

Anästhesie und Analgesie bei Heimsäugern.

Teil 2: Intra- und postoperative Betreuung

G. Neiger-Aeschbacher

Royal Veterinary College, University of London

Einleitung

Dosisabhängig führen Anästhetika zu einer reversiblen Depression des Zentralnervensystems. Atemdepression, Hypoxie und Hypothermie sind die am häufigsten beobachteten Nebenwirkungen bei kleinen Säugetieren. Unabhängig von der Wahl der Anästhetika ist die Sauerstoffzufuhr äusserst wichtig. Bei länger dauernden Anästhesien ist die endotracheale Intubation empfehlenswert. Mittels intermittierender, positiver Druckbeatmung («intermittend positive pressure ventilation» = IPPV) werden die Lungen regelmässig, etwa einmal pro Minute, belüftet. Bei manueller Beatmung kann gleichzeitig eine Zunahme des Widerstandes (z.B. wegen Bronchialsekret innerhalb des Endotrachealtubus) und eine Veränderung der Dehnbarkeit der Lungen (Compliance) festgestellt werden. Abhängig vom Gesundheitsstatus des Tieres, der gewählten Anästhesiemethode und dem durchgeführten Eingriff wird eine kontinuierliche Beatmung notwendig. Werden Atemsysteme ohne Kohlendioxidabsorption verwendet, muss ein adäquater Frischgasfluss die Rückatmung von Kohlendioxid verhindern. Der Frischgasfluss muss dem Zwei- bis Dreifachen des Minutenvolumens des anästhesierten Tieres entsprechen. Wenn Kapnographie zur Überwachung der Ventilation zur Verfügung steht, kann die Frischgasflussrate eventuell reduziert werden.

Intraoperative Betreuung der Anästhesie

Überwachung

Der Überwachung (Monitoring) des anästhesierten Patienten liegen folgende Prinzipien zu Grunde: Beibehalten offener Atemwege, Unterstützung von Kreislauf und Atmung, Erhalt der Nierenfunktion und Erhalt der Körpertemperatur (Verhindern von Hypothermie). Die Überwachung hilft ausserdem, eine dem diagnostischen oder chirurgischen Eingriff angemessene Bewusstseinsausschaltung, Muskeler schlaffung und vor allem Schmerzausschaltung beizubehalten. Zudem erleichtert die kontinuierliche, detaillierte Überwachung des anästhesierten Patienten das frühzei-

tige Erkennen von Komplikationen und hilft bei der Korrektur bereits bestehender Probleme. Nicht nur aus legalen Gründen, sondern auch als zusätzliche wichtige Patienteninformation sollten die während der Anästhesie erfassten physiologischen Parameter schriftlich als Protokoll festgehalten und in der Krankengeschichte abgelegt werden. Obwohl verschiedene Körpersysteme überwacht werden können, richtet sich das Ausmass des Monitoring einerseits nach dem Gesundheitsstatus des Tieres und andererseits nach der Art und der erwarteten Dauer der Operation. Der Grundstein der Überwachung bleibt weiterhin die klinische Beobachtung (Schleimhautfarbe und -feuchtigkeit, Atemfrequenz und -typ, Pulsfrequenz und -qualität, Reflextätigkeit). Die Wahl der Überwachungsgeräte hängt hauptsächlich von der Verfügbarkeit ab. Die geringe Körpergrösse dieser kleinen Säuger macht den Gebrauch vieler Geräte problematisch (z.B. Lage am Körper, Zug an Gliedmassen, Gewicht der Apparate). Im allgemeinen sind die Geräte teuer, und der Preis steigt, je mehr Funktionen auf die Anwendung bei kleinen Tieren abgestimmt sind.

Das Fühlen des Pulses ist bei kleinen Tieren schwierig, am besten bieten sich Schwanzarterie (Ratte) und Ohrarterie (Kaninchen) dazu an. Die Pulsfrequenz ändert sich unter dem Einfluss der angewandten Anästhetika und eine Abnahme könnte auf ein zu tiefes Anästhesiestadium hinweisen. Dosisabhängig tritt mit allen Anästhetika eine Atemdepression auf. Die Atemfrequenz hängt sehr von den gewählten Anästhetika ab und ändert sich zusätzlich mit dem Grad des Bewusstseinsverlustes. Schwierig ist das Überwachen der Atemfrequenz (Bewegungen von Atembeutel oder Thorax), besonders bei Tieren mit einem Gewicht von weniger als 200g. Ein Wärmesensor, der die Temperaturänderungen beim Ein- und Ausatmen anzeigt, wird in Überwachungsgeräten eingesetzt, doch ist das Atemzugvolumen kleiner Tiere unzureichend, um den Wärmesensor zu aktivieren. Normal sind tiefe, regel- und gleichmässige Atemzüge. Es ist bedeutend einfacher, einer Atemdepression vorzubeugen als diese zu beheben, vor allem wenn die Trachea nicht intubiert ist. Eine Abnahme der

Atemfrequenz um 20% vom Ausgangswert erfordert korrigierende Massnahmen, eine Abweichung um 40% weist auf einen bevorstehenden Atemstillstand hin (Flecknell, 1996). Vermehrter Kraftaufwand, Änderungen in der abdominalen oder thorakalen Atmung und vermindertes Atemzugvolumen (sichtbar am Atembeutel) dienen der Beurteilung des Atemmusters. Treten Komplikationen beim nicht intubierten Patient auf, bewirkt die manuelle Kompression des Thorax eine Luftbewegung durch Trachea und Bronchialbaum. Assistierte oder kontrollierte Beatmung kann notwendig sein, setzt aber eine endotracheale Intubation voraus. Beatmung unter Verwendung einer Gesichtsmaske ist ineffizient, und grössere Luftmengen werden in den Magen geschoben. Ist ein Tubus bereits vorhanden, könnte dieser mit Bronchialsekret verstopft sein und muss abgesaugt werden. Als Richtlinien für die mechanische Beatmung gelten ein Atemzugvolumen von 10–15 ml/kg, ein Verhältnis Inspiration zu Expiration von 1:2 (besser 1:3) und ein Atemwegsdruck von maximal 20 cm H₂O. Die Atemfrequenz wird anfangs mit 50% beziehungsweise mit zwei Dritteln der Normalfrequenz gewählt, dann den Bedürfnissen des Patienten angepasst. Bei länger dauernden Anästhesien sollte die eventuell aufgeblasene Manschette des Tubus stündlich geleert, der Tubus leicht gedreht und die Manschette erneut mit nur so viel Luft gefüllt werden, bis alle Atemgase durch den Tubus entweichen. Ist der Patient nicht intubiert, müssen Kopf und Hals eine gerade Linie bilden, um Atemwege offen zu halten und ungehinderten Gasfluss zu ermöglichen. Obwohl unspezifisch und nur kurz wirkend, kann Doxapram, ein zentrales Stimulans, bei Atemdepression helfen.

Die Messung von Kohlendioxid (CO₂) in der Ausatemluft und deren graphische Darstellung (Kapnographie), spiegelt den Transport von CO₂-haltigem Blut in die Lungen wieder (indirekter Hinweis auf adäquate Kreislauffunktion) und hilft vor allem bei der Beurteilung der Ventilation. Während des Atemzyklus zeigt der Kurvenverlauf Änderungen des CO₂-Partialdruckes in den Atemwegen und die Anhäufung von CO₂ im Atemsystem. Letzteres kann durch Atemdepression, Totraum im Anästhesieatemsystem, ungenügendem Frischgasfluss oder verbrauchtem CO₂-Absorber entstehen. Verminderte endexpiratorische CO₂-Konzentrationen können auf eine verbesserte Ventilation, Hypotension und vermindertes Herzminutenvolumen oder Herzstillstand, Atemwegsobstruktion und einen Unterbruch der Verbindung zur CO₂-Messstelle hinweisen. Ein Ösophagusstethoskop eignet sich bei den grösseren Heimsäugern zum genauen Erfassen von Herz- und Atemfrequenz. Mit Ausnahme von Eingriffen in

der Maulhöhle ist es generell dem konventionellen Stethoskop überlegen. Ist das Tier nicht intubiert, empfiehlt sich das Einsetzen einer Maulsperrre.

Das Elektrokardiogramm (EKG) zeigt die elektrische Aktivität des Herzens an. Konventionelle, für die Anwendung beim Menschen konstruierte Geräte erfassen schwache Signalstärken und hohe Frequenzen nicht und sind zur Überwachung bei kleinen Säugern häufig unbrauchbar. Zur Ableitung eignen sich selbstklebende Elektrodenpflaster, die an die Zehenballen geheftet und mit Bananensteckern oder Klammern verwendet werden können. Hypoxie, Hyperkarbie sowie ungenügende Analgesie beziehungsweise Anästhesie sind Gründe für Herzrhythmusstörungen.

Die Pulsoximetrie misst den Prozentsatz des Hämoglobins, der mit Sauerstoff gesättigt ist. Teilweise können Rückschlüsse auf die Funktion der Atmung und des kardiovaskulären Systems gezogen werden: Hypoxie aufgrund einer Atemdepression oder Atemwegsobstruktion, Pulsfrequenzänderung aufgrund einer kardiovaskulären Depression oder inadäquater Anästhesietiefe. Zusätzlich reflektiert die Intensität des Pulssignals (dargestellt als Säule oder Kurve) die Durchblutung des unter der Messprobe liegenden Gewebes. Eine Reduktion der Pulsstärke oder ein kompletter Verlust des Signals können auf Hypotension hinweisen. Da α -2-Agonisten (Medetomidin, Xylazin) zu einer peripheren Vasokonstriktion führen, kann nach deren Anwendung die Pulserkennung problematisch sein. Hypothermie ist ein weiterer Grund für einen unregelmässigen oder ausbleibenden Puls. Abhängig von Grösse und Form der Messsonde wird diese an Ohr, Zunge, Zehenballen (nur bei weissem oder sehr hellem Fell) oder an der Schwanzbasis (eventuell Scheren notwendig) angebracht bzw. ins Rektum vorgeschoben. Die Pulsoximetrie wird zur Überwachung von Pulsrate und -rhythmus herangezogen. Da die Pulsfrequenz bei kleinen Säugern sehr hoch ist, ist es wiederum wichtig zu wissen, welche maximalen Frequenzen das Gerät erkennen kann.

Die regelmässige Messung des Blutdrucks ist von Bedeutung, da dieser mit zunehmender Anästhesietiefe abnimmt. Sinkt der Blutdruck um 20% des Ausgangswertes, liegt ein zu tiefes Anästhesiestadium vor. Die nicht invasive Messung mittels Druckmanschette ist bei kleinen Säugern häufig schwierig. Beim Kaninchen kann auch unter Praxisbedingungen der arterielle Blutdruck ohne grösseren Aufwand mittels der invasiven Methode gemessen werden. Der Zugang wird über einen perkutan in die zentrale Ohrarterie eingeschobenen Katheter geschaffen.

Die kapilläre Rückfüllzeit (normal <2 Sekunden) hilft bei der Beurteilung des Kreislaufes und der

peripheren Durchblutung. Die Schleimhäute sollten rosa sein. Zyanose und zusätzliches Absinken der Hämoglobinsättigung auf 90% sind Zeichen einer inadäquaten Sauerstoffversorgung.

Ausserordentlich wichtig ist die Überwachung der Körpertemperatur. Aufgrund der geringen Körpergrösse und des Verhältnisses von Körperoberfläche zu wärmeproduzierender Körpermasse, ist Wärmeverlust ein ernst zu nehmendes Problem. Zur Vorbeugung und Kontrolle des Wärmeverlustes sind folgende Massnahmen möglich:

- Vor der Prämedikation die Raumtemperatur erhöhen und eine zugfreie Umgebung schaffen.
- Bei der Handhabung der Tiere und sofort nach Einleitung der Sedation/Anästhesie isolierendes Material (Plastikfolie, Aluminiumfolie, Plastikbeutel, warme Tücher etc.) um den Körper, die Gliedmassen oder Ohren wickeln; Wärmematte, Wärmflaschen und/oder mit warmem Wasser gefüllte Handschuhe einsetzen.
- Zur intravenösen Flüssigkeitstherapie und zwecks chirurgischen Spülungen ausschliesslich gewärmte Lösungen anwenden; so wenig Fell wie nötig scheren; Wasch- und Desinfektionslösungen erwärmen; Operationsfeld mit warmer Luft (z. B. Föhn) trocknen.
- Eingeatmete Gase befeuchten und erwärmen: Wärme-Feuchtigkeit-Austauscher einsetzen.
- Anästhesiedauer so kurz wie möglich halten.

Die Abnahme der Körpertemperatur bringt ein Absinken des Gesamtstoffwechsels um etwa 7% pro Grad Celsius mit sich, das auch den Anästhetikumverbrauch reduziert. Die minimal alveoläre Konzentration (MAC) sinkt um etwa 7% pro Grad Celsius (Vitez et al., 1974), und Injektionsanästhetika werden langsamer abgebaut. Die Reduktion der Anästhetikazufuhr ist essentiell, um eine Überdosierung zu vermeiden. Hypothermie erhöht ausserdem die Anfälligkeit auf Komplikationen während und nach der Anästhesie (z. B. Herzrhythmusstörungen, verlängerte Erholungsphase, Stress, Verschlimmerung klinisch unauffälliger Respirationserkrankungen, plötzlicher Tod). Die Sonde des elektronischen Thermometers kann in den Ösophagus oder in das Rektum eingeführt werden. Wenn Kot im Rektum liegt, werden Änderungen der Körpertemperatur zeitlich verzögert erfasst. Bei Gebrauch der Ösophagussonde sollte die Messstelle im unteren Viertel des Ösophagus liegen, da die kalte eingeatmete Luft in den oberen Atemwegen die Messung beeinflussen kann (Flecknell, 1996).

Zur Beurteilung der Anästhesietiefe können verschiedene Reflexe herangezogen werden. Bei ungenügender Analgesie reagieren Heimsäuger auf Kneifen der Zwischenzehenhaut, des Schwanzes (Ratte) oder der Ohren (Kaninchen, Meer-

schweinchen). Augenreflexe und die Stellung des Augapfels geben bei Heimsäufern ungenügende Informationen. Bei kleinen Nagern ist der Palpebralreflex schwierig zu beurteilen, beim Kaninchen verschwindet er erst bei sehr tiefer Anästhesie (Flecknell, 1996). Zwecks Aussage zur Anästhesietiefe müssen Augenstellung, Pupillengrösse und Seitwärtsbewegung des Augapfels (Nystagmus) immer in Verbindung mit anderen klinischen Parametern beurteilt werden, da unterschiedliche Anästhetika verschiedene Wirkungen haben.

Erholungsphase

Hypothermie, Überdosierung der Anästhetika, ungenügende Schmerzlinderung, Hypoglykämie und Dehydration sind die häufigsten Gründe für eine verzögerte oder mit Komplikationen verbundene Erholungsphase nach Sedation oder Allgemeinanästhesie. Kontinuierliche Überwachung und Unterstützung sind auch während der Aufwachphase sehr wichtig. Noch vor dem Einleiten der Sedation/Anästhesie sollte ein Platz in einem warmen (initial 32–35°C, bei Rückkehr des Bewusstseins 26–28°C), störungsfreien Aufwachraum eingerichtet werden. Ideal wäre ein Inkubator in dem Temperatur, Feuchtigkeit und Sauerstoffzufuhr geregelt werden können. Die Wärmezufuhr ist notwendig bis kleine Nager und Kaninchen ihre normale Aktivität zurückgewonnen haben. Die Einstreu sollte warm, sauber und komfortabel sein. Holzspäne oder andere kleinteilige Einstreu eignet sich aus vielen Gründen nicht: Einatmen möglich; Kleben an Augen, Nase, Maul und Wunden; scharfkantige Teile; Ingestion. Besser sind weiche Tücher oder kommerziell erhältliche Einlagen, die zu einem späteren Zeitpunkt gewechselt werden können (Kaninchen und Meerschwein: Heu oder Stroh von guter Qualität; kleine Nager: Zeitungspapier für den Bau eines Nestes, das Sicherheit und Wärme gibt). Falls endotracheal intubiert, wird nur extubiert, wenn Schlucken, Kauen oder Husten beobachtet werden. Ist das Tier nicht intubiert, werden Kopf und Hals gestreckt, um die Atemweg möglichst offen zu halten und unbehinderten Gasfluss zu ermöglichen. Der intravenöse Katheter sollte belassen und parenteral sollten warme Infusionen verabreicht werden, bis das Tier vollkommen erholt ist. Flüssigkeiten können auch intraperitoneal oder subkutan bei Beenden des Eingriffes gegeben werden.

Bei verzögerter Aufwachphase und um hypostatische Lungenstauung zu vermeiden, ist es wichtig, die Tiere alle 30–60 Minuten von einer Seite auf die andere zu kehren. Ausserdem sollten Hydrationsstatus, Glukosespiegel und Körpertemperatur kontrolliert werden. Falls angezeigt wird Glukose

Tabelle 1: Dosierungen (falls nicht anders angegeben in mg/kg Körpergewicht) und Applikationsart wichtiger Analgetika. Alle Dosierungen müssen individuell angepasst werden (Dobromylskyj et al., 2000b; Flecknell, 1996; Flecknell, 1999; Flecknell, 2001; Mason, 1997; Redrobe, 2000; Thurmon et al., 1996).

	Hamster	Kaninchen	Maus	Meerschweinchen	Ratte
Acetylsalicylsäure	240 po	100 po, einmal	100-150 po, einmal	50-100 po, einmal	100-150 po, einmal
Buprenorphin	0.05-0.1 sc, ip q 6-8 h	0.01-0.05 sc, im, iv, ip q 6-12 h 0.5 per rectum q 12 h	0.05-0.1 sc, ip q 6-12 h	0.05 sc, ip q 6-12 h	0.05 sc, ip q 8-12 h 0.1-0.25 po q 8-12 h
Butorphanol	1-5 sc, im q 2-4 h	0.1-0.5 sc, im, iv q 4(-6) h	1-2 ip, sc, im q 4 h	1-2 sc, ip q 4 h	1-2 sc, ip q 2-4 h
Carprofen	?	1.5 po q 12 h 4 sc q 24 h	5 sc, po q 12-24 h	4 sc q 24 h	5 sc, po q 24 h
Fentanyl		0.03-0.1 iv	0.1-0.3 ip		0.3 ip
Flunixin-Meglumin	2.5 im q 12-24 h	1 sc, im q 12-24 h	2.5 sc q 12-24 h	2.5-5 sc, im q 12-24 h	2.5 sc, im q 12-24 h
Ketoprofen	?	3 im q 24 h	?	?	5 im, po q 24 h
Meloxicam		0.2 sc q 24 h 0.3 po q 24 h	1-2 sc, po ? q 24 h	?	1-2 sc, po q 24 h
Methadon		1 sc, im, iv q 2-6 h	1-2 sc, ip ?	3.5 sc ?	1-2 sc, ip, im ?
Morphin	2-5 sc q 2-4 h	2-5 sc, im q 4 h	2-5 sc, im q 4 h	2-5 sc, im q 4 h	2-5 sc, im q 4 h
Nalbuphin	2-4(-8) sc, ip, im q 3-4 h	2-8 sc, im q 3 h	1-2(-4) ip, sc, im q 3-4 h	1-2 sc, im, iv q 4 h	0.5-1.5 im, sc q 3 h
Oxymorphon	0.2-0.5 sc, im q 6-12h	0.2-0.5 sc, im q 6-12 h	0.2-0.5 sc, im q 6-12h	0.05-0.2 sc, im q 8-12 h	0.05-0.2 sc, im, iv q 8-12 h
Paracetamol = Acetaminophen	200 po, ip ? q 24 h		?	po: 1-2 mg (z.B. Tylenol® für Kinder) pro ml Drinkwasser	?
Pentazocin	5-10 sc, im q 2-4 h	10 sc, im q 2-4 h	10 sc q 2-4 h	5-10 sc, im, iv q 2-4 h	5-10 im q 4 h
Pethidin = Meperidin	10-20 sc, im q 2-3 h	10 sc, im q 2-3 h	10-20 sc, im q 2-3 h	10-20 sc, im q 2-3 h po: 0.2 mg (z.B. Demerol® HCl Sirup) pro ml Drinkwasser	10-20 sc, im q 2-3 h
Piroxicam	3 po ? q 24 h		6 po ? q 24 h	0.2 po q 8 h	?

zwecks einer raschen Energiesubstitution möglichst als intravenöse Infusion verabreicht. Einerseits könnte die orale Glukosezufuhr zu Aspiration und Pneumonie führen, andererseits erfolgt eine signifikante Glukoseabsorption nur im Dünndarm. Zusätzlich steigert erst die Aktivitätszunahme des Tieres die subkutane Blutversorgung und somit die Absorption vom subkutanen Gewebe. Wird die verlängerte Aufwachphase auf Anästhetika zurückgeführt, sollte an eine Antagonisierung gedacht werden. Die Analgesie muss jedoch aufrechterhalten bleiben. Atipamezol und Yohimbin eignen sich zur Antagonisierung von α -2-Agonisten. Reine Opioidagonisten (z.B. Fentanyl) werden vorzugsweise mittels eines partiellen (Buprenorphin) oder eines gemischten (Butorphanol) Opioids antagonisiert und nicht mit Naloxon,

einem reinen Opioidantagonisten. Bei anhaltender Atemdepression kann notfalls Doxapram eingesetzt werden. Bei Rückkehr des Bewusstseins und der Aktivität sollte sofort Wasser, am besten in einer Trinkflasche, angeboten werden. Bei kleinen Nagern ist es in der Regel angezeigt, am Ende der Anästhesie eine warme (37°C) Dextrose/Kochsalz-Lösung subkutan oder intraperitoneal zu verabreichen. Aufgrund der hohen Stoffwechselrate der Heimsäuger und der geringen Fettreserve bei Jungtieren sollte die Futteraufnahme nach der Anästhesie so rasch wie möglich angeregt werden. Bei nachtaktiven Tieren kann aufgrund einer präoperativen Fastenperiode und eventuell bedingt durch Stress, Schmerz und langsamem Erwachen eine stark verzögerte (24 Stunden und länger) postoperative Wasser- und Futteraufnahme entstehen.

Das tägliche Erfassen des Körpergewichtes sowie der Futter- und Wasseraufnahme ist essentiell. Inappetenz und langsame Erholung nach Operationen treten häufig bei postoperativen Schmerzen auf, die mittels Analgetika (Tab. 1) behandelt werden müssen. Für eine komplikationslose Aufwachphase spielen zusätzlich auch die chirurgische Erfahrung (gute Operationstechnik), das Anlegen von Verbänden sowie die Minimierung von Stress eine wichtige Rolle.

Flüssigkeitstherapie

Eine Flüssigkeitszufuhr während der Anästhesie unterstützt die Zirkulation, da über die Atemwege, beim Öffnen von Thorax und Abdomen sowie während längerer Anästhesien viel Körperwasser verdunstet. Alle Flüssigkeiten sollten in warmem Zustand infundiert werden. Ideal, aber praktisch nicht immer möglich, ist die intravenöse Flüssigkeitsersatztherapie (z.B. Ringer-Laktat, 5%ige Dextrose in Wasser, Kochsalzlösung 0.18% oder 0.9%), wobei 5 bis 10 ml/kg/h verabreicht werden. Eine Infusionspumpe garantiert eine präzise Flüssigkeitszufuhr. Bei Gebrauch eines Infusionsbestecks sollten 60 Tropfen/ml verabreicht werden. Ein Nachteil ist, dass je nach Position der Gliedmasse sowie auch bei Bewegung des Tieres während der Aufwachphase eine kontinuierliche Infusion kaum möglich ist. Eine weitere Möglichkeit besteht darin, die in einer Stunde benötigte Flüssigkeitsmenge zu berechnen und diese mit einer Spritze in festgelegten Abständen (z.B. alle 3–5 Minuten) in kleinen Mengen intravenös zu injizieren.

Blutverlust während der Operation ist häufig schwierig zu erkennen und zu beurteilen. Eine grobe Abschätzung des Blutverlustes ist durch Wiegen der chirurgischen Tupfer möglich. Da selbst kleinere Blutverluste beträchtliche Auswirkungen auf die kardiovaskuläre Stabilität dieser kleinen Tiere haben können, sollten Blutungen sofort gestillt werden. Das gesamte Blutvolumen beträgt etwa 6–8 ml/100 g. Während des chirurgischen Eingriffs wird zusätzlich zur Erhaltungsmenge kristalloide Flüssigkeit in dreifacher Menge des Blutverlustes zugeführt. Bei geringem Blutverlust sind kristalloide Flüssigkeiten oder Plasmavolumenexpander ausreichend. Gehen 20 bis 25% des Blutes verloren, muss das Kreislaufvolumen mittels Vollblut ersetzt werden. Dehydrierte Nager und Kaninchen sollten nicht sediert oder anästhesiert werden. Ausser in Notfallsituationen sollte die Flüssigkeitstherapie vor der Einleitung der Anästhesie abgeschlossen sein. Besonders bei kleinen Nagern (Maus, Hamster) und Zwergkaninchen kann der venöse Zugang problematisch sein. Prak-

tisch sind Katheter mit zusätzlicher, seitlicher Injektionsstelle, die die Medikamentengabe ohne Unterbrechen der Flüssigkeitszufuhr ermöglichen. Andere Möglichkeiten des parenteralen Flüssigkeitsersatzes sind die subkutane (10 bis 15 ml/kg) oder intraperitoneale (15 ml/kg) Injektion. Subkutane Injektionen werden in die Nacken oder Flankengegend appliziert, doch ist die Absorptionsgeschwindigkeit nicht abschätzbar. Mit Ausnahme stark geschwächter Tiere ist die orale Rehydratation eine gute Alternative.

Notfälle

Die Überwachung des anästhesierten Tieres und das schriftliche Festhalten der erhobenen Parameter sind die Basis für eine angemessene Betreuung. Dadurch lassen sich Komplikationen erkennen und auch früh korrigieren. Die für das individuelle Tier korrekte Dosierung aller Notfallmedikamente sollte im voraus errechnet werden, um in einer Stresssituation falsche Berechnungen zu vermeiden. Kreislaufversagen und Atemstillstand werden ähnlich wie bei Hund und Katze behandelt. Unabhängig von der Ursache sollten korrigierende Massnahmen ohne Verzug durchgeführt werden. Bei fehlendem venösen Zugang bieten sich in Notfallsituationen die intraossäre Route (Femur oder ein anderer langer, stabiler Knochen) oder der chirurgische Zugang («cut down») zur Vene als Alternativen an. Abhängig vom Ernst der Situation variiert die Reihenfolge der nachfolgend vorgeschlagenen Behandlungsschritte.

- Sicherung offener Atemwege. Durchgängigkeit des Endotrachealtubus kontrollieren oder Intubation der Trachea; falls nicht möglich, Kopf und Hals strecken und Zunge herausziehen. Speichel in Maulhöhle absaugen.
- Kontrolle der Sauerstoffzufuhr sowie Überprüfen des Atemsystems (intakte Verbindung zum endotrachealen Tubus oder zur Maske).
- Beim intubierten Tier assistierte oder kontrollierte Ventilation beginnen; adäquate Belüftung der Lungen überprüfen (Bewegungen des Brustkorbes, CO₂-Aufzeichnung); eventuell erneute Kontrolle des Endotrachealtubus (geknickt, verstopft, Intubation eines Hauptbronchus).
- Unterbruch der Zufuhr aller Anästhetika (Isofluran, Halothan, Lachgas, Injektionsanästhetika). Antagonisierung erwägen.
- Suche nach anderen Gründen einer Atemdepression wie zum Beispiel verminderte Bewegungsmöglichkeit des Thorax (Lagerung des Tieres, Instrumente, Chirurg) und der Lungeninflation (intrathorakale Tupfer, Pneumothorax etc.).
- Im Falle eines kompletten Herzstillstandes: regelmässige, schnelle (60–90 Mal pro Minute)

Herzmassage/Thoraxkompression durch Zusammendrücken des Thorax im Bereich des Herzens mittels Daumen und Zeigefinger. Dadurch wird auch das Gasgemisch in den Atemwegen verschoben (ausreichende Ventilation).

- Venösen Zugang legen und warme Infusionslösungen intravenös verabreichen.
- Fortlaufende Überwachung des EKG (idealerweise auch den direkt gemessenen arteriellen Blutdruck).
- Medikamente: Adrenalin (1:10000) 0.3 ml/kg iv falls Asystolie; Lidokain 1–2 mg/kg iv bei Herzflimmern; Atropin 0.02 mg/kg iv bei komplettem Herzblock, tiefer Herzfrequenz oder Verdacht auf niedriges Herzminutenvolumen. Da Kaninchen eine endogene Atropinase besitzen, muss die Initialdosis häufiger wiederholt werden.
- Doxapram (5–10 mg/kg iv) falls der Atemstillstand bestehen bleibt; Wiederholung der Dosis etwa alle 15–20 Minuten, da nur kurz wirkend.
- Bei erfolgloser oder länger als 5 Minuten dauernder kardiopulmonaler Reanimation, Natriumbikarbonat (1 mEq/kg) langsam iv verabreichen. Eine adäquate Beatmung und Flüssigkeitszufuhr wird einen normalen Säure-Basen-Haushalt auch ohne die Gabe von Natriumbikarbonat wieder herstellen.

Analgesie

Eine Umfrage bei britischen Tierärzten ergab, dass Ratten und Kaninchen im Vergleich zu Katze und Hund bedeutend seltener schmerzlindernde Mittel erhalten (Capner et al., 1999; Lascelles et al., 2000). Oft werden die Anzeichen für Schmerz nicht erkannt oder es fehlen die nötigen Angaben für den Einsatz wirkungsvoller Analgetik. Tabelle 2 gibt eine Übersicht möglicher Schmerzzeichen. Im Zweifelsfall muss immer für das Tier und somit für die Schmerztherapie entschieden werden. Die Verabreichung von Schmerzmitteln vor, während und nach Eingriffen trägt zum Wohlbefinden des

Patienten und auch zum Erfolg der Anästhesie mit kurzer Erholungsphase (normale Aktivität und Nahrungsaufnahme) bei. Problematisch ist die unzureichende Schmerzbehandlung beim Kaninchen, die besonders empfindlich auf entzündungsbedingtem Schmerz im Operationsbereich reagieren; das kann zu Selbstzerstörung, Distress und Übersäuerung des Zäkums, gefolgt von Anorexie, Ileus, Dysbiose und Verstopfung führen (Mason, 1999). Nichtsteroidale Entzündungshemmer, Opioide, Lokalanästhetika und andere Wirkstoffe (z. B. Alpha-2-Agonisten, Ketamin) können gleichzeitig verabreicht werden. Die Verwendung scharfer chirurgischer Instrumente sowie die Anwendung einer guten Operationstechnik (z. B. geringer Zug auf Hautnähte) und das Verhindern einer Wundinfektion (z. B. Asepsis, sterile Tücher und Instrumente, Scheren der Haare, glatte Schnittführung und persönliche Hygiene) mindern das Auftreten von Entzündungen und Schmerzen. Stützverbände können die Schmerzempfindung reduzieren, jedoch sollten die abgedeckten Wunden regelmässig kontrolliert werden. Durch die präemptive Gabe von Analgetika (noch vor Beginn der Schmerzen) wird eine bessere Linderung erreicht. Zusätzlich bietet die wirksame intraoperative Schmerzbehandlung den Vorteil, dass weniger Injektions- beziehungsweise Inhalationsanästhetikum verabreicht werden muss (Flecknell, 2001; Roughan und Flecknell, 2002), um das gewünschte Anästhesiestadium aufrechtzuerhalten. Die zur Aufrechterhaltung der Anästhesie notwendigen Konzentrationen von Halothan und Isofluran können so bis zu 50% reduziert werden. Bei einer Injektionsanästhesie ist der Nachweis des Spereffektes schwieriger zu erbringen, da der individuelle Bedarf an Anästhetika nicht eindeutig ermittelt werden kann. Aufgrund des potenzierenden Effektes der Opioide ist es ratsam, diese erst am Ende eines Eingriffes zu verabreichen (vermeiden von Atemdepression).

Die Kombination verschiedener Substanzen mit analgetischer Wirkung – der multimodale Weg der

Tabelle 2: Anzeichen für Schmerz bei kleinen Säugetieren (Flecknell, 1996; Flecknell, 2001; Redrobe, 2000; Dobromylskyj et al, 2000a)

- | | |
|------------------------|---|
| • Aggressivität | • Inaktivität |
| • verstärktes Putzen | • fehlendes Putzen |
| • Verstecken im Käfig | • aufgekrümmter Rücken |
| • erhöhte Atemfrequenz | • Speicheln |
| • Polydypsie | • Anorexie, Abnahme des Körpergewichtes |
| • Hyperthermie | • Hypothermie |
| • Zähneknirschen | • Selbstzerstümmelung an Schmerzstelle |
| • Regurgitieren | • Erbrechen |
| • Epilepsie | • Ratte: Strecken/Krümmen, kurze Bewegungen |

Schmerztherapie – erzielt eine bessere Analgesie und reduziert die notwendig Menge einzelner Analgetika. Bei einer Neuroleptanalgesie (z.B. Fentanyl/Fluanison, Fentanyl/Droperidol) können zusätzlich nichtsteroidale entzündungshemmende Substanzen verabreicht werden. Der sedative und atemdepressive Effekt des reinen Opioidagonisten (Fentanyl) kann mittels Buprenorphin oder Butorphanol unter Erhalt der Analgesie partiell antagonisiert werden. Bei der Antagonisierung mittels Butorphanol muss dieses häufig nachdosiert werden, da die Wirkung nur kurz anhält.

Lokalanästhetika können zusätzlich zu einer Neuroleptanalgesie oder Allgemeinanästhesie oder als Teil einer multimodalen Behandlung («balanced analgesia») angewandt werden. Lokalanästhetika mit im Vergleich zu Lidokain längerer Wirkungs-dauer (z.B. Bupivakain, Ropivakain) eignen sich zur intra- und postoperativen Analgesie. Sie können zum Beispiel in Form eines Blockes entlang der Schnittführung (Infiltration der Haut und des darunter liegenden Bindegewebes) als auch für eine spezifische Nervenblockade eingesetzt werden. Die spinale (epidurale, intrathekale) Injektion von Lokalanästhetika wurde zum Beispiel für Kaninchen (Kero et al., 1981; Hughes et al., 1993) und Meerschweinchen (Thomasson et al., 1974) beschrieben. Zur kompetenten Durchführung lokalanästhetischer Blöcke sind gute Technik und Erfahrung unentbehrlich. Um bei Heimsäugern toxische Nebenwirkungen zu vermeiden, sollten folgende Dosierungsrichtlinien eingehalten werden: Lidokain 4 mg/kg also 0.4 ml einer 1%igen Lösung; Bupivakain 1–2 mg/kg also 0.4–0.8 ml/kg einer 0.25%igen Lösung (Dobromylskyj et al., 2000b).

Als allgemeiner Zugang zur Schmerztherapie wird folgendes Vorgehen empfohlen: präemptive Injektion eines Opioids, Wiederholung desselben in der frühen Aufwachphase und Weiterbehandlung mit nichtsteroidalen Entzündungshemmern während der nächsten 48–72 Stunden. Der relativ lang wirkende partielle Opioidagonist Buprenorphin bewirkt gute Analgesie bei Heimsäugern und wurde bei Ratten zur Schmerzbekämpfung angewandt

(Flecknell et al., 1999). Nach grossen Operationen sollten Opiode wiederholt und während zwei bis drei Tagen gegeben werden. Bei schwerwiegenden chirurgischen Eingriffen (z.B. orthopädische Operationen) führt die Kombination zweier unterschiedlich wirkender Substanzen zu einer besseren Schmerzlinderung. Deshalb werden nichtsteroidale Entzündungshemmer (Carprofen, Meloxicam, Ketofen) zusätzlich eingesetzt. Aufgrund ihres Wirkungsmodus lindern sie muskuloskeletale und chirurgische als auch milde und akute viszerale Schmerzen. Aufgrund des schnellen Stoffwechsels kleiner Nager müssen Opiode häufiger nachdosiert werden. Bei weniger invasiven und unkomplizierten Eingriffen reichen nichtsteroidale Entzündungshemmer häufig aus. Eine erste Dosis wird zu Beginn der Anästhesie gegeben und eine zweite orale Administration 16–24 Stunden später. Die Tiere müssen auf Zeichen ungenügender Schmerztherapie beobachtet werden. Ganz generell verhalten sie sich anders als Katze oder Hund. Lautäusserungen fehlen vollständig oder treten nur sehr selten auf. Zwecks Schmerzevaluation müssen Aktivität (z.B. Körperstellung und Gang, Häufigkeit des Kot- und Urinabsatzes), Verhalten (z.B. Verstecken in der Käfigecke, Putzen), Temperament (z.B. aggressiv, kontaktscheu), Fressverhalten (z.B. verminderte Futter- und Wasseraufnahme) und Änderungen physiologischer Parameter (z.B. Respirationsrate und Atemmuster) beurteilt werden (Redrobe, 2000; Dobromylskyj et al., 2000a; Flecknell, 1996; Flecknell, 2001). Bei Unsicherheit ist davon auszugehen, dass Schmerzen vorhanden sind (anthropomorpher Zugang zur Schmerztherapie). Als Anzeichen für das Wohlbefinden des Patienten sollten Körpergewicht sowie Futter- und Wasseraufnahme täglich beurteilt werden (Redrobe, 2000; Flecknell, 2001). Reduzierter Appetit ist bei kleinen Nagern und Kaninchen ein häufiges Zeichen der ungenügenden Schmerzlinderung. Bei Kaninchen und Meerschweinchen kann dies zu gastrointestinalen Störungen mit sogar tödlichem Ausgang führen (Flecknell, 2001). Tabelle 1 enthält Angaben zu Analgetika und ihren Dosierungen.

Anesthésie et analgésie des petits mammifères

De nos jours, les petits rongeurs et les lapins sont de plus en plus considérés comme des animaux domestiques. L'anesthésie, nécessaire pour nombreuses raisons, s'avère un challenge pour beaucoup de vétérinaires. L'analgésie suite à une intervention chirurgicale est souvent négligée. Cet article passe en revue la préparation pré-anesthésique des petits mammifères, le choix des agents anesthésiques et les possibilités de soins péri-opératoires y compris surveillance, complications, fluidothérapie et analgésie.

Anestesia ed analgesia per piccoli mammiferi

Al giorno d'oggi piccoli roditori e conigli sono sempre più spesso considerati al pari degli animali di compagnia. L'anestesia, necessaria per varie ragioni può essere un problema per molti veterinari. Dopo un intervento chirurgico l'analgisia è spesso non utilizzata. Questo articolo riassume la preparazione per l'anestesia dei piccoli mammiferi domestici, la scelta degli anestetici e le varie possibilità peri-operative inclusi monitoraggio, complicazioni, fluidoterapia ed analgesia.

Literatur

- Capner C.A., Lascelles B.D.X., Waterman-Pearson A.E.: Current British veterinary attitudes to perioperative analgesia for dogs. *Vet. Rec.* 1999, 145: 95–99.
- Dobromylskyj P., Flecknell P.A., Lascelles B.D., Livingston A., Taylor P., Waterman-Pearson A.: Pain assessment. In: *Pain management in animals*. Eds. P. Flecknell, A. Waterman-Pearson, W.B. Saunders, London, 2000a, 53–79.
- Dobromylskyj P., P.A. Flecknell, B.D. Lascelles, P.J. Pascoe, P. Taylor, A. Waterman-Pearson: Management of post-operative and other acute pain. In: *Pain management in animals*. Eds. P. Flecknell, A. Waterman-Pearson, W.B. Saunders, London, 2000b, 81–145.
- Flecknell P.: Laboratory animal anaesthesia. Academic Press, Harcourt Brace, London, 1996.
- Flecknell P.A.: Rabbits, rodents and ferrets. In: *Manual of small animal anaesthesia and analgesia*. Eds. C. Seymour, R. Gleed, BSAVA, Cheltenham, 1999, 295–304.
- Flecknell P.A.: Analgesia of small mammals. *Vet. Clin. North Am. Exotic Anim. Pract.* 2001, 4: 47–56.
- Flecknell P.A., Roughan J.V., Stewart R.: Use of oral buprenorphine ('buprenorphine jello') for postoperative analgesia in rats – a clinical trial. *Lab. Anim.* 1999, 33: 169–174.
- Hughes P.J., Doherty M.M., Charman W.N.: A rabbit model for the evaluation of epidurally administered local anaesthetic agents. *Anaesthesia and Intensive Care*, 1993, 21: 298–303.
- Kero P., Thomasson B., Soppi A.M.: Spinal anaesthesia in the rabbit. *Lab. Anim.* 1981, 15: 347–348.
- Lascelles B.D.X., Capner C.A., Waterman-Pearson A.E.: Current British veterinary attitudes to perioperative analgesia for cats and small mammals. *Vet. Rec.* 2000, 145: 601–604.
- Mason D.: Anaesthesia, analgesia, and sedation for small mammals. In: *Ferrets, rabbits, and rodents – clinical medicine and surgery*. Eds. E.V. Hillyer, K. E. Quesenberry, W.B. Saunders, Philadelphia, 1997, 378–391.
- Redrobe S.: Practical analgesic treatment in exotic animal species. In: *Animal Pain*. Ed. L. J. Hellebrekers, van der Wees, Utrecht, 2000, 145–160.
- Roughan J.V. und Flecknell P.A.: Buprenorphine: a reappraisal of its antinociceptive effects and therapeutic use in alleviating post-operative pain in animals. *Lab. Anim.* 2002, 36: 322–343.
- Thomasson B., Ruuskanen O., Merikanto J.: Spinal anaesthesia in the guinea pig. *Lab. Anim.* 1974, 8: 241–244.
- Thurmon J.C., Tranquilli W.J., Benson G.J.: Anaesthesia of wild, exotic, and laboratory animals. In: *Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia*. Eds. J. C. Thurmo, W. J. Tranquill, G. J. Benson, Williams und Wilkins, Baltimore, 1996, 866–735.
- Vitez T., White P.F., Eger E.I.: Effect of hypothermia on halothane MAC and isoflurane MAC in the rat. *Anesthesiology*, 1974, 41: 80–81.

Korrespondenzadresse

Gina Neiger-Aeschbacher, Royal Veterinary College, University of London, Hawkshead Lane, Hatfield, Hertfordshire AL9 7TA, United Kingdom; gneiger@rvc.ac.uk

Manuskripteingang: 8. April 2002

In vorliegender Form angenommen: 12. August 2002