliwość pomiaru anestetyku. Możliwe jest również dokupienie oddzielnej jednostki odpowiedzialnej za pomiary gazów, jednak również nie są one dedykowane koniom. Pomiar anestetyków wziewnych wykonywany jest w jednostce monitora przy pomocy fal podczerwonych o zakresie długości 8-9 μm (w zależności od typu detektora w monitorze, inne źródła podają 10-13 μm – ryc. 3), przechodzących przez próbkę powietrza i zbieranych przez detektor. Na tej podstawie odbywa się pomiar ilościowy i jakościowy (wykrywanie rodzaju anestetyku w zależności od długości pochłanianej fali) (44, 45).

Wciąż nie jest znany dokładny mechanizm oddziaływania anestetyków wziewnych na układ nerwowy i poprzez tę drogę – działanie anestetyczne. Istnieją hipotezy, że są one w pewnym stopniu metabolizowane w organizmie, ale oddziaływanie metabolitów na organizm nie jest znane (52). Stąd pomiary izofluranu w powietrzu wydychanym nie mogą być podstawą do oceny poziomu znieczulenia – mimo osiągnięcia minimalnego stężenia pęcherzykowego (MAC) wg pomiarów, gdyż stężenie anestetyku może być wyższe w mózgu, ponieważ ilość anestetyku jest zmienna po drodze z mózgu do czujnika umiejscowionego w rurze intubacyjnej. Pomimo określonego poziomu MAC u koni jako gatunku istnieją indywidualne różnice, zależne również od stanu fizjologicznego i klinicznego zwierzęcia – m.in. warstwy tkanki tłuszczowej (anestetyki wziewne mają duże powinowactwo do tłuszczu), długości zabiegu i stopnia zapadania pęcherzyków płucnych, obecności chorób układu oddechowego mogących wpłynąć na ilość dyfundowanych gazów (7). Detektory nie wykrywają również metabolitów anestetyków, które mogą mieć wpływ na poziom znieczulenia. W dużej mierze straty anestetyków zależą również od systemu obiegu gazów,

używanego u danego zwierzęcia – u koni stosuje się jedynie system zamknięty, ze względu na duże ilości zużytych gazów, a wydalany dwutlenek węgla jest absorbowany przez pochłaniacz. Użycie u dużych zwierząt systemu półotwartego lub otwartego może znacząco wpłynąć na pomiary anestetyku wziewnego.

Obecne metody monitoringu dają wciąż niewystarczające informacje na temat faktycznego poziomu znieczulenia oraz stanu klinicznego pacjenta. U zwierząt monitoring śródanestetyczny stał się standardem i z roku na rok w ramach tego standardu bada się coraz więcej parametrów. Przyczyną są nie tylko adaptacje aparatury medycyny człowieka do medycyny weterynaryjnej z ich właściwą kalibracją i przystosowaniem czujników, ale również coraz większe zapotrzebowanie na dokładny monitoring ze względu na wydłużające się zabiegi i wzrost ich komplikacji.

U koni, jednego z najtrudniejszych gatunków zwierząt do przeprowadzenia prawidłowego znieczulenia ogólnego, anestezjolodzy zmagają się z wieloma ograniczeniami, wynikającymi z wielkości zwierząt oraz dostępności dedykowanego sprzętu pomiarowego – część parametrów wymaga inwazyjnych pomiarów (np. ciśnienie tętnicze krwi), co przyczynia się do wzrostu ryzyka powikłań. Niektóre z parametrów nie dają wystarczająco wiarygodnych informacji w porównaniu do innych gatunków lub nie są aż tak przydatne (np. ciepłota ciała u koni dorosłych).

Istnieje praktycznie nieograniczona liczba parametrów życiowych, które mogą podlegać pomiarowi i wykonuje się je w ramach badań naukowych, jednak należy pamiętać o trzech podstawowych zasadach wyboru i wykonywania takich pomiarów w praktyce: uzyskane wyniki muszą mieć znaczenie kliniczne dla pacjenta, wyniki muszą być dokładne, aby wywołać precyzyjną odpowiedź terapeutyczną, a leczenie musi poprawić stan kliniczny (21). Obecnie duże zainteresowanie w badaniach klinicznych koni kieruje się na monitoring aktywności centralnego układu nerwowego (w tym przekazywanie bodźców nocyceptywnych), co pozwoliłoby na szybszą i dokładniejszą reakcję anestezjologa w porównaniu do pomiarów parametrów hemodynamicznych, które wskazują zmiany w obrębie układu nerwowego z opóźnieniem.

Piśmiennictwo

1. Aarnes T. K., Hubbell J. A., Lerche P., Bednarski R. M.: Comparison of invasive and oscillometric blood pressure measurement techniques in anesthetized sheep, goats, and cattle. *Vet. Anaesth. Analg.* 2014, 41, 174-185.
2. Akeju O., Westover M. B., Pavone K. J., Sampson A. L., Hartnack K. E., Brown E. N., Purdon P. L.: Effects of sevoflurane and propofol on frontal electroencephalogram power and coherence. *Anesthesiology: J. Am. Soc. Anesthesiol.* 2014, 121, 990-998.
3. Areti Y. K.: Anesthesia ventilators, [w:] Areti Y. K., Kodali B. S. (red.): Principles of Anesthesia Equipment. Jaypee Brothers Medical Publishers, New Delhi 2016, s. 60-71.
4. Barker S. J., Tremper K. K., Hyatt J.: Effects of methemoglobinemia on pulse oximetry and mixed venous oximetry. *Anesthesiology* 1989, 70, 112-117.
5. Beaulieu M., Lapointe Y., Vinet B.: Stability of PO_2 , PCO_2 , and pH in fresh blood samples stored in a plastic syringe with low heparin in relation to various blood-gas and hematological parameters. *Clin. Biochem.* 1999, 32, 101-107.

6. Bidwell L. A., Bramlage L. R., Rood W. A.: Equine perioperative fatalities associated with general anaesthesia at a private practice: a retrospective case series. *Vet. Anaesth. Analg.* 2007, 34, 23-30.
7. Brosnan R. J.: Inhaled Anesthetics in Horses. *Vet. Clin. North America. Equine Pract.* 2013, 29, 69-87.
8. Clarke K. W., Hall L. W., Trim C. M.: General considerations. Patient monitoring and clinical measurement, [w:] Clarke K. W., Hall L. W., Trim C. M. (red.): *Veterinary Anaesthesia*. WB Saunders, London 2014, s. 1-60.
9. Corley K. T.: Inotropes and vasopressors in adult and foals. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* 2004, 20, 77-106.
10. Cribb P. H.: Capnographic monitoring during anesthesia with controlled ventilation in the horse. *Vet. Surg.* 1988, 17, 48-52.
11. Dodman N. H., Lamb L. A.: Survey of small animal anesthetic practice in Vermont. *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.* 1992, 28, 439-444.
12. Drynan E. A., Schier M., Raisis A. L.: Comparison of invasive and noninvasive blood pressure measurements in anaesthetized horses using the Surgivet V9203. *Vet. Anaesth. Analg.* 2016, 43, 301-308.
13. Dugdale A. H. A., Obhrai J., Cripps P. J.: Twenty years later: a single-centre, repeat retrospective analysis of equine perioperative mortality and investigation of recovery quality. *Vet. Anaesth. Analg.* 2016, 43, 171-178.
14. Duke T., Filzek U., Read M. R.: Clinical observations surrounding an increased incidence of postanesthetic myopathy in halothane-anesthetized horses. *Vet. Anaesth. Analg.* 2006, 33, 122-127.
15. Dyke R. van: Biotransformation of volatile anaesthetics with special emphasis on the role of metabolism in the toxicity of anaesthetics. *Canad. Anaesth. Soc. J.* 1973, 20, 21-33.
16. Evans D. L.: Cardiovascular adaptations to exercise and training. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* 1985, 1, 513-531.
17. Geiser D. R., Rohrbach B. W.: Use of end-tidal CO₂ tension to predict arterial CO₂ values in isoflurane-anesthetized equine neonates. *Am. J. Vet. Res.* 1992, 53, 1617-1621.
18. Giguere S., Knowles H. A., Valverde A., Bucki E., Young L.: Accuracy of indirect measurement of blood pressure in neonatal foals. *J. Vet. Intern. Med.* 2005, 19, 571-576.
19. Gozalo-Marcilla M., Gasthuys F., Schauvliege S.: Partial intravenous anaesthesia in the horse: a review of the intravenous agents used to supplement equine inhalation anaesthesia. Part 1: lidocaine and ketamine. *Vet. Anaesth. Analg.* 2014, 41, 335-345.
20. Grubb T. L., Lord P. F., Berger M.: Effects of pulsedelivered inhaled nitric oxide administration on pulmonary perfusion and arterial oxygenation in dorsally recumbent isoflurane-anesthetized horses. *Am. J. Vet. Res.* 2014, 75, 949-955.
21. Haskins S. C.: Monitoring Anesthetized Patients, [w:] Grimm K. A., Lamont L. A., Tranquilli W. J., Greene S. A., Robertson S. A. (red.): *Veterinary Anesthesia and Analgesia*. John Wiley & Sons, Ltd, Chichester, UK 2015, s. 96.
22. Hatz L. A., Hartnack S., Kümmerle J., Hässig M., Bettschart-Wolfensberger R.: A study of measurement of noninvasive blood pressure with the oscillometric device, Sentinel, in isoflurane-anesthetized horses. *Vet. Anaesth. Analg.* 2015, 42, 369-376.
23. Holaday D. A., Fiserova-Bergerova V., Latto I. P., Zumbiel M. A.: Resistance of isoflurane to biotransformation in man. *Anesthesiology* 1975, 43, 325-332.
24. Johnston G. M., Eastment J. K., Wood J. L.: The confidential enquiry into peri-operative equine fatalities (CEPEF): mortality results of Phases 1 and 2. *Vet. Anaesth. Analg.* 2002, 29, 159-170.
25. Johnston G. M., Taylor P. M., Holmes M. A.: Confidential enquiry of perioperative equine fatalities. (CEPEF-1): preliminary results. *Equine Vet. J.* 1995, 27, 193-200.
26. Jones R. S.: Comparative mortality in anaesthesia. *Br. J. Anaesth.* 2001, 87, 813-815.
27. Jubran A.: Pulse oximetry. *Critical Care* 2015, 19, 272.
28. Koenig J., McDonnell W., Valverde A.: Accuracy of pulse oximetry and capnography in healthy and compromised horses during spontaneous and controlled ventilation. *Canad. J. Vet. Res.* 2003, 67, 169-174.
29. Magdesian K. G.: Monitoring the critically ill equine patient. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* 2004, 20, 11-39.
30. Matthews N. S., Hartke S., Allen J. C.: An evaluation of pulse oximeters in dogs, cats and horses. *Vet. Anaesth. Analg.* 2003, 30, 3-14.
31. Matthews N. S., Hartsfield S. M., Sanders E. A., Light G. S., Slater M. S.: Evaluation of pulse oximetry in horses surgically treated for colic. *Equine Vet. J.* 1994, 26, 114-116.
32. Mee A. M., Cripps P. J., Jones R. S.: A retrospective study of mortality associated with general anaesthesia in horses: elective procedures. *Vet. Rec.* 1998, 14, 275-276.
33. Mellema M.: Cardiac output monitoring, [w:] Silverstein D., Hopper K. (red.): *Small Animal Critical Care Medicine*. Saunders Elsevier, St. Louis, Missouri 2009, s. 894-898.
34. Moens Y.: Arterio-alveolar carbon-dioxide tension difference and alveolar dead space in halothane anaesthetized horses. *Equine Vet. J.* 1989, 6, 282-284.
35. Muir W. W.: NMDA receptor antagonists and pain: ketamine. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* 2010, 26, 565-578.
36. Muir W. W., Hubbell J. A. E.: Monitoring anesthesia, [w:] Muir W. W., Hubbell J. A. E. (red.): *Equine Anesthesia Monitoring and Emergency Therapy*. Saunders Elsevier, St Louis, Missouri 2009, s. 149-171.
37. Murrell J. C., Johnson C. B., White K. L., Taylor P. M., Haberham Z. L., Waterman-Pearson A. E.: Changes in the EEG during castration in horses and ponies anaesthetized with halothane. *Vet. Anaesth. Analg.* 2003, 30, 138-146.
38. Nout Y. S., Corley K. T. T., Donaldson L. L.: Indirect oscillometric and direct blood pressure measurements in anaesthetized and conscious neonatal foals. *J. Vet. Emerg. Crit. Care* 2002, 12, 75-80.
39. Nyman G., Funkquist B., Kvart C.: Atelectasis causes gas exchange impairment in the anaesthetized horse. *Eq. Vet. J.* 1990, 22, 317-324.
40. Picandet V., Jeanneret S., Lavoie J. P.: Effects of Syringe Type and Storage Temperature on Results of Blood Gas Analysis in Arterial Blood of Horses. *J. Vet. Intern. Med.* 2007, 21, 476-481.
41. Raisis A. L., Blissitt K. J., Henley W.: The effects of halothane and isoflurane on cardiovascular function in laterally recumbent horses. *Br. J. Anaesth.* 2005, 95, 317-325.
42. Rani D. D., Harsoor S.: Depth of general anaesthesia monitors. *Indian J. Anaesth.* 2012, 56, 437-441.
43. Robertson S. A.: Practical use of ECG in the horse. In *Practice* 1990, 12, 59-67.
44. Rudolf A. S., Moens Y. P., Driessen B., Ambrisko T. D.: Comparison of an infrared anaesthetic agent analyser (Datex-Ohmeda) with refractometry for measurement of isoflurane, sevoflurane and desflurane concentrations. *Vet. Anaesth. Analg.* 2014, 41, 386-392.
45. Rudolf A. S., Moens Y. P., Driessen B., Ambrisko T. D.: Isoflurane measurement error using short wavelength infrared techniques in horses: influence of fresh gas flow and pre-anaesthetic food deprivation. *Vet. Anaesth. Analg.* 2005, 32, 101-106.
46. Sendak M. J., Harris A. P., Donham R. T.: Accuracy of pulse oximetry during arterial hemoglobin desaturation in dogs. *Anesthesiology* 1988, 68, 111-114.
47. Senior J. M., Pinchbeck G. L., Allister R.: Post anaesthetic colic in horses: a preventable complication? *Equine Vet. J.* 2006, 33, 479-484.
48. Shih A.: Cardiac Output Monitoring in Horses. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* 2013, 29, 155-167.
49. Shih A., Robertson S., Vigani A.: Evaluation of an indirect oscillometric blood pressure monitor in normotensive and hypotensive anesthetized dogs. *J. Vet. Emerg. Crit. Care* 2010, 20, 313-318.
50. Simeonova G.: Effects of long lasting anesthesia and experimental abdominal surgery upon some vital parameters in horses. *Proc. 2nd Internat. Conf. Agriculture for life, life for agriculture*, Bucharest, Romania 5-8 June 2012, s. 61-68.
51. Smale K., Anderson L. S., Butler P. J.: An algorithm to describe the oxygen equilibrium curve for the Thoroughbred racehorse. *Equine Vet. J.* 1994, 26, 500-502.
52. Sonner J. M., Atognini J. F., Dutton R. C.: Inhaled anesthetics and immobility: mechanisms, mysteries, and minimum alveolar anesthetic concentration. *Anesth. Analg.* 2003, 97, 718-740.
53. Tabrizchi R., Iida N.: Electromagnetic blood flow measurements, [w:] Moore J., Zouridakis G. (red.): *Biomedical Technology and Devices Handbook*. CRC Press LLC, Boca Raton, FL 2003, s. 50-56.
54. Tate L. P., Corbett W. T., Foreman J. H.: Instrumentation of exercising Thoroughbreds to determine blood gas tensions and acid-base status. *Vet. Surg.* 1993, 22, 171-176.
55. Thompson K. R., Bardell D.: The effect of two different intra-operative end-tidal carbon dioxide tensions on apnoeic duration in the recovery period in horses. *Vet. Anaesth. Analg.* 2016, 43, 163-170.
56. Tomasic M.: Temporal changes in core body temperature in anesthetized adult horses. *Am. J. Vet. Res.* 1999, 60, 556-562.
57. Trim C. M., Adams J. G., Cowgill L. M., Ward S. L.: A retrospective survey of anaesthesia in horses with colic. *Equine Vet. J.* 1989, 21, 84-90.
58. Tümsmeyer J., Hopster K., Feige K., Kästner S. B.: Agreement of high definition oscillometry with direct arterial blood pressure measurement at different blood pressure ranges in horses under general anaesthesia. *Vet. Anaesth. Analg.* 2015, 42, 286-291.
59. Tümsmeyer J., Hopster K., Kästner S. B.: Clinical Use of a Multivariate Electroencephalogram (Narcotrend) for Assessment of Anesthetic Depth in Horses during Isoflurane-Xylazine Anesthesia. *Frontiers Vet. Sci.* 2016, 3, 25.
60. Tusman G., Sipmann F. S., Bohm S. H.: Rationale of dead space measurement by volumetric capnography. *Anesthesiology* 2012, 114, 866-874.
61. Wan P. Y., Trim C. M., Mueller P. O.: Xylazine-ketamine and detomidine-tiletamine-zolazepam anesthesia in horses. *Vet. Surg.* 1992, 21, 312-318.
62. Watney G. C. G., Norman W. M., Schumacher J. P.: Accuracy of a reflectance pulse oximeter in anesthetized horses. *Am. J. Vet. Res.* 1993, 54, 497-501.
63. Whitehair K. J., Watney G. C. G., Leith D. E., DeBowes R. M.: Pulse Oximetry in horses. *Vet. Surg.* 1990, 19, 243-248.
64. Williams D. C., Aleman M. R., Brosnan R. J.: Electroencephalogram of Healthy Horses During Inhaled Anesthesia. *J. Vet. Intern. Med.* 2016, 30, 304-308.
65. Young S. S., Taylor P. M.: Factors influencing the outcome of equine anaesthesia: a review of 1,314 cases. *Equine Vet. J.* 1993, 25, 147-151.