



INVESTICE DO ROZVOJE VZDĚLÁVÁNÍ

# PERIOPERAČNÍ PÉČE U POKUSNÝCH ZVÍŘAT

Autor: MVDr. Leona Lexmaulová-Raušerová, Ph.D.

Editace: MVDr. Michal Crha, Ph.D.

# PERIOPERAČNÍ PÉČE U POKUSNÝCH ZVÍŘAT

---

*MVDr. Leona Lexmaulová-Raušerová, Ph.D.*

*Klinika chorob psů a koček, Veterinární a farmaceutická univerzita Brno*

Ve výzkumu využíváme celou řadu živočišných druhů. Vzhledem k četným rozdílům v anatomii a fyziologii, je nezbytné přizpůsobit perioperační péči potřebám zvířat.

Zásadní vliv na výskyt komplikací v perioperačním období mají tyto faktory:

1. Hladovka
2. Manipulace se zvířaty
3. Anestézie a medikace
4. Infúzní terapie
5. Zajištění vhodného prostředí
6. Monitoring komplikací

## **1. Hladovka**

Délka hladovky závisí na velikosti a energetických nárocích organismu. Obecně můžeme říci, že čím je zvíře menší, zvětšuje se relativní povrch těla a zvyšují se energetické nároky organismu. Z tohoto důvodu je délka hladovky u malých druhů zvířat a zvláště u mláďat velmi omezená (pouze několik hodin). Další zásadní rozdíly existují mezi masožravci, býložravci a všežravci. Trávicí aparát býložravých zvířat je přizpůsoben relativně dlouhému trávení rostlinné potravy. Extrémním případem jsou přežvýkavci. Anestézie zpravidla vyvolává snížení motility až atonii trávicího traktu, která u těchto zvířat vede k tympanii s následným narušením ventilace a cirkulace (tlak distendovaných orgánů na cévy a bránici). Během laparotomie komplikuje naplněný trávicí trakt průběh operace. Naopak dlouhé hladovění vede k narušení mikroflóry zažívacího traktu býložravců a zvyšuje riziko trávicích poruch v pooperačním období (Heard, 2006). Délka hladovky by u králíků a morčat neměla přesáhnout 4 hodiny. Hladovka většinou spočívá ve vyloučení jádra z krmné dávky před anestézií (Heard, 2006). U dlouhodobějších zákroků a laparotomiích se však doporučuje odebrat veškeré krmení (Heard, 2006) z důvodu možného tlaku naplněného žaludku a trávicího traktu zažitinou s následným narušením ventilace. Voda se zvířatům odebírá půl hodiny před anestézií (Heard, 2006). U všežravců a masožravců se délka hladovky pohybuje v závislosti na velikosti těla a stáří v rozmezí 2 – 12 hodin. Vodu zvířatům odebíráme maximálně půl hodiny před anestézií (Klír a Špelda 2005).

## **2. Manipulace se zvířaty**

Jednotlivé druhy se od sebe liší nejen velikostí, ale i temperamentem a chováním. Zvláště u malých druhů zvířat může vést nešetrná manipulace ke zlomeninám (páteře, končetin). Při každé manipulaci bychom měli eliminovat

riziko poranění zvířete i personálu. Klidné a šetrné zacházení je pro zvířata méně stresující a snižuje riziko zdravotních komplikací.

### **Fixace psa**

Důležité je klidné a rozhodné zacházení. U bázlivých zvířat se snažíme o navázání kontaktu se zvířetem a získání jeho důvěry. Vyvarujeme se prudkých pohybů. Psy zpravidla odchytáváme a vodíme na vodítku se zatažitelnou smyčkou na krku. Pro odchyt agresivních zvířat lze použít distanční tyč (Atkinson 2003).

Přiložením tkalounu na obě čelisti zhruba ve střední vzdálenosti mezi očima a čenichem a jeho zavázáním v zátylku zabráníme psovi v pokousání. Alternativou je použití speciálního fixačního náhubku (Klír a Špelda 2005, Atkinson 2003).

Psa můžeme fixovat v sedě (např. pro odběr krve) nebo v laterální poloze. Psa posadíme hřbetem ke stěně nebo nohám pomocníka, který fixuje hlavu.

Chceme-li psa položit, uchopíme jej za přední a zadní končetinu, která je blíže k pomocníkovi a podtrhneme je. Tělo pacienta necháváme sklouznout po trupu pomocníka. Po té pomocník fixuje psa v laterální poloze uchopením končetin (zvláště těch blíže k podložce) a tlakem předloktí na krk a slabinu (Klír a Špelda 2005, Atkinson 2003). Pokud chceme psa přetočit na druhý bok, necháme jej postavit a znovu položíme. Nikdy ho nepřevalujeme přes hřbet (nebezpečí otočení žaludku)!

### **Fixace kočky**

Kočka může poranit personál pokousáním nebo poškrábáním. Fixace ústní dutiny je vzhledem k utváření obličejové části hlavy obtížná. Pokud fixujeme kočku ve sternální poloze např. k odběru krve z *vena jugularis* lze zabalit všechny čtyři končetiny a trup do ručníku a hlavu pomocník drží v dlani nad očima a pod spodní čelistí (Atkinson 2003). U agresivních zvířat je možné nasazení fixačního náhubku (Atkinson 2003). Fixaci kočky v laterální poloze provádí dva pomocníci. Jeden tlačí rukou hlavu v oblasti oblouku mandibuly ke stolu a druhou rukou drží obě končetiny, mezi které vkládá prst. Druhý pomocník fixuje obě pánevní končetiny.

### **Fixace králíka**

Králíka vytahujeme z klece uchopením za volnou kůži na dorzální straně krku. Po zvednutí zvířete, podložíme druhou ruku pod jeho záď (Klír a Špelda 2005, Atkinson 2003). Na stole zvíře ve sternální poloze fixujeme tlakem v oblasti hlavy a zádě. Vyvarujeme se tlaku v oblasti beder, aby nedošlo ke zlomení páteře. Uchopením zvířete za volnou kůži na dorzální straně krku a zádě jej můžeme položit do hřbetní polohy, která u králíků zpravidla vyvolává kataleptický stav (Klír a Špelda 2005). Zvýšení pocitu bezpečí lze dosáhnout zabalením zvířete do ručníku nebo zakrytím jeho očí (Atkinson 2003).

## Fixace prasete

Prase můžeme fixovat přiložením Jílkovy smyčky za horní čelist. Selata lze znehybnit držením v oblasti bérce s hlezna a přidržení za ucho. Na boku fixujeme selata obdobným způsobem jako psa.

## Odběr krve

U psů a koček odebíráme krev zpravidla z *v. jugularis*, která je dobře přístupná a lze z ní rychle získat větší objem krve. Psa držíme v sedě se zvednutou hlavou. Kočku fixujeme ve sternální poloze se zvednutou hlavou. Pokud zvíře nespolupracuje, můžeme jej položit do laterální polohy, přední končetiny natáhneme dozadu a hlavu zakloníme. Jehlu vždy směřujeme směrem k hlavě pacienta.

U králíka odebíráme menší množství krve z ušní žíly na laterální straně ušního boltce (případně z ušní artérie). Větší množství krve lze získat punkcí *v. cava cranialis* nebo *v. saphena lateralis* nebo srdce (Klír a Špelda 2005, Dyer a Cervasio 2008).

Menší množství krve odebíráme u prasat z ušních žil. Pro odběr většího objemu krve zpravidla využíváme *v. jugularis* nebo přední dutou žílu. Při odběru z *v. cava cranialis* fixujeme zvíře ve stoje za horní čelist Jílkovou smyčkou nebo ve hřbetní poloze s vyvrácením hlavy dolů. Používáme jehlu dlouhou 10 – 15cm. Vpich provádíme 3 – 5cm kraniolaterálně od hrotu prsní kosti a hrot směřujeme mírně kaudálně (Klír a Špelda 2005).

## 3. Anestézie a medikace

Každá anestézie více či méně ovlivňuje fyziologické pochody v organismu. Vzhledem k druhové rozmanitosti pokusných zvířat lze předpokládat i rozdílnou reakci na podávané látky (viz. kapitola anestézie).

Mimo anestetik zpravidla zvířatům aplikujeme antibiotika, analgetika, případně další látky (v závislosti na metodice experimentu). Většina léků má bohužel kromě pozitivních i negativní účinky. Obecně je známý negativní vliv penicilinových antibiotik na střevní mikroflóru býložravců (morče, králík) zvláště po perorální aplikaci (Cavalcante et al, 2006). Následně dojde k narušení normální střevní mikroflóry, důležité pro správný průběh trávení rostlinné potravy všech býložravců, a pomnožení patogenů, zejména některých druhů klostridií (*C. difficile* a *C. spiroforme* – enterotoxémie) nebo toxinogenních kmenů *E. coli* (kolibacilóza) ( Jelínek, Přibylová, 2005, Keel, Songer, 2006, Brooks, 2006). Vzniká fatální enterotoxémie (Tyrrell et al, 2002). Fluorochinolony zase narušují vývoj chrupavek a jejich použití u mladých rostoucích zvířat není vhodné (Jawetz 1994).

## Parenterální podávání léčiv

Léky můžeme aplikovat subkutánně, intramuskulárně, intravenózně, případně intraperitoneálně nebo intraoseálně.

Subkutánní aplikaci u psů, koček a králíků provádíme do vytvořené kožní řasy v oblasti kohoutku nebo za lopatkou na laterální straně hrudníku. U selat využíváme předkolenní řasu (Klír a Špelda 2005). U větších prasat subkutánně aplikujeme léky za ucho s použitím kratší jehly.

K intramuskulární aplikaci u psů, koček a králíků zpravidla využíváme stehenní svalovinu (*m. quadriceps femoris*, *m. biceps femoris*, *m. semitendinosus*), případně svaly hrudní končetiny (*m. triceps humeri*) nebo bederní svalovinu (pouze malé objemy pravých roztoků). U prasat intramuskulárně aplikujeme léky za ucho s použitím delší jehly nebo do kaudální stehenní svaloviny (Klír a Špelda 2005).

Intravenózně podávané léky podáváme psům a kočkám do *v.cephalica antebrachii* na přední končetině. Na pánevní končetině lze využít *v.saphaena lateralis* nebo *medialis*. U králíka a prasete zpravidla používáme ušní žíly.

Intraperitoneální aplikaci zpravidla používáme jen u králíků a prasat při neúspěšné intravenózní aplikaci. Zvířata zpravidla fixujeme za pánevní končetiny hlavou dolů. V pich provádíme laterálně od *linea alba* v oblasti předposledního struku a jehlu směřujeme mírně šikmo kaudálně. Nevýhodou této aplikace je možné prodloužení délky účinku vstřebáváním látky z tenkého střeva (Klír a Špelda 2005).

Intraoseálně lze u psa a kočky využít kraniální plochu *tuberculum majus humeri*, mediální plocha proximální tibie nebo *fossa trochanterica femoris* (White 1999).

## 4. Infúzní terapie

Udržení vodní a elektrolytové rovnováhy organismu snižuje výskyt pooperačních komplikací, případně úhynů zvířat. Infúzní roztoky lze zvířatům podávat několika způsoby: intravenózně, intraoseálně nebo subkutánně. Intravenózní podání je velmi efektivní, bohužel je limitováno velikostí pacienta (obtížné zavedení intravenózního katétru). Efektivita intravenózního a intraoseálního podání tekutin je srovnatelná. Vstřebávání tekutin z podkoží je zvláště u hypovolemických a dehydratovaných zvířat pomalé. Volba roztoků závisí na acidobazické a elektrolytové situaci v organismu. Nejčastěji používanými roztoky jsou Ringer laktát (Hartmann), Ringer acetát (Ringerfundin, Plasmalyte), Ringerův roztok, případně fyziologický roztok. Přidáním glukózy do infúze snížíme objem podaných iontů do organismu. Glukóza je rychle metabolizována (1g glukózy = 4 kcal energie), ale nelze ji použít jako jediný zdroj energie (DiBartola a Bateman 2006). Parenterální infúzní terapii zpravidla ukončujeme, když je zvíře schopno doplnit ztráty tekutin perorálním příjmem a vnitřní prostředí nevykazuje výrazné elektrolytové a acidobazické abnormality. Drobné odchylky vnitřního prostředí lze ovlivnit perorálním podáním elektrolytových roztoků.

## 5. Zajištění vhodného prostředí

Stres je důležitým negativním faktorem působícím na zdravotní stav. Umístění zvířat ve vhodném prostředí (klid, vhodná teplota a vlhkost, dostatek prostoru) spolu s klidným zacházením mají pozitivní vliv na nástup i průběh anestézie a snížení rizika pooperačních komplikací (Kawamoto et al, 1990, Donnio et al, 1994). Během anestézie a probouzení je narušena termoregulační schopnost organismu. Výsledkem zpravidla bývá hypotermie různého stupně. Největší ztráty tepla mají zvířata s velkým povrchem těla (mláďata, drobná zvířata). O velikosti tepelných ztrát rozhoduje i typ chirurgického zákroku a rozsah obnažení tkání (velké ztráty tepla např. při laparotomiích). Použití studených roztoků k oplachům tkání zvyšuje tepelné ztráty. Těžká hypotermie (<27,8°C) vyvolává kóma, poruchy srdeční činnosti a úhyn (Macintire a kol. 2005). Vlivem hypotermie dochází k periferní vazokonstrikci, redistribuci krve a zvýšení diurézy (chladová diuréza). (Wingfield, 2001).

Z těchto důvodů zvířata (s výjimkou prasat) během chirurgického zákroku a během probouzení zahříváme. K výplachům operační rány používáme roztoky ohřáté na tělesnou teplotu. Infúzní terapií udržujeme hydrataci a normoglykémii (Nolan, 2000, Heard, 2006).

## 6. Monitoring komplikací

V pooperačním období monitorujeme rychlost a průběh probouzení, hydratační stav zvířat, produkci moči, příjem tekutin a krmiva, projevy bolesti a výskyt příznaků onemocnění (zejména dýchacího aparátu a GIT), případně komplikace v hojení operační rány.

Kromě hypotermie, hypoglykémie a dehydratace se v pooperačním období setkáváme s celou řadou dalších komplikací, které mohou vést k úhynu pacienta. Během probouzení může dojít k obstrukci dýchacích cest (jazykem, zvratky) a poruchám ventilace. Prevencí je ponechání endotracheální kanyly do obnovení polykacího reflexu a pečlivý monitoring. Pokud zvíře zvracelo, vyčistíme důkladně ústní dutinu a hltan. Při hypoventilaci aplikujeme kyslík, případně v kombinaci s umělou plicní ventilací pacienta a antagonizujeme účinky anestetik. V období probouzení se rovněž můžeme setkat s negativními reakcemi zvířete na anestézii a zákrok (excitace, křeče, nařkání, agresivita, automutilace). Tyto nežádoucí komplikace je možné omezit použitím vhodné kombinace anestetik, dobrou pooperační analgézií a zajištěním klidného prostředí.

Kombinace hypotenze, dehydratace a aplikace nesteroidních antiflogistik může vést k těžkému poškození ledvin.

Prasata trpí relativně často onemocněním respiračního aparátu, které může probíhat subklinicky. Stres spojený s anestézií a operací může vyvolat exacerbaci onemocnění, případně úhyn.

Býložravci (např. králíci) jsou velmi citliví na narušení střevní mikroflóry (následkem hladovky, stresu, aplikace penicilinových antibiotik), které vede k pomnožení patogenních druhů bakterií nebo kokcií a následnému onemocnění až úhynu ( Jelínek, Příbylová, 2005, Keel, Songer, 2006, Brooks, 2006). Kombinace hypoglykémie, vzniklé následkem dlouhého hladovění a

hypotermie při probouzení může být příčinou úhynu králíků několik hodin po probouzení (Heard, 2006).

Mezi komplikace v hojení operační rány patří krvácení, otok, tvorba seromu, infekce a dehiscence operační rány. Provedení chirurgického zákroku *lege artis* za aseptických podmínek s případnou profylaktickou aplikací antibiotik vede ke snížení rizika těchto komplikací (Holmberg a kol.2003). Překrytím rány eliminuje negativní vliv vnějších faktorů. Bohužel ne všechny druhy zvířat tolerují přiložení bandáže nebo přítomnost kožních stehů. Určitou alternativou je použití intradermální sutury a následné překrytí rány např. *Tc. Novikov* nebo speciálními spray a umístění zvířat individuálně do čistého prostředí.

### **Přehled literatury:**

ATKINSON T. 2003: Handling and control. In LANE D.R., COOPER B.: Veterinary nursing 3th edition. BSAVA, London, ss:1-10

KLÍR P., ŠPELDA S. 2005: Zacházení s jednotlivými druhy zvířat. In JEBAVÝ L., RÖDL P., HOŘAVÁ P.: Ochrana, chov a využití pokusných zvířat. 1. díl Chov, zoohygienu, experimentální práce a legislativní normy. Společnost pro vědu o laboratorních zvířatech, Brno, ss:162-166

HEARD DJ, 2006: Anesthesia, Analgesia, and Sedation of Small Mammals. In: QUESENBERRY K.E., CARPENTER J.W.: Ferrets, Rabbits, and Rodents Clinical Medicine and Surgery. 2 nd edition, Saunders, St. Louis, Missouri 2006.ss:356-369.

CAVALCANTE IC, CASTRO MV, BARRETO ARF, SULLIVAN GW, VALE M, ALMEIDA PRC, LINDEN J, RIEGER JM, CUNHA FQ, GUERRANT RL, RIBEIRO RA, BRITO GAC 2006: Effect of novel A(2A) adenosine receptor agonist ATL 313 on Clostridium difficile toxin a-induced murine ileal enteritis. Infection and Immunity. **74**:2606-2612

JELÍNEK F, PŘIBYLOVÁ M 2005: Nemoci pokusných zvířat a diagnostické metody. In JEBAVÝ L., RÖDL P., HOŘAVÁ P.: Ochrana, chov a využití pokusných zvířat. Brno, ss:139-156

KEEL MK, SONGER JG, 2006: The comparative pathology of Clostridium difficile-associated disease. Vet Pathology. **43**:225-240

BROOKS DL, 2006: Nutrition and gastrointestinal Physiology. In: QUESENBERRY K.E., CARPENTER J.W.: Ferrets, Rabbits, and Rodents Clinical Medicine and Surgery. 2 nd edition, Saunders, St. Louis, Missouri, 2006, ss: 155-160

TYRRELL KL, CITRON DM, JENKINS JR, GOLDSTEIN EJC AND VETERINARY STUDY GROUP, 2002: Periodontal Bacteria in Rabbit Mandibular and Maxillary Abscesses. J of Clinical Microbiology.**40**:1044-1047

JAWETZ E 1994: Léčiva se speciálními indikacemi. In KATZUNG B.C.: Základní a klinická farmakologie. Nakladatelství a vydavatelství H & H Praha, ss: 720-723

WHITE R.N.1999: Emergency techniques. In: KING L., HAMMOND R.: Manual of Canine and Feline Emergency and Critical Care. BSAVA, Cheltenham, ss:307-340

DIBARTOLA S.P., BATEMAN S.2006: Introduction to fluid therapy. In: DIBARTOLA S.P.: Fluid, electrolyte, and acid-base disorders. 3th edition.Saunders Elsevier, St. Louis, ss:325-344

KAWAMOTO E, SAWADA T, MARUYAMA T, 1990: Prevalence and characterisation of *Pasteurella multocida* in rabbits and their environment in Japan. *Nippon Juigaku Zasshi*.**52**:915-21

DONNIO PY, LE GOFF C, AVRIL JL, POUEDRAS P, GRAS-ROUZET S 1994: *Pasteurella multocida*: oropharyngeal carriage and antibody response in breeders. *Vet Res*. **25**:8-15

MACINTIRE D.K., DROBATZ K.J., HASKINS S.C., SAXON W.D.:Manual of Small animal emergency and critical care medicine. Lippincott Williams &Wilkins, 2005, ss:404-406

WINGFIELD WE 2001: Veterinary emergency medicine secrets. Hanley & Belfus Inc., Philadelphia, 504 p.

NOLAN AM, 2000: Pharmacology of analgesic drugs.In FLECNEL P, WATERMAN-PEARSON A: Pain Management in Animals. W.B.Saunders, London 2000, pp:21-52

HOLMBERG D, MCCURNIN DM, JONES RL, BERG J, WAGNER SD, FRIES CL, HOBSON HP, NIEVES MA, MERKLEY DF, TOOMBS JP, BAUER MS 2003: Surgical methods.In SLATTER D: Textbook of small animal surgery. 2nd ed. , W. B. Saunders, Philadelphia, ss.114-191