

Aus dem Fachgebiet Tiergartenbiologie und Zootiermedizin
und dem Institut für Pharmakologie, Toxikologie und Pharmazie
der Tierärztlichen Hochschule Hannover
und der Abteilung für Allgemeine und Experimentelle Chirurgie,
Chirurgische Veterinärklinik der Justus-Liebig-Universität Gießen

Zur Distanzimmobilisation des Eurasischen Luchses (*Lynx lynx*)

**Auswirkungen einer Medetomidin/Ketamin-Kombination
auf Anästhesietiefe, Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen**

Zur Erlangung des Grades eines

Doktors der Veterinärmedizin

(Dr. med. vet.)

durch die Tierärztliche Hochschule Hannover

Vorgelegt von

Joachim Schöne

aus Dorsten

Hannover 2001

**„Mit Jagdforschungsmitteln des Landes
Niedersachsen gefördert“.**

Wissenschaftliche Betreuung: PD Dr. M. Böer
Univ.-Prof. Dr. K. H. Bonath
Univ.-Prof. Dr. M. Kietzmann

1. Gutachter: PD Dr. M. Böer
2. Gutachter: Univ.-Prof. Dr. J. Hartung

Tag der mündlichen Prüfung: 29.11.2001

Meiner Familie
in Liebe und Dankbarkeit
und in Erinnerung an meinen
Großvater Bruno Hundt

Vorwort

„Drüben an der Fichtenwand über der Dornschlucht ist es seltsam still. Dort schreckt kein Bock mehr, kein Auerhahn döckelt, kein Hase hoppelt zur Grasblöße; nur der Häher lärmt und schimpft in hohen Wipfeln. Ein Nachtschreck haust dort, den keiner noch gesehen hat. Denn wer ihn erblickt, um den ist´s geschehn! [...] Er hat dem Jäger schon im Hornung erzählt, wie des Nachts dort in der Dornschlucht die Blutschrecken raufen. Grauslich soll´s geklungen haben das Geschrei, bei dem einem die Haare zu Berge stehn konnten. Keine Zigeunerfidel und kein Zimbal könne so herzbrechend wild schluchzen wie die Teufelsbiester dort unter der Wand. Erst klinge es wie süße Sehnsucht von Verliebten, dann wieder wie der Angstschrei eines Gefolterten oder das letzte Röcheln eines Gehängten. [...] Dann wieder plärre und keife eine scheußliche Hexe schrill dazwischen, und ein alter Urteufel grunze vor Lüsternheit im tiefsten Basse“.

Fritz Bley
Der Luchs, 1920

Der Luchs löst heftige Gefühle aus. Als Nahrungskonkurrent wurde der „blutdürstige Unhold“ (BLEY 1920) verdämonisiert und mit Inbrunst gehaßt. Er wurde in den vergangenen Jahrhunderten gnadenlos verfolgt und verschwand nahezu vollständig aus den meisten seiner ehemaligen europäischen Verbreitungsgebiete.

Die Gesellschaft der Gegenwart läßt sich heute in zunehmendem Maße gegenüber ökologischen Fragen sensibilisieren. Die Beziehungen zwischen Mensch, Tier und Natur werden neu definiert. Es gilt, alte und legendäre Vorurteile gegenüber den großen Beutegreifern abzubauen, gesunde Populationen dieser Tiere in Koexistenz mit den Menschen zu schaffen, zu erhalten, zu vernetzen und sie als einen integralen Bestandteil unserer Ökosysteme und unserer Kultur anzuerkennen. Für Maßnahmen der Arterhaltung und der Forschung spielen zunehmend auch in Gehegen nachgezüchtete Individuen eine wichtige Rolle. Dies wurde bereits vom Gründer der modernen Tiergartenbiologie, dem Schweizer H. Hediger (1908-1992) gefordert. Aus diesen Überzeugungen heraus entstand die vorliegende Arbeit im Rahmen der Wiederansiedlung des Luchses im Nationalpark Harz.

Inhaltsverzeichnis

1	EINLEITUNG.....	11
2	LITERATUR.....	13
2.1	Biologie des Eurasischen Luchses.....	13
2.1.1	Vorbemerkungen.....	13
2.1.2	Taxonomie, Morphologie und physiologische Daten.....	13
2.1.3	Habitat, Verbreitung und Bestandssituation.....	16
2.1.4	Verhalten und Ökologie.....	17
2.2	Distanzimmobilisation.....	18
2.3	Anästhesieverfahren bei Feliden der Gattung Lynx.....	19
2.4	In dieser Studie eingesetzte Arzneimittel.....	23
2.4.1	Medetomidin.....	23
2.4.2	Ketamin.....	25
2.4.3	Die Medetomidin/Ketamin-Kombination.....	27
2.4.4	Atipamezol.....	29
3	TIERE, MATERIAL UND METHODEN.....	31
3.1	Vorbemerkungen.....	31
3.2	Vorversuche.....	32
3.3	Probanden.....	33
3.4	Haltungsbedingungen.....	34
3.5	Versuchsablauf.....	35
3.6	Anästhesiephasen.....	38
3.7	Anästhesieüberwachung klinischer Parameter.....	40
3.8	Meßzeitpunkte.....	41
3.9	Meßmethoden.....	42
3.9.1	Reflexaktivität.....	42
3.9.2	Muskeltonus.....	43
3.9.3	Schmerzempfinden.....	43
3.9.4	Kapnometrie.....	44
3.9.5	Pulsoximetrie.....	45
3.9.6	Blutgasanalyse und Säure-Basen-Status.....	46
3.9.7	Elektrokardiographie.....	47
3.9.8	Blutdruckmessung.....	48
3.9.9	Kapilläre Rückfüllungszeit und Schleimhautfarbe.....	49
3.9.10	Thermometrie.....	49
3.10	Statistische Auswertung.....	50
4	ERGEBNISSE.....	51
4.1	Vorversuche.....	51
4.2	Anästhesieverlauf und Dauer der Anästhesiestadien.....	51
4.3	Indikatoren der Anästhesietiefe und Vitalzeichen.....	53
4.3.1	Reflexaktivität.....	53
4.3.2	Muskeltonus.....	56

4.3.3	Schmerzempfinden	56
4.3.4	Atemfrequenz.....	57
4.3.5	Endexpiratorischer Kohlendioxidgehalt	58
4.3.6	Periphere Sauerstoffsättigung.....	59
4.3.7	Venöser Sauerstoffpartialdruck	60
4.3.8	Venöser Kohlendioxidpartialdruck.....	61
4.3.9	Venöser pH-Wert	62
4.3.10	Venöser Basenüberschuß.....	63
4.3.11	Venöses Bikarbonat	64
4.3.12	Herzfrequenz.....	65
4.3.13	Elektrokardiographie	66
4.3.14	Blutdruck	67
4.3.15	Kapilläre Rückfüllungszeit und Schleimhautfarbe	68
4.3.16	Körperinnentemperatur	68
4.3.17	Zusammenfassung der Ergebnisse.....	69
5	DISKUSSION	71
5.1	Methodische Gesichtspunkte	71
5.2	Vorversuche	72
5.3	Phasen und Verlauf der Anästhesie	73
5.4	Anästhesietiefe.....	74
5.5	Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen.....	76
5.6	Schlußbetrachtung	80
6	ZUSAMMENFASSUNG.....	83
7	SUMMARY	85
8	LITERATURVERZEICHNIS	87

Anhang

DATENTABELLEN	A-1
VERZEICHNIS DER ABBILDUNGEN UND TABELLEN	A-2
ABKÜRZUNGEN	A-3
DANKSAGUNGEN	A-4

„For some must watch, while some must sleepe”.

William Shakespeare
Hamlet, 1604

1 EINLEITUNG



Abbildung 1 - Eurasischer Luchs
(entnommen aus SMIT u. VAN
WIJNGAARDEN 1981)

Im Herbst des Jahres 1999 entschlossen sich das Niedersächsische Ministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten, das Niedersächsische Umweltministerium, die Landesjägerschaft Niedersachsen und die Nationalparkverwaltung Harz, gemeinsam die Wiederansiedlung des Luchses im Harz zu verwirklichen. Um nicht durch Wildfänge in bestehende, gefährdete Luchsvorkommen eingreifen zu müssen und um Tierschutzgesichtspunkte konsequent zu respektieren, werden im Harz keine Wildfänge ausgesetzt.

Vielmehr wird in Zusammenarbeit mit verschiedenen zoologischen Gärten aus Europa nach genetischen, klinischen und ethologischen Gesichtspunkten auf Gehegetiere zurückgegriffen. Die Katzen werden in einem Anpassungsgehege an die neue Umgebung gewöhnt und danach in die Freiheit entlassen.

Im Hinblick auf notwendige Translokationen – dazu gehören der Transfer geeigneter Individuen und der schonende Fang freigelassener Problemtiere – wurde für die Luchswiederansiedlung im Harz und für laufende sowie künftige Projekte in Polen und anderen Ländern Europas die Entwicklung eines praxisorientierten Verfahrens zur Injektionsanästhesie notwendig. Ein sicheres, effektives und antagonistisches Anästhesieregime ist für den Erfolg eines Auswilderungsprogramms ebenso wichtig wie für Tierparks und zoologische Gärten, in denen Luchse als einheimische große Beutegreifer beliebte Tiere sind. Die Dosierungsvorschläge in der Literatur zur Immobilisation aus der Distanz sind unzureichend. Oft werden geräumige Dosierungsbereiche und nur wenige Fallbeispiele angegeben. Grobsensorisch nicht erfaßbare Auswirkungen eingesetzter Substanzen auf lebenswichtige Organsysteme werden

kaum beschrieben, da der instrumentellen Anästhesieüberwachung während einer Wildtierimmobilisation unter Feldbedingungen in aller Regel Grenzen gesetzt sind.

Ziel der Arbeit war es, für den Luchs unter Gehegebedingungen ein modernes, art- und tierschutzgerechtes Anästhesie- und Immobilisationsverfahren zu erarbeiten. Im Rahmen dieser Studie wird eine Alternative zu den in der Praxis bereits gebräuchlichen, aber teilweise mit Komplikationen behafteten Injektionsanästhetika zur Durchführung veterinärmedizinischer, tiergärtnerischer und logistischer Managementmaßnahmen vorgestellt. Anhand der Überwachung von Reflexerregbarkeit, Schmerzempfinden, Muskelrelaxation, Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen wurden die klinische Eignung und die veterinärmedizinisch-wildbiologische Praktikabilität einer Medetomidin/Ketamin-Anästhesie beim Luchs überprüft.

2 LITERATUR

2.1 Biologie des Eurasischen Luchses

2.1.1 Vorbemerkungen

KREEGER (1999), NIELSEN (1999) und BÖER (2000¹) empfehlen eindringlich sich vor einer Immobilisation mit grundlegenden Daten zur Biologie der zu anästhesierenden Tierart auseinanderzusetzen. Im Folgenden werden ausgewählte biologische Daten des Luchses und - mit Bezug auf die Hintergründe dieser Arbeit - Informationen über Verbreitung und europäische Wiederansiedlungsprojekte beschrieben.

2.1.2 Taxonomie, Morphologie und physiologische Daten

Tab. 1 gibt eine Übersicht über die systematische Stellung des Eurasischen Luchses (*Lynx lynx*) nach GRZIMEK (1989). Auch MATJUSCHKIN (1978) teilt die Gattung *Lynx* in die vier Arten *L. lynx*, *L. pardinus*, *L. canadensis* und *L. rufus* ein. Im Schrifttum ist die weitere Gliederung in Unterarten sehr uneinheitlich (GRZIMEK 1989; HEMMER 1993; BÖER et al. 1994; BISCHOFF 1997).

Charakteristisches morphologisches Kennzeichen der Eurasischen Luchse ist ihre Hochbeinigkeit. Bei einer Kopfrumpflänge von 80-110 cm beträgt die Schulterhöhe 50-75 cm. Die Rückenlänge² entspricht recht genau der Schulterhöhe, so daß der Körper etwa quadratische Proportion besitzt. Diese quadratische „Luchsproportion“ weicht stark vom Körperbau anderer Feliden ab. Der kurze, gleichmäßig dicke und buschig behaarte Schwanz macht mit 15-25 cm Länge nur 1/5 bis 1/4 der Kopfrumpflänge aus (HEMMER 1993; LEYHAUSEN 1988).

¹ persönliche Mitteilung von M. Böer, Hannover am 29. März 2000

² Rücken ohne Kopf, Hals und Schwanz

Tabelle 1 - Zoologische Stellung des Eurasischen Luchses (*Lynx lynx*) nach GRZIMEK (1989)

<p style="text-align: center;">KLASSE Säugetiere (<i>Mammalia</i>)</p> <p style="text-align: center;">UNTERKLASSE Plazentatiere (<i>Placentalia</i>)</p> <p style="text-align: center;">ORDNUNG Raubtiere (<i>Carnivora</i>)</p> <p style="text-align: center;">UNTERORDNUNG Landraubtiere (<i>Fissipedia</i>)</p> <p style="text-align: center;">ÜBERFAMILIE Schleichkatzen, Hyänen- und Katzenartige (<i>Aeluroidea = Herpestoidea</i>)</p> <p style="text-align: center;">FAMILIE Katzen (<i>Felidae</i>)</p> <p style="text-align: center;">UNTERFAMILIE Echte Katzen (<i>Felinae</i>)</p> <p style="text-align: center;">GATTUNGSGRUPPE Kleinkatzen (<i>Felini</i>)</p> <p style="text-align: center;">GATTUNG Luchse (<i>Lynx</i>)</p> <p style="text-align: center;">ART Eurasischer Luchs, <i>Lynx lynx</i> (Linné, 1758) Pardelluchs, <i>Lynx pardinus</i> (Temminck, 1824) Kanadaluchs, <i>Lynx canadensis</i> (Kerr, 1792) Rotluchs, <i>Lynx rufus</i> (Schreber, 1776)</p>
--

Das Fell ist grau bis gelblich oder rötlich braun und kann dunkle Flecken und Streifenzeichnungen an Beinen und Rücken tragen. MATJUSCHKIN (1978) weist auf die außerordentlich breite Variabilität der Färbung und der Fellzeichnung hin. Weitere augenscheinliche Unterscheidungsmerkmale von anderen Feliden sind hohe, nach apikal spitz zulaufende Ohren mit Haarpinseln, zum Backenbart verlängerte Haare im Gesicht und ungewöhnlich große Pfoten (HUCHT-CIORGA 1988), letztere als Anpassung an schneereiche Lebensräume (MATJUSCHKIN 1978). Der in der Regel fehlende vordere obere Prämolare (P^2) - für das Luchsgebiss typisch - tritt gelegentlich in manchen Populationen auf (MATJUSCHKIN 1978). Erwachsene Katzen wiegen im Mittel 15-20 kg und erwachsene Kater (Kuder) etwa 20-25 kg (HEMMER 1993).



Abbildung 2 - Eurasischer Luchs (*Lynx lynx*) im Nationalpark Harz (Foto U. Heuer)

NAIDENKO (2000³) sammelte im Verlauf von zwölf Jahren reproduktionsbiologische und ontogenetische Daten an 74 Tieren und insgesamt 35 Würfen. Danach paarten sich die Kuder während der Ranz im März erstmals mit 34-46 Monaten und die Katzen mit 22 Monaten. Die durchschnittliche Tragzeit betrug 70 Tage mit einer Wurfgröße von 1-3 Welpen. Geburten lagen meistens im Mai, einige jedoch auch im Juni. HEMMER (1993) beschreibt eine Tragzeit von 73 Tagen und nennt auch Extremwerte von 63-75 Tagen. Die Ranz fällt nach seinen Angaben in den Februar und März (Östrusdauer etwa 2 Tage), kann regional jedoch manchmal schon Ende Januar beginnen oder sich bis Anfang April ausdehnen. So ergibt sich eine Wurfzeit für April bis Juni mit 1-5, meist 2 oder 3 Welpen.

³ persönliche Mitteilung von S. V. Naidenko, Berlin am 6. Oktober 2000

LEYHAUSEN (1988) führt eine Lebensdauer des Eurasischen Luchses von 18 Jahren auf. GASS (1987) gibt eine Lebenserwartung von 11 Jahren und ein Höchstalter⁴ in Gefangenschaft von 22 Jahren an.

2.1.3 Habitat, Verbreitung und Bestandssituation

Der Luchs bewohnt hauptsächlich geschlossene Waldgebiete unterschiedlicher Zusammensetzung im kalt-gemäßigten Klima Eurasiens und zeigt sich nur zeitweilig auf offenen Flächen. An der Südgrenze seines Verbreitungsraumes lebt er auch außerhalb des Hochwaldes im Gebirge (MATJUSCHKIN 1978).

Das große, ursprüngliche Verbreitungsgebiet des Eurasischen Luchses ist in der Familie der Katzen einzigartig. Er bewohnte einst die Wälder von den Pyrenäen bis nach Sibirien, vom Balkan bis zum Nordkap, von der Türkei bis nach Kaschmir und Tibet, wurde jedoch in den letzten zwei Jahrhunderten in Westeuropa und nahezu in ganz Mitteleuropa ausgerottet (LEYHAUSEN 1988). In den Karpaten und in Arealen in Griechenland, Mazedonien und Albanien überlebten kleine Restpopulationen (FARMER et al. 1999). Das Verschwinden des Luchses geht in erster Linie auf anthropogene Einflüsse wie kontinuierliche Bejagung (SMIT u. WIJNGAARDEN 1981), Zerstörung der Wälder und der Beutetierpopulationen, Expansion der Agrarlandschaft und das Bevölkerungswachstum der Menschen zurück, wodurch die Bestandszahlen um 1950 einen Tiefstand erreichten (BREITENMOSER 2000⁵). Gegenwärtig breiten sich Luchsvorkommen wieder zunehmend in den nördlichen Ländern Europas aus und es finden sich einige kleinere west- und zentraleuropäische Populationen (FARMER et al. 1999).

⁴ Das Lebensalter des ältesten Luchses aus einem Tierbestand, der für diese Arbeit ausgewählt wurde, betrug 24 Jahre. Dieser Kuder gehörte nicht zu den Probanden.

⁵U. Breitenmoser, Vortragsveranstaltung des WWF-Deutschland: Wolf – Bear – Lynx: The Return of the Large Carnivores to the Alps, Hannover am 14. September 2000

Mehr oder minder erfolgreich wurden Wiederansiedlungsprojekte in der Zentralschweiz, dem Schweizer Jura, Slowenien, der Steiermark, dem böhmischen Wald auf bayerischer und tschechischer Seite und in den Vogesen durchgeführt (PLÄN 1988). Die erfolgreiche Ansiedlung von Gehegeluchsen im polnischen Kampinoski Nationalpark wurde 1992 begonnen (BÖER et al. 1994, 1995, 2000). Basierend auf diesen Erkenntnissen läuft seit 2000 das Wiederauswilderungsprojekt des Luchses im Nationalpark Harz (BARTH u. POHLMAYER 2000).

Schätzungen der Bestandsgröße belaufen sich gegenwärtig auf etwa 7000-8000 Tiere im gesamten europäischen Raum (FARMER et al. 1999).

2.1.4 Verhalten und Ökologie

Alle Vertreter der *Felidae* gelten als die höchstentwickelten Raubtiere (LEYHAUSEN 1988). Der Luchs ist dämmerungs- und nachtaktiv und ruht sich tagsüber, mit Ausnahme der Ranzzeit, ausgiebig aus. Er ist Einzelgänger und nur die Weibchen führen die Jungen etwa 10 Monate mit sich (HEMMER 1993). Als Pirsch- und Ansitzjäger bevorzugt er Rehwild und Gamsen, aber auch Rotwild und Wildschweine werden gelegentlich gejagt. Dort, wo Huftiere nicht verfügbar sind, jagt dieser drittgrößte Beutegreifer Europas auch Vögel, Hasen und kleinere Nagetiere. Der quantitative Eingriff des Luchses in die Bestände seiner Beutetiere ist bescheiden und er ist nicht in der Lage sie zu verringern (FARMER et al. 1999). Große Beutetiere werden durch einen Kehlbiss erstickt, der vermutlich auch die Halsschlagader abdrückt und das Beutetier sehr schnell bewusstlos werden lässt. Der Luchs kehrt regelmäßig einige Tage und in Ausnahmefällen bis zu drei Wochen an die Rißstelle zu seiner oft sorgfältig verscharrten Beute zurück und beginnt meist an den besonders fleischreichen Körperpartien zu fressen, häufig also an der Muskulatur des Oberschenkels. Ein adulter Luchs weist einen Tagesbedarf von rund 1,0 kg Fleisch auf, wobei er am Tag der Jagd auch bis zu 2,7 kg fressen kann, was HUCHT-CIORGA (1988) auf einen erhöhten Energiebedarf zurückführt. Wesentliche Verhaltensweisen der Jagd sind angeboren (BÖER et al. 1994, 1995) und die Fähigkeit große Beutetiere zu jagen

hängt vor allem vom Alter, d. h. der Körpergröße und der Größe bzw. Länge der Canini ab (MATJUSCHKIN 1978).

Abhängig von der Art des Habitats und der Beutetierdichte werden Reviergrößen von 5-100 km² und von 60-760 km² beschrieben (LEYHAUSEN 1988; FARMER et al. 1999). BÖER et al. (1995) errechneten im polnischen Kampinoski Nationalpark 13-30 km² für ♀♀ und 16-40 km² für ♂♂ Luchse, wobei sich das Revier eines Kuders mit den Revieren einiger Katzen geographisch deckte.

2.2 Distanzimmobilisation

Für die Jagd auf Wildtiere tauchen Ureinwohner Asiens, Afrikas und Südamerikas seit jeher ihre Pfeilspitzen in Wirkstoffe pflanzlichen oder tierischen Ursprungs und verschießen die Spitzen mit Speeren, Bögen oder dem Blasrohr (BUSH 1992; NIELSEN 1999). Für sie steht der Tod des gejagten Tieres und somit die Nahrungsbeschaffung oder auch die Verteidigung im Vordergrund. Sie sind die Meister und Erfinder der Distanzimmobilisation (HATLAPA u. WIESNER 1982), obgleich ihr Interesse nicht dem Überleben des Tieres und daher niemals Substanzen mit einer hohen therapeutischen Breite gilt. Die medikamentöse Distanzimmobilisation der Gegenwart stellt somit eine Modifikation uralter Jagdtechniken dar (BUSH 1992).

Seit Ende der 50er Jahre in Südafrika erstmalig mit Hilfe von Gasdruckgewehren oder Armbrüsten fliegende Injektionsspritzen abgeschossen wurden, um Wildtiere aus der Entfernung zu immobilisieren, hat sich diese Technik derart entwickelt und verfeinert, daß es heute mehrere gut ausgereifte Injektionssysteme gibt. Jedoch sind nur wenige Substanzen für die Distanzimmobilisation geeignet (GÖLTENBOTH 1995). Es ist wichtig anzumerken, daß die meisten Fortschritte im Bereich der Zoo- und Wildtiermedizin erst durch die Entwicklung, die Verfeinerung und den Gebrauch der Distanzinjektionssysteme sowie der immobilisierenden Medikamente möglich wurden (BUSH 1992). Zunehmend Verwendung finden Kalt-Gas-Injektionssysteme und Blasrohre, mit denen Leichtspritzen aus Kunststoff mittels CO₂-Druck aus dem

Lauf eines Betäubungsmittelgewehres oder mittels Muskelkraft aus dem Lauf eines Blasrohres getrieben werden. Diese „fliegenden Spritzen“ besitzen einen eingebautem verschiebbaren Kolben. Die Auffüllung der Medikamentenkammer erfolgt über eine Dosierspritze. Druckaufladung in der Luftkammer geschieht von Hand über einen als Bodenventil wirkenden zweiten Kolben. Die aufsetzbare Kanüle mit seitlichen Öffnungen wird durch einen verschiebbaren Weichplastikring verschlossen, der beim Auftreffen auf den Wildkörper zurückgleitet. Der unter Druck stehende Inhalt wird auf diese Weise rasch in das Muskelgewebe injiziert (HATLAPA u. WIESNER 1982).

Die Distanzimmobilisation stellt eine Sequenz von Ereignissen dar, die zu jeder Zeit Gefahren für den handelnden Menschen und das Tier verbergen. Stets müssen Sicherheit und potentielle Risiken für Mensch und Tier bedacht und abgewogen werden. Jede Fangaktion stellt eine einzigartige Gelegenheit dar, sich neues Wissen und Erfahrungen anzueignen und früher erworbenes Wissen zu vertiefen (NIELSEN 1999).

Die medikamentöse Immobilisation auf Distanz ist gegenwärtig die einzige tier-schutzgerechte Einfangmethode von Tieren, die sich mit allen Mitteln gegen den menschlichen Zugriff zur Wehr setzen oder sich durch Flucht in Sicherheit bringen wollen (FRISCH VON HOEßLIN 2000).

2.3 Anästhesieverfahren bei Feliden der Gattung *Lynx*

Die Tab. 2-5 informieren über Literaturstellen und persönliche Mitteilungen zu Verfahren der Injektionsanästhesie bei Katzen der Gattung *Lynx*.

Tabelle 2 - Injektionsanästhesie mit Xylazin/Ketamin bei Feliden der Gattung *Lynx*

SUBSTANZ	SPEZIES	DOSIERUNG mg/kg Kgw i.m.	ANÄSTHESIE- TIEFE	AUTOR(EN)
Xylazin Ketamin	Mittelgroße nicht domestizierte Katzenarten	0,5–1 8-10	Immobilisation	LEWIS 1994, 1998
Xylazin Ketamin	<i>Lynx canadensis</i>	1 10	Immobilisation	CAULKETT 1996
Xylazin Ketamin	<i>Lynx lynx</i> , <i>Lynx pardinus</i>	1,5 10	Immobilisation	KREEGER 1999 ⁶
Xylazin Ketamin	<i>Lynx canadensis</i>	2 10	Immobilisation	KREEGER 1999 ⁷
Xylazin Ketamin	Feliden mit Ausnahme der großen Arten	1,8–3 4-6	Immobilisation	BEHLERT 1995
Xylazin Ketamin	<i>Lynx lynx</i>	2–3 3-4	Immobilisation	GÖLTENBOTH 1991
Xylazin Ketamin	Mittelgroße nicht domestizierte Katzenarten	2–3 2-4	Immobilisation	LEWIS 1998
Xylazin Ketamin	<i>Lynx pardinus</i>	4 4,6	Immobilisation	FERRERAS et al. 1994
Xylazin Ketamin	<i>Lynx pardinus</i>	4 4	Immobilisation	KREEGER 1999 ⁸
Xylazin Ketamin	<i>Lynx lynx</i> , subadulte und adul- te Tiere	200-250 mg/Tier 200 mg/Tier	Immobilisation, Wildfänge aus dem Hubschrauber geschossen	ARNEMO 2000 ⁹
Hellabrunner Mischung ¹⁰	<i>Lynx lynx</i>	0,2-0,98 ml/Tier	Immobilisation	HATLAPA u. WIESNER 1982 ¹¹

⁶ Referenzen des Autors: HEUSCHELE (1961a), WIESNER (1977), ØEN (1980), WIESNER u. VON HEGEL (1985), JALANKA u. ROEKEN (1990)

⁷ Referenzen des Autors: HEUSCHELE (1961b), SEAL u. ERICKSON (1969), SEAL et al. (1970), BERRIE (1972), JESSUP (1982), DUCHAMPS (1985), SEAL u. KREEGER (1987), POOLE et al. (1993), POND u. O'GARA (1994)

⁸ KREEGER (1999) führt FERRERAS et al. (1994) als Referenz auf und empfiehlt für den Pardelluchs 4 mg/kg Xylazin und 4 mg/kg Ketamin. FERRERAS et al. empfehlen jedoch 4 mg/kg Xylazin und 4,6 mg/kg Ketamin.

⁹ persönliche Mitteilung von J. M. Arnemo, Tromsø, Norwegen am 15. Juli 2000

¹⁰ 4 ml 10% Ketamin Lsg. auf 500 mg Xylazin Trockensubstanz

¹¹ 0,2-98 ml werden vom Herausgeber empfohlen. Mit an Sicherheit angrenzender Wahrscheinlichkeit ist dies ein Druckfehler. Die Dosisempfehlung wurde daher auf 0,2-0,98 ml korrigiert.

Hellabrunner Mischung	<i>Lynx lynx</i>	0,6 ml/Tier	Immobilisation	BÖER 2000 ¹²
Hellabrunner Mischung	<i>Lynx lynx</i>	0,5-0,8 ml/Tier	Immobilisation	WIESNER 1977, 1991, 1998; WIESNER u. VON HEGEL 1985

Tabelle 3 - Injektionsanästhesie mit Medetomidin/Ketamin bei Feliden der Gattung *Lynx*

SUBSTANZ	SPEZIES	DOSIERUNG mg/kg Kgw i.m.	ANÄSTHESIE-TIEFE	AUTOR(EN)
Medetomidin Ketamin	Nicht domestizierte Katzenarten	0,04-0,06 2-3	Zufriedenstellende Immobilisation für ca. 30 min	SCHUMACHER 2000 ¹³
Medetomidin Ketamin	Mittelgroße nicht domestizierte Katzenarten	0,06–0,08 2,5-3	Immobilisation	LEWIS 1994, 1998
Medetomidin Ketamin	<i>Lynx lynx</i>	0,05-0,1 2,5-3,5	Immobilisation und gute Muskelrelaxation	JALANKA u. ROEKEN 1990; THURMON et al. 1996 ¹⁴
Medetomidin Ketamin	<i>Lynx lynx</i> , Luchswelpen	0,08 5	Immobilisation und sehr gute chirurgische Anästhesie	ARNEMO et al. 1999
Medetomidin Ketamin	<i>Lynx</i>	0,08-0,1 3-5	Immobilisation	LEWIS 1994
Medetomidin Ketamin	<i>Lynx lynx</i>	0,09 3	Immobilisation	KREEGER 1999 ⁶
Medetomidin Ketamin	<i>Lynx lynx</i> , subadulte und adulte Tiere	0,2 5	Immobilisation und chirurgische Anästhesie	ARNEMO 2000 ⁹
Medetomidin Ketamin	<i>Lynx lynx</i>	2,5-2,8 mg/Tier 80 mg/Tier	Immobilisation	RYSER-DEGIORGIS 2001 ¹⁵
Medetomidin Ketamin	<i>Lynx lynx</i> , subadulte und adulte Tiere	4 mg/Tier 100 mg/Tier	Immobilisation, Wildfänge aus dem Hubschrauber geschossen	ARNEMO 2000 ⁹

¹² persönliche Mitteilung von M. Böer, Hannover am 29. März 2000

¹³ persönliche Mitteilung von J. Schumacher, Tennessee, USA am 12. Juli 2000

¹⁴ THURMON et al. (1996) führen JALANKA u. ROEKEN (1990) als Referenz hinsichtlich einer Dosisempfehlung für den Eurasischen Luchs auf. Deren Empfehlung lautet jedoch 0,08-0,1 mg/kg Medetomidin in Kombination mit 2,5-3,5 mg/kg Ketamin.

¹⁵ persönliche Mitteilung von M.-P. Ryser-Degiorgis, Rotterdam am 25. Mai 2001

Tabelle 4 - Injektionsanästhesie mit Ketamin bei Feliden der Gattung *Lynx*

SUBSTANZ	SPEZIES	DOSIERUNG mg/kg Kgw i.m.	ANÄSTHESIE- TIEFE	AUTOR(EN)
Ketamin	<i>Lynx lynx</i>	2,5	Immobilisation	NIELSEN 1996 ¹⁶
Ketamin	<i>Lynx lynx</i>	11	Immobilisation	NIELSEN 1996 ¹⁷ , 1999 ¹⁷
Ketamin	<i>Lynx lynx</i>	11-28	Immobilisation	ØEN 1980

Tabelle 5 - Injektionsanästhesie mit Tiletamin/Zolazepam bei Feliden der Gattung *Lynx*

SUBSTANZ	SPEZIES	DOSIERUNG mg/kg Kgw i.m.	ANÄSTHESIE- TIEFE	AUTOR(EN)
Tiletamin/ Zolazepam	<i>Lynx lynx</i> , <i>Lynx canadensis</i> , <i>Lynx pardinus</i>	5	Immobilisation	KREEGER 1999 ^{6,7}
Tiletamin/ Zolazepam	Mittelgroße nicht domestizierte Katzenarten	3–10	Immobilisation	LEWIS 1998
Tiletamin/ Zolazepam	<i>Lynx canadensis</i>	10	Immobilisation	CAULKETT 1996
Tiletamin/ Zolazepam	<i>Lynx lynx</i> , <i>Lynx rufus</i>	13,3	Immobilisation	NIELSEN 1999 ¹⁸ ; SCHOBERT 1987

¹⁶ Referenz des Autors: JESSUP (1990)

¹⁷ Referenz des Autors: JESSUP (1982)

¹⁸ NIELSEN (1999) führt SCHOBERT (1987) als Referenz hinsichtlich einer Dosisempfehlung für den Eurasischen Luchs auf. SCHOBERT zitiert BOEVER (1977), beschreibt jedoch eine Dosis für den Rotluchs.

2.4 Chemie, Pharmakodynamik und Pharmakokinetik der in dieser Studie eingesetzten Arzneimittel

2.4.1 Medetomidin

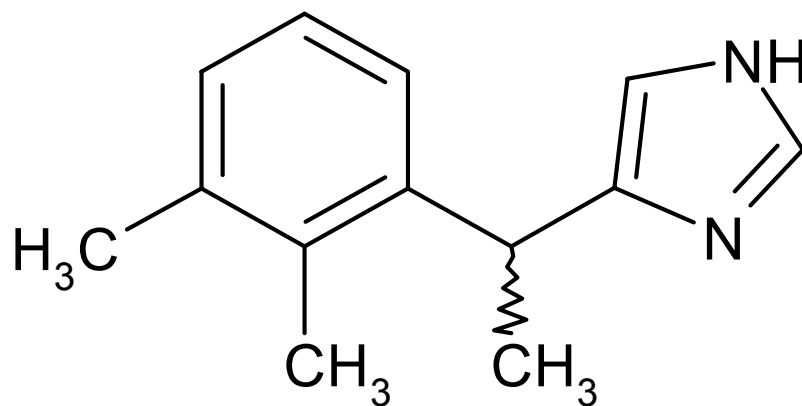


Abbildung 3 - Strukturformel von Medetomidin (nach HEMPEL 1997)

IUPAC Name: (*RS*)-4-(α ,2,3-Trimethylbenzyl)imidazol

WHO Name: (+/-)-4-(α ,2,3-Trimethylbenzyl)imidazole

Medetomidin ist streng genommen weder als Anästhetikum noch als Neuroleptikum einzuordnen (SCHMIDT-OECHTERING u. BECKER 1992). FREY et al. (1996) bezeichnen die Substanzen Xylazin, Detomidin und Medetomidin als sedativ-hypnotische Analgetika. Diese α_2 -Agonisten stimulieren α_2 -Adrenozeptoren im ZNS, im sympathischen Nervensystem und anderen Körpergeweben, insbesondere dem Gefäßsystem und dem Gastrointestinaltrakt (CULLEN 1999). α_2 -Adrenozeptoren spielen eine wichtige Rolle in der Beeinflussung von sympathischen Funktionen und in der Regulierung der Wachsamkeit, der Schmerzwahrnehmung und der Herz-Kreislauf-Funktionen (SWAN 1993; BECKER u. OECHTERING 1996).

Medetomidin reizt das Gewebe nicht und kann s.c., i.m. und i.v. appliziert werden (SCHMIDT-OECHTERING u. BECKER 1992; HALL et al. 2001), wobei sich die s.c. Injektion als sehr unzuverlässig erwiesen hat (SALONEN 1989). Es verteilt sich rasch in gut durchblutetem Gewebe und flutet aufgrund seines lipophilen Charakters schnell im Gehirn an. Nach VIRTANEN (1989) besitzt Medetomidin in seiner Substanzklasse die höchste α_2 -Selektivität. Das α_2/α_1 -Bindungsverhältnis beträgt 1620 im Vergleich zu 260 für Detomidin und 160 für Xylazin. Es induziert eine dosisabhängige Abnahme der Freisetzung und des Umsatzes von Noradrenalin, Dopamin und Serotonin im ZNS. Die Hemmung des Sympathikotonus im ZNS führt zu einem charakteristischen Muster pharmakodynamischer Effekte. Dazu gehören Sedation, Analgesie, Anxiolyse, Myorelaxation, Hypothermie, Emesis, Bradykardie, Hypotension, ein geringgradiger Abfall der Atemfrequenz, ein Anstieg des Blutzuckerspiegels und eine gesteigerte Diurese (VIRTANEN 1989; SWAN 1993; BECKER u. OECHTERING 1996). Je nach Tierart und Applikationsform treten erste Anzeichen einer Sedation nach 3 bis 15 min auf, obwohl maximale Sedation in der Regel nicht vor 20 min erreicht wird (SALONEN 1989). Medetomidin verringert die Atemtätigkeit. Es kann zur Ausbildung einer intermittierenden Atmung, einem „Cheyne-Stokes-Atemtyp“ kommen. Dabei zeigen sich lange Atempausen, die dann von sehr tiefen und rasch aufeinanderfolgenden Atemzügen abgewechselt werden (SCHMIDT-OECHTERING u. BECKER 1992). Neben den klinisch erwünschten sedativen und analgetischen Wirkungen sind vor allem auch die prominente Bradykardie und die Hypotension nach initialer Hypertension hervorzuheben (HALL et al. 2001). Besonders bei höheren Dosierungen können Überleitungsstörungen in Form von partiellen AV-Blöcken auftreten. Nach i.m. Gabe tritt Erbrechen bei Hunden in 10 bis 20 % und bei Katzen in 50 bis 65 % der Fälle auf (SCHMIDT-OECHTERING u. BECKER 1992).

Die Halbwertszeit von Medetomidin beträgt je nach Tierart und Applikationsart etwa 1 bis 1,5 Stunden. Nach Biotransformation in der Leber werden die β -glucuronidierten Konjugate vor allem über den Urin ausgeschieden. Ein geringer Teil wird in der Fäzes gefunden (SALONEN 1989).

2.4.2 Ketamin

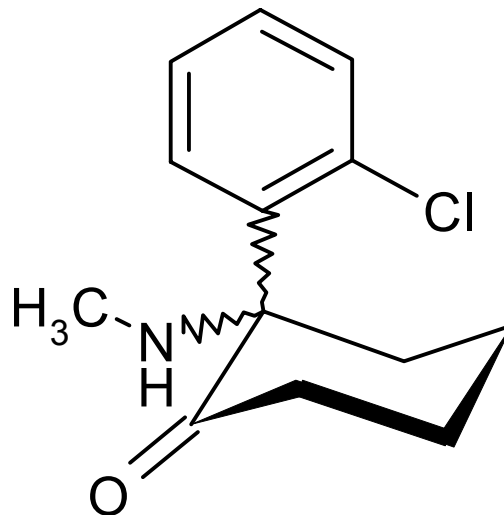


Abbildung 4 - Strukturformel von Ketamin (nach HEMPEL 1997)

IUPAC Name: (*RS*)-2-(2-Chlorphenyl)-2-(methylamino)cyclohexanon

WHO Name: (+/-)-2-(*o*-Chlorophenyl)-2-(methylamino)cyclohexanon

Ketamin ist ein Derivat des Halluzinogens Phencyclidin, für das der Mensch ein sehr hohes Abhängigkeitspotential besitzt. BÜCH u. BÜCH (1996) betrachten Ketamin als Injektionsnarkotikum, die Mehrzahl der Autoren jedoch betiteln diese Substanz als Injektionsanästhetikum. Es verursacht eine Dissoziation, eine Abspaltung des Patienten von der Umwelt und wird daher als „dissoziatives Anästhetikum“ bezeichnet. Über die Sinnesorgane eintreffende Reize werden unverändert weitergeleitet, aber vom Gehirn nicht mehr angemessen verarbeitet. Der Patient scheint von seiner Umgebung losgelöst zu sein (PADDLEFORD u. ERHARDT 1992; MUIR 1993; FREY et al. 1996; LIN 1996).

Ketamin wird in der Regel i.m. appliziert, kann aber auch i.v. injiziert werden (LÖSCHER 1994). Es ist stark lipophil und tritt daher rasch in alle Körpergewebe, vor allem in Fettgewebe, Leber, Lunge und Gehirn über (SWAN 1993). Es führt nach i.v.-Injektion in kürzester Zeit (<1 min) und nach i.m.-Injektion (>90%ige Bioverfügbarkeit) ebenfalls sehr schnell zum Rückgang bewußter Wahrnehmungen bis zur Be-

wußtlosigkeit und zu sehr guter peripherer Analgesie bei kaum verminderten Reflexen (FREY et al. 1996; McKELVEY u. HOLLINGSHEAD 2000). Pharyngeal-, Laryngeal-, Husten-, Schluck- und Lidreflex bleiben voll erhalten (LÖSCHER 1994). Es wird an den im ZNS vorhandenen und bei der synaptischen Übertragung des Aminosäuretransmitters Glutamat eine wichtige Rolle spielenden N-Methyl-D-aspartat-Rezeptoren gebunden und schließt die zugehörigen Ionenkanäle (BÜCH u. BÜCH 1996). Es scheint weiterhin ein starker Inhibitor der γ -Aminobuttersäure-Bindung im ZNS zu sein und blockiert neuronale Transportvorgänge für die monoaminen Überträger-substanzen wie Serotonin, Dopamin und Noradrenalin. Das thalamokortikale System (der assoziative Bereich der zerebralen Kortex) wird wohl selektiv gedämpft, während das retikulumaktivierende und das limbische System stimuliert werden. Das ZNS wird funktionell gespalten (PADDLEFORD u. ERHARDT 1992). Psychosomatische Effekte wie Halluzinationen, Verwirrung und Unruhe sind beim Menschen beschrieben worden und treten offenbar auch beim Tier auf (MUIR 1993).

Nach LÖSCHER (1994) und nach FREY et al. (1996) hat Ketamin keine Auswirkung auf die Atemtätigkeit. PADDLEFORD u. ERHARDT (1992) jedoch sind der Ansicht, daß es häufig die Atemfrequenz herabsetzt und eine apnoische Atmung, ein Atemmuster bei dem es nach der Inspiration zu einer längeren Atempause kommt, verursachen kann. Auch HALL et al. (2001) beschreiben eine mögliche, aber mild ausgeprägte respiratorische Depression. Die Auswirkungen auf die Atmung sind komplex und vor allem dosisabhängig (FLECKNELL 1994). Ketamin ruft als einziges Anästhetikum eine Stimulation des Herz-Kreislauf-Systems hervor (BECKER u. OECHTERING 1996), wirkt positiv inotrop und chronotrop und verursacht einen Anstieg des Herzminutenvolumens und des Blutdrucks (LIN 1996). Es treten Muskelspasmen und erhöhte Rigidität der Extremitäten auf. Dies wird als Katalepsie bezeichnet und beschreibt einen Zustand hochgradiger motorischer Antriebslosigkeit bei gleichzeitig erhöhtem Muskeltonus (LÖSCHER 1994). Die Patienten können auch zufällige, nicht im Zusammenhang mit Schmerzempfindung stehende Extremitätenbewegungen zeigen (LEWIS 1994). Unter Ketaminwirkung können Speichel- und Tränensekretion angeregt sein (MUIR 1993). Es können sowohl Hypo- als auch Hyperthermie beo-

bachtet werden. Erbrechen tritt in der Regel nicht auf (PADDLEFORD u. ERHARDT 1992). Uneinigkeit herrscht über den Grad der durch Ketamin verursachten Analgesie. Eine Monoverabreichung scheint aufgrund mangelnder analgetischer Wirkung an der Serosa für die Eröffnung einer Körperhöhle nicht geeignet zu sein (FLECKNELL 1994). Auch MUIR (1993) bestätigt eine gute Analgesie der Körperperipherie, nicht aber der Eingeweide. Wegen des ausbleibenden Lidschlags empfehlen zahlreiche Autoren nach Ketamingabe die Applikation einer Augensalbe zur Verhinderung von Korneaeintrocknungen (PADDLEFORD u. ERHARDT 1992; SWAN 1993; FREY et al. 1996; KOPF 1997).

Bei der Katze wird der größte Teil unverändert über die Nieren ausgeschieden und nur geringe Mengen in der Leber metabolisiert (PADDLEFORD u. ERHARDT 1992; McKELVEY u. HOLLINGSHEAD 2000). Die Halbwertszeit beträgt für Hund und Katze sowohl nach i.v.- als auch nach i.m.-Applikation 1 Stunde (LÖSCHER 1994; FREY et al. 1996).

2.4.3 Die Medetomidin/Ketamin-Kombination

Die nach alleiniger Gabe von Ketamin tierartlich unterschiedlich ungenügende Ruhigstellung sowie tonisch-klonische Muskelaaffektionen sollten durch gleichzeitige Verabreichung eines weiteren Arzneimittels gemindert werden (FREY et al. 1996). Ketamin wird in der Regel mit Phenothiazinen, α_2 -Agonisten, Benzodiazepinen oder Morphinen kombiniert, um eine gute Muskelrelaxation und eine sanfte Aufwachphase zu erreichen. Zahlreiche Autoren raten von einer alleinigen Gabe ab und empfehlen eine Kombination (PADDLEFORD u. ERHARDT 1992; MUIR 1993; FLECKNELL 1994; LÖSCHER 1994; FREY et al. 1996; LIN 1996; McKELVEY u. HOLLINGSHEAD 2000; HALL et al. 2001), in der sich unerwünschte Wirkungen der Einzelkomponenten weitestgehend aufheben, erwünschte Wirkungen jedoch ergänzen und potenzieren. Dadurch kann die Dosierung der einzelnen zu einer Kombination zusammengefaßten Anästhetika erheblich reduziert werden (KLEIN u. KLIDE 1989; SCHMIDT-OECHTERING u. BECKER 1992; KOPF 1997). So empfehlen VERSTE-

GEN et al. (1989, 1990, 1991) die Kombination aus Medetomidin und Ketamin für die Katze und charakterisieren sie durch gute Muskelrelaxation, gute Analgesie und minimal ausgeprägte unerwünschte Wirkungen. KOPF (1997) hebt die „ausgezeichnete“ Muskelrelaxation und Analgesie dieser Mischung hervor. BERTSCHINGER (2000¹⁹) sammelte damit sehr gute Erfahrungen bei Löwen, Geparden und afrikanischen Wildhunden. Zahlreiche weitere anästhesiologische Untersuchungen an heimischen und exotischen Haustieren sowie an Zoo- und Wildtieren bestätigen die Kombination aus Medetomidin und Ketamin als ein effektives und sicheres Anästhesieverfahren (JALANKA 1987, 1988; ROEKEN 1987; ARNEMO et al. 1989; JALANKA 1989a, 1989b, 1989c; BARNETT u. LEWIS 1990; JALANKA u. ROEKEN 1990; TYLER et al. 1990; JALANKA 1991; SPELMAN et al. 1994; RYENG u. ARNEMO 1995; BERTHIER et al. 1996; SCHAFTENAAR 1996; VOGEL et al. 1996; WALZER 1996; ARNEMO et al. 1999; HAMMER 1999; BUSH et al. 2001; THIELEBEIN et al. 2001).

¹⁹ persönliche Mitteilung von H. J. Bertschinger, Berlin am 6. Oktober 2000

2.4.4 Atipamezol

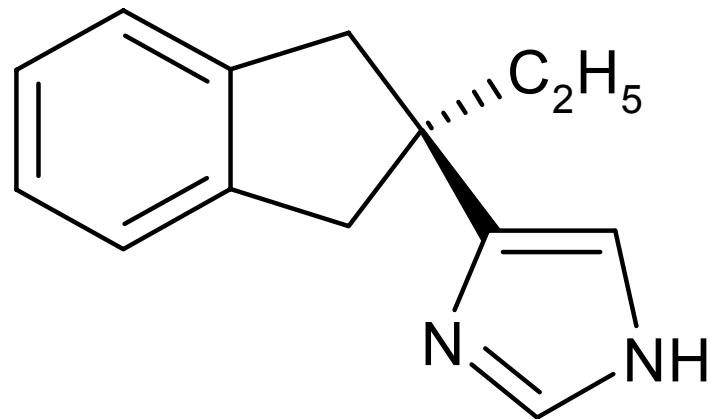


Abbildung 5 - Strukturformel von Atipamezol (nach HEMPEL 1997)

IUPAC Name: 4-(2-Ethyl-2-indanyl)imidazol

WHO Name: 4-(2-Ethyl-2-indanyl)imidazole

Parallel zu Medetomidin wurde Atipamezol entwickelt. Mit Atipamezol steht ein potenter, spezifischer und hochselektiver Antagonist an zentralen und peripheren α_2 -Adrenozeptoren zur Verfügung. Er blockiert die Rezeptoren, verhindert deren Erregung und führt so rasch und vollständig zur Aufhebung der durch Medetomidin hervorgerufenen erwünschten und unerwünschten Wirkungen (VIRTANEN 1989; VÄHÄVAHE 1990). Eine Überdosierung ruft bei den meisten Tierarten keine Probleme hervor (HALL et al. 2001).

3 TIERE, MATERIAL UND METHODEN

3.1 Vorbemerkungen

17 Luchse aus 5 Wildparks in Niedersachsen und Sachsen-Anhalt wurden experimentell anästhesiert. Die Tiere entstammten ausnahmslos Gehegezuchten mit europäischem Ursprung. Die Erlaubnis zur Durchführung von Versuchen an Wirbeltieren wurde von der Bezirksregierung Hannover mit dem Genehmigungsbescheid vom 17.04.2000 unter dem Aktenzeichen 509-42502-00/302 erteilt.

Der Wildpark Lüneburger Heide in 21271 Hanstedt-Nindorf und der Hochwild Schutzpark Schwarze Berge in 21224 Rosengarten-Vahrendorf wurden als Orte der Versuchsdurchführung genehmigt. Um die erforderlichen Tierzahlen für die biometrische Auswertung und Absicherung der Studie zu erlangen, wurden Luchse auch im Heimatnaturgarten Weißenfels in 06667 Weißenfels, im Tierpark Essehof in 38165 Lehre-Essehof und im Wisentgehege Springe in 31832 Springe untersucht. Kenntnisnahme und Genehmigungen erfolgten durch das Regierungspräsidium Halle, die Bezirksregierung Hannover und die Bezirksregierung Braunschweig.

Die Immobilisation wurde bei allen Luchsen für eine gründliche Allgemeinuntersuchung genutzt. 15 Tiere wurden geimpft, 16 Tieren wurde ein Chip zur individuellen Identifikation s.c. in die linke Halsseite implantiert. Blutproben aller 17 Tiere dienten impfbegleitenden Titerbestimmungen ihrer Antikörper gegen Parvoviren. In einem Fall erfolgte eine diagnostische Biopsie einer Umfangsvermehrung am Kopf eines Kuders und in einem weiteren Fall die Wundversorgung einer handtellergroßen frischen Bißverletzung im kaudalen Nackenbereich einer Luchsin.

3.2 Vorversuche

Im August 2000 wurden für einen Transport in den Nationalpark Harz einem Kuder und 3 Katzen aus 3 verschiedenen Wildgehegen – nach Empfehlung von JALANKA u. ROEKEN (1990) und SCHUMACHER 2000²⁰ – 0,05 mg/kg Kgw Medetomidin²¹ und 2,5 mg/kg Kgw Ketamin²² in einer Mischspritze auf Distanz injiziert. Aufgrund notwendiger tiergärtnerischer Maßnahmen wurde in einem Wildpark zusätzlich 4 weiteren Kudern die gleiche Mischung i.m. verabreicht. Etwa 30 min später wurde – nach Empfehlung von ARNEMO (2000²³) und SCHUMACHER (2000²⁰) – Atipamezol²⁴ in der 5fachen Dosis des verabreichten Medetomidin i.m. appliziert.

Im Oktober 2000 dienten 5 der in Kap. 3.3 näher beschriebenen Versuchstiere dem experimentellen zweiten Teil der Vorversuche. Der Versuchsaufbau, die Meßzeitpunkte und die Meßmethoden entsprachen denen der Hauptversuche. Folgende Dosierungen Medetomidin/Ketamin (mg/kg Kgw) wurden auf Distanz i.m. appliziert:

- 0,05/2,5 (Probanden 3 und 6)
- 0,04/3 (Proband 1)
- 0,03/3 (Probanden 4 und 2)

Etwa 30 min später wurde Atipamezol²⁹ in der 5fachen Dosis des verabreichten Medetomidin i.m. appliziert.

²⁰ persönliche Mitteilung von J. Schumacher, Tennessee am 12. Juli 2000

²¹ Medetomidinhydrochlorid, Domitor[®], Pfizer GmbH, Karlsruhe

²² Ketaminhydrochlorid, Hostaket[®], Hoechst Roussel Vet Vertriebs GmbH, Unterschleißheim

²³ persönliche Mitteilung von J. M. Arnemo, Tromsø, Norwegen am 15. Juli 2000

²⁴ Atipamezolhydrochlorid, Antisedan[®], Pfizer GmbH, Karlsruhe

3.3 Probanden

Für die Untersuchungen standen aus 5 Tierbeständen 10 männliche (davon 1 Kastrat) und 7 weibliche Luchse zur Verfügung. Genaue Alters- und Gewichtsangaben der Individuen sind der Tab. 6 zu entnehmen.

Tabelle 6 - Basisdaten der Probanden

TIER	NAME	GESCHLECHT	ALTER Jahre-Monate-Tage	GEWICHT	ORT
1	Lydia	0.1	7-04-26	17	Wildpark Lüneburger Heide
2	Leon	1.0	7-04-26	21	
3	Connie	0.1	13-03-25	20	
4	Schielie	1.0	3-05-15	18,5	
5	Nemo	1.0	8-04-29	23	
6	Loretta ²⁵	1.0	13-03-25	35	
7	Maeve	0.1	6-08-08	19	Heimatnaturgarten Weißenfels
8	Megan	0.1	6-08-08	20	
9	Kyle	1.0	7-07-16	19,5	Hochwild Schutzpark Schwarze Berge
10	Jacques	1.0	5-07-18	18	
11	White	1.0	6-06-11	23,5	
12	Josch	1.0	6-06-11	23	
13	Miri	0.1	14-07-10	18,1	Tierpark Essehof
14	Ben	1.0	3-10-21	20	
15	Kolya	1.0	2-10-26	20,9	
16	Emma	0.1	4-10-16	16,8	Wisentgehege Springe
17	Emily	0.1	9-09-20	19	

²⁵ Kastrat

Das durchschnittliche Alter der Tiere betrug $7 \frac{1}{2}$ Jahre. Das jüngste Tier war fast 3 Jahre und das älteste Tier etwa $14 \frac{1}{2}$ Jahre alt ($R = 11$ Jahre, 9 Monate, 14 Tage).

Das durchschnittliche Körpergewicht der Tiere betrug $20,7 \text{ kg} \pm 4,2 \text{ kg}$ ($\bar{x} \pm s$), mit einem kleinsten Wert von 16,8 kg und einem größten Wert von 35 kg ($R = 18,2 \text{ kg}$).

Alle Luchse waren zum Zeitpunkt der Untersuchung entwurmt und, mit Ausnahme der Tiere 16 und 17, in den vorausgegangenen Jahren regelmäßig mit handelsüblichen feline oder canine Haustierimpfstoffen geimpft.

3.4 Haltungsbedingungen

Die Probanden wurden unter weitestgehend naturnahen Gehegebedingungen gehalten. In den ca. 600 m² bis 1.200 m² großen Gehegen befanden sich Nadel- und Laubgehölze ohne Unterholz. Aufgestellte Kletterstämme, liegende Baumstämme, umgedrehte Wurzelteller und auf kurzen Holzpfählen angebrachte Baumscheiben dienten als erhöhte Sitz- und Ruheplätze und gaben den Tieren ausreichende Möglichkeiten zum Verstecken und zum Schärfen der Krallen. In einem Gehege wählte man Rindenmulch als Bodenbelag, ansonsten bestand die Grundfläche ausnahmslos aus natürlichem Waldboden. Alle Luchse konnten sich bei feuchter oder extrem kalter Witterung in windgeschützte und trockene Stallungen oder Boxen aus Holz zurückziehen.

Das Futter bestand i.d.R. aus zugekauftem Rind-, Geflügel- oder Ziegenfleisch und aus Fleisch von verunfallten oder getöteten parkeigenen Tieren. Entweder wurden die Futtertiere als unversehrte Ganzkörper oder zerkleinerte Fleischstücke angeboten.

3.5 Versuchsablauf

Die Hauptversuche wurden zwischen Oktober 2000 und März 2001 bei trockener Witterung und Sonnenschein oder bedecktem Himmel durchgeführt. Die Außentemperaturen wurden mit der mobilen Wetterstation BA 212²⁶ ermittelt und schwankten von 3,4 °C bis 14 °C.

Alle Tiere waren laut Vorbericht und adspektorisch ohne besonderen tierärztlichen Befund. Die letzte Nahrungsaufnahme vor Beginn der Immobilisation lag mindestens 12 Stunden zurück. Wasser wurde stets vor und nach der Untersuchung ad libitum dargeboten. Die Vorbereitungen zur Immobilisation und der Aufbau der anästhesiologischen Überwachungsgeräte erfolgten an einem geräumigen und übersichtlichen Meßplatz außerhalb der Sicht der Tiere. Die Anästhetikakombination aus Medetomidin²⁷ in einer Dosis von 0,03 mg/kg Kgw und Ketamin²⁸ in einer Dosis von 3 mg/kg Kgw kam zum Einsatz. Die Mengen der zu applizierenden Arzneimittel wurden nach Gewichtsschätzung des Tieres berechnet und mittels Spritzenprojektil aus Blasrohr oder Betäubungsmittelgewehr verabreicht. Verwendet wurden folgende Kaltgasprojektoren mit den dazugehörigen 2 ml Kunststoffprojektilen:

- Telinject²⁹ Blasrohr Universal, 9 Tiere
- Telinject VARIO 1V. Blasrohrpistole, 2 Tiere
- Dan-Inject³⁰ CO₂ Injektionsgewehr Modell JM Special, 4 Tiere
- Dan-Inject CO₂ Injektionsgewehr Modell IM, 2 Tiere

Die Beschußzeiten lagen zwischen 8:00 Uhr und 16:30 Uhr. Eine Annäherung des Schützen an die Tiere erfolgte stets leise und ruhig. Geschossen wurde in den Außengehegen und in einem Fall durch das Gitter des Innengeheges hindurch aus Ent-

²⁶ Oregon Scientific Deutschland GmbH, Villingen-Schwenningen

²⁷ Medetomidinhydrochlorid, Domitor®, Pfizer GmbH, Karlsruhe

²⁸ Ketaminhydrochlorid, Hostaket®, Hoechst Roussel Vet Vertriebs GmbH, Unterschleißheim

²⁹ Telinject GmbH, Römerberg

³⁰ Dan-Inject International, Gelsenkirchen

fernungen zwischen 2 m und 15 m. Als Beschußzonen wurden Muskellokalisationen kranial und kaudal des Femurs gewählt (Abb. 6).

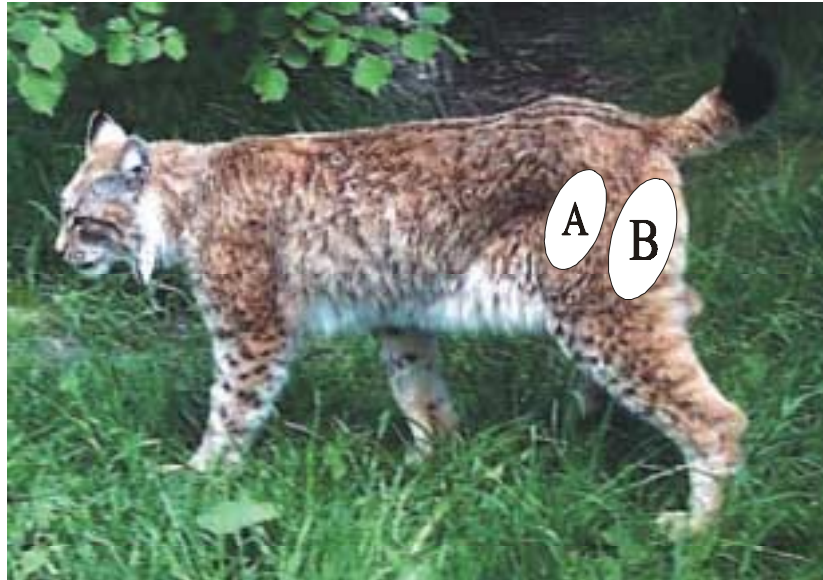


Abbildung 6 - Beschußzonen

A *M. quadriceps femoris*

B *M. biceps femoris*, *M. semitendinosus*, *M. semimembranosus*

Eine Feindosierung der Medikamente erfolgte mit 1 ml B/BRAUN OMNIFIX® F Tuberkulin Einmalspritzen³¹, Skalenwert 0,01 ml. Die nach geschätzten Körpergewichten berechneten Volumina wurden nacheinander langsam in die Medikamentenkammer des Projektils gefüllt. Um eine gute Ballistik der „fliegenden Spritze“ zu gewährleisten, wurde mit Lösungsmittel³² auf das vorgesehene Maximalvolumen aufgefüllt.

Die Dokumentation der ersten Anästhesiephase erfolgte mittels Sichtkontakt aus angemessener Entfernung, um den Luchs möglichst streßreduziert einschlafen zu lassen. Nach vorsichtiger und ruhiger Kontaktaufnahme wurden noch im Körper befindliche Projektile aus der Muskulatur oder vorher abgefallene Projektile aus dem Ge-

³¹ HEILAND VET GmbH, Hamburg

³² BayerVital GmbH, Leverkusen

hege entfernt. Der immobilisierte Luchs wurde auf einer Tiertrage zum nahegelegenen Meßplatz gebracht und in Seitenlage auf einer Vakuum-Matratze positioniert (Abb. 7).



Abbildung 7 - Übersicht Meßplatz

Beide Augen wurden mit Corti Biciron[®] N-Augensalbe³³ versorgt. Die Probanden wurden je nach Körpergröße mit Endotrachealtuben³⁴ mit Manschette der Größen 7.0, 7.5, 8.0 oder 8.5 intubiert. Nach Intubation wurden die Geräte zur Anästhesieüberwachung angeschlossen und die Meßreihen gestartet.

Während und nach der Protokollierung einer ausreichenden Anzahl von Meßdaten erfolgten Untersuchung des Tieres, Chip-Markierung, Impfung, evtl. diagnostische oder therapeutische Behandlung und Wägung. Nach Rücktransport der Probanden in das Außengehege wurde der Antagonist Atipamezol³⁵ in der 5fachen Dosis des ver-

³³ S&K Pharma Schumann und Kohl GmbH, Perl

³⁴ Mallinckrodt Medical, Athlone, Ireland

³⁵ Atipamezolhydrochlorid, Antisedan[®], Pfizer GmbH, Karlsruhe

abreichen Medetomidin in die lange Sitzbeinmuskulatur injiziert und die Aufwachphase aus sicherer Entfernung beobachtet.

3.6 Anästhesiephasen

BOOKHOUT (1994) und BONATH (2000³⁶) teilen – wie in Tab. 7 zusammengefaßt – die Anästhesiephasen einer Wildtierimmobilisation in eine Einleitungsphase, eine Toleranzphase und eine Aufwach-, Erholungsphase ein.

Tabelle 7 - Definitionen der Anästhesiephasen einer Wildtierimmobilisation

I. Einleitungsphase	Die Zeit von der Applikation der Anästhetika bis zum Verlust des Stellreflexes. Damit ist der Zeitraum von der Injektion bis zum endgültigen Ablegen des Tieres beschrieben.
II. Toleranzphase	Die Zeit nach Verlust des Stellreflexes und der Dämpfung oder des Ausfalls der meisten Körperreflexe sowie des Schmerzempfindens bis zu ihrer Wiederkehr. Beschrieben ist somit der Zeitraum von der ersten direkten Kontaktaufnahme mit dem Tier bis zu den ersten Anzeichen des Erwachens. Eine weitere Unterteilung dieses Stadiums ist nicht praktikabel.
III. Aufwach-, Erholungsphase	Die Zeit vom Erwachen aus der Toleranzphase bis zum Erreichen des präanästhetischen Zustandes. Der beschriebene Zeitraum erstreckt sich von den ersten Anzeichen des Erwachens bis zum Wachzustand. Der Wachzustand ergab sich aus gerichteter Lokomotion der Katze, eine eventuell noch vorhandene leichte Benommenheit oder Müdigkeit wurde nicht gewertet.

³⁶ persönliche Mitteilung von K. H. Bonath, Gießen am 7. Juli 2000

Zur Berechnung der Dauer einzelner Anästhesiephasen im Verlauf einer Immobilisation wurden folgende Ereignisse zeitlich dokumentiert:

- Initialer Effekt
 - im Vergleich zum Wachzustand verlangsamtes Augenblinzeln
 - ataktische Bewegungen
- Seitenlage, Brustlage
 - sofern das Tier sich nicht bereits in diesen Körperhaltungen befand
- Kopf liegt unten
- Kontaktaufnahme mit dem Tier möglich
- Gabe des Antagonisten
- Erste Anzeichen des Erwachens
 - verstärktes Augenblinzeln
 - willkürliche Kopf-, Rumpf- oder Gliedmaßenbewegungen
- Erster Versuch aufzustehen
- Erster Versuch zu laufen
- Wachzustand erreicht
 - gerichtete Lokomotion

3.7 Anästhesieüberwachung klinischer Parameter

Jede Narkose bzw. jede Applikation von Anästhetika stellt eine „kontrollierte Vergiftung“ dar (SCHATZMANN u. STAUFFER 1996). Diese Vergiftung des Körpers „geht hart an die Grenze des Lebens“ (PAUSER 2000³⁷) und seit den Anfängen und frühen Tagen der Anästhesie überwacht der Anästhesist den Puls, die Atmung und die allgemeine Verfassung des Patienten, um sicher zu sein, daß sich die Tiefe der Anästhesie und die Vitalzeichen in angemessenen Grenzen bewegen. Die Fortschritte in der Elektrotechnologie der letzten Jahrzehnte haben ergänzende, weitgehend zuverlässige, leicht zu bedienende und vor allem nicht invasive Überwachungsgeräte für den klinischen Gebrauch hervorgebracht (HALL et al. 2001).

Es ist wichtig, streng zwischen den Indikatoren der Anästhesietiefe und den Vitalzeichen zu unterscheiden: Die Tiefe einer Anästhesie drückt sich vor allem durch die Reflexaktivität, die Muskelrelaxation und das Schmerzempfinden aus. Informationen über die homöostatischen Mechanismen des Patienten unter dem Einfluß von Anästhetika liefern diese klinischen Parameter jedoch nicht (McKELVEY u. HOLLINGSHEAD 2000). Auskunft über grundlegende Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen liefern die Vitalzeichen. Sie werden durch die menschlichen Sinne des Anästhesisten und mit Hilfe von elektronischen Überwachungsgeräten erhoben. Zu ihnen gehören Atemfrequenz und -tiefe, die Menge des ausgeatmeten Kohlendioxids, periphere Sauerstoffsättigung, Blutgase, Parameter des Säure-Basen-Haushalts, Herzfrequenz und -rhythmus, Elektrokardiographie, Blutdruck, kapilläre Rückfüllungszeit, Schleimhautfarbe und die Körpertemperatur. Atem-, Herzfrequenz und Blutdruck können zusätzlich auch Auskunft über die Tiefe der Anästhesie geben. Tab. 8 gibt eine Übersicht über die im Verlauf dieser Studie dokumentierten, klinisch wichtigen Parameter.

³⁷ persönliche Mitteilung von G. Pauser, Salzburg am 4. November 2000

Tabelle 8 - Klinisch relevante Parameter der Anästhesieüberwachung in dieser Studie

Einleitungsphase [min] Toleranzphase [min] Aufwach-, Erholungsphase [min]
Erregbarkeit des Palpebralreflexes ~ des Kornealreflexes ~ des Pupillarreflexes ~ des Ohrreflexes ~ des Zwischenzehenreflexes ~ des Analreflexes Muskeltonus Schmerzempfinden
Atemfrequenz [min^{-1}] Endexpiratorischer Kohlendioxidgehalt [%] Arterielle Sauerstoffsättigung [%] Venöser Sauerstoffpartialdruck [mmHg] Venöser Kohlendioxidpartialdruck [mmHg] Venöser pH-Wert Venöser Basenüberschuß [mmol/l] Venöses Bikarbonat [mmol/l] Herzfrequenz [min^{-1}] Elektrokardiographie Systolischer Blutdruck [mmHg] Diastolischer Blutdruck [mmHg] Kapilläre Rückfüllungszeit Schleimhautfarbe Körpertemperatur [$^{\circ}\text{C}$]

3.8 Meßzeitpunkte

Nach erfolgter Injektion auf Distanz wurden Daten klinisch relevanter Parameter zu den in Tab. 9 aufgeführten Zeitpunkten ermittelt und dokumentiert.

Tabelle 9 - Meßzeitpunkte untersuchter klinischer Parameter nach Injektion von Med/Ket

PARAMETER	ZEIT [min] post injectionem							
	15	20	25	30	35	40	45	-
Reflexaktivität, Muskeltonus, Schmerzempfinden, Atemfrequenz, Endexpiratorischer Kohlendioxidgehalt, Periphere Sauerstoffsättigung, Herzfrequenz, Systolischer Blutdruck, Diastolischer Blutdruck, Kapilläre Rückfüllungszeit, Schleimhautfarbe, Körpertemperatur								
Elektrokardiographie, Blutgase, Säure-Basen-Status	15/20		25/30		35/40		45/50	

3.9 Meßmethoden

3.9.1 Reflexaktivität

Im Folgenden werden die Funktionen und Auslösungsmodi der überwachten Reflexe beschrieben. Sie wurden auf einer Skala von 1-5 als „vollständig erhalten“ (1), „gering-, mittel-, hochgradig gedämpft“ (2,3,4) oder „vollständig erloschen“ (5) semiquantitativ benotet. Die Beurteilung wurde stets von derselben Person vorgenommen:

- a) Palpebralreflex - Bei vorsichtigem Berühren des medialen Augenwinkels werden die Augenlider geschlossen.
- b) Kornealreflex - Vorsichtiges Berühren der Hornhaut mit dem glatten Ende einer Kanülenschutzhülle löst Schluß der Augenlider aus.

- c) Pupillarreflex - Nach Abdecken beider Augen bedingt ein starker Lichteinfall durch eine Stabtaschenlampe in ein zu diesem Zweck geöffnetes Auge deutliches Engerwerden der Pupille im belichteten und im unbelichteten Auge.
- d) Ohrreflex - Das Einführen eines Wattestäbchens in Ohrmuschel und äußeren Gehörgang führt zu Abwehrbewegungen des entsprechenden Ohres.
- e) Zwischenzehenreflex - Druck auf die Zwischenzehenhaut mit einer Arterienklemme führt zum Anziehen der jeweiligen Extremität mit Beugen der Schulter-, Ellbogen- und Handwurzelgelenke bzw. der Hüft-, Knie- und Sprunggelenkes.
- f) Analreflex - Berühren des Anus bewirkt eine Kontraktion des *M. sphincter ani externus*.

3.9.2 Muskeltonus

Die Beurteilung der Muskelrelaxation erfolgte an der Gliedmaßen- und Kaumuskulatur. Ein Vorder- oder Hinterbein wurde leicht angehoben und mehrmals Richtung Rumpf gebeugt und gestreckt. Das Gebiß wurde bei fixiertem Oberkiefer vorsichtig mehrmals durch Bewegung der Mandibeln geöffnet und geschlossen. Auf einer Skala von 1-5 wurde der Tonus als „vollständig erhalten“ (1), „gering-, mittel-, hochgradig herabgesetzt“ (2,3,4) oder „vollständig erloschen“ (5) semiquantitativ benotet.

3.9.3 Schmerzempfinden

Das Schmerzempfinden wurde durch festen Druck einer Arterienklemme auf den Krallensaum auf einer Skala von 1-5 als „vollständig erhalten“ (1), „gering-, mittel-, hochgradig herabgesetzt“ (2,3,4) oder „vollständig erloschen“ (5) semiquantitativ be-

notet (Abb. 8). Für jeden Test wurde der Saum einer anderen Kralle gewählt, um eine Überbeanspruchung und traumatische Folgen zu vermeiden.

Zusätzlich wurde im Anästhesieprotokoll vermerkt wie leicht bzw. wie schwer sich der Patient intubieren ließ.



Abbildung 8 - Test des Schmerzempfindens mittels Arterienklemme am Krallensaum des V. Strahls der rechten Vordergliedmaße

3.9.4 Kapnometrie

Die Kapnometrie ist die Messung des Kohlendioxidgehaltes in der Ausatemluft und liefert kontinuierliche Informationen über die Effektivität der Ventilation. Der maximale endexpiratorische Wert entspricht dem alveolären Kohlendioxid und korreliert gut mit dem Kohlendioxidgehalt im arteriellen Blut. Das Meßprinzip beruht auf der Eigenschaft des Kohlendioxids infrarotes Licht zu absorbieren (HASKINS 1992; ALEF u. SCHMIDT-OECHTERING 1995). Die Messung des sog. endexpiratorischen Kohlendioxidgehaltes (ETCO₂) ist ein sehr wertvolles Werkzeug der Anästhesieüberwachung (NICHOLSON 1996).

Der ETCO_2 wurde mit dem Kapnometer CAPNOMAC II³⁸ bestimmt. Die Messungen wurden im Seitenstromverfahren über einen Meßansatz und einen zum Gerät führenden Probenschlauch direkt am Endotrachealtubus vorgenommen.

Zusätzlich erfolgte mit dem Kapnometer eine kontinuierliche Bestimmung der Atemfrequenz.

3.9.5 Pulsoximetrie

Die Pulsoximetrie ist eine kontinuierliche und nicht invasive Bestimmung der arteriellen Sauerstoffsättigung des Hämoglobins durch spektrophotometrische Techniken. Grundlage des Meßprinzips ist die unterschiedliche Lichtabsorption durch oxygeniertes und desoxygeniertes Hämoglobin bei verschiedenen Wellenlängen. Das Gewebe wird von Licht des roten (660 nm) und infraroten (880-940 nm) Spektralbereichs aus zwei lichtemittierenden Dioden (LED) durchstrahlt. Das transmittierte oder reflektierte Licht wird durch einen Mikroprozessor verrechnet. Nur der pulsierende Lichtanteil geht in die Berechnung mit ein, so daß die Sauerstoffsättigung im pulsierenden, also arteriellen Teil des Gewebettes bestimmt werden kann. Die lichtemittierenden Dioden und der Photodetektor sind Bestandteil des Patientensensors. Möglichkeiten zur Platzierung des Sensors sind gut durchblutete Gewebe wie Lefze, Zunge, Ballen, Ohr oder Vulva. Die Pulsoximetrie ermöglicht die kontinuierliche Überwachung und Beurteilung der Sauerstoffversorgung im peripheren Gewebe mit geringem Aufwand und ihre Bedeutung liegt in der frühzeitigen Erkennung von auftretenden Hypoxien (SAINT JOHN 1992; ALEF u. SCHMIDT-OECHTERING 1995).

³⁸ Datex Engström (Datex-Ohmeda) GmbH, Duisburg

Die Messung der arteriellen Sauerstoffsättigung (SaO_2) erfolgte mit dem Pulsoximeter SATLITE PLUS³⁸. Nach einer gründlichen Reinigung der Zunge wurde der Sensorclip EARSAT³⁸ am Zungenrand befestigt (Abb. 9).



Abbildung 9 - Intubierter Luchs mit an der Zunge befestigtem Meßsensor für die Pulsoximetrie

3.9.6 Blutgasanalyse und Säure-Basen-Status

Die Blutentnahme für die Blutgasanalyse (PO_{2V} , PCO_{2V}) und Bestimmung des Säure-Basen-Status (pH_V , BE_V , $\text{HCO}_3^-_V$) erfolgte aus der *V. cephalica* am Kranialrand des linken oder rechten Unterarms. Nach Stauung über dem Ellbogen mittels Stauschlinge wurde das Gefäß einmalig mit einer 1,1 x 33 mm (20 Gauge) Venenverweilkanüle VASOFIX BRAUNÜLE^{®39} mit Zuspritzventil punktiert (Abb. 10). Die Untersuchungen der Blutproben wurden mit dem mobilen Analysegerät OPTI3 CRITICAL CARE ANALYZER⁴⁰ durchgeführt.

³⁹ HEILAND VET GmbH, Hamburg

⁴⁰ AVL GmbH, Bad Homburg



Abbildung 10 - Mit Textilklebeband fixierte Venenverweilkanüle

3.9.7 Elektrokardiographie

Das Elektrokardiogramm (EKG) ist ein Untersuchungsverfahren zur Beurteilung des Erregungsleitungssystems des Herzens, der Herzmuskulatur und indirekt auch der Pumptätigkeit des Herzens. Es ist eine graphische Darstellung der elektrischen Vorgänge bei der Erregung der Herzmuskulatur. Das EKG-Gerät ist ein fortlaufend aufzeichnendes Voltmeter und leitet die elektrischen Potentiale des Herzens von der Körperoberfläche in Form von Herzstromkurven ab (JAKSCH u. GLAWISCHNIG 1990; TILLEY 1997).

Die Elektrokardiogramme wurden mit dem 3-Kanal-Elektrokardiographen MULTIS-CRIPTOR EK43⁴¹ und dem externen Monitor KARDIOSKOP SMS 316⁴¹ aufgezeichnet (I., II. und III. bipolare Standardableitung nach Einthoven). Der Papiervorschub betrug 25 mm/s bzw. 50 mm/s und die Empfindlichkeit 1 cm/mV. Als Elektroden wurden handelsübliche Krokodilklemmen, deren Schenkel zur Druckminderung ein wenig auseinander gebogen wurden (TILLEY 1997), zwecks Leitfähigkeit nach Reini-

⁴¹ Hellige GmbH, Freiburg

gung und Entfettung angefeuchtet und auf eine Hautfalte der entsprechenden Gliedmaße – rot rechts vorne, gelb links vorne, grün links hinten und schwarz rechts hinten – geklemmt. Während der jeweiligen Messung wurden etwa 20-30 Herzaktionen aufgezeichnet.

Zusätzlich erfolgte mit dem externen Monitor des Elektrokardiographen eine kontinuierliche Bestimmung der Herzfrequenz.

3.9.8 Blutdruckmessung

Als indirektes (unblutiges) Verfahren erfolgt die oszillometrische Blutdruckmessung mit einem Blutdruckautomaten in wählbaren Zeitabständen. Die oszillometrische Technik beruht auf einer Übertragung der Arterienpulsation als Druckoszillation auf die Manschette. Grundlage der Messung sind also pulsatorische Druckschwankungen in der Manschette durch die komprimierte Arterie. Das Gerät pumpt die Manschette im Rahmen eines automatisierten Meßablaufs selbstständig auf suprasystolische Werte auf und ermittelt beim anschließenden Druckabfall neben dem systolischen auch den diastolischen arteriellen Blutdruck sowie die Pulsfrequenz (ALEF u. SCHMIDT-OECHTERING 1995; MÖLLENHOF et al. 2001).

Die indirekte Blutdruckmessung erfolgte mit dem VET BP™ 6000⁴² am linken oder rechten Antebrachium (Abb. 11). Die Manschettenbreite betrug etwa 40% des Extremitätenumfangs an der Anlegestelle.

⁴² Sensor Devices Inc., Waukesha, USA



Abbildung 11 - Blutdruckmanschette am linken Unterarm

3.9.9 Kapilläre Rückfüllungszeit und Schleimhautfarbe

Zur Prüfung der kapillären Rückfüllungszeit wurde die Ober- oder Unterlippe umgestülpt und durch mäßigen Druck auf deren Schleimhaut anämisiert. Ein Rückfluß des Blutes unter oder über zwei Sekunden in diese örtlich umschriebene Blutleere wurde im Anästhesieprotokoll mit <2 oder >2 vermerkt.

Die Farbe der Mundschleimhaut und evtl. qualitative oder quantitative Farbabweichungen wurden bei hellem Licht beurteilt.

3.9.10 Thermometrie

Die Bestimmung der Körperinnentemperatur wurde mit dem kontinuierlich messenden digitalen Thermometer DTL60⁴³ vorgenommen. Der Meßbereich des Thermometers lag zwischen $-19,9$ und $69,9$ °C bei einer Auflösung von $0,1$ °C und einer Meß-

⁴³ Unitherm GmbH, Estenfeld/Würzburg

genauigkeit von $\pm 0,3$ °C. Die zuvor in weißer Vaseline (*Vaselineum album*) eingetauchte Sonde wurde rektal eingeführt.

3.10 Statistische Auswertung

Die Datenhaltung und -auswertung erfolgte auf Rechnern des lokalen Rechnernetzwerks (LAN) der Arbeitsgruppe Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen. Statistische Auswertungen wurden unter Verwendung des Statistikprogramm Pakets BMDP/Dynamic, Release 7.0, (DIXON 1993) durchgeführt. Zur Beschreibung der Daten wurden arithmetische Mittelwerte (\bar{x}), Standardabweichungen (s), Minima (x_{\min}), Maxima (x_{\max}) und Stichprobenumfänge (n) berechnet und tabellarisch wiedergegeben. Zur statistischen Prüfung des Zeiteinflusses auf Signifikanz wurde bei angenähert normalverteilten Merkmalen mit dem Programm BMDP5V eine einfaktorische Varianzanalyse mit Meßwiederholungen im Faktor „Zeit“ durchgeführt. Aufgrund fehlender Werte im Beobachtungsverlauf wurde dabei als Verfahrensvariante der Wald-Test verwendet, der auf dem Maximum-Likelihood-Schätzprinzip aufbaut. Bei der Bewertung statistischer Signifikanzen wurde das Signifikanzniveau $\alpha=0,05$ zugrunde gelegt, d.h. Ergebnisse mit $p \leq 0,05$ wurden als statistisch signifikant angesehen. Zusätzlich wurde – wenn möglich – der exakte p-Wert angegeben. Graphische Darstellungen erfolgten mit Hilfe des Programms Excel2000⁴⁴.

⁴⁴ Microsoft® Deutschland GmbH, Berlin

4 ERGEBNISSE

4.1 Vorversuche

Die Kombination aus Medetomidin und Ketamin immobilisierte zufriedenstellend in unterschiedlichen Dosierungen 13 adulte Eurasische Luchse. Die i.m. Injektion auf Distanz in einer Mischspritze bewirkte in allen Fällen vollständige Immobilisationen ohne Zwischenfälle mit schnellen ruhigen Einleitungsphasen sowie Toleranzphasen mit peripherer Analgesie und vollständiger Muskelrelaxation. Nach Gabe von 0,05/2,5 und 0,04/3 mg/kg Kgw Medetomidin/Ketamin war der Puls an der *A. femoralis* gar nicht oder nur schwach ausgeprägt zu palpieren. Bei 0,03/3 mg/kg Kgw Medetomidin/Ketamin war ein kräftiger Puls vorhanden. Atipamezol – in der 5fachen Dosis des Medetomidin i.m. verabreicht – antagonisierte die anästhetischen Wirkungen rasch und effektiv. Die Aufwachphasen verliefen ruhig und exzitationslos.

4.2 Anästhesieverlauf und Dauer der Anästhesiestadien

Die in den Hauptversuchen verwendete Dosis von 0,03/3 mg/kg Kgw Medetomidin/Ketamin rief – nach geschätztem Gewicht – bei 17 Luchsen vollständige Immobilisationen hervor. Es bestand geringe Diskrepanz zwischen geschätzten und tatsächlichen Gewichten der Versuchstiere, daher betrug das arithmetische Mittel ($\bar{x} \pm s$) der tatsächlich verabreichten Dosen $0,0319 \pm 0,0031$ mg/kg Kgw für Medetomidin und $3,19 \pm 0,31$ mg/kg Kgw für Ketamin. Nach der Distanzinjektion suchten die Tiere einen „sicheren“ Platz innerhalb des Geheges auf und schliefen langsam ein. Die Einleitungsphasen verliefen ruhig und exzitationslos. Die Tiere 5, 6 und 12 zeigten kurzfristig würgende Bewegungen. Tier 6 und Tier 12 erbrachen im Anschluß einmalig geringe Mengen schleimigen Mageninhalt. Während der Toleranzphasen ereigneten sich keine schwerwiegenden oder lebensbedrohlichen Zwischenfälle. Atipamezol – in der 5fachen Dosis des Medetomidin i.m. verabreicht – antagonisierte die anästhetischen Wirkungen des Medetomidin rasch und effektiv. Versuchstier 7 erwachte

nach 1:01:57 [h-min-sek] ohne Gabe von Atipamezol. Die Aufwachphasen aller Tiere verliefen ruhig und exzitationslos. Die Hintergliedmaßen blieben im Vergleich zu den Vordergliedmaßen länger ataktisch. Tab. 10 gibt einen Überblick über die Zeitparameter, anhand derer die Anästhesiephasen (Tab. 11) berechnet wurden.

Tabelle 10 - Zeitparameter (Mittelwerte, Standardabweichungen, Maxima, Minima)⁴⁵

PARAMETER	\bar{x}	s	x_{\min}	x_{\max}
Initialer Effekt	0:03:38	0:01:00	0:02:08	0:05:20
Seiten-, Brustlage	0:05:03	0:02:20	0:02:08	0:10:30
Kopf liegt unten	0:06:44	0:02:42	0:03:05	0:13:50
Kontaktaufnahme mit dem Tier möglich	0:10:21	0:03:26	0:05:58	0:20:30
Gabe des Antagonisten	0:51:31	0:05:53	0:39:50	1:06:50
Erste Anzeichen des Erwachens	1:00:48	0:07:29	0:40:00	1:13:00
Erster Versuch aufzustehen	1:05:28	0:05:05	0:58:39	1:18:00
Erster Versuch zu laufen	1:06:15	0:05:07	0:59:11	1:19:10
Wachzustand erreicht	1:14:44	0:09:05	1:01:40	1:28:30

Tabelle 11 - Dauer der Anästhesiephasen (Mittelwerte, Standardabweichungen, Maxima, Minima)⁴⁵

ANÄSTHESIEPHASEN	\bar{x}	s	x_{\min}	x_{\max}
Einleitungsphase	0:10:21	0:03:26	0:05:58	0:20:30
Toleranzphase	0:50:27	0:08:42	0:28:30	1:03:10
Aufwach-, Erholungsphase	0:13:56	0:07:53	0:01:40	0:30:30

⁴⁵ Alle Angaben in [h:min:sek]

4.3 Indikatoren der Anästhesietiefe und Vitalzeichen

4.3.1 Reflexaktivität

Der Zwischenzehenreflex war stets vollständig erloschen. Die statistischen Auswertungen aller übrigen Reflexe werden in den folgenden Abbildungen graphisch dargestellt.

Die Erregbarkeit des Palpebralreflexes⁴⁶ veränderte sich im Anästhesieverlauf **nicht signifikant**.

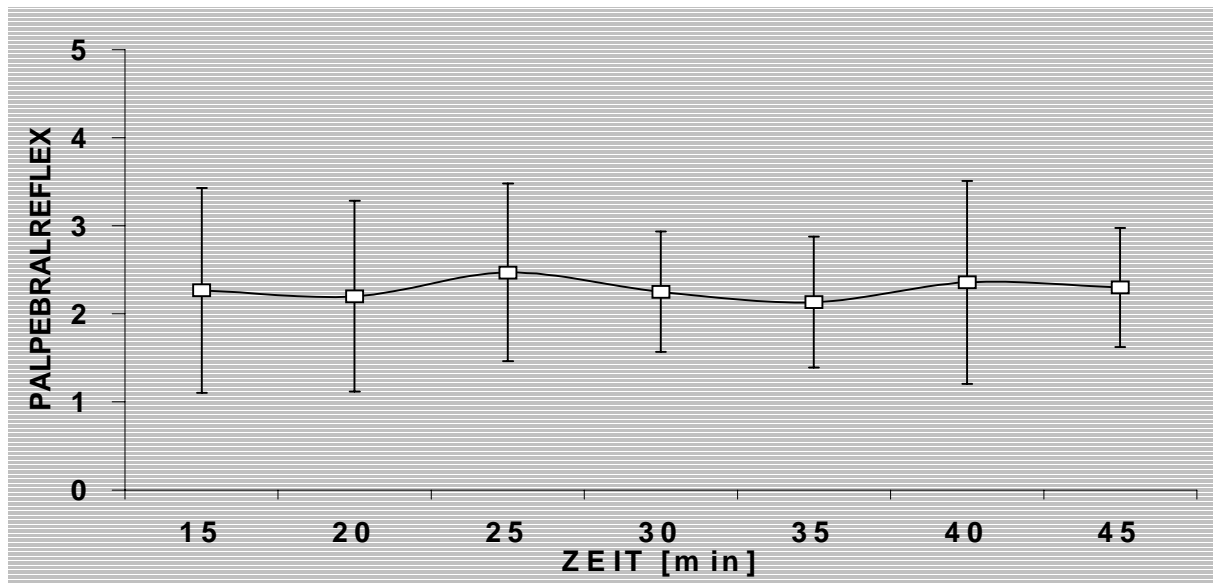


Abbildung 12- Erregbarkeit des Palpebralreflexes im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁴⁶ Vollständiger Datensatz: Tab. 13

Die Erregbarkeit des Kornealreflexes⁴⁷ nahm im Anästhesieverlauf **signifikant** ab ($p=0,0063$).

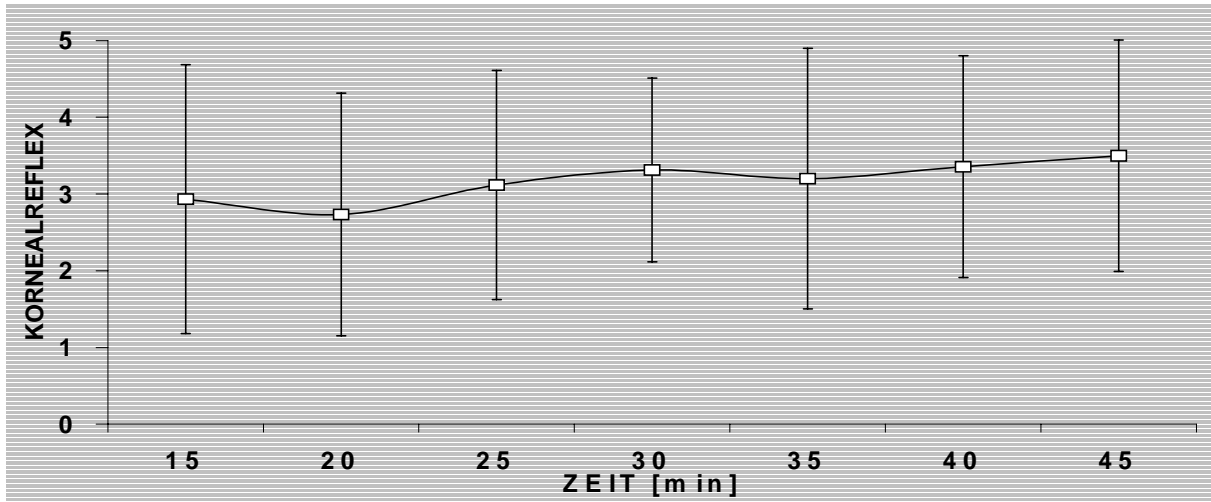


Abbildung 13 - Erregbarkeit des Kornealreflexes im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

Die Erregbarkeit des Pupillarreflexes⁴⁸ nahm im Anästhesieverlauf **signifikant** zu ($p=0,0031$).

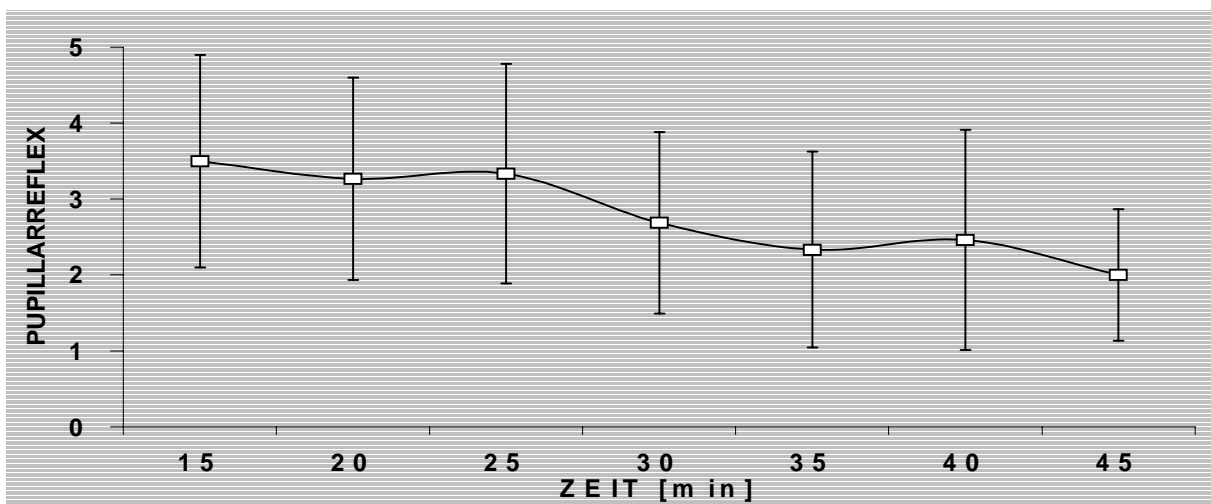


Abbildung 14 - Erregbarkeit des Pupillarreflexes im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁴⁷ Vollständiger Datensatz: Tab. 14

⁴⁸ Vollständiger Datensatz: Tab. 15

Die Erregbarkeit des Ohrreflexes⁴⁹ veränderte sich im Anästhesieverlauf **nicht signifikant**.

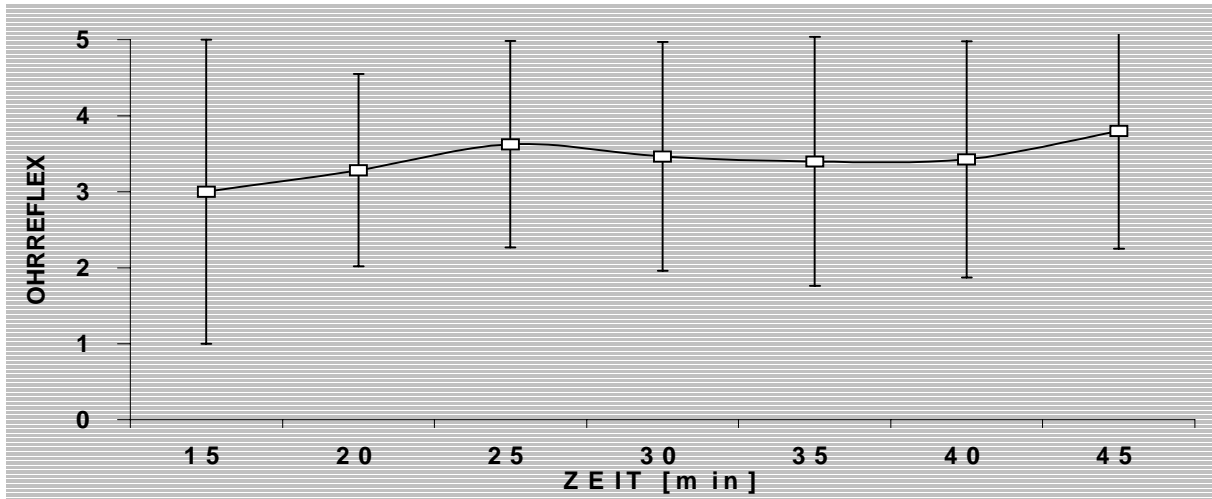


Abbildung 15 - Erregbarkeit des Ohrreflexes im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

Die Erregbarkeit des Analreflexes⁵⁰ veränderte sich im Anästhesieverlauf **nicht signifikant**.

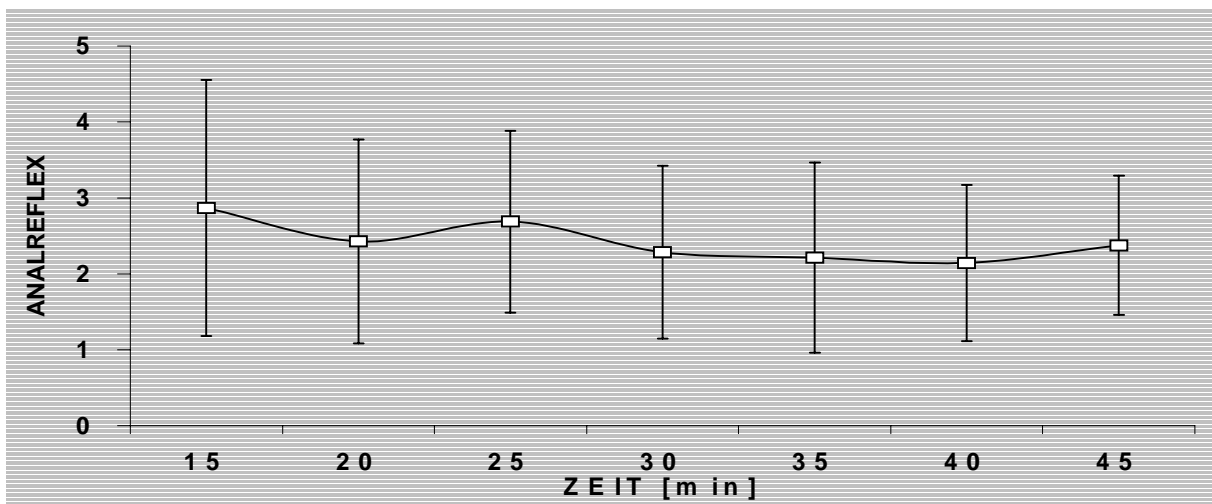


Abbildung 16 - Erregbarkeit des Analreflexes im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁴⁹ Vollständiger Datensatz: Tab. 16

⁵⁰ Vollständiger Datensatz: Tab. 17

4.3.2 Muskeltonus

Der Muskeltonus war bei allen Tieren stets „vollständig erloschen“.

4.3.3 Schmerzempfinden

Das Schmerzempfinden war bei allen Tieren stets „vollständig erloschen“. Zusätzlich wurden folgende Beobachtungen im Zusammenhang mit der Bewertung des Schmerzempfindens gemacht:

- Sämtliche Versuchstiere ließen sich etwa 10-15 min nach Injektion der Anästhetika problemlos intubieren.
- Das Anlegen der Venenverweilkanüle in der *V. cephalica* wurde stets ohne Schmerzreaktion geduldet.
- Bei 16 Tieren wurde zur individuellen Markierung die Implantation eines Chips mit Hilfe einer großlumigen Kanüle in die linke Halsseite ohne Schmerzreaktion geduldet.
- Bei Tier 6 erfolgte eine diagnostische Biopsie einer Umfangsvermehrung am Kopf. Der Patient zeigte keinerlei Schmerzäußerungen.
- Die Wundversorgung einer handtellergroßen frischen Bißverletzung im kaudalen Nackenbereich wurde bei Tier 17 ohne jegliche Schmerzreaktion geduldet.

4.3.4 Atemfrequenz

Die Atemfrequenz⁵¹ veränderte sich im Anästhesieverlauf **nicht signifikant**.

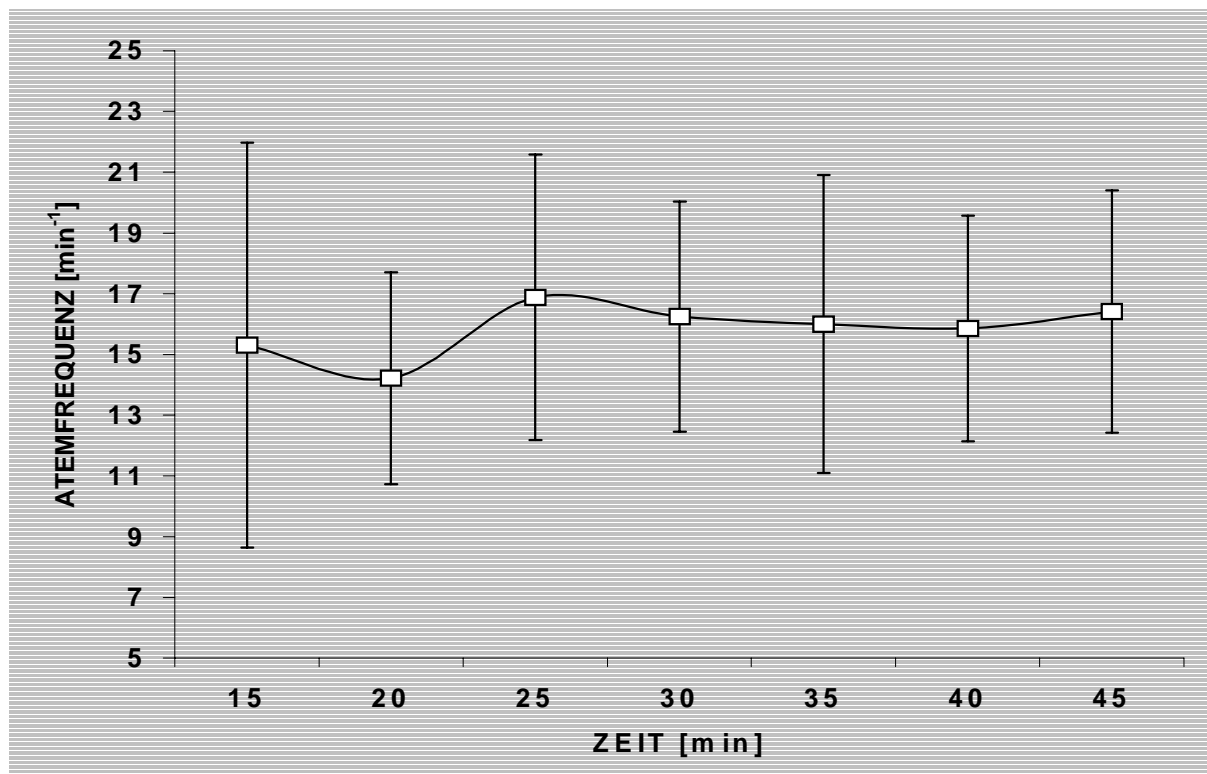


Abbildung 17 - Atemfrequenz im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁵¹ Vollständiger Datensatz: Tab. 18

4.3.5 Endexpiratorischer Kohlendioxidgehalt

Der endexpiratorische Kohlendioxidgehalt⁵² stieg im Anästhesieverlauf **signifikant** an ($p=0,0002$).

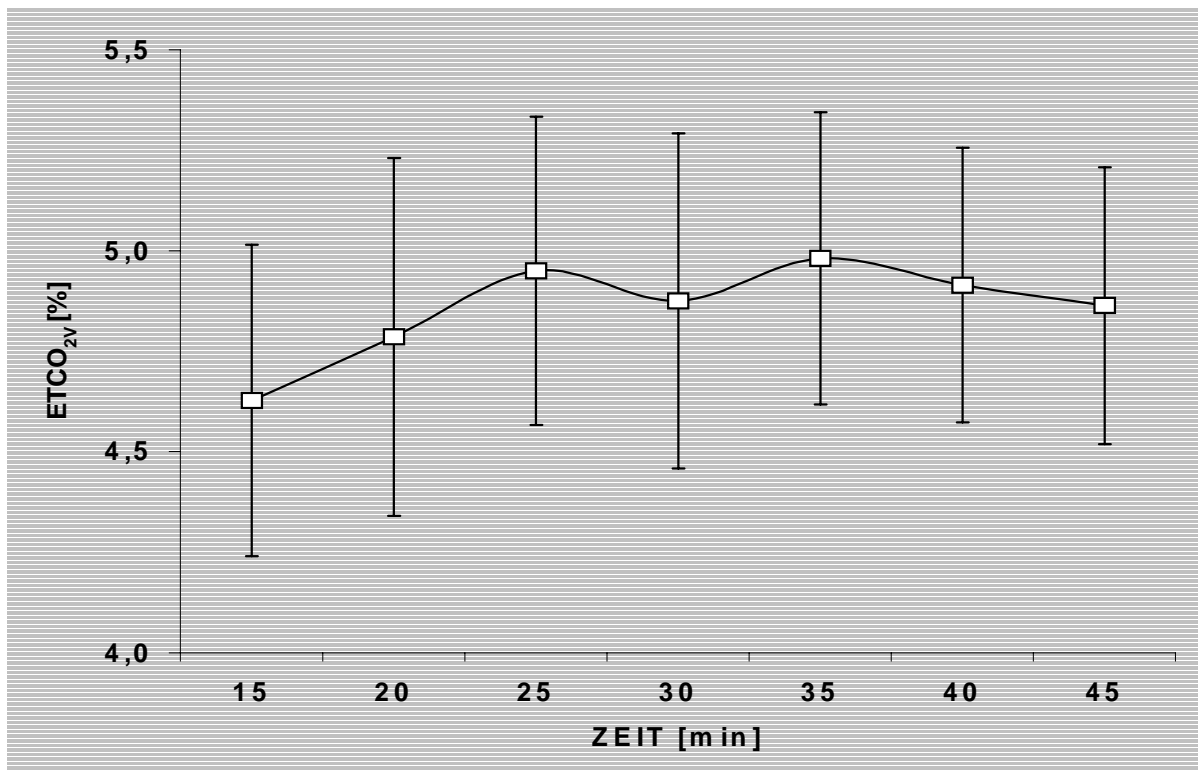


Abbildung 18 - Endexpiratorischer Kohlendioxidgehalt im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁵² Vollständiger Datensatz: Tab. 19

4.3.6 Periphere Sauerstoffsättigung

Die periphere Sauerstoffsättigung⁵³ stieg im Anästhesieverlauf **signifikant** an ($p=0,0098$).

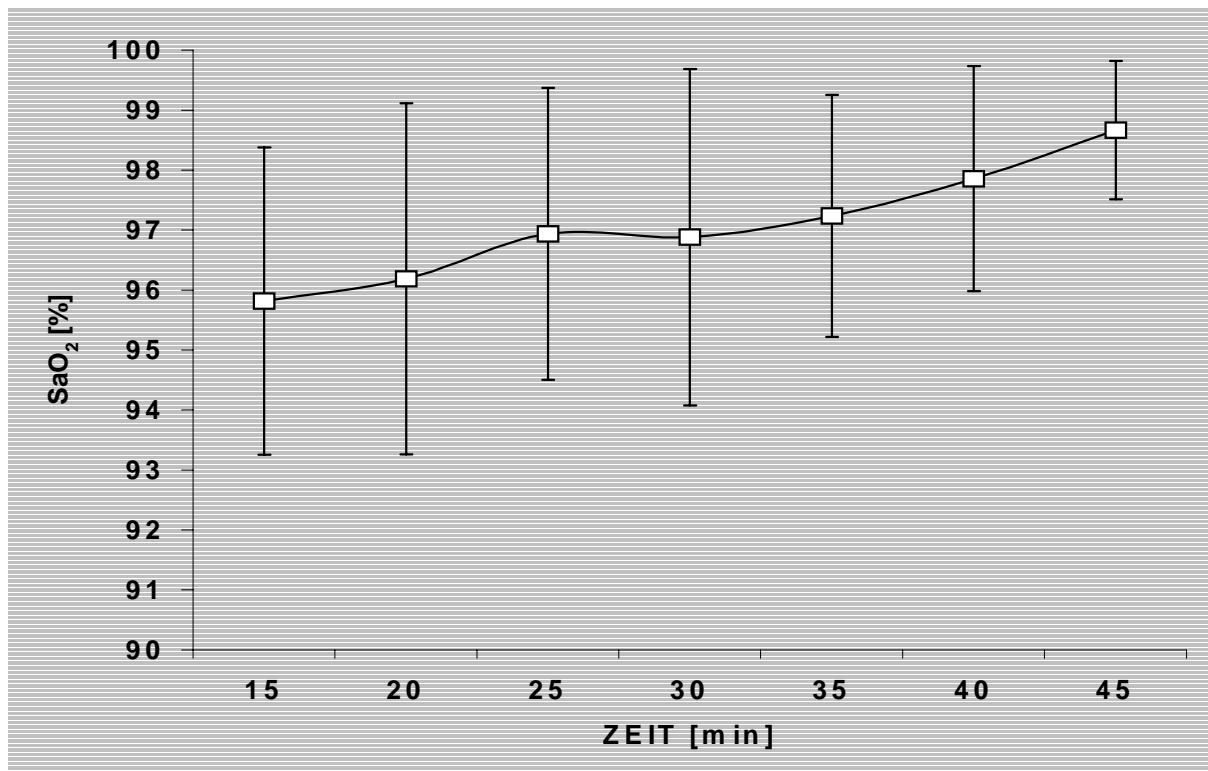


Abbildung 19 - Periphere Sauerstoffsättigung im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁵³ Vollständiger Datensatz: Tab. 20

4.3.7 Venöser Sauerstoffpartialdruck

Der venöse Sauerstoffpartialdruck⁵⁴ stieg im Anästhesieverlauf **signifikant** an ($p=0,0026$).

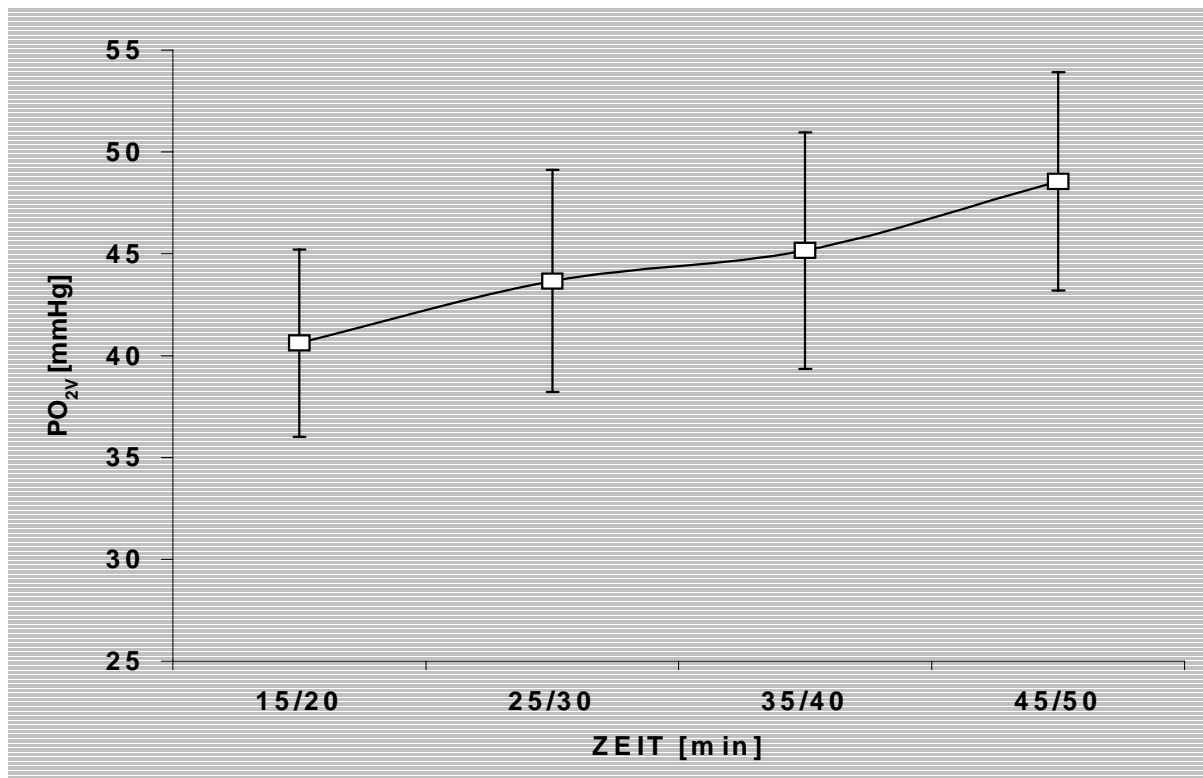


Abbildung 20 - Venöser Sauerstoffpartialdruck im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁵⁴ Vollständiger Datensatz: Tab. 21

4.3.8 Venöser Kohlendioxidpartialdruck

Der venöse Kohlendioxidpartialdruck⁵⁵ stieg im Anästhesieverlauf **signifikant** an ($p=0,0030$).

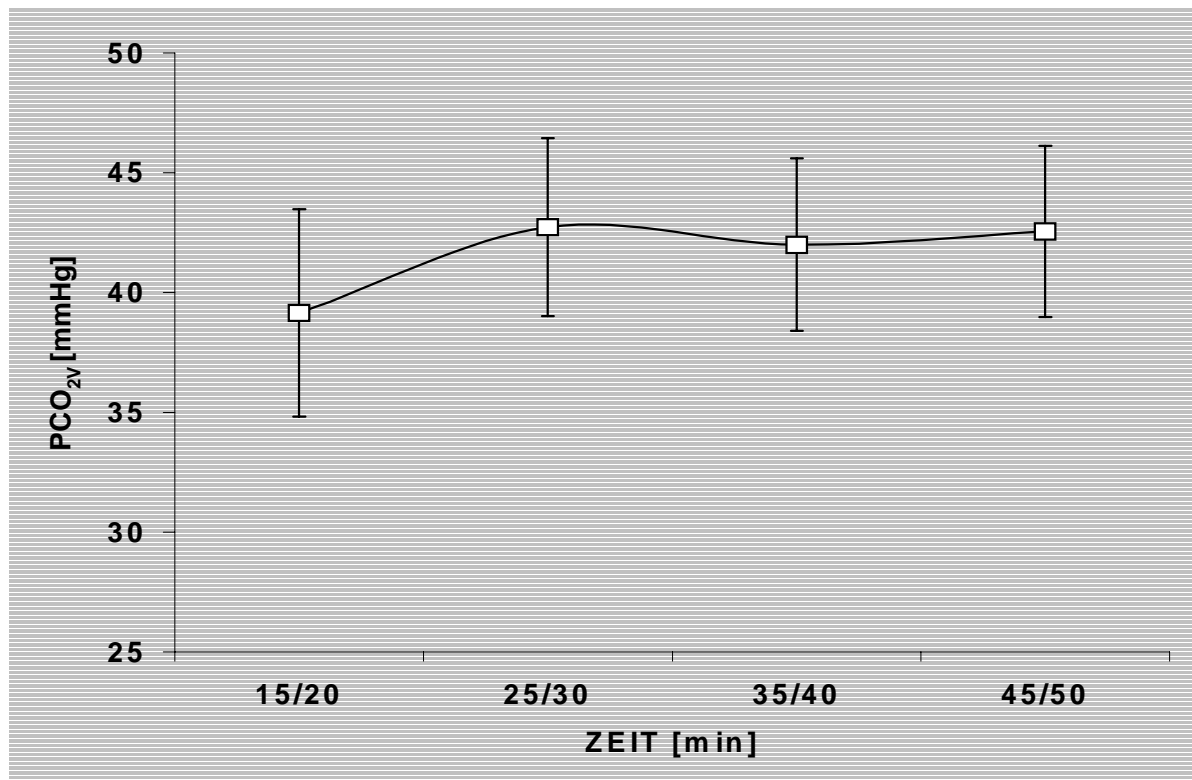


Abbildung 21 - Venöser Kohlendioxidpartialdruck im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁵⁵ Vollständiger Datensatz: Tab. 22

4.3.9 Venöser pH-Wert

Der venös gemessene pH-Wert⁵⁶ veränderte sich im Anästhesieverlauf **nicht signifikant**.

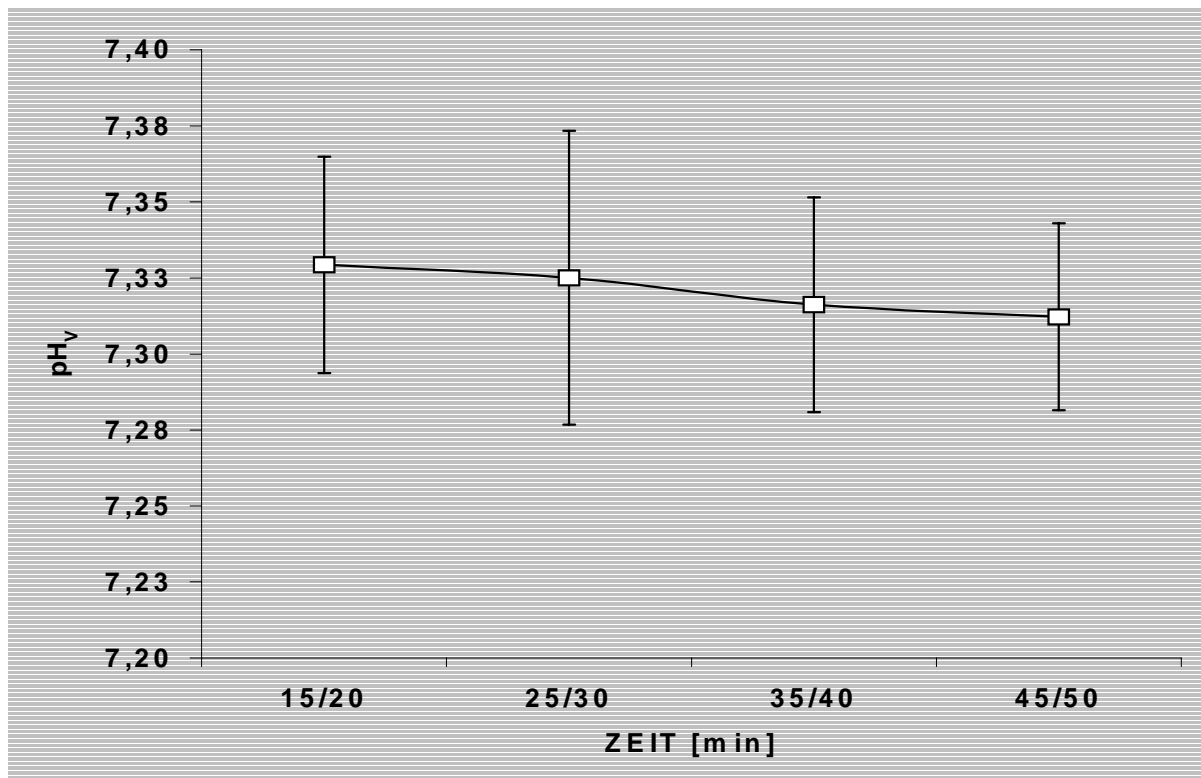


Abbildung 22 - Venöser pH-Wert im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁵⁶ Vollständiger Datensatz: Tab. 23

4.3.10 Venöser Basenüberschuß

Der venös ermittelte Basenüberschuß⁵⁷ veränderte sich im Anästhesieverlauf **nicht signifikant**.

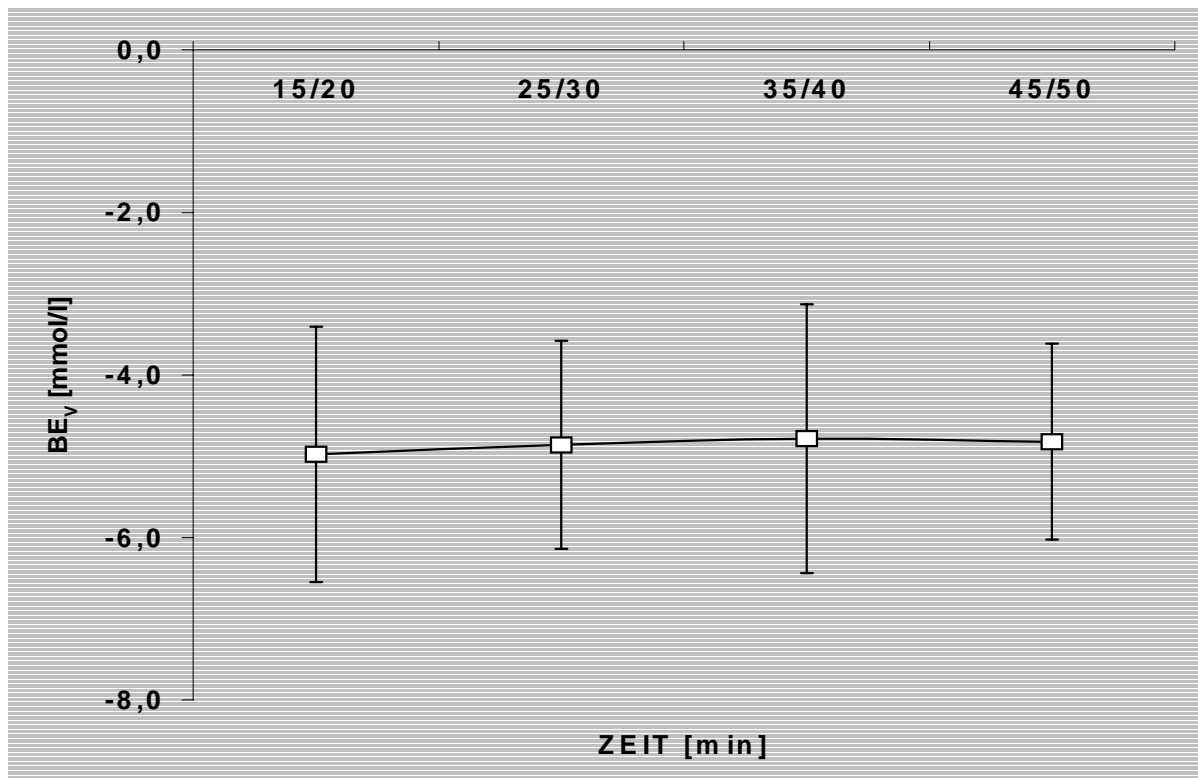


Abbildung 23 - Venöser Basenüberschuß im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁵⁷ Vollständiger Datensatz: Tab. 24

4.3.11 Venöses Bikarbonat

Das venös gemessene Bikarbonat⁵⁸ veränderte sich im Anästhesieverlauf **nicht signifikant**.

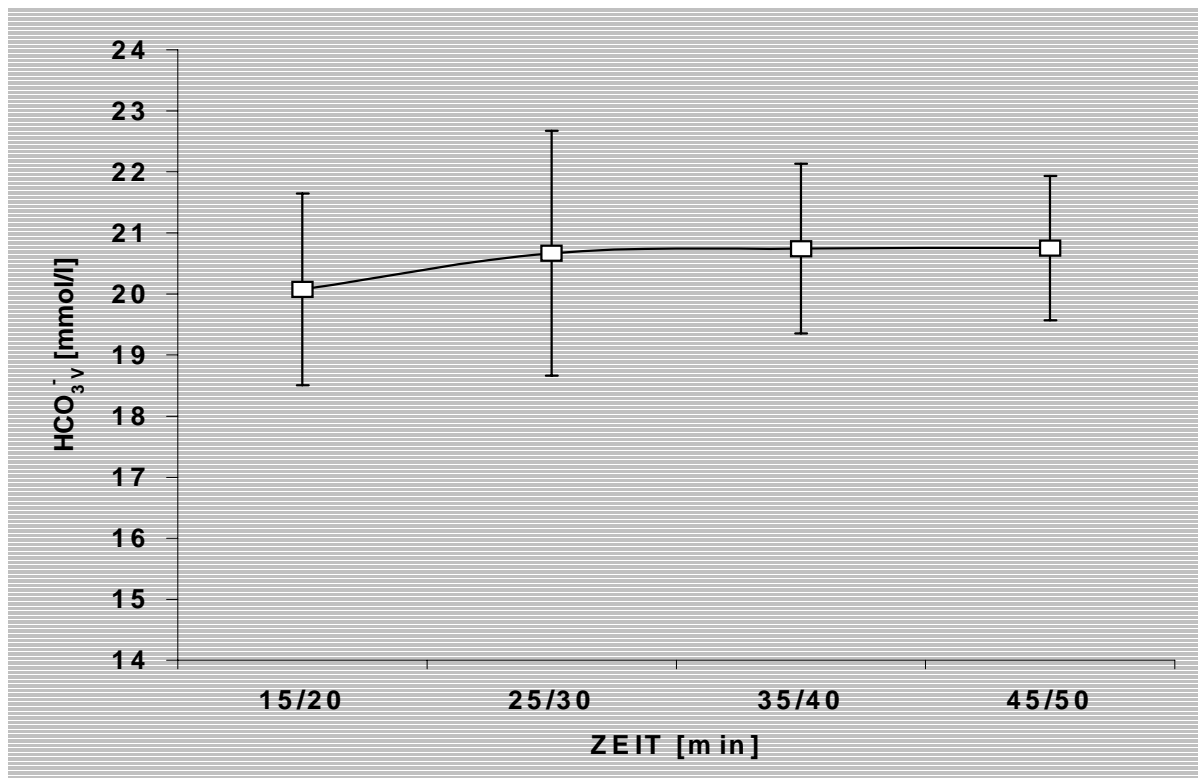


Abbildung 24 - Venöses Bikarbonat im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁵⁸ Vollständiger Datensatz: Tab. 25

4.3.12 Herzfrequenz

Die Herzfrequenz⁵⁹ fiel im Anästhesieverlauf **signifikant** ab ($p < 0,0001$).

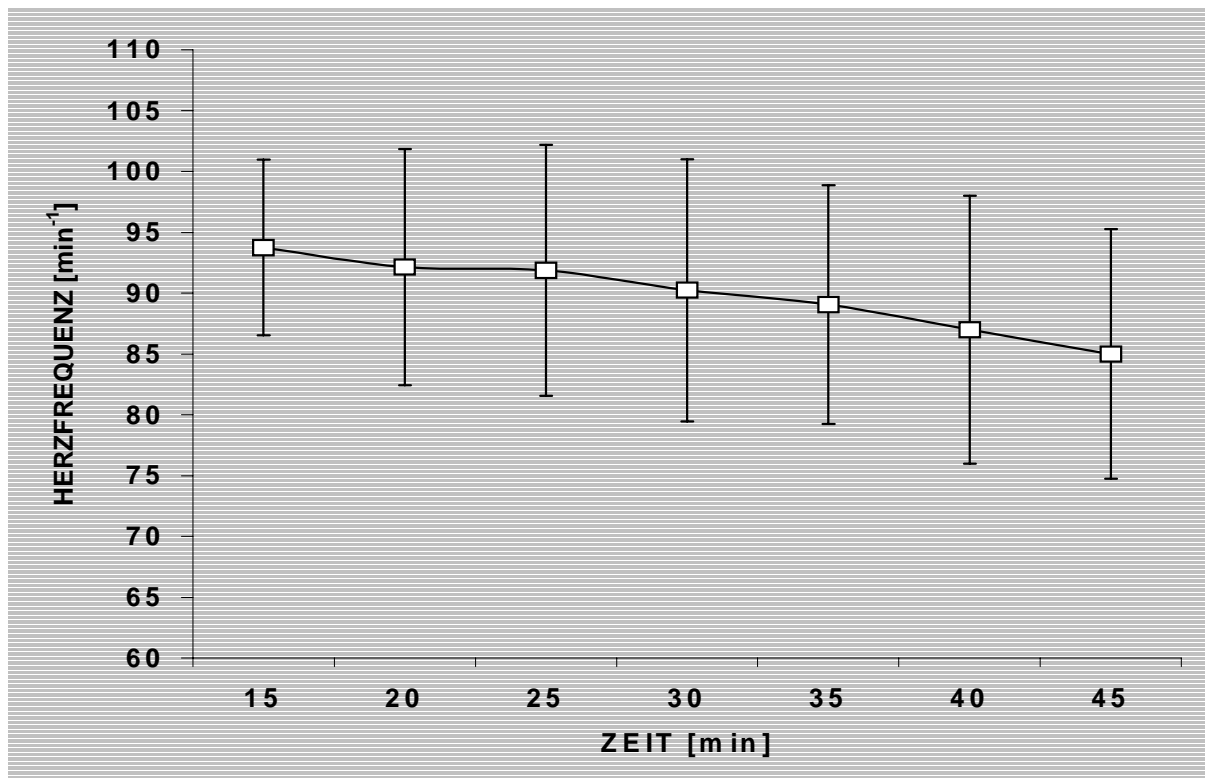


Abbildung 25 - Herzfrequenz im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁵⁹ Vollständiger Datensatz: Tab. 26

4.3.13 Elektrokardiographie

Von 16 Tieren wurden Elektrokardiogramme mit insgesamt 61 Ausdrucken aufgezeichnet. Davon zeigten 10 Ausdrücke Wechselstromartefakte (50 Hz Wechselstrombrummen) und 12 Ausdrücke Schwankungen der Grundlinie. Von Tier 8 konnten keine elektrokardiographischen Aufzeichnungen vorgenommen werden. Folgende Befunde wurden erhoben:

- AV-Blocks I. Grades waren nicht zu vermuten.
- AV-Blocks II. Grades lagen nicht vor.
- Bei 13 Tieren zeigten sich respiratorische Sinusarrhythmien.
- Bei 7 Tieren zeigten sich Knüpfungen der R-Zackenspitzen.
- Tier 10 wies eine vektorielle Variation nach links auf.
- Tier 16 wies eine vektorielle Variation nach rechts auf.
- Bei Tier 4 lagen Veränderungen der ST-Strecken vor (ST-Strecken Anstieg). Sie deuteten auf einen Myokardschaden hin.
- Bei Tier 11 fehlten die P-Wellen vorübergehend. Sie wurden im ersten Zeitintervall durch flimmernde f-Wellen ersetzt. Sie deuteten auf Vorkammerflimmern hin. Später lag wieder ein normaler Sinusrhythmus vor.

Das Luchs-EKG scheint insgesamt dem Hunde-EKG ähnlich zu sein (KERSTEN 2001⁶⁰).

⁶⁰ persönliche Mitteilung von U. Kersten, Hannover am 27. Juni 2001

4.3.14 Blutdruck

Der systolische Blutdruck⁶¹ veränderte sich im Anästhesieverlauf **nicht signifikant**, dagegen war der Rückgang des diastolischen Blutdruckes⁶² **signifikant** ($p=0,0216$).

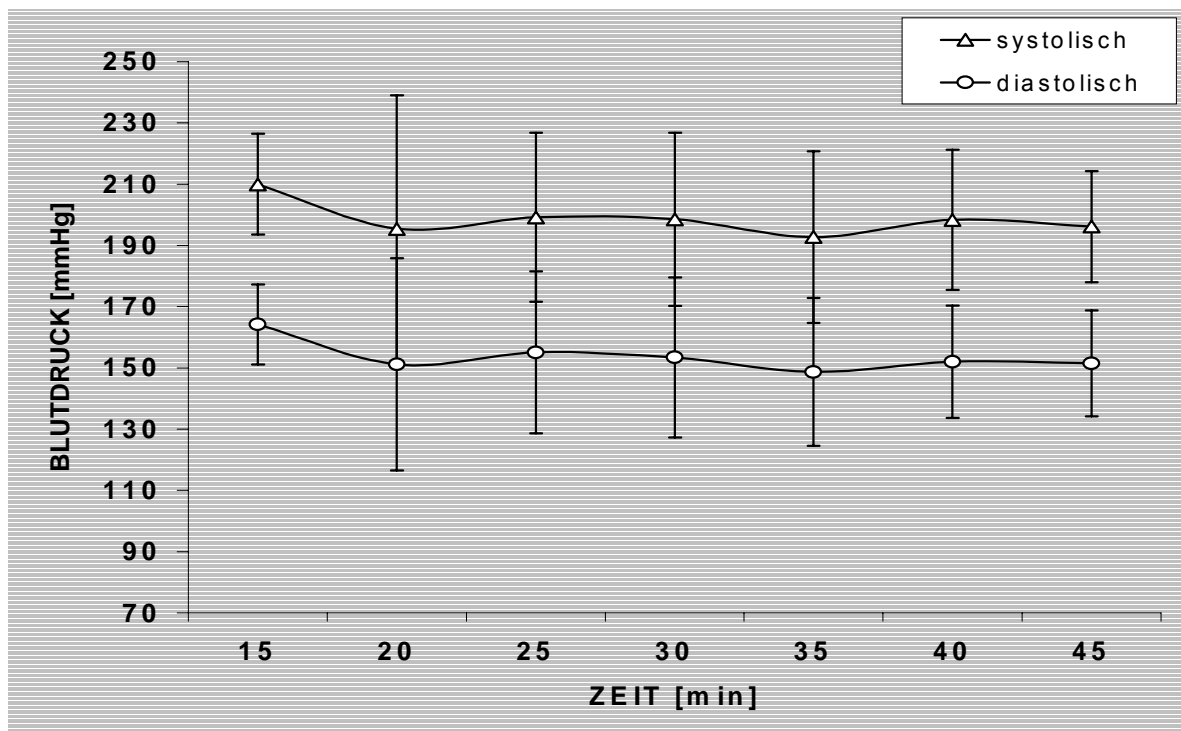


Abbildung 26 - Systolischer/Diastolischer Blutdruck im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁶¹ Vollständiger Datensatz: Tab. 27

⁶² Vollständiger Datensatz: Tab. 28

4.3.15 Kapilläre Rückfüllungszeit und Schleimhautfarbe

Die kapilläre Rückfüllungszeit dauerte stets weniger als 2 Sekunden und die Schleimhautfarbe wurde stets mit „blaßrosa“ beurteilt.

4.3.16 Körperinnentemperatur

Die Körperinnentemperatur⁶³ fiel im Anästhesieverlauf **signifikant** ab ($p < 0,0001$).

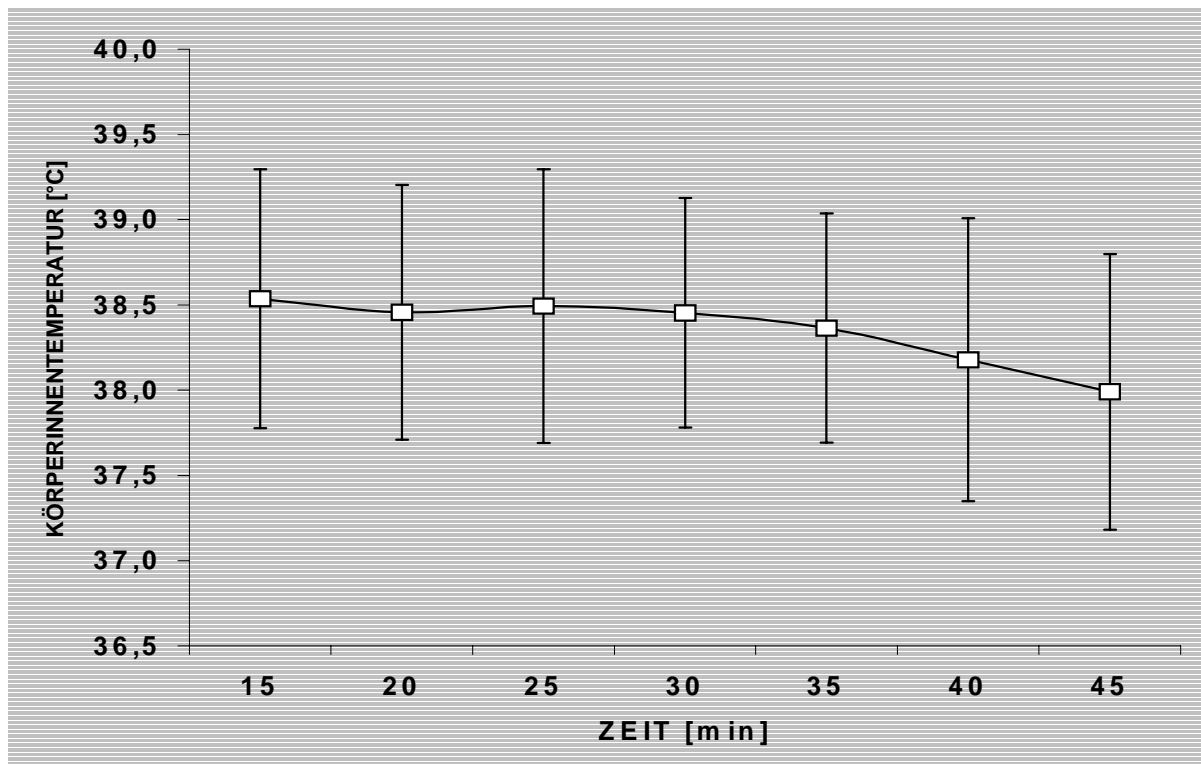


Abbildung 27 - Körperinnentemperatur im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)

⁶³ Vollständiger Datensatz: Tab. 29

4.3.17 Zusammenfassung der Ergebnisse

Die Elektrokardiogramme wurden deskriptiv ausgewertet. Unter dem Einfluß der Med/Ket-Anästhesie veränderten sich die geprüften Parameter wie in Tab. 12 zusammengefaßt.

Tabelle 12 - Statistische Auswertung im Überblick (Signifikanz, Überschreitungswahrscheinlichkeit)

PARAMETER	SIGNIFIKANZ	p
Erregbarkeit des Palpebralreflexes	nicht signifikant	-
~ des Kornealreflexes	signifikant abfallend	p=0,0063
~ des Pupillarreflexes	signifikant ansteigend	p=0,0031
~ des Ohrreflexes	nicht signifikant	-
~ des Zwischenzehenreflexes	<i>keine Veränderungen</i>	-
~ des Analreflexes	nicht signifikant	-
Schmerzempfinden	<i>keine Veränderungen</i>	-
Muskeltonus	<i>keine Veränderungen</i>	-
Atemfrequenz	nicht signifikant	-
Endexpiratorischer CO ₂ -Gehalt	signifikant ansteigend	p=0,0002
Periphere Sauerstoffsättigung	signifikant ansteigend	p=0,0098
Venöser Sauerstoffpartialdruck	signifikant ansteigend	p=0,0026
Venöser Kohlendioxidpartialdruck	signifikant ansteigend	p=0,0030
Venöser ph-Wert	nicht signifikant	-
Venöser Basenüberschuß	nicht signifikant	-
Venöses Bikarbonat	nicht signifikant	-
Herzfrequenz	signifikant abfallend	p<0,0001
Systolischer Blutdruck	nicht signifikant	-
Diastolischer Blutdruck	signifikant abfallend	p=0,0216
Kapilläre Rückfüllungszeit	nicht signifikant	-
Schleimhautfarbe	nicht signifikant	-
Körperinnentemperatur	signifikant abfallend	p<0,0001

5 DISKUSSION

5.1 Methodische Gesichtspunkte

Es wurden Untersuchungen zur Distanzimmobilisation von naturnah gehaltenen Luchsen mit dem Ziel der systematischen Erarbeitung von Kriterien für eine art- und tierschutzgerechte Anwendung einer Anästhetikakombination durchgeführt. 17 Tiere an verschiedenen Standorten wurden eingeschlossen, wobei die Untersuchungsbedingungen einerseits soweit wie möglich standardisiert wurden, andererseits aber die „Feldbedingungen“ erhalten bleiben sollten, um eine Übertragbarkeit in die Praxis nicht zu gefährden. Es wurden ausschließlich anamnestisch und adspektorisch gesunde Gehegetiere, die Besucherverkehr und menschlichen Kontakt mit Tiergärtnern und Tierpflegern aus sicherer Entfernung gewohnt waren, in einem angemessenen Geschlechtsverhältnis und in verschiedenen Alters- und Gewichtsklassen berücksichtigt. Die Wildfeliden waren ausreichend entwurmt, um evtl. Wurmbürden mit an Sicherheit grenzender Wahrscheinlichkeit auszuschließen. Ernährungs- und Haltingsbedingungen waren in allen Gehegehaltungen annähernd gleich. An allen Versuchstagen waren die Außentemperaturen mit einer tolerablen Variationsbreite von 10,6 °C mäßig kühl. Trockene Witterung wurde für den Verlauf der Distanzimmobilisation bevorzugt. Die letzte Nahrungsaufnahme vor der Immobilisation lag bei allen Patienten mindestens 12 Stunden zurück. Futterentzug 8-12 Stunden vor Anästhesie mindert die Gefahr einer nach evtl. Vomitus durch Mageninhalt verursachten Aspirationspneumonie und soll eine Beeinflussung der Untersuchungsergebnisse durch postprandial erhöhte Stoffwechselraten ausschließen (HUBBELL 1993; McKELVEY u. HOLLINGSHEAD 2000).

Meßplatz und Ort der Immobilisationsvorbereitung lagen gut außerhalb der Sichtweite der Luchse, um jede übermäßige präanästhetische Aufregung zu vermeiden. Als Beschußzonen kamen vornehmlich die Muskelmassen des *M. quadriceps femoris* kranial am Femur in Betracht. Vereinzelt wurde auch die lange Sitzbeinmuskulatur kaudal am Femur genutzt, wenn die Position des Tieres keine andere Injektionsstelle

zuließ. BONATH (2001⁶⁴) empfiehlt – wenn möglich – stets den *M. quadriceps femoris* als Beschußzone zu wählen, da so die Gefahr eine evtl. Verletzung des *N. ischiadicus* durch die Projektilkanüle gänzlich auszuschließen sei.

Als sinnvoll erwies sich die Applikation von Augensalbe zur Vermeidung von Dehydratation und späteren Defekten der Kornea, da der Lidschlag unter dem Einfluß der Ketaminwirkung bei allen Luchsen ausblieb. Dies sollte nach Ketamingabe stets bei allen Katzenarten bedacht werden (BRANDT 2001⁶⁵). Die verwendete Vakuum-Matratze paßte sich dem Tierkörper gut an und hielt ihn ruhig und unbeweglich in der Ausgangslage. Wärmeverluste wurden weitgehend verhindert.

Klinische Parameter wurden aus methodischen Gründen stets in gleicher Reihenfolge erhoben. Die eingesetzten minimal invasiven und nicht invasiven Methoden für die Überwachung von Atmung, Kreislauf und Stoffwechsel (Kapnometrie, Pulsoximetrie, indirekte Blutdruckmessung, Elektrokardiographie und mobile Blutgasanalyse) erwiesen sich unter den vorliegenden extensiven Feldbedingungen als geeignet und zuverlässig.

5.2 Vorversuche

Die im Rahmen des ersten Teils der Vorversuche gebrauchten Dosierungen ergaben zufriedenstellende Ergebnisse. Der experimentelle zweite Teil der Vorversuche diente der genauen Ermittlung einer geeigneten Dosierung der Substanzkombination. 0,05/2,5 und 0,04/3 mg/kg Kgw Medetomidin/Ketamin riefen regelmäßig eine gute Anästhesietiefe im Toleranzstadium hervor, jedoch war der Puls an der *A. femoralis* gar nicht oder nur schwach ausgeprägt zu palpieren. Wahrscheinlich ließ das Verhältnis beider Substanzen eine durch den Medetomidinanteil hervorgerufene Blutdrucksenkung zu. Hingegen wurde der kräftige Puls nach Medetomidin/Ketamin-

⁶⁴ persönliche Mitteilung von K. H. Bonath, Gießen am 2. Juli 2001

⁶⁵ persönliche Mitteilung von H.-P. Brandt, Hannover am 7. Mai 2001

Gabe in einem Verhältnis von 0,03/3 mg/kg Kgw als günstig für den Anästhesieverlauf bewertet. Eine exakte Blutdruckbestimmung wäre hilfreich gewesen, war jedoch aufgrund technischer Defekte des Meßgerätes nicht möglich. Die ersatzweise durchgeführte Palpation einer Arterie war dennoch aussagekräftig genug, um Herzleistung und Blutdruckgeschehen zu beurteilen (JAKSCH u. GLAWISCHNIG 1990; ALEF u. SCHMIDT-OECHTERING 1995). Schnelle und ruhige Einleitungsphasen, gute Anästhetietiefe mit minimalen Auswirkungen auf Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen sowie sehr ruhig verlaufende Aufwachphasen waren letztlich der Anlaß, in den Hauptversuchen eine Dosierung von 0,03/3 mg/kg Kgw Medetomidin/Ketamin einzusetzen.

5.3 Phasen und Verlauf der Anästhesie

Das traditionelle Güdel-Schema, nach dem die verschiedenen Phasen einer Allgemeinanästhesie je nach Erregungs- bzw. Dämpfungszustand des ZNS in

- I. Analgesiostadium, Einleitungsstadium, Stadium der willkürlichen Erregung
- II. Exzitationsstadium, Stadium der unwillkürlichen Erregung
- III. Chirurgisches Toleranzstadium
- IV. Asphyxiestadium, Stadium der Überdosierung

eingeteilt werden (HASKINS 1992), und das für Mensch und Tier allgemein zutrifft, gilt offenbar nicht für die Wildtieranästhesie. BOOKHOUT (1994) und BONATH (2000⁶⁶) empfehlen eine Einteilung in Einleitungs-, Toleranz- und Aufwachphase vorzunehmen. Dies erwies sich nach unseren Erfahrungen als praxisnah. Die Anästhesiephasen ließen sich gut voneinander abgrenzen.

Die rasche mittlere Einleitungsphase von 0:10:21 ± 0:03:26 [h:min:sek] ist für Immobilisation wehrhafter Wildfeliden unter Feldbedingungen besonders geeignet, weil sie

⁶⁶ persönliche Mitteilung von K. H. Bonath, Gießen am 7. Juli 2000

Streß und Verletzungsgefahr minimierte. Initiale Reaktionen stellten sich bereits nach 0:03:38 ± 0:01:00 [h:min:sek] ein. Brust-, bzw. Bauchlagen wurden nach 0:05:03 ± 0:02:20 [h:min:sek] eingenommen. Die Luchse verhielten sich in der Einleitungsphase bemerkenswert ruhig. Negativ zu bewerten ist der bei drei Tieren beobachtete Würgereiz mit anschließendem Erbrechen von schleimigem Mageninhalt bei zwei dieser drei Tiere. Die mittlere Toleranzphase von 0:50:27 ± 0:08:42 [h:min:sek] ließ genügend Zeit für diagnostische oder therapeutische Maßnahmen sowie für das Verbringen in Kisten zum Transport.

HALL et al. (2001) berichten, daß die Wirkungen eines α_2 -Antagonisten tierartlich sehr unterschiedlich ausfallen können und es daher schwierig sei, exakte Dosierungen auszuwählen. Beim Luchs hat sich die i.m. Gabe von Atipamezol in 5facher Dosis des verabreichten Medetomidin als geeignet erwiesen, die Medetomidinwirkung rasch und effektiv aufzuheben und die Toleranzphase zu verkürzen. Nach Durchführung aller vorgesehenen Behandlungen ist eine rasche Aufwachphase für den Luchs günstig, da Unfall- und Verletzungsrisiken minimiert werden und Luchstransporte unmittelbar nach dem Erwachen durchgeführt werden können. Die von JALANKA (1989a, 1989b) und BARNETT u. LEWIS (1990) bei verschiedenen Säugerarten beschriebene Ataxie der Hintergliedmaßen in der Aufwachphase kann nach den vorliegenden Beobachtungen auch für den Luchs bestätigt werden.

5.4 Anästhesietiefe

Die Tiefe einer Anästhesie kann nur bedingt anhand der Reflexe beurteilt werden (ALEF u. SCHMIDT-OECHTERING 1995). Dies liegt daran, daß die Art des Anästhetikums Reflexantworten stark modifizieren kann (SWAN 1993; ALEF u. SCHMIDT-OECHTERING 1995; THURMON et al. 1996). Die unter Ketamineinfluß kaum verminderte oder teilweise voll erhaltene Reflexaktivität (LÖSCHER 1994; FREY et al. 1996; McKELVEY u. HOLLINGSHEAD 2000) ist dafür ein gutes Beispiel. Dies wird anhand der vorliegenden Daten bestätigt: Der stets vollständig erloschene Zwischenzehenreflex, signifikante Veränderungen der Erregbarkeit der Korneal- und

Pupillarreflexe sowie nicht signifikante Änderungen der Erregbarkeit der Palpebral-, Ohr- und Analreflexe besaßen unter Einfluß des Ketamins keine Aussagekraft über die Tiefe der Anästhesie. Im Anästhesieverlauf waren alle Abstufungen möglicher Reflexantworten vertreten und variierten von Individuum zu Individuum und Zeitpunkt zu Zeitpunkt, ohne deutlich tendenzielle Ausprägung von „voll erhalten“ bis „vollständig erloschen“. Die Reflexaktivität eignete sich folglich nicht für eindeutige Aussagen bezüglich der Anästhesietiefe.

Der Muskeltonus hingegen war für die Beurteilung der Muskelrelaxation und damit auch für die Anästhesietiefe ein relativ verlässlicher Parameter. Die Muskulatur relaxierte vollständig, so daß eine zu flache Anästhesie ausgeschlossen werden konnte.

Gegen ein flaches Anästhesiestadium sprach auch das herabgesetzte Schmerzempfinden der Tiere. Nach SWAN (1993) sind bei Beteiligung eines dissoziativen Anästhetikums gerade die Reaktionen des Tieres nach Kontaktaufnahme und schmerzvollen Reizen die wichtigsten Kriterien zur Beurteilung der Anästhesietiefe. Der im Wachzustand oder im Zustand einer zu flachen Anästhesie äußerst schmerzhafte Reiz durch Druck auf den Krallensaum wurde stets ohne jegliche Schmerzreaktionen geduldet. Endotracheale Intubationen, die nach ALEF u. SCHMIDT-OECHTERING (1995) einen äußerst starken Reiz darstellen, Injektionen, Chipimplantationen, die einmalige diagnostische Biopsie einer Umfangsvermehrung und die einmalig durchgeführte Wundversorgung einer Bißverletzung riefen als chirurgische Reize keine Schmerzäußerungen hervor, so daß von einer guten peripheren Analgesie und einer ausreichenden Anästhesietiefe während der Toleranzphase ausgegangen werden kann.

Bei den stets spontan atmenden Luchsen dienten die Beobachtungen der Atmung und der Herzfrequenz zusätzlich zur Einschätzung der Anästhesietiefe, obwohl diese Parameter für die Beurteilung der Anästhesietiefe nicht immer geeignet sind, da sie durch zahlreiche andere Faktoren beeinflusst werden können (McKELVEY u. HOLLINGSHEAD 2000).

5.5 Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen

Uns sind in der Literatur keine Daten über die Atemfrequenz beim Luchs bekannt. Nach eigenen Beobachtungen beträgt die Atemfrequenz bei ruhenden Tieren etwa 20 min^{-1} .

Für den geringgradigen Rückgang der Atemfrequenzen im Verlauf der Medetomidin/Ketamin-Anästhesie waren sowohl die atemdepressiven Eigenschaften des Medetomidin als auch die des Ketamin verantwortlich. Die Veränderungen waren nicht signifikant und es ließ sich zu keiner Zeit eine apnoische oder intermittierende Atmung beobachten. Der Grad der hervorgerufenen Atemdepression war unbedeutend. Die Atmung verlief frequent und tief genug um die Lungen gut zu ventilieren. Dies belegen die Ergebnisse der kapnometrischen Messungen. Der Normalwert des ETCO_2 beim Kleintier liegt zwischen 4 und 5 Vol.-% (ALEF u. SCHMIDT-OECHTERING 1995). Trotz signifikanten Anstiegs verließen die mittleren Werte im Verlauf der Anästhesie diesen Bereich nicht. Einzelwerte lagen nur kurzfristig unter der unteren oder über der oberen Grenze.

Unter dem Einfluß einer Anästhesie sollte stets versucht werden, den SaO_2 -Wert über 90% zu halten, da dieser Betrag einen arteriellen Sauerstoffpartialdruck von ca. 60 mmHg repräsentiert (TRIM 1994; NICHOLSON 1996). Die pulsoximetrisch erfaßten Werte stiegen im Mittel von knapp 96% auf fast 99% signifikant an. Der normale SaO_2 -Wert für ein Tier das Raumluft atmet beträgt 92% oder mehr (NICHOLSON 1996). Zu keiner Zeit unterschritten Einzelwerte diesen Betrag. Die anfänglich bereits guten Werte verbesserten sich also noch zunehmend.

ALLEN (1999) empfiehlt den vermehrten Einsatz der Pulsoximetrie im Bereich der Zoo- und Wildtiermedizin. DART (1999) bemerkt, daß nach Gabe eines α_2 -Agonisten aufgrund einer peripheren Vasokonstriktion die Pulsoximetriewerte mangelhaft sein können. Dies konnte nicht bestätigt werden, vielmehr hat das nicht invasive Verfahren konkrete und noch dazu kontinuierliche Informationen über die Sauerstoffversor-

gung in der peripheren Strombahn der anästhesierten Luchse geliefert. Für eine gute Versorgung der Peripherie mit Sauerstoff sprach auch die stets als „blaßrosa“ beurteilte Schleimhautfarbe.

MIDDLETON et al. (1981) verglichen Blutgaswerte zwischen arteriellem und venösem Blut an gesunden wachen Hauskatzen. In der Literatur finden sich derartige Referenzwerte für den Luchs nicht. Daher wurden die Ergebnisse der venösen Blutgasanalyse mit Hilfe der Befunde bei der Hauskatze interpretiert. Ein solcher Vergleich wurde als möglich und angemessen erachtet, weil die Normbereiche bei der Hauskatze 39 ± 11 mmHg für den PO_{2V} und $41,8 \pm 9,12$ mmHg für den PCO_{2V} betragen und die mittleren Werte beider Parameter im Verlauf der Anästhesie der Luchse trotz signifikanten Anstiegs diese Normbereiche nicht verließen, also eine gute Sauerstoffversorgung von Blut und Gewebe anzeigten. MANDSAGER (2001) weist darauf hin, daß durch Analyse venöser Blutproben nur bedingt Aussagen über die Ventilation getroffen werden können. Vielmehr lassen sie eine gute Beurteilung über das Stoffwechselgeschehen in den peripheren Geweben und deren Versorgung mit Sauerstoff zu (GROENDAHL-NIELSEN 2001⁶⁷). Der Anstieg des PO_{2V} deutet auf zufriedenstellende Versorgung hin. Im Verlauf der Anästhesie lagen die Werte des PO_{2V} oder die des PCO_{2V} zu keinem Zeitpunkt in einem kritischen Bereich.

Aus der Literatur sind uns keine Daten über physiologische Herzfrequenzen beim Luchs bekannt. JAKSCH u. GLAWISCHNIG (1990) beschreiben für große Hunde Frequenzen von 80-100 Schlägen min^{-1} . Unter Berücksichtigung des Gewichts der Luchse dürften entsprechende Normwerte denen gleichschwerer Hunde ähnlich sein. Trotz signifikanten Abfalls verließen die Mittelwerte im Verlauf der Anästhesie diesen Bereich nicht. Anfänglich höhere Herzfrequenzen lagen wahrscheinlich in der Aufregung der Tiere und eines damit verbundenen erhöhten Sympathikotonus begründet. Für den Rückgang der Herzfrequenzen im Anästhesieverlauf war wohl die bradykarde Wirkung des Medetomidin (SCHMIDT-OECHTERING u. BECKER 1992; HALL et

⁶⁷ persönliche Mitteilung von C. Groendahl-Nielsen, Rotterdam am 25. Mai 2001

al. 2001) verantwortlich, die möglicherweise die positiv chronotrope Wirkung des Ketamin (LIN 1996) übertraf. Dennoch kam es zu keiner Zeit zu einer behandlungsbedürftigen Bradykardie, zumal sowohl die systolischen als auch die diastolische Blutdruckwerte verhältnismäßig hoch waren.

Überleitungsstörungen am Herzen, wie sie nach alleiniger Gabe von Medetomidin beschrieben werden (SCHMIDT-OECHTERING u. BECKER 1992; KRAMER 1996; HALL et al. 2001), traten nicht auf. Respiratorische Sinusarrhythmien sind häufige Normalbefunde bei Hunden und sehr seltene Befunde bei Hauskatzen (TILLEY 1997; KERSTEN 2001⁶⁸). Die häufig beobachteten respiratorischen Sinusarrhythmien der Luchse hingen vermutlich mit dem im Vergleich zur Hauskatze größeren Körpergewicht der Luchse zusammen. Knüpfungen der R-Zackenspitzen und vereinzelt auftretende vektorielle Variationen nach links oder rechts wurden als physiologische Varianten gedeutet. Vektorielle Variationen können auf eine geringgradige Hypertrophie des Herzens oder auf eine Herzachsenverlagerung hinweisen und standen in keinem Zusammenhang mit der Anästhesie. Die Veränderungen der ST-Strecken (ST-Strecken-Anstieg) bei Tier 4 waren mit an Sicherheit grenzender Wahrscheinlichkeit nicht anästhesiebedingt. Als Ursache wurde ein Myokardschaden vermutet. Das Vorhofflimmern bei Tier 11 lässt sich ursächlich auf die Anästhesie zurückführen. Es kann zur Reduzierung der koronaren und cerebralen Durchblutung führen (TILLEY 1997). Zur Minute 35 lag hier jedoch bereits wieder ein normaler Sinusrhythmus vor. Diese kurzfristige Einschränkung der Förderleistung der Vorhöfe blieb ein Einzelfall.

Für wache gesunde Tiere geben HALL et al. (2001) einen systolischen Normaldruck von 140-160 mmHg, einen mittleren systemischen Normbereich von 100-110 mmHg und einen diastolischen Normbereich von 85-95 mmHg an. Eine ausreichende zerebrale, renale oder koronare Perfusion benötigt einen mittleren Blutdruck von mindestens 60 mmHg (HASKINS 1992). Sowohl die systolischen als auch die diastolischen

⁶⁸ persönliche Mitteilung von U. Kersten, Hannover am 27. Juni 2001

Blutdruckwerte waren hoch, wofür wahrscheinlich die blutdrucksteigernde Wirkung des Ketamin (LIN 1996) und ein durch den Streß der Immobilisation bedingter erhöhter Sympathikotonus verantwortlich waren. Die durch Medetomidin verursachte periphere Vasokonstriktion (SAVOLA 1989) trug wohl initial auch ihren Teil dazu bei, obwohl sie sicherlich geringgradig ausfiel und im Anästhesieverlauf schwächer wurde, da pulsoximetrische Werte ohne Probleme ermittelt werden konnten. Eine Hypertension über einen relativ kurzen Zeitraum ist grundsätzlich der Hypotension vorzuziehen (BONATH 2001⁶⁹; KRAMER 2001⁷⁰; TENHÜNDFELD 2001⁷¹). Niedrigere Werte wären sicherlich wünschenswert gewesen, jedoch kann selbst der Mensch unter Belastung auf einem Ergometer je nach Trainingszustand bis zu 220 mmHg ohne Schaden erreichen (ARMBRECHT 2001⁷²). Generell sollte man Tieren über einen längeren Zeitraum systolische Werte von über 250 mmHg nicht zumuten (GROENDAHL-NIELSEN 2001⁷³). Dieser angenommene Grenzwert wurde von keinem Einzelwert erreicht. Anzumerken ist, daß es bei der indirekten Blutdruckmessung zu Abweichungen von den direkt blutig bestimmten Drücken um bis zu 20 % kommen kann (HASKINS 1992). Daher waren in dieser Studie – im Sinne von ALEF u. SCHMIDT-OECHTERING (1995) – weniger die absoluten Werte als der Wertetrend im Anästhesieverlauf entscheidend.

MIDDLETON et al. (1981) verglichen den Säure-Basen-Status zwischen arteriellem und venösem Blut an gesunden wachen Hauskatzen. Die Normbereiche bei der Hauskatze betragen $7,300 \pm 0,087$ für den pH_V , $-5,7 \pm 4,6$ mmol/l für den BE_V und $19,4 \pm 4,0$ mmol/l für das $\text{HCO}_3^-_V$. Die bei den Luchsen ermittelten Mittelwerte entsprechender Parameter lagen stets in diesen Normbereichen.

Physiologische Normwerte für die Körpertemperatur beim Luchs liegen unseres Wissens im Schrifttum nicht vor. JAKSCH u. GLAWISCHNIG (1990) beschreiben für

⁶⁹ persönliche Mitteilung von K. H. Bonath, Gießen am 2. Juli 2001

⁷⁰ persönliche Mitteilung von S. Kramer, Hannover am 27. Juni 2001

⁷¹ persönliche Mitteilung von J. Tenhündfeld, Hannover am 17. Juli 2001

⁷² persönliche Mitteilung von U. Armbrrecht, Hannover am 19. Juli 2001

⁷³ persönliche Mitteilung von C. Groendahl-Nielsen, Rotterdam am 25. Mai 2001

Katzen Temperaturen von 38,0-39,3 °C. Der oberen Grenzwert dürfte für den größeren Luchs ein wenig niedriger anzusetzen sein. Fast sämtliche Mittelwerte fallen in diesen normothermen Bereich. Höhere Einzelwerte zu Beginn der Anästhesie lagen wahrscheinlich in der Aufregung der Tiere und eines damit verbundenen erhöhten Sympathikotonus begründet. Der signifikante Abfall der rektal gemessenen Körpertemperatur im Anästhesieverlauf wurde wohl in erster Linie durch die Wirkung des Medetomidin auf das im Hypothalamus gelegene Thermoregulationszentrum verursacht (VIRTANEN 1989). Generell ist eine perianästhetische Temperaturabsenkung bei ausreichender Anästhesietiefe aufgrund der herabgesetzten Stoffwechsel- und Muskelaktivität nach HASKINS (1992) üblich und unvermeidbar. Die relativ kühlen Außentemperaturen trugen ihren Teil dazu bei. Zu keiner Zeit lag eine bedrohliche Hypo- oder Hyperthermie vor.

5.6 Schlußbetrachtung

Bei der medikamentösen Immobilisation auf Distanz sind die Distanzinjektionswaffen und -projektilen nur Mittel zum Zweck. Das eigentliche Wirkungsmittel sind die einem Tier intramuskulär injizierten Arzneimittel. Diese können nur ihren Zweck erfüllen, wenn sie richtig gewählt, entsprechend dosiert und traumatisierungsfrei auf Distanz appliziert werden (FRISCH VON HOEßLIN 2000). Die vorgelegten Untersuchungen zeigen, daß Medetomidin und Ketamin für den Eurasischen Luchs als besonders geeignet erscheinen. Auch SWAN (1993) empfiehlt den vermehrten Einsatz von Medetomidin für die Immobilisation von Wildtieren. In der Tat hat sich der potente und höchst selektive α_2 -Agonist Medetomidin in den letzten Jahren als Alternative zu Xylazin für die Anästhesie von Raubtieren bestens bewährt (SLADKY et al. 2000).

Die klinische Eignung der Medetomidin/Ketamin-Kombination kann im direkten Vergleich der in dieser Arbeit erzielten Ergebnisse mit folgenden Grundanforderungen an ein der Immobilisation von Wildtieren dienendes „ideales“ Anästhetikum beurteilt werden (modifiziert nach WIESNER 1998):

- gute Löslichkeit und Konzentrierbarkeit in kleinen Volumina (s. Kap. 3.5)
- rasche Resorption und schneller Wirkungseintritt (s. Kap. 4.2 u. 5.3)
- Sedation, Muskelrelaxation, Analgesie (s. Kap. 4.3 u. 5.3-4)
- ausreichend lange Wirkungsdauer (s. Kap. 4.2 u. 5.3)
- exzitationsfreies An- und Abfluten (s. Kap. 4.2 u. 5.3)
- Fehlen vital bedrohlicher unerwünschter Wirkungen (s. Kap. 4.3 u. 5.5)
- Antagonisierbarkeit, kurze Aufwachphase (s. Kap. 4.2 u. 5.3)

Aufgrund der in dieser Studie gewonnenen Daten wird die Kombination aus Medetomidin und Ketamin den oben genannten Kriterien in hohem Maße gerecht. Diese Kombinationsanästhesie und ihre anschließende partielle Antagonisierung durch Atipamezol können für eine art- und tierschutzgerechte Distanzimmobilisation des Eurasischen Luchses empfohlen werden.

6 ZUSAMMENFASSUNG

Für den Eurasischen Luchs (*Lynx lynx*) wurde erstmals ein modernes, tierart- und tierschutzgerechtes Anästhesie- und Immobilisationsverfahren erarbeitet. Erstmals werden statistisch gesicherte Daten einer nahezu vollständigen Anästhesieüberwachung bei dieser Felidenart vorgestellt. Zur Schonung der Probanden fand ein praxisnahes und unter Feldbedingungen einsetzbares nicht bzw. minimal invasives Monitoring Verwendung. Anhand der Überwachung von Reflexerregbarkeit, Schmerzempfinden, Muskelrelaxation, Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen wurden die klinische Eignung und die veterinärmedizinische Praktikabilität einer Medetomidin/Ketamin-Anästhesie beim Luchs überprüft. Die Untersuchungen wurden unter weitestgehend standardisierten Bedingungen und unter Berücksichtigung der Geschlechter sowie unterschiedlicher Alters- und Gewichtsklassen an 17 Versuchstieren durchgeführt. Das Alter der 10 männlichen (davon 1 Kastrat) und der 7 weiblichen Tiere reichte von etwa 3 Jahren bis 14 ½ Jahren, bei einem Körpergewicht von 16,8 kg bis 35 kg.

Es wurden – nach geschätztem Körpergewicht – 0,03 mg/kg Kgw Medetomidin und 3 mg/kg Kgw Ketamin auf Distanz injiziert (0,0319 ± 0,0031 mg/kg Kgw Medetomidin und 3,19 ± 0,31 mg/kg Kgw Ketamin absolut). Alle experimentell-anästhesiologischen Immobilisationen wurden mit diagnostischen und/oder therapeutischen Maßnahmen verbunden. In 5 min-Intervallen (15 min bis 45 min nach Injektion) wurden Daten der Reflexaktivität, des Schmerzempfindens, der Muskelrelaxation, der Atemfrequenz, des ausgeatmeten Kohlendioxids (Kapnometrie), der peripheren Sauerstoffsättigung (Pulsoximetrie), der Herzfrequenz, der indirekten Blutdruckmessung, der kapillären Rückfüllungszeit, der Schleimhautfarbe und der Thermoregulation in einem eigens für diese Studie entwickelten Anästhesieprotokoll dokumentiert. Die Aufzeichnungen der Elektrokardiogramme sowie die venösen Blutgasanalysen (inkl. Säure-Basen-Status) erfolgten in 10 min-Intervallen (15 min bzw. 20 min bis 45 min bzw. 50 min nach Injektion).

Die mittlere Einleitungsphase ($\bar{x} \pm s$) betrug 0:10:21 \pm 0:03:26 [h:min:sek], die Toleranzphase 0:50:27 \pm 0:08:42 [h:min:sek] und die Aufwachphase 0:13:56 \pm 0:07:53 [h:min:sek]. Die Toleranzphase wies eine sehr gute Anästhesietiefe mit deutlicher peripherer Analgesie und vollständiger Muskelrelaxation auf.

Kapnometrie, Pulsoximetrie, indirekte Blutdruckmessung, Elektrokardiographie und mobile Blutgasanalyse erwiesen sich als zuverlässige nicht bzw. minimal invasive Methoden für eine Anästhesieüberwachung unter Feldbedingungen. Erregbarkeit des Pupillarreflexes ($p=0,0031$), endexpiratorischer Kohlendioxidgehalt ($p=0,0002$), periphere Sauerstoffsättigung ($p=0,0098$), venöser Sauerstoffpartialdruck ($p=0,0026$) und venöser Kohlendioxidpartialdruck ($p=0,0030$) erfuhren im Verlauf der Anästhesie von Minute 15 bis Minute 45 bzw. 50 einen signifikanten Anstieg. Erregbarkeit des Kornealreflexes ($p=0,0063$), Herzfrequenz ($p<0,0001$), diastolischer Blutdruck ($p=0,0216$) und Körperinnentemperatur ($p<0,0001$) verringerten sich im selben Zeitraum signifikant. Alle übrigen Parameter erfuhren im Verlauf der Anästhesie keine Veränderungen oder die Veränderungen waren statistisch nicht signifikant. Die i.m. Gabe von Atipamezol in der 5fachen Dosis des verabreichten Medetomidin erwies sich bei dieser Felidenart als geeignet, den Medetomidinanteil rasch und effektiv aufzuheben.

Die gewonnenen Daten belegen, daß systemische wie organspezifische Einflüsse der Medetomidin/Ketamin-Anästhesie in oben genannter Dosis durch endogene Regulationsmechanismen der Luchse kompensiert wurden und bei gesunden Tieren keine klinischen Komplikationen hervorriefen. Die Kombination aus dem α_2 -Agonisten Medetomidin und dem dissoziativen Anästhetikum Ketamin führt beim Eurasischen Luchs in der verwendeten Dosis zu einer sicheren, effektiven und antagonisierbaren Immobilisation, die für kleine chirurgische Eingriffe und Managementmaßnahmen geeignet ist.

7 SUMMARY

Joachim Schöne

Remote immobilisation of the Eurasian Lynx (*Lynx lynx*)
Effects of a medetomidine/ketamine combination
on anesthetic depth, respiratory, circulatory and metabolic functions

A modern and anesthesia and immobilisation procedure was developed for the Eurasian Lynx (*Lynx lynx*). Data supported by statistical analysis of a comprehensive anesthesia monitoring are presented for the first time for this feline species. In order to avoid undue harm to the subjects, non or minimally invasive monitoring techniques were used, which are suitable for use both in clinical environment and under field conditions. Based on observations of reflex activity, pain sensitivity, muscle relaxation, respiratory, circulatory and metabolic functions, the clinical suitability and veterinary practicability of the medetomidine/ketamine anesthesia were demonstrated. The experiment was carried out on 17 animals in predominantly standardized conditions. Gender, as well as age and weight classes were taken into consideration. Age of the 10 male (1 castrated male) and 7 female lynxes varied from 3 to almost 14 ½ years with body weights varying from 16,8 kg to 35 kg.

After estimating the body weight of the subject, 0,03 mg/kg medetomidine and 3 mg/kg ketamine were injected from a distance (actual dosages were found to be $0,0319 \pm 0,0031$ mg/kg medetomidine and $3,19 \pm 0,31$ mg/kg ketamine after weighing the subjects). All experimental remote immobilisations were carried out in conjunction with diagnostic and/or therapeutical measures. Reflex activity, pain sensitivity, muscle relaxation, respiratory rate, end-tidal carbon dioxide (capnography), peripheral oxygen saturation (pulse oximetry), heart rate, indirect blood pressure measurement, capillary refill time, mucous membrane colour and thermoregulation were documented every 5 minutes (15 min-45 min after injection) in a specially created anesthesia protocol. Data from the electrocardiograph and venous blood gas analy-

sis (inclusive of acid-base-state) were recorded every 10 minutes (15/20 min-45/50 min after injection).

Mean induction phase ($\bar{x} \pm s$) lasted 0:10:21 \pm 0:03:26 [h:min:sec], mean tolerance phase 0:50:27 \pm 0:08:42 [h:min:sec] and mean recovery phase 0:13:56 \pm 0:07:53 [h:min:sec]. The tolerance phase showed a very good anesthetic depth with pronounced peripheral analgesia and complete muscle relaxation.

Capnography, pulse oximetry, indirect blood pressure measurement, electrocardiography and mobile blood gas analysis proved to be reliable non or minimally invasive methods for anesthesia monitoring under field conditions. Excitability of the pupillary light reflex ($p=0,0031$), end-tidal carbon dioxide levels ($p=0,0002$), peripheral oxygen saturation ($p=0,0098$), venous oxygen partial pressure ($p=0,0026$) and venous carbon dioxide partial pressure ($p=0,0030$) increased significantly in the course of anesthesia from minute 15 to minute 45. Excitability of the corneal reflex ($p=0,0063$), heart rate ($p<0,0001$), diastolic blood pressure ($p=0,0216$) and body temperature ($p<0,0001$) decreased significantly in the same period. All other parameters remained unchanged during anesthesia or the changes were statistically nonsignificant. The i.m. application of atipamezole at 5 times the dosage of the administered medetomidine proved to be a suitable method of antagonizing the medetomidine effect quickly and effectively.

The results show that systemic and organ-specific effects of the medetomidine/ketamine anesthesia were compensated by endogenous regulatory mechanisms of the lynxes and did not cause clinical complications in healthy animals. In the dosages described above, the combination of the α_2 -agonist medetomidine and the dissociative anesthetic ketamine leads to a secure, effective and antagonizable immobilisation, which is suitable for minor surgical and management procedures for the Eurasian Lynx.

- ALLEN, J. L. (1999):
Use of Pulse Oximetry in Monitoring Anesthesia.
in: M. E. FOWLER u. R. E. MILLER (Hrsg.): Zoo & Wild Animal Medicine: Current Therapy 4.
W. B. Saunders, Philadelphia, London, S. 2-3
- ALEF, M. u. G. U. SCHMIDT-OECHTERING (1995):
Patientenüberwachung beim Kleintier.
in: G. U. SCHMIDT-OECHTERING u. M. ALEF (Hrsg.): Neue Aspekte der Veterinärnästhesie und Intensivtherapie.
Blackwell Wissenschafts-Verlag, Berlin, Oxford, S. 114-125
- ARNEMO, J. M., P. DYPSUND, F. BERNTSEN, J., J. SCHULZE, S. J. WEDUL, B. RANHEIM u. L. LUNDSTEIN (1998):
Bruk av implanterbare radiosendere på store rovdyr. Kliniske og dyrevernsmessige aspekter.
Nor. Veterinærtidsskr. 110(12), 799-803
- ARNEMO, J. M., J. D. C. LINNELL, S. J. WEDUL, B. RANHEIM, J. ODDEN u. R. ANDERSEN (1999):
Use of intraperitoneal radio-transmitters in lynx (*Lynx lynx*) kittens: anaesthesia, surgery and behaviour.
Wildl. Biol. 5(4), 245-250
- BARNETT, J. E. F. u. J. C. M. LEWIS (1990):
Medetomidine and ketamine anaesthesia in zoo animals and its reversal with atipamezole. A review and update with specific reference to work in British zoos.
in: Proc. Ann. Conf. Am. Assoc. Zoo Vet., South Padre, Texas, S. 207-214
- BARTH, W.-E. u. K. POHLMAYER (2000):
Der Luchs als Botschafter für ein neues Naturverständnis.
Erweiterter Sonderdruck, Niedersächsischer Jäger 13/2000-16/2000
- BECKER, K. u. G. OECHTERING (1996):
Die Anästhesie mit Medetomidin und Ketamin bei der Katze.
Kleintier-Prax. 41(4), 249-258

- BEHLERT, O. (1995):
Feliden (Katzenartige).
in: R. GÖLTENBOTH u. H.-G. KLÖS (Hrsg.): Krankheiten der Zoo- und Wild-
tiere.
Blackwell Wissenschaft, Berlin, S. 78-105
- BERRIE, P. M. (1972):
Sex difference in response to phencyclidine hydrochloride in lynx.
J. Wildl. Manage. 36(3), 994-996
- BERTHIER, J.-L., C. BLANVILLAIN, M. C. BOMSEL, S. GERBET u. Y. CHADUC
(1996):
Anesthesia and immobilization in zoo mammals and birds with medetomidine-
ketamine combination, and reversal with atipamezole.
in: Proceedings of the European Association of Zoo- and Wildlife Veterinari-
ans, Rostock 1996, S.67-74
- BISCHOFF, R. (1997):
Analyse mitochondrialer DNA-Sequenzen beim Eurasischen Luchs (*Lynx lynx*
L.) – ein Beitrag zum Luchs-Auswilderungsprogramm.
Bremen, Univ., Fachber. 2, Biologie/Chemie, Diplomarbeit
- BLEY, F. (1920):
Der Luchs.
in: H. MEERWARTH u. K. SOFFEL (Hrsg.): Lebensbilder aus der Tierwelt Eu-
ropas - Von Affen, Fledermäusen, Insektenfressern, Raubtieren, dem Walroß
und den Robben.
7. Aufl. Verlag R. Voigtländer, Leipzig, Bd 1, S. 209-222
- BÖER, M., J. SMIELOWSKI u. P. TYRALA (1994):
Reintroduction of the European lynx (*Lynx lynx*) to the Kampinoski National-
park/Poland – a field experiment with zooborn individuals.
Part I: Selection, adaptation and training.
Zool. Garten N. F. 64(6), 366-378
- BÖER, M., J. SMIELOWSKI u. P. TYRALA (1995):
Reintroduction of the European lynx (*Lynx lynx*) to the Kampinoski National-
park/Poland – a field experiment with zooborn individuals.
Part II: release phase: procedures and activities of lynxes during the first year
after.
Zool. Garten N. F. 65(5), 333 – 342

- BÖER, M., J. REKLEWSKI, J. SMIELOWSKI u. P. TYRALA (2000):
Reintroduction of the European lynx (*Lynx lynx*) to the Kampinoski National Park / Poland – a field experiment with zooborn individuals.
Part III: Demographic development of the population from Dec. 1993 until Jan. 2000.
Zool. Garten N. F. 70(5), 304-312
- BOEVER, W. J. et al. (1977):
Use of Telazol® (CI-744) for Chemical Restraint and Anesthesia in Wild and Exotic Carnivores.
Vet. Med. Small Anim. Clin. 72(11), 1722-1725
zit. nach: SCHOBERT (1987)
- BOOKHOUT, T. A. (1994):
Research and Management Techniques for Wildlife and Habitats.
The Wildlife Society, Bethesda
zit. nach E. F. KARBE (2000): Tiletamin/Zolazepam-Xylazin („Gießener Mischung“) zur Anästhesie des Damwildes (*Cervus dama d.*) – Einfluß auf Hämodynamik, Atemfunktionen und Plasmakortisol.
Gießen, Univ., Fachb. Veterinärmed., Diss.
- BÜCH, H. P. u. U. BÜCH (1996):
Narkotika.
in: W. FORTH, D. HENSCHLER, W. RUMMEL u. K. STARKE (Hrsg.): Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie.
7. Aufl. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin, S. 235-252
- BUSH, M. (1992):
Remote Drug Delivery Systems.
J. Zoo Anim. Med. 23(2), 159-180
- BUSH, M., D. G. GROBLER, J. P. RAATH, L. G. PHILLIPS Jr, M. A. STAMPER u. W. R. LANCE (2001):
Use of medetomidine and ketamine for immobilization of free-ranging giraffes.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 218(2), 245-249
- CAULKETT, N. A. (1996):
Wildlife anesthesia.
in: P. H. CRIBB, T. DUKE und N. A. CAULKETT (Hrsg.): WCVM undergraduate anesthesia manual.
Western College of Veterinary Medicine, University of Saskatchewan
<http://www.usask.ca/wcvm/anes/anesman/anes16.htm>

- CULLEN, L.K. (1999):
Xylazine and medetomidine in small animals: these drugs should be used carefully.
Austr. Vet. J. 77(11), 722-723
- DART, S. M. (1999):
Advantages and disadvantages of using alpha-2 agonists in veterinary practice.
Austr. Vet. J. 77(11), 720-721
- DIXON, W. J. (1993) :
BMDP Statistical Software Manual, Volume 1 and 2.
University of California Press, Berkeley, Los Angeles
- DUCHAMPS, A. (1985):
Immobilization of wild animals in practice.
Trans. Congr. Int. Union Game Biol. 17, 795-802
zit. nach KREEGER (1999)
- FARMER, L., N. BREWERTON u. C. RANKINE (1999):
Europe's carnivores. A conservation challenge for the 21st century.
WWF-United Kingdom
- FERRERAS, P., J. J. ALDAMA, J. F. BELTRÁN u. M. DELIBES (1994):
Immobilization of the endangered Iberian lynx with xylazine- and ketamine hydrochloride.
J. Wildl. Dis. 30(1), 65-68
- FLECKNELL, P. A. (1994):
Injectable Anaesthetics.
in: L. W. HALL u. P. M. TAYLOR (Hrsg.): Anaesthesia of the CAT.
Baillière Tindall, London, Philadelphia, S. 129-156
- FREY, H.-H., R. SCHULZ u. E. WERNER (1996):
Pharmakologie des Zentralen Nervensystems (ZNS).
in: H.-H. FREY u. W. LÖSCHER (Hrsg.): Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin.
Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, S. 139-203
- FRISCH VON HOEBLIN, G. L. (2000):
Die Rolle des Tierschutzes im Rahmen der medikamentellen Immobilisation von Tieren aus Distanz sowie die Möglichkeiten der Sachkundeausbildung für Distanzinjektionswaffen.
Amtstierärztlicher Dienst und Lebensmittelkontrolle 7(1), 32-39

- GASS, H. (1987):
Exotische Katzen.
in: K. GABRISCH u. P. ZWART (Hrsg.): Krankheiten der Wildtiere. Exotische und heimische Tiere in der Tierarztpraxis.
Verlag Schlütersche, Hannover, S. 45-77
- GÖLTENBOTH, R. (1991):
Die Immobilisation einheimischer Wildtiere.
in: KLÖS, H.-G. (Hrsg.): Immobilisation von Zoo-, Gatter- und Wildtieren.
Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft, Fachgruppe „Zootierkrankheiten“, Gießen, S. 44-50
- GÖLTENBOTH, R. (1995):
Die medikamentöse Immobilisation der Zoo- und Wildtiere.
in: R. GÖLTENBOTH u. H.-G. KLÖS (Hrsg.): Krankheiten der Zoo- und Wildtiere.
Blackwell Wissenschaft, Berlin, S. 3-8
- GRZIMEK, B. (Hrsg.) (1989):
Grzimeks Enzyklopädie – Säugetiere.
Register, Kindler Verlag, München
- HALL, L. W., K. W. CLARKE u. C. M. TRIM (2001):
Veterinary Anaesthesia.
10. Aufl. Verlag W.B. Saunders, London, Edinburgh
- HAMMER, S. (1999):
Medetomidin/Ketamin-Anästhesie beim Lama (*Lama glama*). Auswirkungen auf Anästhesiequalität, Hämodynamik, Atem- und Stoffwechselfunktionen.
Gießen, Univ., Fachb. Veterinärmed., Diss.
- HASKINS, S. C. (1992):
Die Überwachung des anästhesierten Patienten.
in: PADDLEFORD, R. R. u. W. ERHARDT (Hrsg.): Anästhesie bei Kleintieren.
Verlag Schattauer, Stuttgart, New York, S. 157-188
- HATLAPA, M. u. H. WIESNER (1982):
Die Praxis der Wildtierimmobilisation.
Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg
- HEMMER, H. (1993):
Felis (Lynx) lynx Linnaeus, 1758 – Luchs, Nordluchs.
in: J. NIETHAMMER u. F. KRAPP (Hrsg.): Handbuch der Säugetiere Europas.
AULA-Verlag, Wiesbaden, Bd. 5, S. 1119-1167

- HEMPEL, L. (1997):
Pharmazeutische Stoffliste.
10. Aufl. ABDATA, Pharma-Daten-Service, Eschborn/Taunus
- HEUSCHELE, W. P. (1961a):
Immobilization of captive wild animals.
Vet. Med. 56, 348-351
- HEUSCHELE, W. P. (1961b):
Chlordiazepoxide for calming zoo animals.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 139, 996-998
zit. nach KREEGER (1999)
- HUBBEL, J. A. E. (1993):
Untersuchung des Patienten und Vorbereitung zur Anästhesie.
in: W. W. MUIR III, J. A. E. HUBBELL u. R. T. SKARDA (Hrsg.): Veterinär-
anästhesie.
Schattauer, Stuttgart, New York, S. 5-9
- HUCHT-CIORGA, I. (1988):
Studien zur Biologie des Luchses: Jagdverhalten, Beuteausnutzung, innerart-
liche Kommunikation und an den Spuren faßbare Körpermerkmale.
Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart
- JAKSCH, W. u. E. GLAWISCHNIG (1990):
Klinische Propädeutik der inneren Krankheiten und Hautkrankheiten der Haus-
und Heimtiere.
3. Aufl. Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg
- JALANKA, H. H. (1987):
Clinical-pharmacological properties of a new sedative – Medetomidine – and
its antagonist, MPV-1248.
in: Proc. 1st Int. Conf. Zoo & Avian Med., Oahu, Hawaii, S. 530-534
- JALANKA, H. H. (1988):
Evaluation of medetomidine- and ketamine-induced immobilization in mark-
horns (*Capra falconeri megaceros*) and its reversal by atipamezole.
J. Zoo An. Med. 19(3), 95-105
- JALANKA, H. H. (1989a):
Medetomidine- and ketamine-induced immobilization of snow leopards (*Pan-
thera uncia*): Doses, evaluation, and reversal by atipamezole.
J. Zoo Wildl. Med. 20(2), 154-162

- JALANKA, H. H. (1989b):
Evaluation and comparison of two ketamine-based immobilization techniques in snow leopards (*Panthera uncia*).
J. Zoo Wildl. Med. 20(2), 163-169
- JALANKA, H. H. (1989c):
Chemical restraint and reversal in captive markhorses (*Capra falconeri megaceros*): a comparison of two methods.
J. Zoo Wildl. Med. 20(4), 163-169
- JALANKA, H. H. u. B. O. ROEKEN (1990):
The use of medetomidine, medetomidine-ketamine combinations, and atipamezole in nondomestic mammals: a review.
J. Zoo Wildl. Med. 21(3), 259-282
- JALANKA, H. H. (1991):
Medetomidine, medetomidine-ketamine combinations and atipamezole in non-domestic animals.
College of Veterinary Medicine Helsinki, Diss.
- JESSUP, D. A. (1982):
Restraint and chemical immobilization of carnivores and furbearers.
in: L. NIELSEN, J. C. HAIGH u. M. E. FOWLER (Hrsg.): Chemical Immobilization of North American Wildlife.
Wisconsin Humane Society, Inc., Milwaukee, S. 227-244
zit. nach KREEGER (1999) u. NIELSEN (1996), (1999)
- JESSUP, D. A. et al. (1990):
Wildlife Restraint Series.
International Wildlife Veterinary Services, Salinas
zit. nach: NIELSEN (1996)
- KLEIN, L. V. u. A. M. KLIDE (1989):
Central α_2 – adrenergic and benzodiazepine agonists and their antagonists.
J. Zoo Wildl. Med. 20(2), 138-153
- KOPF, N. (1997):
Allgemeine und lokale Schmerzausschaltung.
in: V. SCHMIDT u. M. C. HORZINEK (Hrsg.): Krankheiten der Katze.
2. Aufl. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, Bd. 1, S. 199-227
- KRAMER, S., I. NOLTE u. W. JÖCHLE (1996):
Clinical comparison of medetomidine with xylazine/l-methadone in dogs.
Vet. Rec. 138, 128-133

- KREEGER, T. J. (1999):
Handbook of Wildlife Chemical Immobilization.
3. Aufl. Wildlife Pharmaceuticals, Inc., Fort Collins, Colorado
- LEWIS, J. C. M. (1994):
Anesthesia of non-domestic cats.
in: L. W. HALL u. P. M. TAYLOR (Hrsg.): Anaesthesia of the CAT.
Baillière Tindall, London, Philadelphia, S. 310-349
- LEWIS, J. C. M. (1998):
European felid taxon advisory group. Veterinary guidelines.
International Zoo Veterinary Group, Keighley
- LEYHAUSEN, P. (1988):
Katzen.
in: B. GRZIMEK (Hrsg.): Grzimeks Enzyklopädie – Säugetiere.
Kindler Verlag, München, Bd. 3, S. 578-636
- LIN, H. C. (1996):
Dissociative anesthetics.
in: J.C. THURMON, W.J. TRANQUILLI u. G.J. BENSON: Lumb and Jones' veterinary anesthesia.
3. Aufl. Williams & Wilkins, Baltimore, Philadelphia, S. 241-296
- LÖSCHER, W. (1994):
Pharmaka mit Wirkung auf das Zentralnervensystem.
in: W. LÖSCHER, F. R. UNGEMACH u. R. KROKER (Hrsg.):
Grundlagen der Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren.
Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 66-115
- MANDSAGER, R. E. (2001):
Acid-Base Physiology & Anesthesia.
Lecture Schedule, Spring Semester 2001
Oklahoma State University College of Veterinary Medicine
<http://www.cvm.okstate.edu/courses/vmed5412/default.asp>
- MATJUSCHKIN, E. N. (1978):
Der Luchs.
A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt
- McKELVEY, D. u. K. W. HOLLINGSHEAD (2000):
Small animal anesthesia and analgesia.
2. Aufl. Verlag Mosby, Inc., St. Louis, Baltimore

- MIDDLETON, D. J., J. E. ILKIW u. A. D. J. WATSON (1981):
Arterial and venous blood gas tensions in clinically healthy cats.
Am. J. Vet. Res. 42, 1609-1611
zit. nach: TRIM (1994)
- MÖLLENHOF, A., I. NOLTE u. S. KRAMER (2001):
Indirekte Blutdruckmessung bei Katzen mittels Doppler-sonographischer und
oszillometrischer Methode.
Tierärztl. Prax. 29(K), 191-197
- MUIR, III, W. W. (1993):
Spezielle Injektionsanästhetika.
in: W. W. MUIR III, J. A. E. HUBBELL u. R. T. SKARDA (Hrsg.): Veterinär-
anästhesie.
Schattauer, Stuttgart, New York, S. 60-70
- NICHOLSON, A. (1996):
Monitoring techniques and equipment for small animal anaesthesia.
Austr. Vet. J. 74(2), 114-123
- NIELSEN, L. (1996):
Chemical immobilization of free-ranging terrestrial mammals.
in: J.C. THURMON, W.J. TRANQUILLI u. G.J. BENSON: Lumb and Jones´
veterinary anesthesia.
3. Aufl. Williams & Wilkins, Baltimore, Philadelphia, S. 736-764
- NIELSEN, L. (1999):
Chemical immobilization of wild and exotic animals.
Iowa State University Press, Ames
- ØEN, E. O. (1980):
Drug immobilization and anaesthesia of a lynx in connection with a broken leg.
Nord. Veterinaarmed. 32, 318-320
- PADDLEFORD, R. R. u. W. ERHARDT (1992):
Allgemeinanästhesie.
in: R. R. PADDLEFORD u. W. ERHARDT (Hrsg.): Anästhesie bei Kleintieren.
Schattauer, Stuttgart, New York, S. 35-87
- PLÄN, T. (1988):
Überlegungen des Bundes Naturschutz in Bayern zur Wiedereinbürgerung
des Europäischen Luchses (*Lynx lynx L.*).
Waldhygiene, 17(5-6), 147-164

- POND, D. B. u. B. W. O'GARA (1994):
Chemical immobilization of large mammals.
in: T. A. BOOKHOUT (Hrsg.): Research and Management Techniques for
Wildlife and Habitats.
The Wildlife Society, Bethesda, S. 125-139
zit. nach KREEGER (1999)
- POOLE K. G., G. MOWAT u. B. G. SLOUGH (1993):
Chemical immobilization of lynx.
Wildl. Soc. Bull. 21, 136-140
- ROEKEN, B. O. (1987):
Medetomidine in zoo animal anaesthesia.
in: Proc. 1st Int. Conf. Zoo & Avian Med., Oahu, Hawaii, S. 535-538
- RYENG, K. A. u. J. M. ARNEMO (1995):
Sedasjon, immobilisering og anestesi av rein.
Nor. Veterinærtidsskr. 107(10), 949-955
- SAINT JOHN, B. E. (1992):
Pulse oximetry: theory, technology, and clinical considerations.
in: Proceedings Joint Meeting Am. Assoc. Zoo Vet., Am. Assoc. Wildl. Vet.,
East Lansing, S. 223-229
- SALONEN, J. S. (1989):
Pharmacokinetics of Medetomidine.
Acta vet. scand. 85, 49-54
- SAVOLA J.-M. (1989):
Cardiovascular Actions of Medetomidine and their Reversal by Atipamezole.
Acta vet. scand. 85, 39-47
- SCHAFTENAAR, W. (1996):
Evaluation of four years experience with medetomidine-ketamine anesthesia
in zoo animals.
in: Proceedings of the European Association of Zoo- and Wildlife Veterinarians,
Rostock 1996, S. 79-86
- SCHATZMANN, U. u. J. L. STAUFFER (1996):
Sedierung und Narkose.
in: W. KRAFT u. U. M. DÜRR (Hrsg.): Katzenkrankheiten, Klinik und Therapie.
4. Aufl. Verlag M. & H. Schaper, Alfeld, Hannover, S. 1079-1089
- SCHMIDT-OECHTERING, G. U. u. K. BECKER (1992):
Alte und neue α_2 -Adrenozeptor-Agonisten.
Tierärztl. Prax. 20, 447-458

- SCHOBERT, E. (1987):
Telazol[®] use in wild and exotic animals.
Vet. Med. Small Anim. Clin. 82, 1080-1088
- SEAL, U. S. u. A. W. ERICKSON (1969):
Immobilization of carnivora and other mammals with phencyclidine and promazine.
Fed. proc. 28, 1410-1419
zit. nach KREEGER (1999)
- SEAL, U. S., A. W. ERICKSON u. J. G. MAYO (1970):
Drug immobilisation of the Carnivora.
Int. Zoo Yb. 10, 157-170
- SEAL, U. S. u. T. J. KREEGER (1987):
Chemical immobilization of furbearers.
in: M. NOVAK, J. A. BAKER, M. E. OBBARD u. B. MALLOCH (Hrsg.): Wild Furbearer Management and Conservation in North America.
Ontario Ministry of Natural Resources, Toronto, S. 191-215
zit. nach KREEGER (1999)
- SLADKY, K. K., B. T. KELLY, M. R. LOOMIS, M. K. STOSKOPF u. W. A. HORNE (2000):
Cardiorespiratory effects of four α_2 -adrenoceptor agonist-ketamine combinations in captive red wolves.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 217(9), 1366-1371
- SMIT, C.J. u. A. VAN WIJNGAARDEN (1981):
Threatened Mammals in Europe.
Akademische Verlagsgesellschaft, Wiesbaden
- SPELMAN, L. H., P. W. SUMNER, J. F. LEVINE u. M. K. STOSKOPF (1994):
Anesthesia of North American river otters (*Lutra canadensis*) with medetomidine-ketamine and reversal by atipamezole.
J. Zoo Wildl. Med. 25(2), 214-223
- SWAN, G. E. (1993):
Drugs used for the immobilization, capture, and translocation of wild animals.
in: A. MCKENZIE (Hrsg.): The Capture and Care Manual: Capture, Care, Accommodation and Transportation of Wild African Animals.
The South African Veterinary Foundation, Pretoria, S. 2-64

- THIELEBEIN, J., C. HACKENBROICH, T. SPRETKE, H.-D. HOHMANN u. K. H. BONATH (2001):
Medetomidine/ketamine-anaesthesia in red necked wallabies (*Macropus rufogriseus*).
in: Verhandlungsbericht des 40. Internationalen Symposiums über die Erkrankung der Zoo- und Wildtiere, Rotterdam 2001, S.289-294
- THURMON, J. C., W. J. TRANQUILLI u. G. J. BENSON (1996):
Lumb and Jones' veterinary anesthesia.
3. Aufl. Williams & Wilkins, Baltimore, Philadelphia
- TILLEY, L. P. (1997):
EKG bei Hund und Katze. Grundlagen, Auswertung und Therapie.
2. Aufl. Verlag Schlütersche, Hannover
- TRIM, C. M. (1994) :
Monitoring the Anaesthetized Cat.
in: L. W. HALL u. P. M. TAYLOR (Hrsg.): Anaesthesia of the CAT.
Baillière Tindall, London, Philadelphia, S. 194-223
- TYLER, N. J. C., R. HOTVEDT, A. S. BLIX u. D. R. SØRENSEN (1990):
Immobilization of Norwegian reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) and Svalbard reindeer (*R. t. platyrhynchus*) with medetomidine and medetomidine-ketamine and reversal of immobilization with atipamezole.
Acta vet. scand. 31, 479-488
- VÄHÄ-VAHE, A. T. (1990):
Clinical effectiveness of atipamezole as a medetomidine antagonist in cats.
J. Small Anim. Prac. 31, 193-197
- VERSTEGEN, J., X. FARGETTON u. F. ECTORS (1989):
Medetomidine/Ketamine Anaesthesia in Cats.
Acta vet. scand. 85, 117-123
- VERSTEGEN, J., X. FARGETTON, I. DONNAY u. F. ECTORS (1990):
Comparison of the clinical utility of medetomidine/ketamine and xy-lazine/ketamine combinations for the ovariectomy of cats.
Vet. Rec. 127, 424-426
- VERSTEGEN, J., X. FARGETTON, I. DONNAY u. F. ECTORS (1991):
An evaluation of medetomidine/ketamine and other drug combinations for anesthesia in cats.
Vet. Rec. 128, 32-35

- VIRTANEN, R. (1989):
Pharmacological Profiles of Medetomidine and its Antagonist, Atipamezole.
Acta vet. scand. 85, 29-37
- VOGEL, I., J.-C. VIÉ u. J. KÉRAVEC (1996):
Immobilisation of wild two-toed sloths (*Choloepus didactylus*, *Xenarthra*) with
four anaesthetic combinations.
in: Proceedings of the European Association of Zoo- and Wildlife Veterinarians,
Rostock 1996, S.105-106
- WALZER, C. (1996):
Medetomidine-ketamine-hyaluronidase-atipamezole anaesthesia in chamois
(*Rupicapra rupicapra*).
in: Proceedings of the European Association of Zoo- and Wildlife Veterinarians,
Rostock 1996, S.67-74
- WIESNER, H. (1977):
Zur Narkosepraxis mit dem "Blasrohrgewehr".
Kleintier-Prax. 22, 327-330
- WIESNER, H. (1991):
Praxis der Wildtierimmobilisation.
in: KLÖS, H.-G. (Hrsg.): Immobilisation von Zoo-, Gatter- und Wildtieren.
Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft, Fachgruppe „Zootierkrankheiten“,
Gießen, S. 27-43
- WIESNER, H. (1998):
Tierschutzrelevante Neuentwicklungen zur Optimierung der Distanzimmobilisation.
Tierärztl. Prax. 26(G4), 225-233
- WIESNER, H. u. G. VON HEGEL (1985):
Praktische Hinweise zur Immobilisation von Wild- und Zootieren.
Tierärztl. Prax. 13, 113-127

Anhang

Datentabellen

Tabelle 13 - Erregbarkeit des Palpebralreflexes

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	15	2,27 ± 1,16	1	5
20	15	2,20 ± 1,08	1	5
25	17	2,47 ± 1,01	1	5
30	16	2,25 ± 0,68	1	3
35	15	2,13 ± 0,74	1	3
40	14	2,36 ± 1,15	1	5
45	10	2,30 ± 0,67	1	3

Tabelle 14 - Erregbarkeit des Kornealreflexes

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	15	2,93 ± 1,75	1	5
20	15	2,73 ± 1,58	1	5
25	17	3,12 ± 1,50	1	5
30	16	3,31 ± 1,20	2	5
35	15	3,20 ± 1,70	1	5
40	14	3,36 ± 1,45	1	5
45	10	3,50 ± 1,51	1	5

Tabelle 15 - Erregbarkeit des Pupillarreflexes

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	14	3,50 ± 1,40	1	5
20	15	3,27 ± 1,33	1	5
25	15	3,33 ± 1,45	1	5
30	16	2,69 ± 1,20	1	5
35	15	2,33 ± 1,29	1	5
40	13	2,46 ± 1,45	1	5
45	9	2,00 ± 0,87	1	3

Tabelle 16 - Erregbarkeit des Ohrreflexes

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	15	3,00 ± 2,00	1	5
20	14	3,29 ± 1,27	1	5
25	16	3,63 ± 1,36	1	5
30	15	3,47 ± 1,51	1	5
35	15	3,40 ± 1,64	1	5
40	14	3,43 ± 1,55	1	5
45	10	3,80 ± 1,55	1	5

Tabelle 17 - Erregbarkeit des Analreflexes

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	15	2,87 ± 1,68	1	5
20	14	2,43 ± 1,34	1	5
25	16	2,69 ± 1,20	1	5
30	14	2,29 ± 1,14	1	5
35	14	2,21 ± 1,25	1	5
40	14	2,14 ± 1,03	1	4
45	8	2,38 ± 0,92	1	4

Tabelle 18 - Atemfrequenz [1/min]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	10	15,30 ± 6,67	7	25
20	14	14,21 ± 3,49	9	20
25	16	16,88 ± 4,70	10	25
30	16	16,25 ± 3,79	10	24
35	17	16,00 ± 4,91	8	23
40	14	15,86 ± 3,72	10	23
45	12	16,42 ± 3,99	11	24

Tabelle 19 - Endexpiratorischer Kohlendioxidgehalt [%]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	11	4,63 ± 0,39	4,1	5,2
20	14	4,79 ± 0,45	3,9	5,4
25	16	4,95 ± 0,38	4,2	5,8
30	16	4,88 ± 0,42	4,1	5,6
35	16	4,98 ± 0,36	4,4	5,7
40	14	4,91 ± 0,34	4,3	5,7
45	11	4,86 ± 0,34	4,4	5,6

Tabelle 20 - Periphere Sauerstoffsättigung [%]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	11	95,82 ± 2,56	90	99
20	16	96,19 ± 2,93	90	100
25	16	96,94 ± 2,43	92	100
30	17	96,88 ± 2,80	90	100
35	17	97,24 ± 2,02	94	100
40	14	97,86 ± 1,88	95	100
45	12	98,67 ± 1,15	96	100

Tabelle 21 - Sauerstoffpartialdruck [mmHg]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15/20	13	40,62 ± 4,59	34	49
25/30	15	43,67 ± 5,46	35	58
35/40	13	45,15 ± 5,81	35	56
45/50	9	48,56 ± 5,36	39	56

Tabelle 22 - Kohlendioxidpartialdruck [mmHg]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15/20	13	39,15 ± 4,34	33	46
25/30	15	42,73 ± 3,71	38	50
35/40	13	42,00 ± 3,61	38	48
45/50	9	42,56 ± 3,57	37	47

Tabelle 23 - pH-Wert

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15/20	14	7,33 ± 0,04	7,27	7,39
25/30	16	7,33 ± 0,05	7,26	7,47
35/40	13	7,32 ± 0,04	7,24	7,37
45/50	9	7,31 ± 0,03	7,27	7,35

Tabelle 24 - Basenüberschuß [mmol/l]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15/20	14	-4,98 ± 1,57	-7,0	-1,8
25/30	15	-4,86 ± 1,28	-6,9	-2,1
35/40	13	-4,78 ± 1,65	-7,5	-2,1
45/50	9	-4,82 ± 1,21	-6,7	-3,0

Tabelle 25 - Bikarbonat [mmol/l]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15/20	14	20,08 ± 1,57	17,5	23,4
25/30	16	20,67 ± 2,01	16,3	25,8
35/40	13	20,75 ± 1,39	18,2	22,9
45/50	9	20,76 ± 1,18	19,1	22,1

Tabelle 26 - Herzfrequenz [1/min]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	12	93,75 ± 7,23	83	109
20	15	92,13 ± 9,72	78	113
25	15	91,87 ± 10,33	78	112
30	17	90,24 ± 10,77	68	111
35	17	89,06 ± 9,81	72	110
40	15	87,00 ± 11,01	70	110
45	13	85,00 ± 10,26	70	108

Tabelle 27 - Systolischer Blutdruck [mmHg]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	5	210,00 ± 16,42	191	234
20	7	195,43 ± 43,55	100	229
25	10	199,20 ± 27,59	142	233
30	10	198,50 ± 28,25	129	228
35	11	192,73 ± 27,97	124	227
40	9	198,33 ± 22,87	176	239
45	8	196,13 ± 18,17	174	222

Tabelle 28 - Diastolischer Blutdruck [mmHg]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	5	164,20 ± 13,05	149	180
20	7	151,14 ± 34,67	79	182
25	10	155,10 ± 26,45	97	191
30	10	153,40 ± 26,17	90	182
35	11	148,73 ± 24,13	89	183
40	9	152,00 ± 18,38	125	185
45	8	151,50 ± 17,30	124	179

Tabelle 29 - Körperinnentemperatur [°C]

ZEIT [min]	n	$\bar{x} \pm s$	x_{\min}	x_{\max}
15	14	38,54 ± 0,76	37,4	39,8
20	16	38,46 ± 0,75	37,2	39,9
25	16	38,49 ± 0,80	37,4	39,8
30	17	38,45 ± 0,67	37,5	39,8
35	17	38,36 ± 0,67	37,3	39,6
40	14	38,18 ± 0,83	37,0	39,5
45	11	37,99 ± 0,81	37,0	39,2

Verzeichnis der Abbildungen und Tabellen

Die Fotografien sind, soweit nicht anders vermerkt, vom Autor angefertigt.

ABBILDUNGEN

Abbildung 1 - Eurasischer Luchs (entnommen aus SMIT u. VAN WIJNGAARDEN 1981)	11
Abbildung 2 - Eurasischer Luchs (<i>Lynx lynx</i>) im Nationalpark Harz (Foto U. Heuer)	15
Abbildung 3 - Strukturformel von Medetomidin (nach HEMPEL 1997)	23
Abbildung 4 - Strukturformel von Ketamin (nach HEMPEL 1997)	25
Abbildung 5 - Strukturformel von Atipamezol (nach HEMPEL 1997).....	29
Abbildung 6 - Beschußzonen	36
Abbildung 7 - Übersicht Meßplatz	37
Abbildung 8 - Test des Schmerzempfindens mittels Arterienklemme am Krallensaum	44
Abbildung 9 - Intubierter Luchs mit an der Zunge befestigtem Meßsensor für die Pulsoximetrie	46
Abbildung 10 - Mit Textilklebeband fixierte Venenverweilkanüle	47
Abbildung 11 - Blutdruckmanschette am linken Unterarm	49
Abbildung 12 - Erregbarkeit des Palpebralreflexes im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$).....	53
Abbildung 13 - Erregbarkeit des Kornealreflexes im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$).....	54
Abbildung 14 - Erregbarkeit des Pupillarreflexes im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$).....	54
Abbildung 15 - Erregbarkeit des Ohrreflexes im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)	55
Abbildung 16 - Erregbarkeit des Analreflexes im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$).....	55
Abbildung 17 - Atemfrequenz im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$).....	57
Abbildung 18 - Endexpiratorischer Kohlendioxidgehalt im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$). 58	
Abbildung 19 - Periphere Sauerstoffsättigung im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)	59
Abbildung 20 - Venöser Sauerstoffpartialdruck im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$).....	60
Abbildung 21 - Venöser Kohlendioxidpartialdruck im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)	61
Abbildung 22 - Venöser pH-Wert im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)	62
Abbildung 23 - Venöser Basenüberschuß im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$).....	63
Abbildung 24 - Venöses Bikarbonat im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$).....	64
Abbildung 25 - Herzfrequenz im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$).....	65
Abbildung 26 - Systolischer/Diastolischer Blutdruck im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)	67
Abbildung 27 - Körperinnentemperatur im Verlauf der Med/Ket-Anästhesie ($\bar{x} \pm s$)	68

TABELLEN

Tabelle 1 - Zoologische Stellung des Eurasischen Luchses (<i>Lynx lynx</i>) nach GRZIMEK (1989)	14
Tabelle 2 - Injektionsanästhesie mit Xylazin/Ketamin bei Feliden der Gattung <i>Lynx</i>	20
Tabelle 3 - Injektionsanästhesie mit Medetomidin/Ketamin bei Feliden der Gattung <i>Lynx</i>	21
Tabelle 4 - Injektionsanästhesie mit Ketamin bei Feliden der Gattung <i>Lynx</i>	22
Tabelle 5 - Injektionsanästhesie mit Tiletamin/Zolazepam bei Feliden der Gattung <i>Lynx</i>	22
Tabelle 6 - Basisdaten der Probanden.....	33
Tabelle 7 - Definitionen der Anästhesiephasen einer Wildtierimmobilisation	38
Tabelle 8 - Klinisch relevante Parameter der Anästhesieüberwachung in dieser Studie	41
Tabelle 9 - Meßzeitpunkte untersuchter klinischer Parameter nach Injektion von Med/Ket	42
Tabelle 10 - Zeitparameter (Mittelwerte, Standardabweichungen, Maxima, Minima).....	52
Tabelle 11 - Dauer der Anästhesiephasen (Mittelwerte, Standardabweichungen, Maxima, Minima) ..	52
Tabelle 12 - Statistische Auswertung im Überblick (Signifikanz, Überschreitungswahrscheinlichkeit)	69
Tabelle 13 - Erregbarkeit des Palpebralreflexes	A-1.1
Tabelle 14 - Erregbarkeit des Kornealreflexes.....	A-1.1
Tabelle 15 - Erregbarkeit des Pupillarreflexes	A-1.1
Tabelle 16 - Erregbarkeit des Ohrreflexes	A-1.2
Tabelle 17 - Erregbarkeit des Analreflexes	A-1.2
Tabelle 18 - Atemfrequenz [1/min]	A-1.2
Tabelle 19 - Endexpiratorischer Kohlendioxidgehalt [%].....	A-1.3
Tabelle 20 - Periphere Sauerstoffsättigung [%].....	A-1.3
Tabelle 21 - Sauerstoffpartialdruck [mmHg].....	A-1.3
Tabelle 22 - Kohlendioxidpartialdruck [mmHg].....	A-1.4
Tabelle 23 - pH-Wert	A-1.4
Tabelle 24 - Basenüberschuß [mmol/l].....	A-1.4
Tabelle 25 - Bikarbonat [mmol/l].....	A-1.4
Tabelle 26 - Herzfrequenz [1/min]	A-1.5
Tabelle 27 - Systolischer Blutdruck [mmHg]	A-1.5
Tabelle 28 - Diastolischer Blutdruck [mmHg]	A-1.6
Tabelle 29 - Körperinnentemperatur [°C]	A-1.6

Abkürzungen

BE _v	Venöser Basenüberschuß
ETCO ₂	Endexpiratorischer Kohlendioxidgehalt
HCO ₃ ⁻ _v	Venöses Bikarbonat
i.m.	Intramuskulär
i.v.	Intravenös
Ket	Ketamin
Kgw.....	Körpergewicht
L.....	<i>Lynx</i>
Med.....	Medetomidin
n.....	Stichprobenumfang
p.....	Überschreitungswahrscheinlichkeit
pH _v	Venöser pH-Wert
PO _{2v}	Venöser Sauerstoffpartialdruck
PCO _{2v}	Venöser Kohlendioxidpartialdruck
R	Variationsbreite
s	Standardabweichung der Stichprobe
SaO ₂	Arterielle Sauerstoffsättigung
s.c.	Subkutan
\bar{x}	Arithmetisches Mittel einer Stichprobe
x_{\max}	Größter Wert einer Stichprobe, Maximum
x_{\min}	Kleinster Wert einer Stichprobe, Minimum

Danksagungen

Meinem Lehrer, Herrn PD Dr. Michael Böer, danke ich für sein Vertrauen und die Überlassung dieses aufregenden Themas. Die jederzeit gewährte fachliche Betreuung und Unterstützung waren für ihn eine Selbstverständlichkeit. Seine Erfahrungen und Motivationen in der Arbeit und im Leben mit Wild- und Zootieren wiesen mir immer wieder den Weg.

Herrn Univ.-Prof. Dr. Klaus H. Bonath danke ich für die unkomplizierte Bereitstellung der Geräte, für wertvolle Anregungen, für fachliche Hinweise zur Durchführung und Auswertung der Versuche sowie für seine kritische Durchsicht der Arbeit.

Dankeschön an Dr. Christian Hackenbroich und die Studenten Lara Fichtel, Matthias Peppmüller, Svenja Schenk, Vanessa Klippel und Peter Robert Bowen für ihre abwechselnde Unterstützung bei der Protokollführung und der Durchführung der Versuche.

Ich danke Herrn Univ.-Prof. Dr. Manfred Kietzmann für erfrischende Gespräche und solide Anregungen aus pharmakologischer Sicht.

Herrn MR Dr. Hartmut Kolbe aus dem Niedersächsischen Ministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten danke ich für seine Überzeugung und für seinen Einsatz bei der Bereitstellung finanzieller Mittel zur Unterstützung dieser Studie.

Herrn Wolfgang Beck, Discovery Channel Deutschland, sei recht herzlich für weitere finanzielle Unterstützung dieser und zukünftiger Forschungsarbeiten über den Luchs gedankt.

Frau Dr. Heidrun Schnieder von der Gesellschaft der Freunde der Tierärztlichen Hochschule Hannover e.V. danke ich für die Verwaltung der Forschungsgelder.

Herrn Dr. Uwe Kersten aus der Klinik für kleine Haustiere der Tierärztlichen Hochschule Hannover und Herrn Dr. Horst Neu aus der Klinik für innere Krankheiten der Kleintiere und Pferde der Justus-Liebig-Universität Gießen danke ich für ihre guten Ratschläge zur Auswertung der Elektrokardiogramme.

Für die freundliche Unterstützung bei der statistischen Auswertung und der visuellen Darstellung der Ergebnisse danke ich Herrn Dr. Klaus Failing von der Arbeitsgruppe Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereichs Veterinärmedizin an der Justus-Liebig-Universität Gießen.

Herrn Norbert Tietz (Wildpark Lüneburger Heide), Herrn Dr. Hartmut Müller (Wildpark Schwarze Berge), Frau Ute Radestock (Heimatnaturgarten Weißenfels), Herrn Dr. Florian Brandes (Tierpark Essehof) und Herrn Joachim Hennig (Wisentgehege Springe) danke ich für die Bereitstellung ihrer Tiere und ihr Vertrauen in meine Arbeit. Ganz besonders danke ich Ralph Neumann (Wildpark Lüneburger Heide) für sein Interesse und seine unbeirrbar Hilfsbereitschaft.

Dankeschön an die Firma Pfizer, Bereich Kleintiere und Pferde, Karlsruhe, für die großzügige Bereitstellung von Medetomidin und Atipamezol.

Cand. med. vet. Holger Wilms und PD Dr. Friedrich Steimann standen mir unerschrocken und souverän im Kampf und in der Diskussion mit meinem Computer bei. Ich danke ihnen ganz herzlich dafür.

Dr. Frank Hoyer und Dr. Jörg Fritzemeier gaben mir stets zur richtigen Zeit wichtige fachliche, methodische und menschliche Ratschläge. Beiden danke ich für die gute und langjährige Freundschaft.