

Anästhesie und Analgesie bei Ziervögeln

J.-M. Hatt

Abteilung für Zoo-, Heim- und Wildtiere, Departement für Kleintiere der Universität Zürich

Zusammenfassung

Ziervögel gelten oft als schwierige Anästhesiepatienten. Die vorliegende Arbeit gibt eine Übersicht über die gebräuchlichen Injektions- und Inhalationsanästhetika. Zur Zeit gilt die Inhalationsanästhesie mit Isofluran als Mittel der Wahl. Auf die Vorbereitung des Patienten für die Anästhesie wird besonders eingegangen. Das präanästhetische Fasten ist bei Ziervögeln kürzer als bei Säugetieren. Anästhesierte Ziervögel sind besonders empfindlich gegenüber Unterkühlung. Möglichkeiten zur Senkung des Wärmeverlustes werden besprochen. Die Verwendung von Analgetika wird sowohl aus Gründen des Tierschutzes sowie zur Senkung der Exposition des Personals mit Narkosegasen («waste gases») empfohlen.

Schlüsselwörter: Anästhesie – Analgesie – Vogel

Anaesthesia and analgesia of pet birds

Pet birds are frequently viewed as difficult patients for anaesthesia. The present paper revises the current anaesthetic procedures for injectable and inhalant anaesthetics. Currently the method of choice for the anaesthesia of pet birds is the isofluran inhalation anaesthesia. Special emphasis is given to the preanaesthetic preparations. Fasting is shorter for pet birds than for mammals. Anaesthetized birds are at special risk for hypothermia. Methods for the prevention of heat loss are given. The use of analgesics are recommended both for welfare reasons but also because of the possibility to reduce the concentration of inhalation anaesthetics and therefore the amount of possible exposure of personnel to waste gases.

Key words: anaesthesia – analgesia – bird

Einleitung

Ziervögel sind beliebte Heimtiere, welche mehrheitlich zu den zoologischen Ordnungen Psittaciformes (Papageien), Columbiformes (Tauben) und Passeriformes (Finken) gehören. Meistens sind sie von kleiner Körpergrösse und haben ein Körpergewicht unter einem Kilogramm. Im Vergleich zu den Heimsäugetern zeichnen sie sich ferner durch eine vergleichsweise lange Lebenserwartung aus. Trotz der zum Teil Jahrhunderte alten Domestikation sind die meisten Ziervögel in der tierärztlichen Praxis nicht völlig handzahn und zeichnen sich durch einen ausgeprägten Fluchtrefflex aus. Indikationen für eine Anästhesie sind primär schmerzhaftes Eingriffe, aber auch bestimmte Untersuchungen, wie zum Beispiel das Röntgen, sind am anästhesierten Tier besser durchzuführen. Bei praktizierenden Tierärzten gilt die Anästhesie von Ziervögeln oft als risikoreiches Unterfangen. Der nachfolgende Text zur Anästhesie und Analgesie bei Ziervögeln richtet sich vor allem an praktizierende Tierärzte und soll zeigen, worauf hierbei besonders zu achten ist. Der Autor erhofft

sich damit einen Beitrag zur verbesserten Anästhesie der Ziervögel und zur angenehmeren praktischen Arbeit der Kollegen.

Vorbereitung zur Anästhesie

Vor jeder Anästhesie sollte eine genaue Anamnese erhoben und der Patient einer allgemeinen klinischen Untersuchung unterzogen werden. Das Ziel ist es, medizinische Probleme und allfällige Risiken für die Anästhesie frühzeitig zu erkennen. Das besondere Augenmerk muss der Atmung und dem Ernährungszustand des Tieres gelten. Vögel haben im Vergleich zu Säugetieren eine Körpertemperatur über 40°C und für Ziervögel bedeutet dies ein höherer energetischer Umsatz (Kirkwood, 1991). Entsprechend stellt ein schlechter Ernährungszustand für Ziervögel einen bedeutend kritischeren Zustand dar, als für einen gleich schweren Säuger. Bei der Allgemeinuntersuchung ist ein besonderes Augenmerk auf die Atmung zu richten. Im Ver-

gleich zu Säugetieren besitzen Vögel ein komplexes Respirationssystem, dessen besonderes Merkmal das Luftsacksystem ist. Ein detailliertes Eingehen auf die Atemphysiologie der Vögel und deren Bedeutung für die Anästhesie würde den Rahmen der vorliegenden Arbeit sprengen, anstelle sei auf die hervorragende Übersicht von Ludders (1998) hingewiesen. Anzeichen von Dyspnoe sind deutliches atemsynchrones Schwanzwippen, abgespreizte Flügel und breit gestellte Beine. Schnabelatmung weist auf eine hochgradige Dyspnoe. Im Anschluss an eine Manipulation sollte sich die Atmung im Käfig innerhalb von 60 Sekunden wieder erholen. Atemgeräusche können auch mittels Stethoskop festgestellt werden. Idealerweise atmet ein Vogel in Ruhe langsam, tief und regelmässig. Vögel mit Anzeichen von Dyspnoe müssen vor der Narkose stabilisiert werden, indem sie zum Beispiel für einige Stunden in einen Sauerstoffkäfig verbracht werden. Analog zu Säugetieren ist der Hydratationszustand zu bestimmen. Die Hautelastizität ist jedoch dazu weniger geeignet, da sie normalerweise wenig elastisch ist und keine Subkutis besitzt. An der Vena ulnaris (Abb. 1) kann die Gefässfüllungszeit gemessen werden. Bei Werten über einer Sekunde muss von einem Dehydratationszustand >7% ausgegangen werden. Bei einer Dehydratation >10% tritt Enophthalmus auf. Im Blutbild deutet ein erhöhter Wert des Gesamteiweisses bei gleichzeitig erhöhtem Hämatokrit auf eine Exsikkose hin (Scope, 1999). Das Flüssigkeitsdefizit wird mit folgender Formel berechnet:

$$\text{Flüssigkeitsdefizit (ml)} = \frac{\text{Körpergewicht (g)} \times \text{Dehydratation (\%)}}{100}$$

Beispiel: Ein 500g schwerer Amazonas-Papagei mit 10% Dehydratation benötigt 50 ml Flüssigkeit zur Deckung des Defizites. Rund $\frac{1}{4}$ bis $\frac{1}{2}$ des Defizites wird innerhalb von 4 bis 6 Stunden, der Rest innerhalb von 24 Stunden korrigiert.

Die Rehydratation erfolgt in der Regel mit Ringer-Laktat-Lösung. Die Verabreichung kann oral (50 ml/kg KM), subkutan (10–30 ml/kg KM) oder intravenös (20 ml/kg KM/h) erfolgen. Flüssigkeit kann auch intraossär (2–5 ml/kg KM/h) in die Ulna oder den Tibiotarsus verabreicht werden. Die Auskultation des Herzens ist ebenfalls möglich. Da Ziervögel eine sehr hohe Herzfrequenz besitzen, ist die Beurteilung aber schwierig. Die Messung der Körpertemperatur spielt bei der allgemeinen klinischen Untersuchung eine untergeordnete Rolle. Stress, hervorgerufen durch manuelle Immobilisation, kann die Körpertemperatur erhöhen.

Das Fasten vor der Anästhesie ist von Bedeutung, muss aber aufgrund der hohen energetischen Stoff-



Abbildung 1: Die Venenfüllungszeit an der Vena basilica an der Medialseite des Ellbogens ist ein Indikator für den Hydratationszustand des Vogels und beträgt beim gesunden Vogel weniger als 1 Sekunde.

(1 = Vena basilica, 2 = V. ulnaris, 3 = Ellbogengelenk).

wechselrate vorsichtig durchgeführt werden, damit kein hypoglykämischer Zustand entsteht. Als allgemeine Regel werden Ziervögel unter 300g KM nur $\frac{1}{2}$ bis 1 Stunde, Ziervögel über 300g KM 2–3 Stunden gefastet. Durch das Fasten soll insbesondere erreicht werden, dass der Kropf leer ist und das Risiko des Regurgitierens gesenkt wird. Gewisse Erkrankungen gehen mit einer Kropfdilatation einher. Bei diesen Tieren ist eine Intubation besonders wichtig. Unter Umständen kann es auch angezeigt sein, dass der Kropfinhalt mit einer weitleumigen Ernährungssonde abgesaugt wird.

Die Anästhesie-Einleitung soll kurz und so ruhig wie möglich erfolgen. Entsprechend ist es wichtig, dass alles notwendige Material vor dem Fangen des Tieres im Käfig vorbereitet wird. Vögel regen sich weniger auf, wenn sie in einem abgedunkelten Raum gefangen werden. Die Fenster sind immer geschlossen zu halten, damit die Tiere nicht entweichen können. Eine der Hauptgefahren während der Anästhesie von Ziervögeln ist die Unterkühlung. Idealerweise sollte die den Vogel umgebende Lufttemperatur um 40°C sein. In der Praxis ist dies jedoch kaum möglich. Um die Gefahr der Hypothermie zu senken, müssen Ziervögel während der Anästhesie auf einem Wärmekissen gelagert werden. Besonders kritische Patienten können mit Wärmelampen oder mittels Warmluft (z.B. mit einem Föhn) zusätzlich vor Unterkühlung geschützt werden. Abgesehen von solchen unterstützenden Massnahmen ist es aber entscheidend, dass der Wärmeverlust nicht zusätzlich gefördert wird. So ist darauf zu achten, dass das

Tabelle 1: Sedativa, Anästhetika und Analgetika für Ziervögel sowie andere während der Anästhesie verwendete Wirkstoffe. Empfehlungen zu Dosis (falls nicht anders angegeben in mg/kg Körpermasse) und falls angebracht Dosierungsintervall. Alle Dosierungen müssen individuell angepasst werden.

Wirkstoff	Handelsname	Dosis	Applikation	Bemerkungen
Acetylsalicylsäure	Aspirin	10	po	Alle 24 h/3 Tage
Alphaxolon / Alphadolon	Saffan	5	iv	Narkosedauer nur wenige Minuten
Atipamezol	Antisedan	0.25–0.4	im	Antagonisierung von Medetomidin und Xylazin
Atropin	Atropin	0.04–1.0	sc / im	Wird selten verwendet
Butorphanol	Morphasol	1–2	im	Alle 12 h
Carprofen	Rimadyl	1–2 5–10	sc po	Alle 12–24 h
Diazepam	Valium	0.5–1.0 2.5–4.0	im po	
Dexamethason	Dexadreson	2–4	im, iv	Schock, Entzündung
Flumazenil	Anexate	0.05–0.1	1/2 iv + 1/2 sc	Antagonisierung von Benzodiazepinen
Flunixin-Meglumin	Finadyne	1–10	im	Alle 12 h
Isofluran	Forene	4–5 Vol. % 0.5–2 Vol. %	p.inh. p.inh.	Einleitung Erhalt
Ketamin		20–50	im, sc, iv	Schlechte Analgesie; Aufwachphase mehrere Stunden
Ketoprofen	Ketofen	1–5	im, sc	Alle 12 h
Medetomidin	Domitor			Siehe Kombinationen mit Ketamin
Ketamin/Acepromazin		K: 25–50 A: 0.5–1.0	im	Vorsicht Hypothermie
Ketamin/Diazepam		K: 10–30 D: 0.5–2.0	im	
Ketamin/Medetomidin		K: 3–7 M: 0.1	im	
Ketamin/Xylazin		K: 10–30 X: 2–6	im	Vögel < 250 g KG brauchen die höhere Dosis
Propofol	Propofol 1%			Führt bei Vögeln zu Atem- und Herzfrequenzstörungen
Tiletamin/Zolazepam	Tilet		im	
Xylazin	Rompun			Siehe Kombinationen mit Ketamin

Operationsfeld nur soweit als nötig von den Federn befreit wird. Für die Hautdesinfektion sollte statt Alkohol nur eine iodierte-Lösung verwendet werden, da durch die Verdampfung des Alkohols dem Organismus zusätzlich Wärme entzogen wird. Der anästhesierte Patient sollte mit Tüchern oder Folien abgedeckt werden. In der Praxis haben sich kommerziell erhältliche, durchsichtige Frischhaltefolien bewährt, da sie den Blick auf das Tier erlauben, um die Atmung zu beurteilen. Flüssigkeiten die zum Spülen oder zur Rehydrierung eingesetzt werden, müssen immer körperwarm sein. Das Befeuchten des Inhalationsanästhetikums ist eine weitere effiziente Massnahme um den Körper-

wärmeverlust zu minimieren und erfolgt indem das Gasmisch durch eine Gassprudelflasche (analog zur Sauerstoffbefeuchtung) geleitet wird.

Prämedikation, Sedation und Lokalanästhesie

Die im folgenden angegebenen Medikamentendosierungen entsprechen klinischen Erfahrungen und beziehen sich auf die häufig gehaltenen Ziervogelspezies. Trotz dieser Beschränkung ist die Artenvielfalt immer noch sehr gross und die Narkoseprotokolle sind nicht in allen Fällen durch

wissenschaftliche Untersuchungen belegt. Entsprechend können bei einzelnen Arten aber auch in Abhängigkeit der Darreichung und Zubereitung der Anästhetika unterschiedliche Wirkungen eintreten. An dieser Stelle sei auch darauf hingewiesen, dass Wildvögel, insbesondere Greifvögel oder Wassergeflügel auf bestimmte Anästhetika sehr unterschiedlich reagieren können. Sämtliche Dosierungen der im folgenden erwähnten Anästhetika sind in Tabelle 1 zusammengefasst.

Obschon Atropin und Glykopyrrolate auch bei Vögeln eine Wirkung zeigen, werden sie in der Praxis kaum verwendet. Ein erheblicher Nachteil dieser Substanzen besteht in der Verdickung von Schleim in den Atemwegen, was zur Bildung eines Trachealpfropfes führen kann. Zur Sedation und zur Unterdrückung von Krämpfen eignen sich besonders Benzodiazepine (z. B. Diazepam, Midazolam). Phenothiazinderivate (z. B. Acepromazin) allein zeigen bei Ziervögeln keine zuverlässige sedative Wirkung (Curro, 1998). In Kombination mit Ketamin bewähren sie sich als Injektionsanästhesie. Die Lokalanästhesie mit Lidocain kann zur Verstärkung der Analgesie beim narkotisierten Tier eingesetzt werden. In der Praxis wird die lokale Anästhesie jedoch kaum eingesetzt. Die Gefahr der Überdosierung ist wegen der geringen Körpergröße der meisten Ziervögel erheblich (Heard, 1997).

Allgemeinanästhesie

Die vereinigten Merkmale einer Allgemein-anästhesie sind: Bewusstlosigkeit, Reflexunterdrückung, Muskelrelaxierung und Analgesie. Die Atmung sollte regelmässig und langsam sein. Die Augenlider sind bei Vögeln in der Regel geschlossen. Ein für die Praxis sehr hilfreicher Reflex zur Beurteilung der Narkosetiefe ist der Kornealreflex. Durch temporale Berührung der Hornhaut mit einem befeuchteten Tupfer muss der Reflex vollständig auslösbar sein (Abb. 2). Erlischt dieser Reflex, ist dies ein Anzeichen, dass die Anästhesie zu tief ist. Betreffend einem detaillierten Schema zur Beurteilung der Narkosetiefe sei auf das Narkoseprotokoll für Vögel von Korbel (1998) verwiesen.

Injektionsanästhetika

Die Anwendung von Injektionsanästhetika ist in der Praxis sehr beliebt. Die Vorteile dieser Methode liegen in der einfachen Anwendung, dem geringen apparativen Anforderungen und den meist geringeren Kosten im Vergleich zur Inhalationsanästhe-

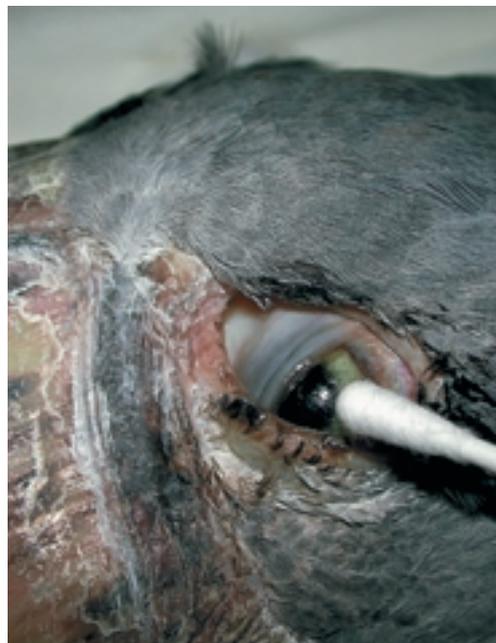


Abbildung 2: Durch temporale Berührung der Hornhaut mit einem befeuchteten Tupfer muss der Reflex während der Anästhesie immer vollständig auslösbar sein.

sie. Die Nachteile sind die geringe oder sogar fehlende Steuerbarkeit und die im Vergleich zur Inhalationsanästhesie protrahierte, bis mehrere Stunden dauernde Rekonvaleszenz.

Meistens werden Kombinationen von dissoziativen Anästhetika verwendet. Ketamin wird zusammen mit einem Benzodiazepin (z. B. Diazepam), einem Alpha-2-Agonisten (z. B. Xylazin oder Medetomidin) oder einem Phenothiazinderivat (z. B. Acepromazin) eingesetzt. Die geringste Beeinflussung des Herzkreislaufsystems erfolgt mit Diazepam. Xylazin kann hingegen eine bedeutende Depression der Atem- und Herzfrequenz bewirken. Dies scheint besonders bei Sonnensittichen (*Aratinga solstitialis*) der Fall zu sein (Curro, 1998). Bei allen angegebenen Anästhesie-Kombinationen ist darauf hinzuweisen, dass wegen der hohen Stoffwechselrate immer wieder nachdosiert werden muss. Dies kann durch intramuskuläre Applikation oder besser mittels intravenöser Tropfinfusion erfolgen. Der Vorteil beim Einsatz von Alpha-2-Agonisten liegt in der schnellen und vollständigen Antagonisierung mit Atipamezol. Benzodiazepine können mittels Flumazenil antagonisiert werden. Bei Ziervögeln werden die Anästhetika in der Regel in die Pectoralmuskulatur appliziert. Da diese Anästhetika zum Teil erhebliche Reizungen hervorrufen können, ist das Volumen pro Injektionsstelle dem Tier anzupassen. Bei einem Wellensittich (*Melopsittacus undulatus*) sollte in jede Brustmuskelhälfte nicht mehr als 0.05 ml, bei einem Hyazinthaar (*Anodorhynchus hyacinthinus*) 0.6 ml injiziert werden. Die Kombination von Tiletamin und Zolazepam (Benzodiazepinderivat) kann bei

Ziervögeln eingesetzt werden. Da Tiletamin um ein Mehrfaches potenter ist als Ketamin, kann dies zu einer langen Rekonvaleszenz führen.

In der Literatur werden gelegentlich die Steroidanästhetika Alphaxalon/Alphadolon erwähnt, welche zu einem Bewusstseinsverlust führen, der zur Intubation genutzt werden kann. Die zu injizierende Menge ist aber gross und sollte deshalb bei Vögeln nur intravenös appliziert werden, was mit einer manuellen Fixation und Stress einhergeht. Deshalb ist diese Methode anderen Injektionsanästhesien und insbesondere den Inhalationsanästhesien, unterlegen. Propofol, das sich bei Säugetieren sehr bewährt, ist in der Vogelanaästhesie nicht zu empfehlen. Abgesehen davon, dass es nicht analgetisch wirkt, kann es zu Atemdepression und lebensbedrohenden Herzrhythmusstörungen führen.

Inhalationsanästhetika

Historisch wurden in der Ziervogelpraxis Äther, Methoxyfluran und Halothan besonders häufig als Inhalationsanästhetika eingesetzt. In den vergangenen zehn Jahren hat sich jedoch Isofluran zum Mittel der Wahl für die Anästhesie von Ziervögeln entwickelt. Isofluran hat eine geringe Blutlöslichkeit und wird zu weniger als 0.2% metabolisiert. Diese Aspekte sowie der bei Ziervögeln sehr effiziente Gasaustausch führen dazu, dass mit Isofluran die Einleitung der Anästhesie sehr schnell erfolgt und bestens gesteuert werden kann. Meistens wird die Anästhesie mit der Maske induziert und der Patient anschliessend intubiert. Die Induktion erfolgt mit 4–5 Vol. % in Sauerstoff und die Anästhesie anschliessend mit 0.5–2 Vol. % weitergeführt. Wird die Anästhesie mit der Maske weiter aufrechterhalten, ist Isofluran etwas höher zu dosieren. Isofluran hat keine analgetische Wirkung. Bei schmerzhaften Eingriffen sollte vorgängig ein Opioid vom Typ Agonist/Antagonist (Butorphanol) verwendet werden (siehe Abschnitt «Analgesie»). In neuerer Zeit wird auch Sevofluran in der Ziervogelmedizin beschrieben (Korbel, 1998). Wie das Isofluran hat es einen hohen therapeutischen Index und flutet schnell an und ab. Es verursacht minimale physiologische Veränderungen und bewirkt eine gute Ruhigstellung. Im Vergleich zu Isofluran hat es eine geringere narkotische Potenz. Die Anästhesie-Einleitung erfolgt mit 8 Vol. % und die Erhaltung mit 3–4 Vol. %. Das Sevofluran scheint bei Vögeln mit kardiovaskulären Problemen dem Isofluran überlegen zu sein. Ein grosser Vorteil des Sevoflurans ist die geringere Toxizität für das Personal, welches den sogenannten «waste gases» ausgesetzt ist (Lierz et al., 2001). In diesem Zu-



Abbildung 3: Vögel haben keine Epiglottis, die Trachea (Pfeil) ist leicht zugänglich und die Intubation des anästhesierten Vogels im Vergleich zum Säugetier einfacher.

sammenhang ist auf die Notwendigkeit hinzuweisen, dass bei Inhalationsanästhesien ein Absaugsystem verwendet wird (siehe dazu auch Artikel von G. Neiger in dieser Ausgabe).

Die Intubation ist beim Vogel im Vergleich zum Säugetier viel einfacher, da Vögel keine Epiglottis haben (Abb. 3). Die Trachea ist aufgrund geschlossener Trachealringe weniger dehnbar als beim Säugetier. Endotrachealtuben mit Manschetten sind deshalb für Ziervögel nicht geeignet, da durch das Aufblasen leicht Schleimhautverletzungen und Blutungen in der Trachea hervorgerufen werden. Bei Vögeln mit einem kräftigen Schnabel, z.B. Papageien, ist unbedingt ein Beisschutz zwischen Ober- und Unterschnabel anzubringen. Um den Atemwiderstand nicht unnötig zu erhöhen, ist immer der Tubus mit dem grösstmöglichen Durchmesser zu verwenden. Der hohe Atemwiderstand und das grosse mechanische Totraumvolumen schliessen die Verwendung eines geschlossenen Narkosesystems für Ziervögel aus. Die Sauerstoffzufuhr sollte rund das dreifache Respirationsvolumen betragen. Bei einem 450g schweren Vogel entspricht dies $3 \times 275 \text{ ml/min}$.

Das bei Vögeln vorhandene Luftsacksystem ermöglicht eine Spezialform der Inhalationsanästhesie, die Luftsackperfusionsanästhesie. Hierbei wird das Anästhetikum statt via Trachea, direkt in den Luftsack eingeleitet. In der Regel wird dafür der linke kaudale Thorakalluftsack verwendet. Der Zugang erfolgt analog wie zur endoskopischen Bauchhöhlenexploration. Die Anästhesie-Einlei-

tion erfolgt via Maske. Anschliessend wird der anästhesierte Vogel von einer Hilfsperson in rechter Seitenlage fixiert. Die Flügel werden nach dorsal geklappt und das linke Bein wird nach kaudal gezogen. Über der letzten Rippe auf der Höhe zwischen Knie und *Trochanter femoris* wird eine ca. 2 cm² grosse Stelle gerupft, desinfiziert und anschliessend parallel zur Wirbelsäule ein 3 mm langer Hautschnitt angebracht. Der *M. iliotibialis cranialis* wird mit einer Pinzette angehoben und darunter mit einer gebogenen Arterienklemme kaudal der letzten Rippe stumpf der Zugang in die Leibeshöhle präpariert. Sofern die Luftsackwand nicht spontan zerreißt, muss sie eingedrückt werden. Anschliessend wird ein spezieller Luftsacktubus eingeführt (Abb. 4). Das Beschlagen der Tubusinnenwand zeigt an, dass der Vogel durch den Tubus atmet. Danach wird die Tubus-Manschette aufgeblasen und der zuverlässige Sitz des Tubus durch leichten Zug kontrolliert. Um ein Herausreißen zu vermeiden, kann der Tubus anschliessend an der Bauchwand angenäht werden. Die retrograde Lungen-Luftsackperfusionsanästhesie führt zu einer reversiblen Apnoe und Mydriasis. Diese Form der Anästhesie eignet sich deshalb besonders für die Ophthalmologie. Die Apnoe bedeutet aber, dass für die Narkoseüberwachung die Pulsoximetrie zwingend notwendig ist. Das Perfusionsvolumen ist bei dieser Anästhesiemethode geringer als bei der normograden Lungen-Luftsackperfusionsanästhesie und entspricht als Faustregel in etwa dem Körpergewicht des Ziervogels. Das Absaugsystem ist bei dieser Methode am Schnabel des Vogels zu positionieren um ausströmendes Gas aufzufangen. Am Ende der Anästhesie wird nach Entfernung des Tubus die Haut mit ein oder zwei Stichen genäht. In der Regel wird ein resorbierbarer Faden gewählt (z. B. 4/0 Vicryl®).



Abbildung 4: Spezieller Tubus für die Luftsackperfusionsanästhesie.

Intra- und postanästhetische Pflege

Im Zustand der Anästhesie müssen Ziervögel in besonderem Masse in Bezug auf Atemdepression, Hypoxie und Hypothermie stabilisiert werden. Eine kontinuierliche Narkoseüberwachung ist auch bei Ziervögeln von grosser Bedeutung. Mit Ausnahme der Luftsackperfusionsanästhesie bleibt die spontane Atmung in der Regel erhalten. Die Atmung soll langsam und regelmässig sein. Wird die Anästhesie zu tief, wird die Atmung unregelmässig, ist sie zu oberflächlich, atmet der Vogel schneller. Da Ziervögel in der Regel eine geringere Körpergrösse aufweisen, kann es sich als Vorteil erweisen, für die Abdeckung des Operationsfeldes eine handelsübliche Frischhaltefolie zu verwenden. Diese erlaubt eine gute Sicht auf den Patienten, um die Atmung zu kontrollieren. Die Atemfrequenz pro Minute liegt beim Wellensittich zwischen 55–75, beim Grosspapagei zwischen 10–20 und bei der Taube zwischen 15–25.

Ein weiteres Merkmal zur Überwachung der Anästhesie ist der Kornealreflex, der bereits beschrieben wurde. Bei Amazonen konnte gezeigt werden, dass es nach 15 Minuten zu einem deutlichen Absinken der Körpertemperatur kommt (Rembert et al., 2001). Bei Eingriffen über 15 Minuten sollte deshalb die Körpertemperatur gemessen werden, um rechtzeitig eingreifen zu können, wenn diese unter 38°C sinkt. Zur Messung wird eine Sonde in die Kloake eingeschoben und mittels Klebeband fixiert. Methoden zur Verhinderung des Verlustes von Körperwärme wurden im Abschnitt «Vorbereitung der Anästhesie» beschrieben. Die Herzfrequenz kann in der Regel im Bereich des Sternums palpirt oder mittels Dopplergerät akkustisch dargestellt werden. Bei grösseren Vögeln ist sie auch via oesophagealem Stethoskop zu kontrollieren. Eine sehr genaue Methode des Monitorings der Herzaktivität erlaubt die Elektrokardiographie. Da Ziervögel eine sehr hohe Herzfrequenz aufweisen, muss ein Gerät gewählt werden, das auch Frequenzen bis 600 Schläge pro Minute misst. Ferner sind bei Ziervögeln auch die Schwankungen der Herzfrequenz sehr gross. Ein weiterer wesentlicher Unterschied zur Elektrokardiographie beim Säugetier ist die um 180° gedrehte elektrische Herzachse von –80° bis –120°. Die Elektroden, intrakutane Stahlkanülen oder Briefklammern an welche Aligatorklemmen fixiert werden (Casares et al., 1999), plziert man am rechten und linken Oberarm, z. B. proximal in der Flughaut zwischen Humerus und Radius (Propatagium), sowie am rechten und linken Unterschenkel. Der Vorteil der Elektrokardiographie ist, dass Herzrhythmusstörungen früh erkannt werden können, wie sie beispielsweise bei Hypoxie und Hyperkar-

bie auftreten. Die Pulsfrequenz wird bei der Pulsoximetrie gemessen und kann als Richtwert für die Herzfrequenz dienen. Diese Messung erlaubt gleichzeitig auch die Kontrolle der Sauerstoffsättigung des Hämoglobins. Wie bereits erwähnt, ist diese Messmethode für die Luftsackperfusionanästhesie zwingend, da die spontane Atmung aussetzt. Der Sensor wird je nach Spezies am Fuss, Tarso-metatarsus oder im Bereich des *M. gastrocnemius* angesetzt. Bei der Wahl des Pulsoximeters ist, analog zur Elektrographie, darauf zu achten, dass es sich um ein Gerät handelt, das sich für die Messung hoher Herzfrequenzen eignet.

Die Blutgasanalyse ist eine weitere Methode des Narkosemonitorings. Wegen der grossen technischen Anforderungen ist sie für die Praxis von untergeordneter Bedeutung und soll an dieser Stelle nicht näher besprochen werden.

Die häufigsten Anästhesie-Zwischenfälle bei Ziervögeln sind der Atemstillstand und die Blutung. Bei Atemstillstand ist unverzüglich das Narkosemittel zu entfernen (Gas abstellen, Antidot injizieren). Da bei Vögeln im Falle von tiefen Kohlendioxyd-Blutwerten Apnoe schneller eintritt als bei Säugetieren, sollte die Beatmung via Endotrachealtubus mit Raumluft erfolgen und nicht mit reinem Sauerstoff. Das Einsetzen der Atmung kann durch leichten manuellen Druck auf das Sternum (40–50/Minute) gefördert werden. Bei Isofluran-Anästhesien treten Atemstillstände gelegentlich auf. Sofern sie schnell erkannt werden und die Herzfrequenz normal ist, erweist sich die Behandlung dieser Situation als unproblematisch. Bei einer Blutung sollte unverzüglich mittels kristalloider Lösung Flüssigkeitsersatz gewährleistet werden. Das Blutvolumen entspricht rund 8% der Körpermasse. Im Vergleich zum Säugetier vermögen Vögel einen grösseren Blutverlust zu kompensieren. Tritt jedoch ein Blutverlust von über einem Viertel des Blutvolumens auf, empfiehlt sich eine Bluttransfusion. Für detaillierte Angaben zur Methode sei auf die Arbeiten von Finnegan et al. (1997) und Degernes et al. (1999) verwiesen.

Ein seltenerer aber bedeutend kritischerer Zustand ist der Herzstillstand. Herzkompressionen müssen manuell mit einer hohen Frequenz (>60/Minute), während mindestens fünf Minuten durchgeführt werden.

Die Phase der Rekonvaleszenz ist ebenso sorgfältig vorzubereiten und durchzuführen wie die Anästhesie. Der grosse Vorteil der Inhalationsanästhesie ist die auf wenige Minuten verkürzte Erholungsphase; bei Injektionsanästhesien kann diese mehrere Stunden dauern. Nach Absetzen der Inhalationsanästhesie ist der Ziervogel in aufrechter Stellung manuell an Kopf und Beinen zu fixieren. Er soll möglichst ungehindert atmen können. Die

Umgebung sollte idealerweise, ruhig und warm sein. Durch die manuelle Fixation wird die Verletzungsgefahr während der Exzitationsphase gesenkt. Zehn Minuten nach Absetzen der Inhalation hat sich der Patient in der Regel wieder soweit erholt, dass er sicher zugreifen und sich auf der Stange halten kann. Erst dann ist er in den Käfig zu setzen. Nach Injektionsnarkosen ist der Vogel in einen abgedunkelten, gut belüfteten und gepolsterten Behälter zu setzen. Ein Gitterkäfig ist wegen der Verletzungsgefahr für den Vogel ungeeignet. Da weiterhin die Gefahr der Hypothermie besteht, ist der Patient auf einer Wärmematte zu halten. Das Tier ist regelmässig zu kontrollieren. Je geringer die Körpermasse, desto wichtiger ist es, dass der Vogel nach der Anästhesie sofort wieder zu fressen beginnt.

Analgesie

Das Wissen um die Schmerzempfindung und Wirkung von Analgetika bei Ziervögeln ist noch sehr gering. Aufgrund von Untersuchungen an Hühnern ist davon auszugehen, dass die Schmerzempfindung (Nozizeption) ähnlich wie beim Säugetier erfolgt. Die Verwendung von Analgetika, also von peripher wirkenden schmerzhemmenden Mitteln, gewinnt in der Ziervogelmedizin zunehmend an Bedeutung. Kontrollierte Untersuchungen zu den verschiedenen Substanzen liegen jedoch nur vereinzelt vor. Aufgrund von Untersuchungen an Kakadus, Nymphensittichen (*Nymphicus hollandicus*) und Graupapageien (*Psittacus erithacus*) konnte eine eindeutige analgetische Wirkung von Butorphanol, einem gemischten Agonist/Antagonist-Opioid, in einer Dosierung von 1 mg/kg KGW, nachgewiesen werden (Paul-Murphy et al., 1999). Neben der Analgesie wurde bei Psittaziden auch ein bis zu 25% sparerer Effekt bei der Isofluran-Anästhesie beschrieben (Curro, 1994). Nicht-steroidale Entzündungshemmer wie Flunixin-Meglumin, Carprofen oder Acetylsalicylsäure werden ebenfalls in der Ziervogelpraxis eingesetzt. Wissenschaftliche Untersuchungen an Ziervögeln zur analgetischen Wirkung dieser Substanzen sind in der Literatur noch keine publiziert. Dosierungen weisen teilweise grosse Schwankungen auf. Glukokortikoide werden bei Ziervögeln ebenfalls eingesetzt. Nach Untersuchungen von Westerhof (1998) müssen diese mit Vorsicht eingesetzt werden. Eine Dosierung von Dexamethason wie bei Hunden und Katzen führt nämlich bei Tauben zu einer bedeutend längeren Wirkung.

Anesthésie et analgésie des oiseaux exotiques

Les oiseaux exotiques ont la réputation d'être des patients difficiles en anesthésiologie. Cette étude est une synthèse de la littérature sur les anesthésies par injection et par inhalation les plus couramment utilisées. En ce moment, l'anesthésie par inhalation avec l'isoflurane et le moyen préféré. L'accent du texte est porté sur la préparation des patients. Le jeûne qui précède l'anesthésie est plus court pour les oiseaux exotiques que pour les mammifères. Les oiseaux exotiques anesthésiés sont particulièrement prédisposés à une hypothermie. Les moyens de contrôler la perte de chaleur sont discutés. L'emploi d'analgésiques est recommandé pour le bien-être des animaux ainsi que pour diminuer l'exposition du personnel aux gaz narcotiques («waste gases»).

Anestesia ed analgesia negli uccelli esotici

Gli uccelli esotici sono spesso considerati dei pazienti difficili per quello che concerne l'anestesia. Con lo studio presente viene data una visione d'insieme sugli anestetici da iniettare e da inalare. Al momento attuale l'anestesia da inalazione con Isoflurano viene considerata la scelta migliore. Viene trattata con particolare cura la preparazione dei pazienti all'anestesia. Il digiuno che precede l'anestesia è negli uccelli esotici più corto che nei mammiferi. Gli uccelli esotici anestetizzati sono particolarmente sensibili ad un abbassamento della temperatura corporea. Vengono discusse le possibilità di evitare perdite di calore. Viene raccomandato l'utilizzo di analgetici, sia per ragioni di protezione dell'animale sia per diminuire l'esposizione del personale a gas narcotici («waste gases»).

Literatur

- Casares M., Enders F., Montoya J.A.: Comparison of two techniques for attaching electrocardiographic electrodes to psittacines. *J. Appl. Anim. Res.* 1999, 16: 59–64.
- Curro T. G.: Evaluation of the isoflurane-sparing effects of butorphanol and flunixin in psittaciformes. *Proc. Assoc. Avian Vet., Reno*, 1994, 17–19.
- Curro T. G.: Anaesthesia of pet birds. *S. Avian Exot. Pet Med.* 1998, 7: 10–21.
- Degernes L. A., Crosier M. L., Harrison L. D., Dennis P. M., Diaz D. E.: Autologous, homologous, and heterologous red blood cell transfusions in cockatiels (*Nymphicus hollandicus*). *J. Avian Med. Surg.* 1999, 13: 2–9.
- Finnegan M. V., Daniel G. B., Ramsey E. C.: Evaluation of whole blood transfusions in domestic pigeons (*Columba livia*). *J. Avian Med. Surg.* 1997, 11: 7–14.
- Heard D. J.: Anaesthesia and analgesia. In *Anaesthesia and analgesia*. Eds. R. B. Altman, S. L. Clubb, G. M. Dorrestein, K. Quesenberry Book W.B. Saunders Company, Philadelphia, 1997, 807–827.
- Kirkwood J.: Energy requirements for maintenance and growth of wild animals, birds and reptiles in captivity. *J. Nutr.* 1991, 121: S29–S34.
- Korbel R. T.: Vergleichende Untersuchungen zur Inhalationsanästhesie mit Isofluran (Forene®) und Sevofluran (SEVOrane®) bei Haustauben (*Columba livia* var. domestica Gmel., 1789) und Vorstellung eines Referenz-Narkoseprotokolls für Vögel. *Tierarztl. Prax.* 1998, 26 (K): 211–223.
- Lierz M., Wiesner G., Schroegendorfer K., Lierz P., Brunnberg L., Hoerauf K.: Genetic damage in veterinary surgeons exposed to isoflurane and nitrous oxide. 6th European Association of Avian Veterinarians Conference, Munich, 2001, 79–86.
- Ludders J. W.: Respiratory physiology of birds: considerations for anaesthetic management. *S. Avian Exot. Pet Med.* 1998, 7: 3–9.
- Paul-Murphy J. R., Brunson D. B., Miletic V.: Analgesic effects of butorphanol and buprenorphine in conscious African grey parrots (*Psittacus erithacus erithacus* and *Psittacus erithacus timneh*). *Am. J. Vet. Res.* 1999, 60: 1218–1221.
- Rembert M. S., Smith J. A., Hosgood G., Marks S. L., Tully T. N.: Comparison of traditional thermal support devices with the forced-air warmer system in anesthetized Hispaniolan Amazon parrots (*Amazona ventralis*). *J. Avian Med. Surg.* 2001, 15: 187–193.
- Scope A.: Untersuchung des Blutes. In *Untersuchung des Blutes*. Eds. E. F. Kaleta, M.-E. Krautwald-Jungmanns Book Schlütersche, Hannover, 1999, 88–95.
- Westerhof I.: Pituitary-adrenocortical function and glucocorticoid administration in pigeons (*Columba livia domestica*). *J. Avian Med. Surg.* 1998, 12: 167–177.

Korrespondenzadresse

Jean-Michel Hatt, Abteilung für Zoo-, Heim- und Wildtiere, Departement für Kleintiere, Universität Zürich, Winterthurerstrasse 260, 8057 Zürich, Schweiz. E-Mail: Jean-Michel.Hatt@access.unizh.ch

Manuskripteingang: 8. April 2002

In vorliegender Form angenommen: 10. Juni 2002