

# **Zur Distanzimmobilisation des Warzenschweines (Phacochoerus africanus)**

**Einfluss der Anästhetikakombination  
Tiletamin/Zolazepam-Xylazin  
auf Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen**



INAUGURAL-DISSERTATION  
zur Erlangung des Doktorgrades beim  
Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen

**Susanne Sonntag**

Aus der Klinik für Kleintiere, Chirurgie, der Justus-Liebig-Universität Gießen

Betreuer: Prof. Dr. K. H. Bonath

**Zur Distanzimmobilisation des Warzenschweines  
(Phacochoerus africanus)**

**Einfluss der Anästhetikakombination  
Tiletamin/Zolazepam-Xylazin  
auf Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen**

INAUGURAL-DISSERTATION  
zur Erlangung des Doktorgrades beim  
Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen

Eingereicht von  
SUSANNE SONNTAG  
Tierärztin aus Bad Hersfeld

Gießen 2006

Mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin  
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. M. Reinacher

---

1. Berichtersteller: Prof. Dr. Klaus H. Bonath

2. Berichtersteller: Prof. Dr. Hanno Würbel

Tag der mündlichen Prüfung: 18.09.2006

# Inhaltsverzeichnis

<b>1</b>	<b>Einleitung.....</b>	<b>8</b>
<b>2</b>	<b>Literatur .....</b>	<b>10</b>
2.1	Warzenschweine .....	10
2.1.1	Zoologische Stellung .....	10
2.1.2	Beschreibung und Biologie .....	14
2.1.3	Habitat und geographisches Vorkommen.....	21
2.2	Immobilisationsverfahren via intramuskulärer Distanzinjektion bei wilden Schweinen und Pekaris .....	23
2.2.1	Peripher wirkende Muskelrelaxantien.....	25
2.2.1.1	Nicht-depolarisierende Muskelrelaxantien.....	26
2.2.1.2	Depolarisierende Muskelrelaxantien.....	27
2.2.2	Barbiturate .....	28
2.2.3	Neuroleptika .....	30
2.2.4	$\alpha_2$ -Agonisten .....	32
2.2.5	Ataraktika.....	33
2.2.6	Opioid-Analgetika .....	34
2.2.7	Dissoziative Anästhetika .....	36
2.2.8	Neuroleptanalgetika .....	39
2.2.8.1	Azaperon/Metomidat .....	40
2.2.8.2	Azaperon/Fentanyl .....	40
2.2.8.3	Etorphinkombinationen.....	41
2.2.8.4	Butorphanolkombinationen.....	44
2.2.8.5	Phencyclidinkombinationen .....	45
2.2.8.6	Ketaminkombinationen .....	46

---

2.2.8.7	Tiletamin/Zolazepam .....	48
2.2.8.8	Tiletamin/Zolazepam in Kombination mit $\alpha_2$ - Agonisten .....	52
2.2.9	Überblick der medikamentellen Immobilisationsverfahren beim Warzenschwein.....	56
<b>3</b>	<b>Tiere, Material und Methoden .....</b>	<b>59</b>
3.1	Vorbemerkungen .....	59
3.2	Vorversuche.....	60
3.3	Probanden .....	60
3.4	Haltung und Fütterung .....	62
3.5	Versuchsdurchführung.....	65
3.6	In dieser Studie verwendete Anästhetika.....	70
3.6.1	Tiletamin/Zolazepam .....	70
3.6.1.1	Tiletamin .....	72
3.6.1.2	Zolazepam.....	75
3.6.2	Xylazin .....	77
3.7	Dosierung der Anästhetika.....	81
3.8	Anästhesiestadien .....	82
3.9	Monitoring .....	84
3.10	Messzeitpunkte .....	86
3.11	Messmethoden .....	87
3.11.1	Reflexaktivität .....	87
3.11.2	Schmerzempfinden.....	88
3.11.3	Muskeltonus .....	89
3.11.4	Schleimhautfarbe und Kapilläre Rückfüllungszeit.....	90
3.11.5	Elektrokardiographie.....	90
3.11.6	Blutdruckmessung .....	90

---

3.11.7	Atmung .....	92
3.11.8	Pulsoxymetrie .....	92
3.11.9	Blutgasanalyse und Säure-Basen-Status .....	93
3.11.10	Thermometrie.....	94
3.12	Statistische Auswertung.....	95
<b>4</b>	<b>Ergebnisse.....</b>	<b>96</b>
4.1	Vorversuche.....	96
4.2	Immobilisationsverlauf und Dauer der Anästhesiestadien .....	98
4.3	Indikatoren der Anästhesietiefe und Vitalzeichen .....	101
4.3.1	Reflexaktivität .....	101
4.3.2	Schmerzempfinden.....	103
4.3.3	Muskeltonus .....	103
4.3.4	Schleimhautfarbe und Kapilläre Rückfüllungszeit.....	104
4.3.5	Herzfrequenz .....	104
4.3.6	Elektrokardiogramm.....	105
4.3.7	Blutdruck.....	107
4.3.8	Atemfrequenz .....	109
4.3.9	Periphere Sauerstoffsättigung .....	110
4.3.10	Venöser Sauerstoffpartialdruck.....	111
4.3.11	Venöser Kohlendioxidpartialdruck .....	112
4.3.12	Venöser Basenüberschuß .....	113
4.3.13	Venöser pH-Wert.....	114
4.3.14	Venöses Bikarbonat.....	115
4.3.15	Venöses Gesamtkohlendioxid .....	116
4.3.16	Körperinnentemperatur.....	116

---

4.3.17	Zusammenfassung der Ergebnisse .....	118
<b>5</b>	<b>Diskussion.....</b>	<b>119</b>
5.1	Methodisches Vorgehen .....	119
5.2	Vorversuche.....	121
5.3	Immobilisationsverlauf und Dauer der Anästhesiestadien .....	122
5.4	Anästhesietiefe .....	126
5.5	Herz-Kreislaufparameter.....	128
5.5.1	Herzfrequenz .....	128
5.5.2	EKG .....	129
5.5.3	Blutdruck.....	130
5.6	Atemparameter .....	131
5.6.1	Atemfrequenz .....	131
5.6.2	Periphere Sauerstoffsättigung .....	132
5.7	Blutgase und Säuren-Basen-Haushalt.....	134
5.8	Körperinnentemperatur .....	135
5.9	Schlussbetrachtung .....	136
<b>6</b>	<b>Zusammenfassung .....</b>	<b>138</b>
<b>7</b>	<b>Summary.....</b>	<b>141</b>
<b>8</b>	<b>Literaturverzeichnis.....</b>	<b>144</b>
<b>Anhang.....</b>		<b>175</b>
	Datentabellen .....	176
	Verzeichnis der Abbildungen und Tabellen .....	184
	Abbildungen.....	184
	Tabellen .....	186
	Abkürzungen .....	188
	Danksagung .....	189

# 1 Einleitung

Unmittelbar an Kenias Hauptstadt Nairobi grenzt der Nairobi Nationalpark. Warzenschweine verließen den Park über Drainageröhre sowie unter dem Maschendrahtzaun hindurch und erschlossen die angrenzenden Vororte als ihr Territorium. Durch die stetig dichter werdende Besiedlung Nairobis wurde der Lebensraum dieser Warzenschweinpopulation in den letzten Jahren immer stärker eingeschränkt und urbanisiert. Klagen über verletzte Haustiere und verwüstete Ziergärten nahmen zu. Auch werden die Tiere von vielen Einheimischen als Vernichter ihrer kleinen Maisernten oder als Nahrungsquelle angesehen, was eine vermehrte Bejagung der Warzenschweine mit Fallen, Drahtschlingen, Speeren und Pfeilen zur Folge hat. Viele Tiere werden dabei schwer verletzt und verenden qualvoll.

In neuerer Zeit wurde die Stadtseite des Nairobi Nationalparks durch effektivere Barrieren gesichert. Von den außerhalb des Zaunes verbliebenen Wildtieren, vorwiegend Warzenschweine, sollen nun möglichst viele in den Park umgesiedelt werden. Hieraus ergab sich Bedarf für eine sichere und tierschonende Immobilisation der Warzenschweine.

Mechanische Fangmethoden, z. B. mit Netzen oder Fallen sind nur bedingt brauchbar bzw. als alleinige Methode aus tierschützerischen Gesichtspunkten abzulehnen, da die Tiere unnötigem Stress ausgesetzt werden, der bis zum Tod führen kann. Zudem stellen Warzenschweine mit ihren massiven Hauern und messerscharfen Eckzähnen im Unterkiefer eine beachtliche Verletzungsgefahr für das Personal dar. Der Einsatz entsprechender Pharmaka zur Immobilisation ist dringend zu empfehlen.

Ein weiteres Einsatzgebiet ergibt sich durch das Angebot von Warzenschweinen auf zahlreichen Wildtierauktionen in Südafrika und Namibia, die eine praxismgerechte Immobilisation für Fang und Transport erfordern.

In europäischen und amerikanischen Zoos stammen Warzenschweine ausschließlich aus eigener Nachzucht, da Wildfänge aus Afrika wegen der afrikanischen Schweinepest nicht mehr importiert werden dürfen. Um Inzucht zu vermeiden, ist ein regelmäßiger Austausch von Zuchttieren wichtig. Auch hier, und bei gelegentlichen veterinärmedizinischen oder tiergärtnerischen Interventionen, ist eine sichere medikamentöse Immobilisation notwendig.

In der Literatur sind nur wenige Informationen zu Immobilisationsverfahren über intramuskulärer Distanzinjektion bei Warzenschweinen zu finden. Die Angaben darüber beruhen alle auf klinischen Erfahrungen der Autoren. Oft werden nur grobe Dosierungsbereiche und wenige Fallbeispiele aufgeführt. Auswirkungen der eingesetzten Substanzen auf Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen werden kaum beschrieben.

Ziel der Arbeit war es ein modernes, art- und tierschutzgerechtes Immobilisationsverfahren für das Warzenschwein zu erarbeiten, das sich auch zum Einsatz unter Feldbedingungen eignet. Anhand des Immobilisationsverlaufs und der Überwachung von Reflexerregbarkeit, Muskeltonus, Schmerzempfinden, Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen wurde die klinische Eignung und veterinärmedizinisch-wildbiologische Praktikabilität der Anästhetikakombination Tiletamin/Zolazepam-Xylazin beim Warzenschwein überprüft.

## 2 Literatur

### 2.1 Warzenschweine

#### 2.1.1 Zoologische Stellung

Die Ordnung *Artiodactyla*, der Paarhufer, gliedert sich in die drei Unterordnungen: *Suiformes* (Schweineverwandten), *Tylopoda* (Schwielensohler) und *Ruminantia* (Wiederkäuer). Das Hauptmerkmal der *Artiodactyla* ist, dass der größte Teil des Körpergewichtes von der 3. und 4. Zehe getragen wird; die 1. Zehe fehlt und die 2. sowie 5. Zehe sind meist nur als Afterklauen ausgebildet oder fehlen ebenfalls gänzlich (PUSCHMANN, 1989; STORCH und WELSCH, 2004). Die *Suiformes* sind die einzigen Nichtwiederkäuer der Ordnung (Magen einfach oder 3-geteilt) und beinhalten 2 Überfamilien (GROVES und GRUBB, 1993). Dies sind zu einem die Überfamilie der *Anthrocotheroidea*, der Flusspferdartigen, mit der Familie der *Hippopotamidae* (Flusspferde), und die Überfamilie der *Suoidea*, der Schweineartigen. In der letzteren sind die stammesgeschichtlich nah verwandten Familien der *Tayassuidae* (oder *Dicotylidae*), der neuweltlichen Pekaris, und der *Suidae*, der altweltlichen Schweine, zusammengefasst (SCHMIDT, 1988), wozu auch die Warzenschweine gehören. Die Familie der *Suidae* gliedert sich nach GROVES und GRUBB (1993) in 3 Unterfamilien, 5 Gattungen und 14 Arten. Anatomische Studien lassen auf mehr als 40 Unterarten schließen (POWEL, 2004). Eine Übersicht der Systematik der Schweine, modifiziert nach GROVES und GRUBB (1993), zeigt Tab. 1.

Tab. 1- Übersicht der Systematik der Schweine nach GROVES und GRUBB (1993)

KLASSE: Säugetiere ( <i>Mammalia</i> ) UNTERKLASSE: Plazentatiere ( <i>Placentalia</i> ) ORDNUNG: Paarhuftiere ( <i>Artiodactyla</i> ) UNTERORDNUNG: Schweineverwandte ( <i>Suiformes</i> ) ÜBERFAMILIE: Schweineartige ( <i>Suoidea</i> )	
FAMILIE: Altweltliche Schweine ( <i>Suidae</i> )  UNTERFAMILIE: <i>Suinae</i>  <u>GATTUNG: Wildschweine (<i>Sus</i>)</u>  8 Arten: <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Eurasisches Wildschwein (<i>S. scrofa</i>)             <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Bartschwein (<i>S. barbatus</i>)</li> </ul> </li> <li>▪ Java-Pustelschwein (<i>S. verrucosus</i>)</li> <li>▪ Vietnam-Pustelschwein (<i>S. bucculentus</i>)             <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Zwergwildschwein (<i>S. salvanius</i>)</li> <li>▪ Celebesschwein (<i>S. celebenis</i>)</li> </ul> </li> <li>▪ Visayas-Mähnschwein (<i>S. cebifrons</i>)</li> <li>▪ Philippinen-Pustelschwein (<i>S. philippensis</i>)</li> </ul> <u>GATTUNG: Busch- oder Flussschweine (<i>Potamochoerus</i>)</u>  2 Arten: <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Pinselohrschwein (<i>P. porcus</i>)</li> <li>▪ Buschschwein (<i>P. larvatus</i>)</li> </ul> <u>GATTUNG: Waldschweine (<i>Hylochoerus</i>)</u>  1 Art: Riesenwaldschwein ( <i>H. meinertzhageni</i> )  UNTERFAMILIE: <i>Phacochoerinae</i>  <u>GATTUNG: Warzenschweine (<i>Phacochoerus</i>)</u>  2 Arten: <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Gemeine Warzenschwein (<i>P. africanus</i>)             <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Kap- Warzenschwein/ Wüsten- Warzenschwein (<i>P. aethiopicus</i>)</li> </ul> </li> </ul> UNTERFAMILIE: <i>Babyrousinae</i>  <u>GATTUNG: Hirscheber (<i>Babyrousa</i>)</u>  1 Art: Hirscheber ( <i>B. babyrussa</i> )	FAMILIE: Pekaris ( <i>Tayassuidae</i> oder <i>Dicotylidae</i> )  <u>GATTUNG: <i>Tayassu</i></u>  2 Arten: <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Halsbandpekari (<i>T. tajacu</i>)*</li> <li>▪ Weißbartpekari (<i>T. pecari</i>)</li> </ul> <u>GATTUNG: <i>Catagonus</i></u>  1 Art: <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Chakopekari (<i>C. wagneri</i>)</li> </ul> *aufgrund mitochondrialer DNA-Analysen wird z.T. die Theorie vertreten, dass das Halsbandpekari näher mit <i>C. wagneri</i> als mit <i>T. pecari</i> verwandt ist und in einer separaten Gattung ( <i>Pecari</i> ) eingegliedert -> Art: <i>P. tajacu</i> (NOWAK, 1999)

Die Gattung der Warzenschweine (*Phacochoerus*) besitzt eine eigene Unterfamilie, die *Phacochoerinae*, mit zwei Arten: *Phacochoerus aethiopicus* und *Phacochoerus africanus* (GRUBB, 1993a; GROVES und GRUBB, 1993; VERCAMMEN und MASON, 1993; NOWAK, 1999; D'HUART, 2000; MACDONALD, 2001; RANDI et al., 2002; POWELL, 2004).

Das erste Warzenschwein wurde von Pallas 1766 beschrieben, der ein lebendes Exemplar untersuchte, das 1765 von der Kap-Provinz Südafrikas nach Holland gebracht wurde (SCLATER, 1900). Bei diesem Exemplar handelte es sich um *P. aethiopicus*, das heute in dieser Region ausgestorben ist (GRUBB, 1993a). Die meisten rezenten Warzenschweine entsprechen dem von Gmelin 1788 als *P. africanus* beschriebenen Typ.

Die beiden Warzenschweinarten unterscheiden sich anhand verschiedener Schädelmerkmale, des Gebisses und der Körpergröße. *P. aethiopicus* ist kleiner als *P. africanus* (VERCAMMEN und MASON, 1993) und ohne funktionale Schneidezähne. Bei *P. aethiopicus*; fehlen die Incisivi im Oberkiefer generell, im Unterkiefer können sie rudimentär angelegt sein. *P. africanus* hingegen besitzt immer zwei Schneidezähne im Oberkiefer und in der Regel sechs funktionale Incisivi im Unterkiefer (GRUBB, 1993b).

Obwohl Paläontologen seit mehr als 140 Jahren in der Literatur *P. aethiopicus* und *P. africanus* als zwei verschiedene Arten behandeln und fossile Funde aus Südafrika diese Theorie bestätigen, wird bis in jüngster Zeit in vielen populärwissenschaftlichen Werken sowie in der Fachliteratur nur von einer Art gesprochen. GRUBB (1993b) führt dies darauf zurück, dass nur wenige Kap-Warzenschweine untersucht worden sind, ihre natürliche Verteilung in diesem Gebiet nie eindeutig identifiziert wurde und kein Exemplar mehr nach Mitte des 19. Jahrhunderts gesehen wurde. Es kam die Meinung auf, dass das Kap-Warzenschwein nur ein ausgestorbener geographischer Repräsentant des weit verbreiteten und besser untersuchten Gemeinen Warzenschweins ist. Der wissenschaftliche Name des Warzenschweins aus der Kap-Provinz, *P. aethiopicus*, war jedoch der erste der Gattung und wurde so als Bezeichnung

meist beibehalten (siehe FRÄDRICH 1965, 1968; CUMMING 1975, KINGDON, 1979; SCHMIDT, 1988; SKINNER und SMITHERS, 1990; CORBET und HILL, 1991; RADKE, 1991; PETZSCH, 1992).

Die neuerliche, kritische Revision von Belegmaterial zeigte jedoch, dass in semiariden Gebieten Nord-Ostafrikas Warzenschweine mit den gleichen Schädel- und Gebissmerkmalen existieren, wie sie das Kap-Warzenschwein aufweist (GRUBB, 1993b). Untersuchungen von GRUBB (1993b) bestätigen, dass Warzenschweine aus Somalia kaum unterscheidbar sind von der ausgestorbenen Art aus der Kap-Provinz und belegen, dass sie in Gebieten Nordsomalias neben *P. africanus* vorkommen. Eindeutige Schädel des Wüstenwarzenschweins wurden ebenfalls im Ogaden Südostäthiopiens gefunden (WILHELMI, 2000). Schließlich haben Analysen mitochondrialer DNA in jüngster Zeit die Existenz der zwei Warzenschweinarten bewiesen (RANDI et al., 2002).

*P. aethiopicus* wird heute in zwei Subspezies gegliedert, dem durch eine Rinderpestepidemie und starker Bejagung seit ca. 1860 ausgestorbene Kap-Warzenschwein, *P. aethiopicus aethiopicus*, und dem rezenten Wüsten-Warzenschwein aus den semiariden Gebieten Nord-Ostafrikas, *P. aethiopicus delamerei* (GRUBB, 1993b; WILHELMI, 2000).

Die Einteilung von *P. africanus* in Unterarten ist sehr uneinheitlich und widersprüchlich, bis zu acht Subspezies werden in der Literatur beschrieben (VERCAMMEN und MASON, 1993). Die Schwierigkeit liegt in der relativ niedrigen Anzahl untersuchter Exemplare und der Unterscheidung nur anhand von Schädelmerkmalen (GRUBB, 1993b). Aufgrund seiner eigenen Studien ist GRUBB (1993b) der Auffassung, dass die Mehrzahl der in der Literatur aufgeführten Unterarten Synonyme sind und kann vorläufig nur vier Subspezies unterteilen: *P. africanus africanus* (Nordafrika-Warzenschwein), *P. africanus aeliani* (Eritrea-Warzenschwein), *P. africanus massaicus* (Zentralafrika-Warzenschwein) und *P. africanus sundevallii* (Südafrika-Warzenschwein).

### 2.1.2 Beschreibung und Biologie

Warzenschweine sind mittelgroße Suiden mit einer Kopfrumpflänge von etwa 100 bis 150 cm, einer Schulterhöhe von ca. 65 bis 85 cm und einem Gewicht von 50 bis 150 kg (KINGDON, 1979; SCHMIDT, 1988; NOWAK 1999), wobei Männchen selten schwerer als 100 kg werden und die Weibchen meist nur 55-65 kg erreichen (RADKE, 1991).

Seinen Namen hat das Warzenschwein nach den, vor allem bei männlichen Tieren, auffälligen warzen- oder beulenartigen Auswüchsen im Gesicht (KINGDON, 1979; PETZSCH, 1992). Es besitzt drei Paare Gesichtswarzen: die Unteraugenwarzen, die beim Eber bis zu 15 cm lang werden, die Vorderaugenwarzen, die beim Weibchen kaum ausgebildet sind, und die Unterkieferwarzen, die bei beiden Geschlechtern einen weißlichen Borstensaum tragen und bei jüngeren Tieren Hauer vortäuschen (SCHMIDT, 1988). Die aus knorpeligen Bindegewebe bestehenden Hautverdickungen dienen zum Schutz der Augen und Kiefer beim Kampf.

Der Körperbau der Warzenschweine ist gedrungen mit kräftigem, muskulösen Hals und einem auffallend großen, lang gestrecktem Kopf (KINGDON, 1979). Die Haut der Tiere ist gräulich oder bräunlich, meist faltig und spärlich mit Borsten behaart. Lediglich entlang der Wirbelsäule, von der Schädelbasis bis zum Becken, ist eine dunkel- bis hellbraune Mähne ausgebildet, die bei Erregung aufgestellt wird und der dünne lange Schwanz (25-50 cm) ist am Ende mit einer Quaste ausgestattet (CRANDALL, 1964; Schmidt, 1988; NOWAK, 1999). Den Schwanz strecken flüchtende Warzenschweine wie eine Fahne kerzengerade in die Höhe (PETZSCH, 1992) und dient damit als Warnsignal für ihre Artgenossen (SCHMIDT, 1988). Mit ihren relativ langen Beinen wirken Warzenschweine im Vergleich zu anderen Suiden leicht gebaut und dürften die schnellsten Läufer unter den Schweinen sein (RADKE, 1991). In der Literatur werden Höchstgeschwindigkeiten von 55 km/h angegeben (KINGDON, 1979; SCHMIDT, 1988; NOWAK, 1999).

Die oberen Eckzähne sind die längsten und stärksten aller Schweine (SCHMIDT, 1988). Bei adulten Weibchen haben sie eine Länge von ca. 15-25 cm, bei adulten männlichen Tieren ca. 25-63 cm (NOWAK, 1999). Sie wachsen zunächst seitlich, wölben sich dann aufwärts und krümmen sich schließlich kreisförmig nach oben und innen ein (FRÄDRICH, 1968). An ihrer Unterseite schleifen sich die geraden, sehr viel kürzeren unteren Eckzähne so ab, dass scharfkantige, spitze Stilette entstehen. Sie können bis 15 cm lang werden und stellen die Hauptwaffe im Kampf gegen artfremde Feinde dar (CRANDALL, 1964). Die Eckzähne sind erst im Alter von zehn Monaten außerhalb der Lippen sichtbar und erreichen mit etwa fünf Jahren ihre volle Größe (SCHMIDT, 1988). Abb. 1 zeigt ein ca. sechs Jahre altes weibliches Warzenschwein.



**Abb. 1** – Warzenschwein (*P. africanus*), ♀, ca. 6 Jahre

Im Gegensatz zu anderen Suiden sind Warzenschweine tagaktiv (NOWAK, 1999) und haben sich als einzige Schweineart an die offenen, heißen sowie zeitweise trockenen Lebensräume der Buschsavannen und Grasländer angepasst (RADKE, 1991). Ihre Ernährungsweise ist fast vollständig herbivor im Unterschied zu den meist omnivoren Suiden (FRÄDRICH, 1965). Bevorzugt nehmen Warzenschweine kurzes Gras auf, aber verzehren auch Riedgräser, Kräuter, Sträucher, Baumrinde und Früchte (SKINNER und SMITHERS, 1990). Weniger als 1% ihrer Nahrung besteht aus Würmern, Kleinlebewesen, Insekten oder Aas (CUMMING, 1975). In Trockengebieten besitzen sie die Fähigkeit ihre Ernährung nahezu vollkommen auf Graswurzeln und Rhizome umzustellen, wenn die oberirdischen Pflanzenteile verdorrt sind (RADKE, 1991). Durch diese

speicherstoff- und relativ wasserreiche Nahrung können Warzenschweine noch in Gebieten überleben, die für die meisten Antilopen schon zu karg sind.

Ein besonderes Charakteristikum der Warzenschweine ist, dass sie sich beim intensiven Grasen auf die Karpalgelenke nieder lassen und in dieser Stellung über die Weideflächen rutschen. Als Anpassung an diese Fortbewegungsart haben sich breite Schwielen an den Karpalgelenken gebildet, die bereits embryonal angelegt sind. Die Augen sind hoch und weit hinten am Kopf angelegt, damit die Tiere selbst in dieser Position hohes Gras noch überblicken können (FRÄDRICH, 1965; KINGDON, 1979; SCHMIDT, 1988). Das „Niederknien“ wird als eine Folge der relativ langen Beine der Warzenschweine gesehen.

In ihrem Lebensraum sind Warzenschweine großen Temperaturschwankungen ausgesetzt. In einigen Hochländern ihres Verbreitungsgebietes kühlt es nachts bis auf 0°C ab und tagsüber sind nicht selten Temperaturen von 55°C zu messen (RADKE, 1991). Da Warzenschweine kein isolierendes Fell und kein Unterhautfett besitzen, sind sie ausgesprochen thermolabil. CUMMING (1975) stellte im Tagesverlauf Schwankungen der Körpertemperatur von bis zu 7°C fest (33,9 - 40,8 °C). Auf diese Weise sind die Tiere nicht auf Hecheln oder Schwitzen zur Thermoregulation angewiesen und können so tagsüber Wasser sparen (RADKE, 1991). Die Nachteile der mangelnden Isolation bei extremen Temperaturen gleichen die Warzenschweine durch ihre unter den Suiden einzigartige Höhlennutzung aus – meist Bauten von Erdferkeln (*Orycteropus afer*). Zum Schutz vor erheblichen Wärmeverlusten werden die unterirdischen Behausungen als Schlafplätze für die Nacht aufgesucht und dienen als Unterschlupf bei Regen oder kaltem Wetter. Sie werden aber auch als Schutz vor der Sonne während der heißesten Tageszeit genutzt. Wie in einer Klimakammer ist die Temperatur in den Höhlen gleich bleibend (SCHMIDT, 1988). Besonders für die sehr temperaturempfindlichen Jungtiere ist die Höhlennutzung essentiell. RADKE (1991) beobachtete, dass starke Männchen die Nächte auch im Freien verbringen, wo sie Verstecke in hohem Gras oder unter Büschen aufsuchen.

Warzenschweine sind nicht auf das Vorhandensein von Wasserstellen angewiesen, trinken jedoch regelmäßig, wenn Wasser zur Verfügung steht und suhlen sich gerne, wobei die Schlammpackung nicht nur der Parasitenabwehr, sondern auch zur Regulierung der Körpertemperatur dient (SKINNER und SMITHERS, 1990).

Warzenschweine leben in kleinen Gruppen, wobei der Mutter-Nachwuchsverband die grundlegende soziale Einheit bildet (RADKE, 1991). Die matriachale Gruppe besteht aus ein oder mehreren (bis zu 3-4) adulten Weibchen und ihren Nachkommen aus dem letzten oder letzten beiden Würfen (SKINNER und SMITHERS, 1990). Die Bindung der Weibchen kann über Jahre bestehen. Während die männlichen Nachkommen ihre Mütter spätestens im Alter von zwei Jahren verlassen, schließen sich die Töchter gelegentlich dauerhaft ihren Müttern an (RADKE, 1991). Adulte Eber, vor allem ältere, leben in der Regel als Einzelgänger und begleiten nur kurzzeitig, meist während der Paarungszeit, den Mutter-Nachwuchsverband (siehe Abb. 2). Oder adulte und subadulte Männchen formieren sich zu losen, temporären Junggesellengruppen., besonders letztere schließen sich bis zur ihrer vollen Reife zusammen (SKINNER und SMITHERS, 1990). Gelegentlich leben subadulte Tiere auch vorübergehend in heterosexuellen Gruppen, meist Geschwister, deren Mutter sich zur Geburt ihrer neuen Jungen abgesondert hat.

CUMMING (1975) beobachtete Gruppengrößen von bis zu 16 Individuen. Die durchschnittliche soziale Einheit besteht jedoch aus 5-6 Tieren, was sich mit den Erfahrungen von FRÄDRICH (1965) sowie RADKE (1991) deckt.



**Abb. 2** – Der matriarchalen Gruppe (adultes Weibchen, li.; ihre beiden subadulten Töchter, mitte) hat sich ein Eber (re.) angeschlossen, um sich zu paaren

Obwohl Warzenschweine sehr standorttreu sind, besitzen sie keine echten Territorien, die durch Markierung abgegrenzt und gegen Artgenossen verteidigt werden (FRÄDRICH, 1965). Die einzelnen Gruppen in einem Gebiet bilden einen Clan mit überlappenden Streifgebieten, wo sie sich Weideflächen, Höhlen und Wasserstellen friedlich miteinander teilen (CUMMING, 1975; SCHMIDT, 1988). Die Streifgebiete sind 0,6 bis 4 km<sup>2</sup> groß und werden meist in der Trockenzeit ausgedehnt. RADKE (1991) beobachtete jedoch auch Tiere die sich das ganze Jahr über nur in einem Gebiet von 20-30 ha aufhielten. In optimalen Lebensräumen können Siedlungsdichten von bis zu 77 Schweinen pro km<sup>2</sup> auftreten.

Warzenschweine sind saisonal polyöstrisch mit einer Östrusdauer von 72 Stunden und einem Zyklusintervall von 6 Wochen (KINGDON, 1979). Im Allgemeinen fällt die Paarungszeit mit der Regenzeit zusammen, d.h. im östlichen und südlichen Afrika dauert sie meist von März bis Mai, im zentralen und westlichen Afrika auch länger (RADKE, 1991). Die Tragzeit beträgt 150-175 Tage und ist die längste aller Schweine (SCHMIDT, 1988). Zur Geburt sondert sich die Bauche temporär von der Gruppe ab und bringt in einer Höhle, die sie meist mit Gras auspolstert, durchschnittlich 2-3 Junge zur Welt. Obwohl die Weibchen nur 4 Zitzen besitzen gibt es Berichte von bis zu 8 Ferkeln pro Wurf (KINGDON,

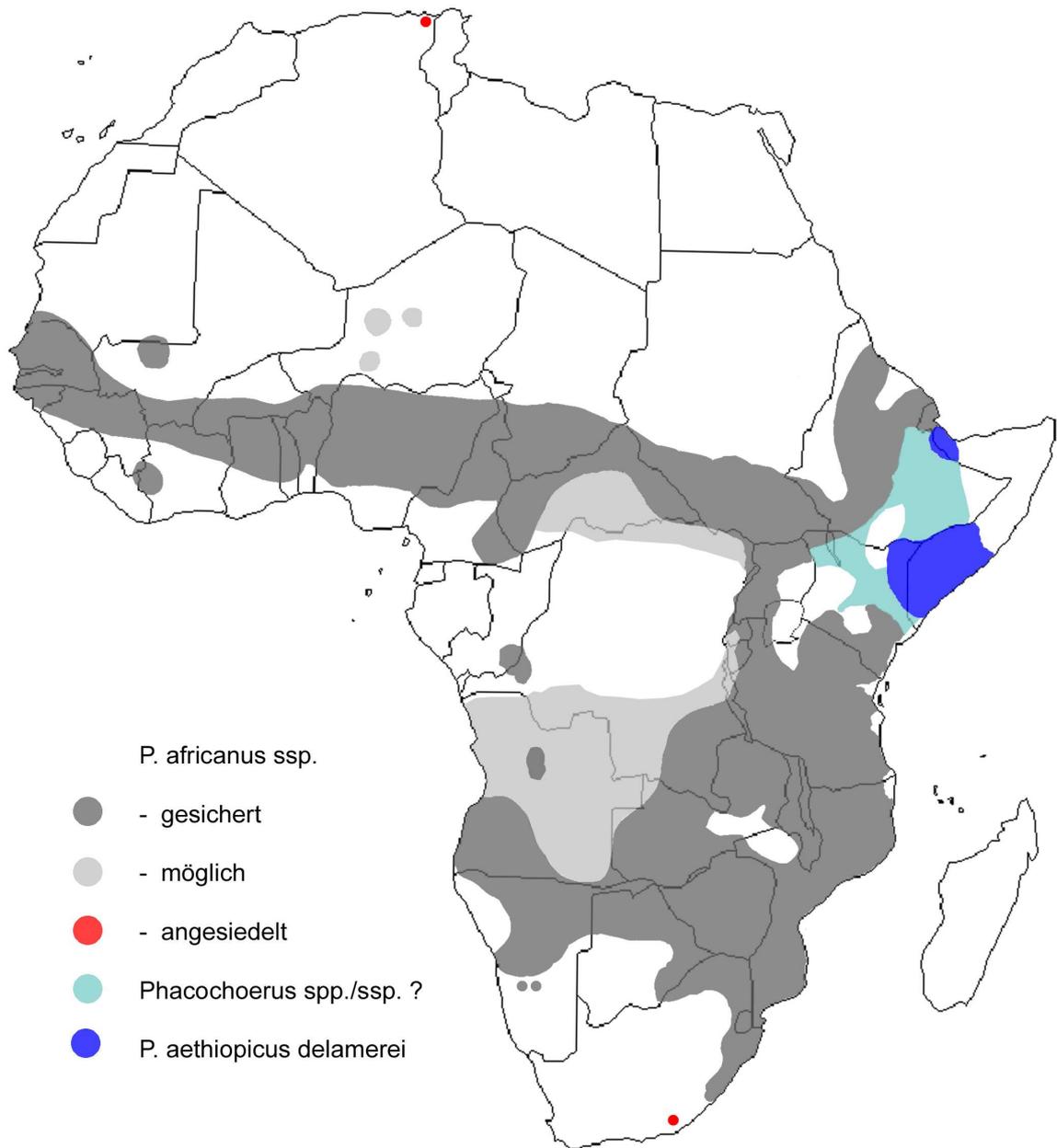
1979). Die Frischlinge sind wie die Alttiere gefärbt und wiegen bei der Geburt 400-900 g. Aufgrund ihrer hohen Thermolabilität verbringen sie die ersten Lebenstage in der Wurfhöhle, bevor sie ihre Mutter auf zunächst kurzen Ausflügen begleiten. Bereits mit einer Woche beginnen die Ferkel Gras aufzunehmen, werden jedoch erst mit ca. 5 Monaten vollkommen entwöhnt (SKINNER und SMITHERS, 1990). Weibchen eines Familienverbandes ziehen ihre Würfe gemeinsam auf und säugen dann alle Jungen (SCHMIDT, 1988). Während der ersten sechs Monate ist die Sterblichkeit der Jungtiere hoch und die Verlustrate liegt nicht selten bei 50 %. Mit 18-20 Monaten tritt bei beiden Geschlechtern die Pubertät ein, aber gewöhnlich paaren sich die Männchen nicht vor dem 4. Lebensjahr (CUMMING, 1975). Die Lebenserwartung der Warzenschweine wird mit bis zu 18 Jahren angegeben (SCHMIDT, 1988).

### 2.1.3 Habitat und geographisches Vorkommen

Warzenschweine sind nahezu in gesamt Afrika südlich der Sahara zu finden (RADKE, 1991). Das Verbreitungsgebiet der *P. africanus ssp.* erstreckt sich von Senegal und dem südlichen Mauretanien im Nordwesten nach Nord-Äthiopien und Djibuti im Nordosten bis nach Namibia, die nördliche Kap-Provinz sowie Natal im Süden. *P. aethiopicus* ist nur auf kleine Areale in Nord-Kenia, Somalia und Südost-Äthiopien beschränkt. Hierbei handelt es sich um die Unterart *P. a. delamerei*. Früher kam eine zweite Unterart, *P. a. aethiopicus* in der Kap-Provinz sowie im Gebiet des Oranje Freistaat Südafrikas vor. (VERCAMMEN und MASON, 1993)

Die geographische Verbreitung der Phacochoerus, in Anlehnung an VERCAMMEN und MASON (1993) sowie D'HUART (1997), veranschaulicht Abb. 3.

Warzenschweine bewohnen vorzugsweise offenes Gelände, Savannenlandschaften, lichte Busch- und Grassteppen (FRÄDRICH, 1968). Aber auch lichte Wälder gehören zu ihrem Lebensraum. Lediglich in dichten Wäldern oder geschlossenen Buschlandschaften, Flussreinen sowie Wüstengebieten sind sie nicht zu finden (SKINNER und SMITHERS, 1990). Sie kommen in Gebieten auf Meeresspiegelniveau bis in Höhen von 3000 m vor (VERCAMMEN und MASON, 1993).



**Abb. 3** – Geographische Verbreitung von *Phacochoerus* modifiziert nach VERCAMMEN und MASON (1993) sowie D'HUART (1997)

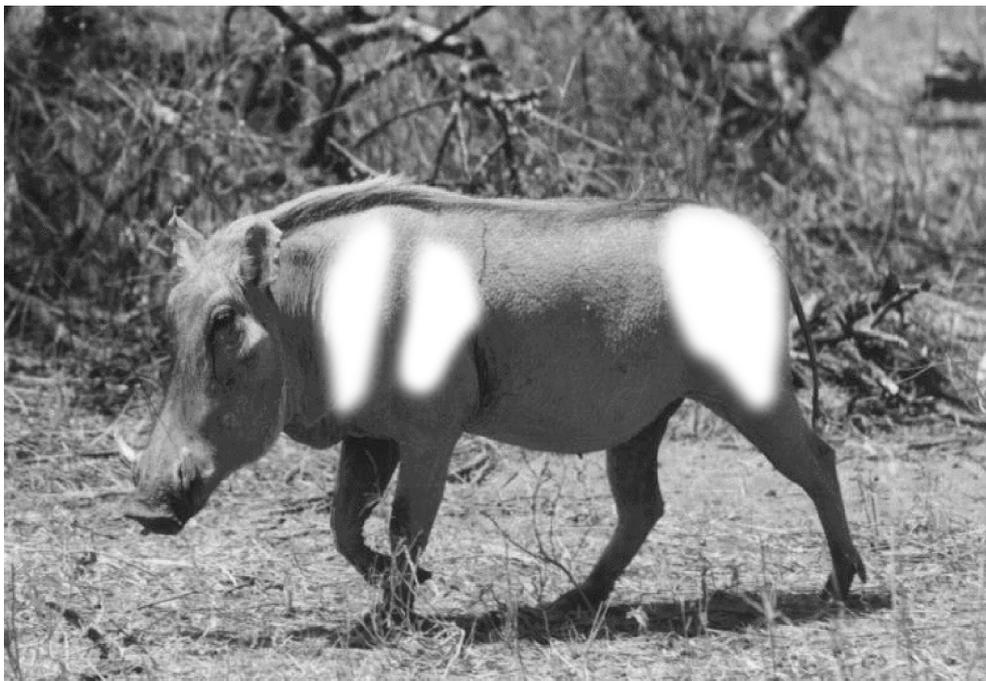
## **2.2 Immobilisationsverfahren via intramuskulärer Distanz-injektion bei wilden Schweinen und Pekaris**

Die Entwicklung geeigneter Pharmaka – Muskelrelaxantien, Neuroleptika, Sedativa, Analgetika – brachte das Ziel der Immobilisation entscheidend näher, d.h. Wildtiere in ihrer Bewegung einzuschränken, sie einzufangen und gefahrlose Manipulationen zu ermöglichen (FESSL, 1972; HARTHOORN, 1975a; JAKSCH, 1982). Eine schonende Form der Applikation wäre die perorale über das Futter. Um eine effektive Dosierung zu gewährleisten bzw. eine Überdosierung auszuschließen, ist sie jedoch nur dort sinnvoll, wo das zu immobilisierende Tier einzeln gefüttert werden kann. Eine schwierige Voraussetzung bei den meist in Gruppen lebenden Suiden und Pekaris. Zudem zeichnen sich die oral wirksamen Narkotika alle durch einen unangenehmen Geschmack und z. T. unangenehmen Geruch aus, was zur Verweigerung des angereicherten Futters oder Trinkwasser führt. Wildtiere können meist auch nicht durch Hungern und Dursten zur Medikamentenaufnahme veranlasst werden. Insbesondere wilde Schweine reagieren überaus empfindlich auf Fremdgeruch und ungewohnten Geschmack. Des Weiteren führt die orale Applikation aufgrund der langsamen Resorption zu einem verzögerten Wirkungseintritt und bedingt eine notwendige höhere Dosierung, was oft eine verlängerte Erholungszeit verursacht (KLÖPPEL, 1969, 1975; FESSL, 1971; KOHM, 1976; KUNTZE 1995). Die perorale Immobilisation von wilden Schweinen und Pekaris bleibt somit auf wenige Ausnahmen beschränkt und ist in der freien Wildbahn nicht praktikabel.

Das Mittel der Wahl, um Wildtiere via Distanz zu immobilisieren, ist die intramuskuläre Injektion mittels „fliegender Spritze“. Zufällig subkutan gegebene Narkotika resultieren aufgrund der langsamen Resorption bei gleichzeitiger Ausscheidung in einer stark verzögerten und abgeschwächten Wirkung. Als Injektionsstellen zur Distanzimmobilisation eignen sich somit am besten die stark bemuskelten Partien von Hüfte und Oberschenkel. Bei größeren Suiden kann auch die Schultergürtelmuskulatur als Beschusszone in Betracht gezogen

werden, jedoch besteht hier eine höhere Gefahr Thorax oder Abdomen lebensgefährlich zu verletzen (BURROUGHS, 1993; NIELSEN, 1999). Die hellen Felder in Abb. 4 zeigen die möglichen Beschusszonen zur intramuskulären Distanzinjektion beim Warzenschwein.

Je nach Spezies sollte die Injektionskanüle eine Länge von 20 mm bis 38 mm haben, um die dicke Haut und das subkutane Fettgewebe penetrieren zu können und somit die intramuskuläre Applikation zu gewährleisten (HATLAPA und WIESNER, 1982; HAUCK, 1991; BURROUGHS, 1993; VAN RENSBURG, 1993; NIELSEN, 1996; CALLE und MORRIS, 1999). Für das Warzenschwein empfiehlt BURROUGHS (1993) eine Kanülenlänge von 25 mm bis 35 mm.



**Abb. 4** – Beschusszonen zur intramuskulären Distanzinjektion beim Warzenschwein

Über Handhabung der Injektionsprojekteile und Funktion der verschiedenen Applikationssysteme zur Distanzimmobilisation sowie deren Vor- und Nachteile informieren BRÜGGEMANN und HATLAPA (1973), FRITSCH (1976), RÜEDI und VÖLLM (1976), HATLAPA und WIESNER (1982), KLAUBER und SOMMER (1982), PASTERK (1987), WIESNER (1991), BUSH (1992), ROHR

und McKENZIE (1993), GIACOMETTI (1994), HECTOR und WIESNER (1996) sowie NIELSEN (1996, 1999).

Im Folgenden werden die in der Literatur bisher beschriebenen medikamentellen Immobilisationsverfahren via intramuskulärer Distanzinjektion bei wilden Schweinen und Pekaris aufgeführt.

Die meisten Angaben beruhen auf klinische Erfahrungen der Autoren. Auswirkungen der eingesetzten Substanzen auf Atem-, Kreislauf- und Stoffwechsellparameter werden kaum beschrieben. Untersuchungen unter weitestgehend standardisierten Bedingungen fehlen in der Regel. Insbesondere zur Immobilisation der ostafrikanischen Wildschweine – Warzenschwein, Buschschwein und Riesenhochschwein – sind die Angaben in der Literatur unzureichend, da sie sich nur auf wenige Fallbeispiele beziehen.

### **2.2.1 Peripher wirkende Muskelrelaxantien**

Die peripher wirkenden Muskelrelaxantien unterbrechen die Erregungsübertragung zwischen den muskelerregenden motorischen Nervenbahnen und der Muskelfaser im Bereich der Nervenendplatte. Sie führen somit zu einer reversiblen, schlaffen Lähmung der quergestreiften Muskulatur.

Nach ihrem Wirkungsmechanismus werden sie in nicht-depolarisierende und depolarisierende Muskelrelaxantien unterschieden. Erstere blockieren kompetitiv den Acetylcholinrezeptor ohne eine Eigenwirkung (intrinsische Aktivität) zu besitzen und verhindern so die Depolarisation der postsynaptischen Membran durch Acetylcholin. Mit Hilfe von Cholinesterasehemmern lässt sich ihre Wirkung antagonisieren. Der bekannteste Vertreter dieser Pharmaka-Gruppe ist das Pfeilgift Curare.

Depolarisierende Muskelrelaxantien wirken wie Acetylcholin und erzeugen durch Öffnen der Ionenkanäle eine lang anhaltende Depolarisation der postsynaptischen Membran. Einer fibrillären Zuckung der Muskulatur folgt, aufgrund der Dauerdepolarisation, eine Relaxierung, die nicht durch Cholinesterase-

sehemmer antagonisiert werden kann. Prototyp dieser Gruppe ist das am häufigsten in der Wildtierimmobilisation eingesetzte periphere Muskelrelaxants Succinylcholin.

Die neuromuskuläre Blockade der peripher wirkenden Muskelrelaxantien geschieht nicht im gesamten Körper gleichzeitig. Durch entsprechende Dosierung soll eine Phase zwischen Lähmung der Extremitätenmuskulatur und der erst bei höherer Dosierung eintretenden Zwerchfelllähmung erreicht werden. Die therapeutische Breite der peripher wirkenden Muskelrelaxantien ist jedoch sehr gering. Bereits eine geringe Überdosierung führt zum Ersticken des Tieres, eine geringe Unterdosierung zu einer ungenügenden Wirkung. Psyche und Sensibilität des Patienten bleiben unbeeinflusst, d.h. das Tier ist voll empfänglich für Schmerz und äußere Wahrnehmungen. Die Unfähigkeit, menschlicher Manipulation entfliehen zu können, erzeugt beim Wildtier extremen Stress. Heutzutage ist die Immobilisation mit peripher wirkenden Muskelrelaxantien, nicht nur wegen der hohen Mortalität, sondern vor allem aus Gründen des Tierschutzes streng abzulehnen. (FESSL, 1972; HATLAPA und WIESNER, 1982; JAKSCH, 1982; FRITSCH, 1991; NIELSEN, 1996, ERHARDT et al., 2004)

### **2.2.1.1 Nicht-depolarisierende Muskelrelaxantien**

#### Gallamin

TALBOT und TALBOT (1962) empfehlen zur Immobilisation von Buschschweinen 8,8-11,0 mg/kg KGW Gallamin in Kombination mit 0,22 mg/kg KGW Atropin. Innerhalb von 1-9 Minuten legten sich die Tiere nieder. Die Autoren raten innerhalb von 8 Minuten nach Wirkung des Gallamins die Gabe des Antidots Neostigmin (0,088 mg/kg KGW), da es zur Paralyse der Atemmuskulatur und zum Tod des Tieres in 15-20 Minuten kommen kann. 1 Minute nach Antagonisierung konnten die Tiere stehen, bis zur völligen Erholung vergingen jedoch über 2 Stunden. TALBOT (1960) weist auf die gute Wirkung des Antagonisten hin, warnt jedoch vor Überdosierung, die ebenfalls letal wirken kann.

### 2.2.1.2 Depolarisierende Muskelrelaxantien

#### Succinylcholin

Über den Einsatz von Succinylcholin bei Wildschweinen im Antwerpener Zoo berichten MORTELMANNS und VERCRUYSSSE (1962). Ein adulter Eber zeigte nach Injektion von 0,6 mg/kg KGW keine Reaktion, ein subadultes Tier wurde mit 0,7 mg/kg KGW für 5 Minuten immobilisiert. Bei einer Dosierung von 1,1-1,25 mg/kg KGW Succinylcholin legten sich die Schweine 6 Minuten p.i. ab. Die Immobilisationsdauer betrug 10-20 Minuten. Zwei Tiere, die mit einer Dosis von 2,0 bzw. 2,5 mg/kg KGW immobilisiert wurden, starben. Die Autoren raten zum Gebrauch eines sichereren Muskelrelaxans, falls möglich.

ZUROWSKI und SAKOWICZ (1965) dagegen heben gerade die weite Toleranzbreite des Succinylcholin bei Wildschweinen hervor. Sie immobilisierten 27 Tiere in Dosierungen von 0,27-1,34 mg/kg KGW mit Erfolg, wobei leichtere Tiere höhere Dosen benötigten als schwere. Als allgemeine Richtdosis geben sie 0,6 mg/kg KGW an. Die Einleitphase betrug 1-6 Minuten, die Toleranzphase 2-18 Minuten und die Erholungsphase 7-40 Minuten.

Unerfreulich sind die Untersuchungen von MATSCHKE und HENRY (1969). Sie immobilisierten 63 Europäische Wildschweine aus Gatterhaltung mit Succinylcholin in Dosierungen von 0,22-14,77 mg/kg KGW. 38 Tiere starben infolge einer Überdosierung. Mit 0,66 mg/kg KGW immobilisierten sie 11 von 13 Schweinen (85%) gut, jedoch starben 3 Tiere. Mit 1,10 mg/kg KGW konnte in 91 % der Fälle eine komplette Immobilisation erzielt werden, aber die Mortalitätsrate lag bei 60 %. Hingegen zeigten zwei Tiere nicht einmal nach Applikation von 4,9-7,5 mg/kg KGW einen ausreichenden Effekt. Die Autoren ermittelten eine ED<sub>50</sub> von 0,6 mg/kg KGW, sowie die LD<sub>50</sub> 1,6 mg/kg KGW. Die therapeutische Breite des Succinylcholins ist also gering.

WOOD und Mitarbeiter (1977) immobilisierten 182 Wildschweinen mit Succinylcholin. Ihre Dosisempfehlung liegt zwischen 0,65 und 0,85 mg/kg KGW. Sie heben wiederum die Sicherheit und Effektivität von Succinylcholin hervor, obwohl 7 % der Tiere innerhalb dieser Dosierung keine Reaktion zeigten und 4 %

infolge schwerer Atemdepressionen starben. Die Einleitphase dauerte  $4,4 \pm 2,3$  Minuten und die Toleranzphase  $11,6 \pm 6,1$  Minuten.

DYSON (1965) berichtet von 19 erfolgreichen Succinylcholin-Immobilisationen bei 4 Halsbandpekaris in einer Dosierung von 0,44-0,55 mg/kg KGW. Die Wirkungsdauer betrug 1-8 Minuten. Die gleiche Dosierung setzten auch JUWELL und Mitarbeiter (1965) erfolgreich beim Halsbandpekari ein. Die Einleitphase betrug im Mittel 3 Minuten und die Wirkungsdauer 22 Minuten.

### 2.2.2 Barbiturate

Barbiturate sind Derivate der Barbitursäure, die bei der chemischen Verbindung von Harnstoff und Malonsäure entstehen (ERHARDT et al., 2004). Die Barbitursäure selbst hat keinerlei anästhetische Wirkeigenschaften. Durch unterschiedliche Substituenten an der Grundstruktur entstehen die einzelnen Barbituratpräparate, die sich in Wirksamkeit, Wirkungsbeginn und Wirkdauer unterscheiden (FREY et al., 1996; ERHARDT et al., 2004). Sie besitzen alle eine dämpfende Wirkung auf das ZNS, die dosisabhängig von Sedation, Hypnose bis hin zu einer Allgemeinanästhesie und Koma reichen kann (GREEN, 1982). In anästhetischen Dosen werden durch Dämpfung der medullären und retikulären Zentren (Atem-, Vasomotoren-, Thermoregulations- und Vaguszentrum) nahezu alle Vitalfunktionen ernsthaft beeinträchtigt (ERHARDT et al., 2004). Die Barbiturate erzielen eine gute Reflexhemmung und Muskelrelaxation, jedoch vermitteln sie keine Analgesie, im Gegenteil man schreibt ihnen sogar eher schmerzsensibilisierende Eigenschaften zu.

Barbiturate sollten wegen ihrer hohen Nebenwirkungen, wie Atemdepression und maligne Hyperthermie, bei den Suiden nur mit Vorsicht eingesetzt werden (KUNTZE, 1995). Zudem rufen sie nach i.m. Injektion starke Gewebereaktionen hervor (FREY et al., 1996).

## Pentobarbital

MATSCHKE und HENRY (1968) immobilisierten 130 Europäische Wildschweine mit Cap-Chur-Barb, einer Lösung, die 500 mg Pentobarbital-Na und 1 mg Scopolamin/ml enthält. Sie empfehlen eine Dosierung von 0,15 ml/kg KGW, dies entspricht 74 mg/kg KGW Pentobarbital. Die Einleitphase betrug im Mittel 55,5 Minuten. Die Tiere waren für 3-4 Stunden immobilisiert. Auch HEINEMANN (1983) setzte Pentobarbital bei 5 Wildschweinen in einer Dosierung von 25-127 mg/kg KGW ein und konnte aber nur in 2 Fällen eine Immobilisation erreichen. Die Wirkung trat erst sehr spät ein und war von starker Exzitation und Salivation begleitet. Die anderen Tiere zeigten lediglich leichte Ermüdungserscheinungen. Der Autor führt den eingeschränkten sedativen Effekt auf die geringe Initialdosis (5 mg/kg KGW) und die starke Erregung der Schweine durch den mehrmaligen Beschuss zurück.

Von der Anästhesie bei 22 Pekarissen mit Pentobarbital in Dosierungen von 5,7-18,0 mg/kg KGW berichtet KOHM (1976)<sup>1</sup>. Ein Wirkungseintritt war nach 5-95 Minuten p.i. festzustellen. Erst nach 4-27 Stunden hatten die Tiere den Wachzustand wieder erreicht. Auf die hohe Todesrate (7 Tiere), insbesondere bei weiblichen Pekarissen und Jungtieren, wird hingewiesen.

---

<sup>1</sup> Referenz des Autors: NEAL, 1959

### Thiamylal

KOHM (1976)<sup>1</sup> versuchte 11 Pekaris mit 2,8-6,7 mg/kg KGW Thiamylal zu immobilisieren. Die Wirkung war jedoch nur bei drei Tieren ausreichend, so dass Manipulationen ohne weitere Zwangsmaßnahmen möglich waren. Die Einleitphase betrug 15-60 Minuten. 2-12 Stunden nach Injektion hatten die Tiere den Wachzustand wieder erreicht. Todesfälle traten nicht auf.

### **2.2.3 Neuroleptika**

Neuroleptika sind stark wirkende psychotrope Sedativa (= seelische Beruhigungsmittel). Sie bewirken eine psychische Dämpfung bis zum Schlafzustand, eine motorische Beruhigung und eine Dämpfung des vegetativen Nervensystems. Schmerzreize können den Beruhigungszustand durchbrechen. Anhaltende intensive äußere Reize vor der Applikation und während der Anflutung von Neuroleptika heben die beruhigende Wirkung teilweise auf, so dass das Schlafstadium nicht erreicht wird. (HATLAPA und WIESNER, 1982; PASTERK, 1987)

### Azaperon

EBEDES und Mitarbeiter (1990) empfehlen zur Sedation eines ausgewachsenen gesunden Warzenschweins 50-150 mg Azaperon. Weitere Angaben werden von den Autoren nicht gemacht.

FESSL (1971) führte bei europäischen Wildschweinen Immobilisationen mit Azaperon durch. Bei Tieren, die wie Hausschweine gehalten werden, sind 2-4 mg/kg KGW nötig, um eine zufriedenstellende Wirkung zu erzielen. Wildschweine aus Gatterhaltung werden mit 9 mg/kg KGW Azaperon ausreichend immobilisiert.

STIEGER (1973) immobilisierte 5 Wildschweine zu Transportzwecken mit Azaperon. Nach seinen Erfahrungen reicht die von FESSL (1971) angegebene Dosierung von 9 mg/kg KGW nicht aus, um die Tiere gefahrlos zu handhaben. Er schlägt eine Dosis zwischen 12-14 mg/kg KGW vor. Ein Keiler, dem er 15 mg/kg KGW applizierte, zeigte im Laufe der Immobilisation unregelmäßige Atmung und Herzfrequenz sowie krampfartige Zuckungen.

KLAUBER und ONDERSCHEKA (1982) versuchten insgesamt acht Wildschweine mit Azaperon in unterschiedlichen Dosierungen zu immobilisieren. Ein sedierender Effekt war erst ab 9 mg/kg KGW zu beobachten. Bei zwei adulten Bachen reichten selbst 12 bzw. 18 mg/kg KGW Azaperon nicht aus, um die Tiere ohne Zwangsmittel gefahrlos manipulieren zu können. Zwei Frischlinge erhielten 30 mg/kg KGW Azaperon, was zu einer Sedierung, nicht jedoch zur Immobilisation führte.

HEINEMANN (1983) injizierte zwei Wildschweinen jeweils 10 mg/kg KGW Azaperon injizierte. Die Wirkung war unzureichend und führte zu erhöhter Atemfrequenz sowie starkem Speichelfluss. Den Wachzustand erreichten die Tiere erst 4-8 Stunden nach Injektion. DITTUS (1983) erzielte mit 3-4 mg/kg KGW Azaperon bei subadulten Wildschweinen (20-35 kg) in Gatterhaltung eine ausreichende Sedation. Die Tiere legten sich 10-20 Minuten p.i. ab und tolerierten Manipulationen für ca. 50 Minuten. Ein Auftreiben der Tiere war in jeder Phase möglich. Der Autor beobachtete einen vermehrten Speichelfluss und eine Absenkung der Körperkerntemperatur um ca. 1 °C.

### Phenothiazine

MORTELMANNS und VERCRUYSSSE (1961) berichten über die erfolgreiche Immobilisation von vier Wildschweinen (25-50 kg) zur Räudebehandlung mit jeweils 1,5 ml Combelen<sup>®2</sup> (= 0,3-06 mg/kg KGW Propionylpromazin). Alle Tiere kamen zum Liegen. Zur chirurgischen Versorgung eines paralabialen Gewe-

---

<sup>2</sup> 10 mg/ml Propionylpromazin

beprolaps bei einem 80 kg schweren Warzenschwein verabreichte BENESCH (1961) 3,5 ml Combelen<sup>®</sup> (= 0,44 mg/kg KGW Propionylpromazin) und setzte zusätzlich ein Lokalanästhetikum ein. Die Operation konnte am liegenden Tier ohne Probleme durchgeführt werden.

DITTUS (1983) verabreichte 6 subadulten Europäischen Wildschweinen Acepromazin in Dosierungen von 0,25-1,0 mg/kg KGW. Bei allen Tieren trat lediglich eine leichte Sedation auf. Manipulationen der Wildschweine waren nicht möglich.

#### 2.2.4 $\alpha_2$ -Agonisten

$\alpha_2$ -Agonisten verfügen über eine starke sedative Wirkung, eine ausgeprägte zentrale Muskelrelaxation und eine tierartlich unterschiedlich starke Analgesie. Sie werden bei einer Vielzahl von Wildtieren zur Sedation oder Immobilisation allein oder wie häufiger als Synergist in Kombination mit Morphinderivaten oder dissoziativen Anästhetika eingesetzt. Als erstes Pharmakon dieser Wirkstoffgruppe war Xylazin auf dem Markt. (FOWLER, 1993; SWAN, 1993) Heute spielen bei der Immobilisation von Wildtieren auch Detomidin, Medetomidin und Romifidin eine Rolle.

Typische Nebenwirkungen der  $\alpha_2$ -Agonisten sind Bradykardie bis hin zu AV-Blöcken II. Grades, Hypotonie nach anfänglicher Hypertonie und eine Depression der Thermoregulation. Die Effekte auf die Atmung sind tierartlich unterschiedlich und in therapeutischen Dosen meist klinisch irrelevant. (MUIR, 1993b; PLUMB, 1994; LÖSCHER, 1999; HALL et al., 2001)

#### Xylazin

HIME und JONES (1970) versuchten zwei Wildschweine (30 kg) mit 2 bzw. 4 mg/kg KGW Xylazin zu immobilisieren. Es wurde kein Effekt erzielt.

10,4 mg/kg KGW Xylazin blieben bei einem adulten Europäischen Wildschweineber (115 kg) wirkungslos, die gleiche Dosis wurde 35 Minuten später wiederholt und führte innerhalb von 20 Minuten zu einer leichten Sedation. Das Tier konnte in eine Transportkiste geschoben werden. Da ein geringer Sedationsgrad für 16 Stunden anhielt, liegt die Vermutung nahe, dass die Substanz in das subkutane Fettgewebe injiziert wurde und dort nur sehr langsam resorbierte (SEIDEL, 1971). KLÖPPEL (1975) berichtet über den Einsatz von 20-25 mg/kg KGW Xylazin bei Wildschweinen, wobei ihm die Verträglichkeitsgrenze noch nicht abgesichert erscheint.

### Medetomidin

Medetomidin wurde zur Sedation an sechs gesunden Wildschweinbächen (42-45 kg) von WOLKERS und Mitarbeiter (1994) getestet. Die minimal benötigte Dosis, bei der sich die Tiere niederlegten, war 80 µg/kg KGW. Allerdings war der erzielte Effekt ungenügend, um kleinere veterinärmedizinische Maßnahmen ohne Abwehrbewegungen durchzuführen. Die Einleitphase betrug 35-50 Minuten. Die Sedation hielt für 40-55 Minuten an bis die Tiere begannen zu laufen. Sie waren jedoch noch für mehrere Stunden lethargisch.

## **2.2.5 Ataraktika**

Zur Wildtierimmobilisation sind die Benzodiazepine von Bedeutung, deren bekannteste Vertreter das Diazepam (Valium®) ist. Des weiteren spielen Midazolam, Clonazepam und Zolazepam eine Rolle, wobei letzteres nur in Kombination mit Tiletamin (siehe 2.2.8.7) erhältlich ist. Die Benzodiazepine besitzen eine große therapeutische Breite und produzieren eine Sedation und zentrale Muskelrelaxation. Dosisabhängig haben sie anxiolytische und antikonvulsive, jedoch keine analgetische Wirkung (NIELSEN, 1996, 1999).

### Diazepam

HARTHOORN (1975a) sedierte drei Warzenschweine zum Klauenschneiden mit 0,8-4,0 mg/kg KGW Diazepam. Es war jedoch nur ein ungenügender Effekt zu verzeichnen.

### Climazolam

GUTZWILLER und Mitarbeiter (1984) versuchten zwei Wildschweine mit Climazolam in einer Dosierung von 2 mg/kg KGW zu immobilisieren. Es wurde zwar eine deutliche Sedation beobachtet und die Tiere legten sich, aber reagierten sofort auf leiseste Geräusche. Eine Annäherung war nicht möglich.

## **2.2.6 Opioid-Analgetika**

Analgetika erhöhen in erster Linie die Schmerzschwelle im Gehirn, so dass Schmerzen weniger oder nicht mehr empfunden werden. In höherer Dosierung bewirken sie eine mehr oder weniger starke Katalepsie und schließlich einen Bewusstseinsverlust (HATLAPA und WIESNER, 1982). Das älteste Analgetikum ist das Morphin, das heute weitgehend durch potentere synthetische Ersatzmittel verdrängt ist. Für die Immobilisationspraxis bedeutsam wurden das Fentanyl, vor allem aber das Etorphin, sowie ein naher Verwandter des Fentanyls mit höherer Wirkungsstärke, das Carfentanyl (FRITSCH, 1991).

Die Vorteile der Morphinderivate liegen in der hohen Potenz, die den Einsatz nur kleinster Volumina erfordert und somit auch die Immobilisation schwerer Tiere (z. B. Nashorn, Elefant) ermöglicht, sowie der vollständigen Antagonisierbarkeit ihrer Wirkung. Der Wirkungseintritt ist oft von einem Exzitationsstadium begleitet. Unterdosierung bewirkt eine Verlängerung der Einleitphase und löst starke Erregungszustände und Hyperventilation aus, die zu Erschöpfung, Hyperthermie, Stressmyopathie und zum Tod führen können. Weitere Nebenwir-

kungen sind Atemdepression, Tachy – oder Bradykardie sowie Hypo- oder Hypertension, Muskelzittern, Opisthotonus, Erbrechen und Mydriasis. (ALFORD et al, 1974; HARTHOORN, 1975a; HAIGH, 1990; SWAN, 1993; NIELSEN, 1996, 1999) Der größte Nachteil dieser hoch konzentrierten Morphine ist die hohe Humantoxizität. Bereits die Resorption geringster Mengen über Haut oder Schleimhäute kann ohne sofortige Antidotgabe zum Tod führen. Auflagen des Betäubungsmittelgesetzes (BtMVV, 1993, § 4, Abs. 3) erschweren den praktischen Einsatz in Deutschland (HATLAPA und WIESNER, 1982; WIESNER, 1991, 1998).

### Etorphin

ALFORD und Mitarbeiter (1974) verwenden Etorphin zur Immobilisation von Europäischen Wildschweinen in einer Dosierung von 0,53-1,7 mg/45 kg KGW. Zur Antagonisierung empfehlen sie Diprenorphin in der doppelten Dosis des Etorphins (1,06-3,4 mg/45 kg KGW). Ähnliche Angaben sind auch bei BOEVER (1978) zu finden: mit 3,0-6,0 mg Etorphin können adulte bzw. mit 1,0-4,0 mg pro Tier juvenile, zwischen 6 Monaten und 2 Jahre alte, Wildschweine immobilisiert werden, wobei mit niedrigen Dosen nicht immer eine vollständige Immobilisation erreicht wird. Adulte Pekarissen benötigen zur Ruhigstellung 1-2 mg/Tier Etorphin, juvenile 0,5-1 mg/Tier. Die Wirkung tritt 10-20 Minuten nach Injektion ein und hält ohne Gabe eines Antidots über ca. 3 Stunden an. Der Autor weist auf die Überempfindlichkeit der Suidea gegenüber hohen Dosen hin, die sich in Hyperthermie äußert. Als Grund führt er die im Verhältnis zum Körpergewicht geringe Lungenkapazität an.

EBEDES und Mitarbeiter (1990) geben für die Immobilisation von adulten Warzenschweinen 3-7 mg Etorphin pro Tier an. Für subadulte Tiere oder Tiere mit schlechtem Allgemeinzustand sollte die Dosis reduziert werden.

## Carfentanyl

DE VOS (1978) setzte Carfentanyl bei 217 Wildtieren 20 verschiedener Spezies in Süd Afrika mit Erfolg ein. Je nach Dosierung erreichte er einen Zustand der Sedation bis hin zu einer leichten Anästhesie. Es traten nur unbedeutende Nebenwirkungen auf, selbst bei hohen Dosen kam es selten zu einer Atemdepression, die jedoch keiner Behandlung bedurfte. 3 Warzenschweine immobilisierte er mit 10-20 µg/kg KGW. Die Einleitung dauerte durchschnittlich 4 Minuten. 3,5 Minuten nach Gabe von 0,18 mg/kg KGW Naloxon hatten die Tiere den Wachzustand wieder erreicht. Der Autor beobachtete bei den Warzenschweinen im Gegensatz zu anderen Tierarten selbst in niedrigeren Dosierungen einen starken Muskeltremor der Hintergliedmaßen und empfiehlt daher den Zusatz von kleinen Mengen Xylazin (0,1 mg/kg KGW) oder Azaperon (0,3 mg/kg KGW). Zur Antagonisierung gibt er bei dieser Tierart Naloxon in der 3-4fachen oder Cyprenorphin in der 4-5fachen Dosis des Carfentanyls (mg) an.

### **2.2.7 Dissoziative Anästhetika**

Zu den dissoziativen Anästhetika gehören die Cyclohexamine Phencyclidin, Ketamin und Tiletamin. Anstatt einer Depression des gesamten Zentralen Nervensystems, bewirken sie eine Hemmung des thalamokortikalen Systems, das für das Bewusstsein steht, bei gleichzeitiger Erregung des limbischen Systems, das für das psychomotorische Verhalten verantwortlich ist. In Abhängigkeit von der Dosierung führen sie zu Sedation, Immobilisation bis hin zur Allgemeinanästhesie. Trotz Bewusstlosigkeit und Analgesie ist die Reflexerregbarkeit vollständig erhalten. (HAPKE, 1976; JAKSCH, 1982; LIN, 1996; NIELSEN, 1996, 1999) Die Cyclohexamine bewirken keine Muskelrelaxation, sondern eine Erhöhung des Muskeltonus (Katalepsie).

Typische Nebenwirkungen der Cyclohexamine sind eine gesteigerte Konvulsionsneigung und das Auftreten von postanästhetischen Halluzinationen, von denen Patienten der Humanmedizin berichten (FREY et al., 1996). In therapeu-

tischen Dosen ist der Einfluss der Cyclohexamine auf Atmung und Kreislauf gering (NIELSEN, 1999). Bei einigen Tierarten führen sie in hohen Dosen zu einem apnoischen Atemmuster ohne klinisch relevante Folgen. Erst bei Überdosierung kommt es zu einer Atemdepression mit Hypoventilation oder Apnoe (LEES, 1991; LIN et al., 1993a; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Durch ihren zentralen sympathomimetischen Effekt besitzen die Cyclohexamine eine kreislaufstimulierende Wirkung (LEES, 1991). Durch die Beeinflussung zentraler noradrenerger Mechanismen im Hypothalamus kommt es zur Depression der Thermoregulation (PLUMB, 1994; Lin, 1996).

Phencyclidin wurde aufgrund von Missbrauch in der Drogenszene aus dem Verkehr gezogen (WIESNER und VON HEGEL, 1985). Tiletamin ist nur in Kombination mit dem Benzodiazepin Zolazepam im Handel (siehe 2.2.8.7).

### Phencyclidin

FAUSTMANN (1965) immobilisierte eine adulte Wildschweinbache mit 2 mg/kg KGW Phencyclidin und beobachtete 10 Minuten p.i. Koordinationsstörungen. Erst eine Nachdosierung von weiteren 2 mg /kg KGW 20 Minuten p.i. führte 30 Minuten nach Erstinjektion zur Seitenlage. Das Tier verendete in der folgenden Nacht an Herz-Kreislaufversagen. KLÖPPEL (1969) warnt vor der Verwendung von Phencyclidin beim Wildschwein, da es meist klonische Krämpfe in der prae- und postnarkotischen Phase erzeugt, zumindest aber erhebliche Erregungszustände. HENRY und MATSCHKE (1972) empfehlen zur Immobilisation Europäischer Wildschweine 5,5 – 6,6 mg/kg KGW Phencyclidin. Der Wirkungseintritt wird bereits eine Minute p.i. beobachtet, gefolgt von einer 30 minütigen Immobilisation. Als Nachteil sehen die Autoren die lange Erholungsphase an. Eine ähnliche Dosierung des Phencyclidins zur Immobilisation von Wildschweinen (4,25-6,5 mg/kg KGW) findet sich auch bei HARTHOORN (1976)<sup>3</sup>. Für Warzenschweine gibt er 1,45-4,6 mg/kg KGW an. BOEVER (1978) berichtet, dass

---

<sup>3</sup> Referenz des Autors: BECK, 1971

Phencyclidin bei wilden Schweinen in Dosierungen von 0,7-2,0 mg/kg KGW mit gutem Erfolg eingesetzt wurde.

KROLL (1962) immobilisierte Pekaris mit 1,25 mg/kg KGW Phencyclidin. Die mittlere Einleitphase betrug 10 Minuten. Durchschnittlich 70 Minuten nach Injektion hatten die Tiere den Wachzustand wieder erreicht. WEILENMANN (1971) berichtet von einer guten Immobilisation zu Untersuchungszwecken und Wundbehandlung bei 3 Pekaris mit 3-4 mg/kg KGW Phencyclidin. Die Tiere legten sich 7-10 Minuten nach Injektion ab.

### Ketamin

LANGREHR und MÜLLER (1967) immobilisierten erfolgreich 2 Europäische Wildschweine mit 10-20 mg/kg KGW Ketamin. Es wurde eine chirurgische Toleranz für kleinere Eingriffe von 10-30 Minuten erzielt. 40-70 Minuten nach Injektion konnten die Tiere stehen. Auch BECK (1976)<sup>4</sup> führt die Ketaminimmobilisation von Wildschweinen in der selben Dosierung auf. Der Autor weist auf eine vermehrte Salivation und postnarkotische Exzitationen hin. DITTUS (1983) berichtet von einer guten Immobilisation erst ab einer Dosis von 15 mg/kg KGW Ketamin. Er immobilisierte insgesamt 6 subadulte Europäische Wildschweine (24-30 kg) mit Dosierungen von 10-20 mg/kg KGW Ketamin. 1,5-4,0 Minuten nach Injektion war eine Berührung aller Tiere möglich. Während der Immobilisation zeigte jedes Tier starkes Muskelzittern, eine hechelnde Atmung, einen starken Anstieg der Herzfrequenz bis auf 184 Schläge/Minute und einen Temperaturanstieg bis zu 41,0 °C. HEINEMANN (1983) erzielte bei 2 Wildschweinen mit 15 bzw. 20 mg/kg KGW Ketamin keine ausreichende Immobilisation. Die Tiere legten sich zwar, ließen aber keine Manipulationen ohne starke Abwehrbewegungen zu. Auch hier wurde ein Anstieg der Atemfrequenz und vermehrte Salivation beobachtet.

---

<sup>4</sup> Referenz des Autors: YOUNG, 1973

GALLAGHER und Mitarbeiter (1985) immobilisierten 19 Halsbandpekaris mit Ketamin in einer Dosierung von  $18,4 \pm 3,0$  mg/kg KGW. Direkt nach Injektion des Anästhetikums wurde eine kurze Erregungsphase ( $< 15$  Sekunden) beobachtet, nach  $6,0 \pm 1,6$  Minuten p.i. lagen die Tiere. Gelegentlich war die Einleitphase von Zittern begleitet. Die Immobilisation dauerte  $71,7 \pm 29,7$  Minuten und war ausreichend, um ohne eine Reaktion der Tiere z. B. Radiosender anzubringen oder Ohrmarken einzuziehen.  $122,0 \pm 44,1$  Minuten nach Injektion konnten die Pekaris stehen. Die Autoren empfehlen eine Dosierung von 20 mg/kg KGW Ketamin, weisen aber darauf hin, dass auch höhere Dosen (25-30 mg/kg KGW) problemlos toleriert werden. Sie warnen lediglich vor Hyperthermie bei Außentemperaturen über  $30\text{ }^{\circ}\text{C}$ , wenn unter Feldbedingungen das Aufwachen der Tiere im Schatten nicht gewährleistet ist. LOCHMILLER und GRANT (1983) führten mit 20 mg/kg KGW Ketamin über 400 Immobilisationen bei Pekaris in Gefangenschaft durch. Nur vier der Tiere starben. Nach ihren Erfahrungen sind die Tiere nach 6 Minuten p.i. immobilisiert, lassen sich jedoch erst 10-12 Minuten p.i. gefahrlos handhaben. 500 Halsbandpekaris wurden von LOCHMILLER und Mitarbeiter (1984) zwecks Blutentnahme mit der selben Dosierung erfolgreich immobilisiert. HELLGREN und Mitarbeiter (1985) beschreiben als akute Nebeneffekte einer tiefen Ketaminanästhesie ( $27,5$  mg/kg KGW) einen signifikanten Rückgang der Körpertemperatur und eine geringgradige Hyperglykämie. Während die Schmerzdämpfung an Körperoberfläche, Extremitäten und Gelenken gut ist, dämft Ketamin den Eingeweideschmerz des Abdomens nur unzureichend (ERHARDT, 2004).

### **2.2.8 Neuroleptanalgetika**

Da es ein ideales Anästhetikum zur Distanzimmobilisation nicht gibt, ist man auf die Anwendung von Anästhetikakombinationen angewiesen (WIESNER, 1998). Dies führt zur Reduzierung der Einzeldosen und dadurch zur Verminderung der Injektionsvolumina sowie zur Abschwächung oder völligen Beseitigung unerwünschter Nebenwirkungen (EULENBERGER und PUSCHMANN, 1976). Neu-

roleptanalgetika sind Kombinationen von Neuroleptika mit analgetisch und kataleptisch wirkenden Mitteln. Erstere führen zu Hypnose und zentraler Relaxation, letztere verstärken die zentrale Relaxation und verhindern, dass die erzielte Hypnose durch Schmerz und andere nozizeptive Reize aufgehoben werden kann. Ferner schaltet die vegetativ dämpfende Wirkung der Neuroleptika unerwünschte Kreislaufwirkungen der Analgetika aus (FRITSCH, 1991).

### **2.2.8.1 Azaperon/Metomidat**

Im Münchner Tierpark Hellabrunn wurde bei 9 juvenilen Europäischen Wildschweinen (10-15 kg) mit 4 mg/kg KGW Azaperon plus 20 mg/kg KGW Metomidat eine operationstolerante Anästhesie von ca. 25 Minuten Dauer erreicht (HATLAPA und WIESNER, 1982<sup>5</sup>). Auch PASTERK (1987) und VÖLLM (1992)<sup>6</sup> führen dieses Immobilisationsverfahren für Wildschweine an.

### **2.2.8.2 Azaperon/Fentanyl**

VERTESSEN (1970) immobilisierte 6 Wildschweine erfolgreich mit Fentanyl in einer Dosis von 0,33 mg/kg KGW in Kombination mit Azaperon in einer Dosis von 10 mg/kg KGW. Die Tiere legten sich innerhalb von 10 Minuten ab und konnten problemlos behandelt werden. Unerwünschte Nebeneffekte traten nicht auf. Zu ähnlichen Ergebnissen gelangten auch MORTELMANNNS und VERCRUYSSSE (1971) im Antwerpener Zoo. Sie empfehlen zur vollständigen Immobilisation von Europäischen Wildschweinen 0,3-0,5 mg/kg KGW Fentanyl plus 10-15 mg/kg KGW Azaperon. Die Einleitphase betrug 3-15 Minuten, die Gesamtdauer der Immobilisation 20 bis zu 240 Minuten. Die Autoren betonen den guten analgetischen Effekt der Anästhetikakombination.

---

<sup>5</sup> Referenz der Autoren: WIESNER, unveröffentl. Mitteilung

<sup>6</sup> zitiert nach GIACOMETTI, 1994

PIENAAR (1969) empfiehlt als ausgezeichnete Medikamentenkombination zum Fang adulter Warzenschweine 10-15 mg Fentanyl plus 50 mg Azaperon pro Tier.

### 2.2.8.3 Etorphinkombinationen

Etorphin in Kombination mit Acepromazin ist als Fertigpräparat unter dem Handelsnamen Immobilon<sup>®</sup> bzw. Immobilon LA<sup>®</sup> (LA= large animal) erhältlich. Die Formulierung für Großtiere setzt sich aus 2,45 mg/ml Etorphinhydrochlorid und 10 mg/ml Acepromazinmaleat zusammen. Für Kleintiere gibt es Immobilon<sup>®</sup> mit 0,125 mg/ml Etorphin plus 0,4 mg/ml Acepromazin. Im Zusammenhang mit der Zoo- und Wildtierimmobilisation wird unter Immobilon<sup>®</sup> in der Regel die Formulierung für Großtiere verstanden.

Nach PIENAAR und Mitarbeitern (1966) besteht eine effektive immobilisierende Dosis für ein adultes Warzenschwein von 65 bis 90 kg KGW aus 1,0-1,5 mg Etorphin kombiniert mit 20 mg Acetylpromazin und 5-10 mg Hyoscin Hydrobromid. Diese Angabe findet sich auch bei HARTHOORN (1975b). 2-4 mg Etorphin und 10-20 mg Acetylpromazin setzt SMUTS (1975) zur Immobilisation subadulter sowie adulter Warzenschweine ein. Die Antagonisierung kann mit 5-10 mg Naloxon i.v. oder i.m. erfolgen. RÖTTCHER (1978) immobilisiert adulte Buschschweine mit 0,6–0,8 ml Immobilon<sup>®</sup> pro Tier. Die Einleitphase beträgt 4-5 Minuten. Die Immobilisation kann mit 0,6-1,0 ml Revivon<sup>®</sup> (Diprenorphin 3mg/ml) i.v. antagonisiert werden. Innerhalb von 1-8 Minuten haben die Schweine den Wachzustand erreicht. Bei einem subadulten Warzenschweineber führte 1 ml Immobilon<sup>®</sup> nur zu einer unzureichenden Immobilisation, die es nicht ermöglichte das Tier zu handhaben. Erst durch zusätzliche Gaben von Acepromazin kann bei Warzenschweinen eine gute Immobilisation erreicht werden. Der Autor setzt daher bei adulten Warzenschweinen 0,7-0,8 ml Immobilon<sup>®</sup> plus 10 mg Acepromazin pro Tier ein. Die Einleitphase beträgt 5-12 Minuten. Mit 0,7-1,0 ml Revivon<sup>®</sup> i.m. lässt sich die Immobilisation innerhalb von 3 Minuten aufheben.

GÖLTENBOTH und KLÖS (1982) immobilisierten ein männliches Warzenschwein mit 2,0-3,0 mg Immobilon<sup>®</sup>. GÖLTENBOTH (1988) gibt für schwere Europäische Wildschweine und adulte Warzenschweine eine Dosierung von 2,5 – 3,75 mg/Tier Immobilon<sup>®</sup> an. Ähnliche Angaben für die Immobilisation von Europäischen Wildschweinen finden sich auch bei KLAUBER und ONDERSCHEKA (1982) sowie PASTERK (1987), die 0,1 ml/10 kg KGW Immobilon<sup>®</sup> empfehlen. 1-3 mg Etorphin in Kombination mit 5-15 mg Acepromazin führt nach NIELSEN (1996)<sup>7</sup> zur Immobilisation von Wildschweinen.

HUBER und Mitarbeiter (1999)<sup>8</sup> arbeiten mit einer Dosierung von 1 ml Immobilon<sup>®</sup> pro 30 kg KGW für Warzenschweine. Im Feld ist es sicherer, die Tiere initial hoch oder auch überdosiert zu immobilisieren und, falls nötig, mit Revivon<sup>®</sup> wieder zu antagonisieren. Niedriger dosiert, dauert die Einleitphase zu lange, was unter Feldbedingungen zu langen Nachsuchen führen kann. Ferner neigen die Tiere zur Hyperthermie. Die Autoren benötigten für einen 95 kg schweren Warzenschweinkeiler aus einem Safaripark insgesamt 4 ml Immobilon<sup>®</sup>, die fraktioniert verabreicht wurden. Initial 2,5 ml i.m., nach 15 Minuten p.i. 1 ml und 27 Minuten p.i. nochmals 0,5 ml. 3 Stunden zuvor hatte das Tier als Prämedikation 0,5 mg/kg KGW Acepromazin per os erhalten. Der Keiler lag vollkommen ruhig auf der Seite und zeigte bei Berührung keine Reaktion mehr. Die Immobilisation eignete sich zur Durchführung kleiner veterinärmedizinischer Maßnahmen. Puls und Atmung waren regelmäßig und die Körpertemperatur unverändert. Die Antagonisierung erfolgte 60 Minuten p.i. mit 8 ml Revivon<sup>®</sup> i.v. und 14 Minuten später mit weiteren 3 ml Revivon<sup>®</sup> i.m.. Sechs Minuten nach der letzten Injektion konnte der Eber stehen, schlief jedoch den Rest des Tages sehr viel und zeigte geringgradige Ataxien in der Hinterhand. Die Autoren führen dies auf die noch bestehende Wirkung der Acepromazin Prämedikation zurück und empfehlen für die Zukunft eine geringere Dosis.

---

<sup>7</sup> Referenz des Autors: JUSSUP, 1990

<sup>8</sup> Referenz der Autoren: PELSNER und JENSEN, Department of Zoology University of Cambridge, pers. Mitteilung, 1997

WIESNER und Mitarbeiter (1982) beobachteten bei verschiedenen Tierarten im Münchner Tierpark Hellabrunn unter Immobilon<sup>®</sup> immer wieder unkontrollierbare Erregungszustände und versuchten diese durch zusätzliche Gaben von Xylazin abzuschwächen. Für die Immobilisation von 22 Wildschweinen (150 kg) hatten sich je 1,2 ml Immobilon<sup>®</sup> in Kombination mit 10 mg Xylazin pro Tier gut bewährt. Zur Beschleunigung der Resorption wurde jedem Injektat 150 I.E. Hyaluronidase zugesetzt, woraus ein Wirkungseintritt 4-8 Minuten p.i. resultierte. Die Operationstoleranz dieser Immobilisation hielt ca. 40-60 Minuten an. Eine Antagonisierung erfolgte mit Revivon<sup>®</sup> i.v. volumenmäßig zum injizierten Immobilon<sup>®</sup> im Verhältnis 2:1. Es verendeten 0,17 % der Tiere an einem narkosebedingten Herz-Kreislaufversagen.

SIEMON (1991) immobilisierte zwei Wildschweinkeiler (118kg und 145kg) mit Immobilon<sup>®</sup> plus Xylazin (1,8 ml + 70 mg bzw. 2,3 ml + 40 mg). Die Tiere legten sich 4 Minuten p.i. nieder. Ein Schwein zeigte eine Atemdepression (4 Atemzüge/Minute) und eine verminderte kapilläre Rückfüllungszeit (> 2 Sekunden). Bei beiden Tieren sank die periphere Sauerstoffsättigung unter 80 %. Die Gabe eines Atemstimulans war unerlässlich. Es wurde eine chirurgische Toleranz von nur 10 Minuten Dauer erreicht.

Über die erfolgreiche Immobilisation einer Warzenschweinbache (50 kg) mit 0,5 ml Immobilon<sup>®</sup> in Kombination mit 10 mg Xylazin berichten HUBER und Mitarbeiter (1999)<sup>9</sup>. 7 Minuten nach Antagonisierung mit 1 ml Revivon<sup>®</sup> stand das Tier wieder. Dagegen beschreibt GAUKLER (1998)<sup>10</sup> trotz wiederholter Revivon<sup>®</sup> Injektion eine lange Erholungsphase (13 h) eines Hirschebers (84 kg), den er mit 0,0081 mg/kg KGW Immobilon<sup>®</sup> plus 0,06 mg/kg KGW Xylazin immobilisierte.

GÖLTENBOTH und KLÖS (1990) empfehlen für die Immobilisation von schweren adulten europäischen Wildschweinen und Warzenschweinen Etorphin (1,7-2,0 mg/100 kg KGW) mit einem geringen Zusatz an Ketamin (50 mg/Tier).

---

<sup>9</sup> Referenz der Autoren: DE MEURICHY, pers. Mitteilung, 1999

<sup>10</sup> Zitiert nach HUBER et al., 1999

Für adulte und schwere Wildschweine gibt GÖLTENBOTH (1991) 0,9-1,2 ml Immobilon<sup>®</sup>/Tier in Kombination mit 0,2 mg/kg KGW Xylazin plus 0,2 mg/kg KGW Ketamin an.

SAYER und RÖTTCHER (1993) kombinieren Etorphin mit Xylazin zur Immobilisation der ostafrikanischen wilden Schweine. Bei Wald- sowie Buschschweinen setzen sie jeweils 0,03 mg/kg KGW Etorphin plus 0,2 mg/kg KGW Xylazin ein, bei Warzenschweinen 0,04 mg/kg KGW Etorphin plus 0,2 mg/kg KGW Xylazin. Sie warnen jedoch vor den Nebenwirkungen des Etorphins, wie Exzitation, Hyperthermie und Atemdepression, was zu unakzeptablen Verlusten führen kann und bevorzugen die Anästhetikakombination Tiletamin/Zolazepam (siehe 2.2.8.7). RÖTTCHER (1978) berichtet von 2 Todesfällen bei der Immobilisation von insgesamt 13 Riesenwaldschweinen sowie einem toten Tier bei Immobilisation von 14 Warzenschweinen mit Etorphin/Xylazin.

VAN RENSBURG (1993) warnt vor der Verwendung von Etorphin bei Buschschweinen, da selbst in niedrigen Dosierungen bereits Todesfälle auftraten. BURROUGHS (1993) erwähnt, dass zur Immobilisation eines Warzenschweiners 3-4 mg Etorphin in Kombination mit 5-10 mg Xylazin eingesetzt werden können. Jedoch ist die Immobilisation nicht immer befriedigend und es kann zu schweren Atemdepressionen kommen.

NIELSEN (1996)<sup>11</sup> gibt 4-5 mg Etorphin plus 20 mg Xylazin zur Immobilisation von Warzenschweinen an.

#### **2.2.8.4 Butorphanolkombinationen**

MORRIS und Mitarbeiter (1999) erzielten mit 300 µg/kg KGW Butorphanol in Kombination mit 100-125 µg/kg KGW Detomidin plus 300 µg/kg KGW Midazolam bei Buschweinen eine tiefe Immobilisation. Durch i.v. Applikation von 300 µg/kg KGW Yohimbin und 25-50 mg/Tier Naltrexon in der Mischspritze lässt

---

<sup>11</sup> Referenz des Autors: MORKEL, 1990

sich die Wirkung schnell und effektiv antagonisieren. Bei Warzenschweinen und Europäischen Wildschweinen führte die oben genannte Anästhetikakombination in gleicher Dosierung lediglich zu einer Sedation, aus der die Tiere leicht zu erwecken waren. Der Zusatz von niedrigen Dosen Tiletamin/Zolazepam oder Ketamin war notwendig, um einen ausreichenden Immobilisationsgrad zu erreichen und ein gefahrloses Handling der Tiere zu ermöglichen.

Eine optimale Immobilisation resultierte bei allen im Zoo von San Diego gehaltenen Wildschwein- und Pekariarten, wenn das Detomidin dieser Kombination durch 70-100 µg/kg KGW Medetomidin ersetzt wurde. Hervorzuheben sind die mittelgradige bis gute Analgesie und die exzellente Muskelrelaxation, auch der Kiefermuskulatur. Nebenwirkungen sind Bradykardie, Hypotension, Bradypnoe und Hypoxämie. Die Autoren berichten lediglich vom Tod eines alten herzinsuffizienten Hirschebers. Nachteile sind die großen Injektionsvolumina, besonders bei größeren Tieren, so dass der Beschuss mit zwei Injektionspfeilen notwendig ist sowie der hohe Preis der Medikamente.

Nach i.m. Gabe von 350-700 µg/kg KGW Naltrexon plus 80-100 µg/kg KGW Atipamezol stehen die meisten Tiere innerhalb von 10 Minuten, zeigen jedoch noch für 24 Stunden ein ruhiges Verhalten und verminderten Appetit. Vollständige Antagonisierung garantiert eine zusätzliche Flumazenil-Injektion in einer Dosierung von 1:10-1:20 Flumazenil:Midazolam, die aufgrund der hohen Kosten nicht routinemäßig gegeben wird.

#### **2.2.8.5 Phencyclidinkombinationen**

Seit 1978 ist Phencyclidin wegen Drogenmissbrauch nicht mehr im Handel erhältlich. Immobilisationsverfahren mittels Phencyclidinkombinationen via intramuskulärer Distanzinjektion werden bei wilden Schweinen und Pekarissen also nicht mehr durchgeführt. Über Erfahrungen früherer Jahre berichten

FAUSTMANN (1965), MANGILI und BASCHIERI-SALVADORI (1970) (ANONYMUS, 1974), WALLACH und BOEVER (1983)<sup>12</sup> und JONES (1978).

#### 2.2.8.6 Ketaminkombinationen

44 Wildschweine (8,6-60,0 kg) wurden von BABER und Mitarbeiter (1982) in Fallen gefangen und per Hand mit einer Ketamin-Xylazin Kombination, die jeweils 100 mg/ml der Wirkstoffe enthielt, i.m. anästhesiert. Ihre Dosisempfehlung liegt bei 15-20 mg/kg KGW der Anästhetikamischung. Die Einleitphase betrug  $2,1 \pm 0,7$  Minuten, die Toleranzphase  $43,8 \pm 13,5$  Minuten, wobei ältere Tiere signifikant länger immobilisiert waren. Kleinere veterinärmedizinische Maßnahmen waren möglich. Die Autoren heben die gute Muskelrelaxation, die nur geringe Salivation und relativ ruhige Aufwachphase hervor.

Bei der sogenannten „Hellabrunner Mischung“ wird der Inhalt einer Ampulle Rompun<sup>®</sup> Trockensubstanz (= 500 mg Xylazin) in 4ml Ketamin 10 % gelöst. Im Milliliter sind dann 125 mg Xylazin und 100 mg Ketamin enthalten. 0,1 ml/kg KGW dieser Anästhetikakombination immobilisiert Wildschweine ausreichend; jedoch ist die Anwendung bei adulten Tieren aufgrund zu großer Volumina begrenzt (WIESNER und HEGEL, 1985; WIESNER 1991; VÖLLM 1992<sup>13</sup>).

Zur Immobilisation von Warzenschweinen empfiehlt BURROUGHS (1993) Ketamin in Kombination mit Xylazin. Er setzt für einen adulten Eber 350 mg Ketamin plus 20 mg Xylazin, für ein adultes Weibchen 250 mg Ketamin plus 15 mg Xylazin und für ein juveniles Warzenschwein 200 mg Ketamin plus 5 mg Xylazin ein.

12 Hirscheber wurden erfolgreich im Zoologischen Garten Frankfurt/Main mit Ketamin/Xylazin immobilisiert (KLÖPPEL, 1982). Für ca. 60-70 kg schwere Tie-

---

<sup>12</sup> Referenz der Autoren: SEAL et al, 1969

<sup>13</sup> zitiert nach GIACOMETTI, 1994

re wurde 400 mg Ketamin plus 400 mg Xylazin eingesetzt, Tiere mit einem Gewicht von 90-100 kg bekamen 500 mg Ketamin und 500 mg Xylazin. KUNTZE (1995)<sup>14</sup> erwähnt die Immobilisation von Hirschebern und Pekaris mit 10 mg/kg KGW Ketamin und 4 mg/kg KGW Xylazin. Es erfolgte die Antagonisierung mit Yohimbin.

HEINEMANN (1983) versuchte Wildschweine mit Ketamin in Dosierungen von 4,0-7,0 mg/kg KGW in Kombination mit Dosierungen von 7,1-9,7 mg/kg KGW Azaperon zu immobilisieren. Nur bei zwei Tieren wurde für 75 bzw. 100 Minuten eine leichte Immobilisation erreicht. Ein Handling der Tiere führte zu Abwehrbewegungen. 25 Wildschweinimmobilisationen führte der Autor mit Ketamin plus Metomidat in einer Dosierung von je 10 mg/kg KGW durch. Lediglich in 5 Fällen war das Resultat unzureichend. 3-10 Minuten nach Injektion legten sich die Tiere nieder und erlaubten nach weiteren 10-15 Minuten kleinere tierärztliche Maßnahmen für 10-30 Minuten. Außer einer vermehrten Salivation wurden keine nennenswerten Nebenwirkungen festgestellt. Die Dauer der Aufwachphase variierte erheblich (25-90 Minuten).

Nach GÖLTENBOTH und KLÖS (1990) können die meisten wilden Schweinearten mit 10 mg/kg KGW Ketamin plus 10 mg/kg KGW Metomidat (Hypnodil<sup>®</sup>, Janssen) ausreichend immobilisiert werden, wobei die Trockensubstanz Hypnodil<sup>®</sup> in 10 ml Ketamin gelöst wird. Die Dauer der Hauptwirkung beträgt zwischen 30 bis 60 Minuten (GÖLTENBOTH und KLÖS, 1982). Für adulte und schwere Wildschweine reicht diese Medikation jedoch oft nicht aus, so dass sie besser mit Immobilion<sup>®</sup> und einem geringen Zusatz von Ketamin-Xylazin immobilisiert werden (GÖLTENBOTH, 1991; siehe 2.2.8.3).

Eine leichte Anästhesie wird bei Buschschweinen und Hirschebern nach i.m. Injektion von 5-6 mg/kg KGW Ketamin in Kombination mit 130-150 µg/kg KGW Medetomidin hervorgerufen (SCHAFTENAAR, 1996). Die Tiere kamen 5-10

---

<sup>14</sup> Referenz des Autors: GÖLTENBOTH, unveröffentl. Mitteilung

Minuten nach Injektion in Brustlage, wenige Minuten später in Seitenlage. Es wird die ruhige Einleitphase betont. Mittels Atipamezol oder dem Idazoxan-Analog RX821002a i.m. oder s.c. lässt sich die Wirkung antagonisieren. Weitere Angaben werden nicht gemacht. Als nachteilig bewertet der Autor das relativ große Injektionsvolumen und den hohen Preis des Medetomidins.

Von einer zufrieden stellenden Immobilisation eines Hirschebers (85 kg) mit dieser Anästhetikakombination berichtet auch GAUKLER (1998)<sup>15</sup>. Er setzte 3 mg/kg KGW Ketamin plus 70 µg/kg KGW Medetomidin ein. 15 Stunden vor der Immobilisation verabreichte er dem Tier 0,8 mg/kg KGW Acepromazin oral. Die Immobilisation wird als gut und komplikationslos beschrieben.

HUBER und Mitarbeiter (1999)<sup>16</sup> berichten über den Versuch, einen Warzenschweineber (100 kg) in freier Wildbahn mit 2 mg/kg KGW Ketamin plus 60 µg/kg KGW Medetomidin zu immobilisieren. Die Sedation war nur ungenügend. Nach 20 Minuten wurde dem Tier nochmals die gleiche Dosis injiziert. Beim vorsichtigen Annähern an das Tier rannte es taumelnd davon und wurde unverrichteter Dinge antagonisiert, um Hyperthermie sowie der Verlust des Tieres durch Raubtiere zu vermeiden. Auch der Einsatz von 3-5 mg/kg KGW Ketamin in Kombination mit 85-130 µg/kg KGW Medetomidin führt nicht zu einer ausreichenden Sedation von Warzenschweinen (HUBER et al., 1999)<sup>17</sup>.

#### **2.2.8.7 Tiletamin/Zolazepam**

Tiletamin/Zolazepam wird seit über 20 Jahren erfolgreich zur Immobilisation der verschiedenen Zoo- und Wildtiere eingesetzt. Hervorgehoben werden die schnelle, exzitationsfreie Einleitungs- sowie Aufwachphase, die gute Muskelrelaxation, die geringe Wirkung auf die Atemfunktion sowie das Herz-Kreislauf-System und die große therapeutische Breite. Je nach Dosierung wird eine Im-

---

<sup>15</sup> zitiert nach HUBER et al., 1999

<sup>16</sup> Referenz der Autoren: KAANDORP, pers. Mitteilung, 1999

<sup>17</sup> Referenz der Autoren: SCHAFTENAAR, pers. Mitteilung, 1999

mobilisation oder eine kataleptiforme Anästhesie erreicht. Weitere Vorteile sind die hohe Konzentrierbarkeit (bis 33% bzw. 50%), was auch bei schwereren Tieren den Einsatz mit dem Blasrohr erlaubt, und die einfache sowie sichere Herstellung der Fertiglösung. Als nachteilig erweist sich eine vermehrte Salivation, die jedoch aufgrund der erhaltenen pharyngealen sowie laryngealen Reflexe nicht zur Gefahr wird und ferner die begrenzte Haltbarkeit der gebrauchsfertigen Lösung. (GRAY et al, 1974; BOEVER et al, 1977; KING et al, 1977; HAIGH et al, 1985; HUGUES et al, 1986; SCHOBERT, 1987; LOUGHLIN und SPRAKER, 1989; STIRLING et al, 1989; HAUCK, 1991; ALLEN, 1992a; LIN et al., 1993a; WALZER, 1995; MAJONICA, 1997; STIRL, 1997)

Auch zur Immobilisation der verschiedenen wilden Suiden wird Tiletamin/Zolazepam in der jüngeren Literatur häufig empfohlen. HAUCK (1991) immobilisierte erfolgreich europäische Wildschweine mit 6 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam. Die tiefe Sedation dauerte im Durchschnitt 40 Minuten und erlaubte kleinere tierärztliche Eingriffe. Er betont neben der kurzen, ruhigen Einleitphase ( $110 \pm 41$  s) vor allem den gefahrlosen Einsatz für Kreislauf-, Atem-, Stoffwechselfunktionen und hämatologische Parameter. Selbst mehrfaches Nachdosieren mit jeweils 50 % der Initialdosis hatte keine nachteiligen Folgen (BONATH et al. 1992). Zu ähnlichen Ergebnissen kommt auch WALZER (1995), der beim Wildschwein 3-5 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam einsetzt. Er berichtet sogar von einer 20 –35 Minuten andauernden chirurgischen Toleranz. Vier Eber konnten unter zusätzlicher Verwendung eines Lokalanästhetikums kastriert werden. GIACOMETTI (1998) sagt: „ Das Narkotikum der Wahl für Schwarzwild ist Zoletil® [Tiletamin/Zolazepam].“ Seine Dosierungsempfehlung ist 6-9 mg/kg KGW.

SAYER und RÖTTCHER (1993) beschreiben Tiletamin/Zolazepam als Mittel der Wahl für die Distanzimmobilisation der ostafrikanischen wilden Schweine – Riesenwald-, Busch- und Warzenschweine – in einer Dosierung von jeweils 5

mg/kg KGW. Sie berichten von einer guten Immobilisation ohne unerwünschte Nebeneffekte.

VAN RENSBURG (1993) beschreibt Tiletamin/Zolazepam ebenfalls als das am besten geeignete Mittel für die Immobilisation von Buschschweinen. Für ein subadultes Tier setzt er insgesamt 80 mg, für ein adultes 100-300 mg der Anästhetikakombination ein. Erste Reaktionen sind 3-5 Minuten nach Injektion zu beobachten und 10-15 Minuten p.i. ist ein Handling der Tiere möglich. Die Toleranzphase beträgt 10 bis 20 Minuten.

Dosierungen von 5-20 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam zur Immobilisation von Buschschweinen führt NIELSEN (1996)<sup>18</sup>. an. Zur Anästhesie von Warzenschweinen empfiehlt ESPIE (1993) 3-4 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam. Auch BURROUGHS (1993) erwähnt Tiletamin/Zolazepam als Mittel zur Warzenschweinimmobilisation und empfiehlt 300-350 mg für ein adultes männliches Tier, 200-250 mg pro adultes weibliches Tier sowie 100 mg für ein juveniles Warzenschwein. KREEGER (1996)<sup>19</sup> warnt bei der Verwendung von Tiletamin/Zolazepam bei Warzenschweinen vor zu leichter Anästhesie, schlechter Analgesie und Muskelspasmen.

HUBER und Mitarbeiter (1999)<sup>20</sup> berichten über einen guten Erfolg bei der Immobilisation zweier Warzenschweine zum Transport mit 6 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam. Die Tiere waren für 3-5 Stunden sediert. 6 subadulte Warzenschweine wurden zur Transponderimplantation und Blutentnahme mit 4,6-5,6 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam gut immobilisiert. In der Aufwachphase wurden Ruderbewegungen und Ataxien beobachtet (HUBER et al., 1999<sup>21</sup>).

SCHAFTENAAR (1991) immobilisierte einen Hirscheber zur chirurgischen Versorgung eines abgebrochenen Stoßzahnes mit 5,3 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam.

---

<sup>18</sup> Referenz des Autors: FOWLER, 1978

<sup>19</sup> Zitiert nach HUBER et al., 1999

<sup>20</sup> Referenz der Autoren: SCHAFTENAAR, pers. Mitteilung, 1999

<sup>21</sup> Referenz der Autoren: DE MEURICHY, pers. Mitteilung, 1999

min/Zolazepam. KUNTZE (1995)<sup>22</sup> berichtet, dass Tiletamin/Zolazepam in einer Dosierung von 3-4 mg/kg KGW mit Erfolg bei Hirschebern eingesetzt werden kann.

Nach CALLE und MORRIS (1999) ist Tiletamin/Zolazepam zur Immobilisation der Suiden eine sichere und effektive Kombination. Sie empfehlen eine Dosierung von 2-5 mg/kg KGW. Die Einleitphase ist relativ ruhig und der Grad der Immobilisation ist ausreichend, um Routinemaßnahmen durchzuführen. In der Regel haben die Tiere innerhalb einer Stunde das Stehvermögen wieder erreicht. Bei höherer Dosierung, insbesondere über 3 mg/kg KGW, beobachteten die Autoren vermehrt unerwünschte Nebeneffekte während der Aufwach- und Erholungsphase, die dann oft verlängert ist und mit Hyperkinesien sowie Hyperthermie einhergehen kann. Diese Reaktionen lassen sich mit 0,3-0,5 mg/kg KGW Midazolam i.v. oder i.m. gut kontrollieren. Um eine tiefere Anästhesie zu erhalten und diese Probleme zu vermeiden, raten die Autoren zur Kombination von Tiletamin/Zolazepam mit einer  $\alpha_2$ -adrenergen Komponente (Xylazin, Detomidin oder Medetomidin), Ketamin, eines Benzodiazepins (Diazepam oder Midazolam), Propofol oder eines Inhalationsanästhetikums (Isofluran oder Desfluran).

GRAY und Mitarbeiter (1974) immobilisieren Halsbandpekaris mit 4,6-32,3 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam, wobei Dosierungen über 19 mg/kg KGW zu einer chirurgischen Anästhesie führen. NIELSEN (1999)<sup>23</sup> erwähnt Dosierungen von 2-20 mg/kg KGW zur erfolgreichen Immobilisation dieser Spezies.

Lediglich 1-9 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam zur Immobilisation von Halsband- und Weißbartpekaris empfehlen CALLE und MORRIS (1999)<sup>24</sup>. Dosierungen von weniger als 2 mg/kg KGW resultieren in einer leichten Sedation, die

---

<sup>22</sup> Referenz des Autors: EULENBERGER, unveröffentl. Mitteilung

<sup>23</sup> Referenz des Autors: BOEVER, 1986

<sup>24</sup> Referenz der Autoren: KARESH & STETTER, pers. Mitteilung, 1997

ausreichend für Blutentnahmen und Anbringen von Ohrmarken ist. Dosierungen zwischen 2-3 mg/kg KGW führen zu einer guten Relaxation, tiefen Sedation oder leichter Anästhesie für ca. 1 Stunde und einer ruhigen Aufwachphase. Eine geringgradig höhere Dosis (3-5 mg/kg KGW) verursacht eine tiefe Anästhesie, aber auch eine längere Erholungsphase. Die Autoren bevorzugen für Feldbedingungen höhere Dosierungen um die Einleitphase zu verkürzen.

ALLEN (1992a) immobilisierte 24 Chacopekaris mit 2,2 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam. Die Einleitphase betrug  $7,6 \pm 2,1$  Minuten. 90-240 Minuten nach Injektion konnten die Tiere stehen, zeigten jedoch noch leichte Benommenheit und einen ataktischen Gang. Ein normales Verhalten war erst nach 6-8 Stunden zu beobachten. Einleit- und Aufwachphase verliefen ruhig. Krämpfe oder starke Salivation wurden während der Immobilisation nicht verzeichnet. Palpebral-, Corneal- sowie Schluckreflex waren bei allen Tieren erhalten. Die Muskelrelaxation war gut. Der Autor bemängelt jedoch die schlechte Analgesie; auf routinemäßig durchgeführte Blutentnahmen reagierten die Pekaris mit Gliedmaßenbewegungen. Körpertemperatur, Herzfrequenz, Atemfrequenz und periphere Sauerstoffsättigung blieben innerhalb des physiologischen Normbereiches. Selbst die doppelte Dosis Tiletamin/Zolazepam (4,4 mg/kg KGW) hatte keinen negativen Einfluss auf diese Parameter, sie führte lediglich zu einer Verlängerung von Immobilisations- und Erholungszeit. Ein trächtiges Weibchen brachte 2 Wochen nach der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam gesunde Frischlinge zur Welt. Auch die Immobilisation von Halsbandpekaris mit 2,2 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam war erfolgreich.

#### **2.2.8.8 Tiletamin/Zolazepam in Kombination mit $\alpha_2$ - Agonisten**

SIEMON und Mitarbeiter (1992) halten die alleinige Verwendung von Tiletamin/Zolazepam beim Wildschwein aufgrund einer ungenügenden Muskelrelaxation (Muskelzittern, leichte Krämpfe) für unbefriedigend und empfehlen die Kombination mit Romifidin. Sie immobilisierten 25 Tiere mit 3-6 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam (33%ig) plus 100  $\mu$ g/kg KGW Romifidin (20%ig). Zur bes-

seren Resorption wurden jedem Pfeil 150 IE Kinetin zugesetzt. Im Mittel legten sich die Wildschweine nach 5-10 Minuten p.i. nieder. Bei sehr schweren Tieren (> 200 kg) war eine Annäherung erst 30 Minuten nach Injektion möglich. Hervorzuheben sind eine tiefe Sedation, ausgeprägte Muskelrelaxation und eine operationstolerable Analgesie. Die Herz-Kreislauf-Belastung war gering, die periphere Sauerstoffsättigung hoch (92-96 %). 6 trächtige Bachen warfen 3-14 Tage nach der Immobilisation gesunde Frischlinge. Zu Beginn der Aufwachphase erfolgte die Antagonisierung mit 4 mg/kg KGW Tolazolin, 0,08 mg/kg KGW Idazoxan, 0,25-0,3 mg/kg KGW Yohimbin oder 0,25-0,3 mg/kg KGW Yohimbin plus 0,3-0,6 mg/kg KGW 4-Aminopyridin i.v, i.m. oder sublingual. Die Tiere erreichten im Durchschnitt 15 Minuten später den Wachzustand.

Von einer erfolgreichen Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam plus Romifidin bei jeweils zwei Wildschweinen und Buschschweinen im Prager Zoo berichtet auch VODICKA (2001). Die Dosisempfehlung lautet 4 bzw. 3 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam und 0,1 mg/kg KGW Romifidin. Seine Beobachtungen decken sich mit denen von SIEMON und Mitarbeitern (1992): Einleitphase von 8-13 Minuten, tiefe Sedation, sehr gute Muskelrelaxation, Atem- sowie Herzfrequenz im physiologischen Bereich und eine gute periphere Sauerstoffsättigung (83-98% bzw. 92-100%) bei beiden Spezies. Zur Antagonisierung raten sie 0,02 mg/kg KGW Sarmazenil in Kombination mit 0,05 mg/kg KGW Atipamezol i.m. zu geben. Die Applikation der Antagonisten sollte erst 40-50 Minuten nach Injektion der Anästhetikakombination erfolgen, wenn das nicht antoginisierbare Tiletamin keine Wirkung mehr zeigt. Die Autoren erwähnen, dass sich diese Immobilisation auch beim Halsbandpekari bewährt hat.

Tiletamin/Zolazepam in der Kombination mit Xylazin setzten GABOR und Mitarbeiter (1997) zur Immobilisation von 59 Wildschweinen und 207 Halsbandpekari ein. Die Autoren lösten 500 mg Tiletamin/Zolazepam Trockensubstanz in 5 ml Xylazin 10%. Die gebrauchsfertige Lösung enthielt also 100 mg/ml Tiletamin/Zolazepam und 100 mg/ml Xylazin. Die empfohlene Dosierung dieser Kombination liegt bei 4,4 mg/kg KGW. Die Einleitphase dauerte bei beiden Ar-

ten 2-7 Minuten. Erste Anzeichen des Erwachens zeigten die Wildschweine  $54 \pm 26$  Minuten p.i., die Pekaris erst  $64 \pm 29$  Minuten nach Injektion. Die Wildschweine standen  $78 \pm 38$  Minuten p.i., die Pekaris  $92 \pm 33$  Minuten nach Injektion. Erst 2-4 Stunden p.i. erreichten beide Spezies den Wachzustand. Die Immobilisation zeichnete sich durch eine gute Muskelrelaxation und Analgesie aus, die Maßnahmen wie Blutentnahme, Markierung durch Ohrkerben und bei den Pekaris intraperitoneale Implantation von Radiosendern erlaubte.

Neben der Effektivität heben die Autoren die Sicherheit dieser Anästhetikakombination hervor; selbst bei tragenden Tieren wurden keine Komplikationen beobachtet. Obwohl die Immobilisationen bei Umgebungstemperaturen von  $2-37\text{ }^{\circ}\text{C}$  durchgeführt wurden, trat lediglich bei einem Wildschwein eine Hyperthermie ( $>41^{\circ}\text{C}$ ) auf, die vermutlich auf Stress vor der Injektion zurückzuführen ist. Ein Pekari starb an den Folgen einer Überdosierung ( $9,78\text{ mg/kg KGW}$ ), aufgrund einer Überschätzung der Körpermasse. Ein Vorteil ist das geringe Injektionsvolumen, das selbst bei schweren Tieren den Einsatz der Anästhetikamischung unter Feldbedingungen erleichtert.

Auch JAMES und Mitarbeiter (1999) setzten Tiletamin/Zolazepam in Kombination mit Xylazin mit gutem Erfolg bei insgesamt 30 Immobilisationen von Hirschebern ein. Den Tieren wurde zunächst Xylazin mittels Blasrohr als Prämedikation injiziert und 20 Minuten später Tiletamin/Zolazepam. Die weiblichen Tiere benötigten signifikant höhere Dosierungen als die männlichen. Bachen erhielten  $1,88 \pm 0,37\text{ mg/kg KGW}$  Xylazin und  $2,20 \pm 0,47\text{ mg/kg KGW}$  Tiletamin/Zolazepam, Keiler  $1,22 \pm 0,16\text{ mg/kg KGW}$  Xylazin und  $1,71 \pm 0,34\text{ mg/kg KGW}$  Tiletamin/Zolazepam. Als initialer Effekt des Xylazins waren innerhalb von 10 Minuten p.i. Ataxien und schwankender Gang zu beobachten.  $4,8 \pm 3,7$  Minuten nach der Tiletamin/Zolazepam-Injektion verharrten die Tiere in Seitenlage. Allen Tieren wurde Sauerstoff via intranasalem Katheter zugeführt. Die ruhige Einleitphase, die gute Muskelrelaxation sowie der gute Immobilisationsgrad erlauben kleine veterinärmedizinische Maßnahmen. Herzfrequenz, Atemfrequenz, Körpertemperatur und periphere Sauerstoffsättigung bewegten

sich innerhalb der physiologischen Normwerte. Es wurde keine vermehrte Salivation beobachtet.

Die Immobilisation wurde mit  $0,14 \pm 0,03$  mg/kg KGW Yohimbin und 1mg Flumazenil pro 20 mg Zolazepam antagonisiert. Nach i.m. Injektion standen die Schweine innerhalb von  $5 \pm 3,6$  Minuten, waren jedoch noch leicht sediert. Nach i.v. Applikation erreichten die Tiere in  $44 \pm 30$  Minuten den Wachzustand. Mittels Isofluran oder Ketamin (1,5-2,5 mg/kg KGW i.v. oder i.m.) kann eine tiefe Anästhesie oder Verlängerung der Immobilisation ohne unerwünschte Nebeneffekte erreicht werden. Schließlich betonen die Autoren den günstigen Preis dieses Immobilisationsverfahrens.

HUBER und Mitarbeiter (1999)<sup>25</sup> berichten über die Immobilisation von Wildschweinen mit Tiletamin/Zolazepam in Kombination mit Medetomidin. 500 mg Tiletamin/Zolazepam Trockensubstanz wurden in 5 ml Domitor<sup>®</sup> gelöst und davon 1 ml/30-40 kg KGW i.m. appliziert (entspricht 30 µg/kg KGW Medetomidin und 3 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam). Das Injektionsvolumen für diese Immobilisation ist gering. Die Antagonisation mit Sarmazenil und Atipamezol garantiert eine kurze Aufwachphase. Die Antagonisten sollten jedoch frühestens 20 Minuten p.i. verabreicht werden.

---

<sup>25</sup> Referenz der Autoren: RÖKEN, pers. Mitteilung, 1997

## 2.2.9 Überblick der medikamentellen Immobilisationsverfahren beim Warzenschwein

Eine Übersicht der in der Literatur bisher erwähnten Immobilisationsverfahren via intramuskulärer Injektion bei Warzenschweinen gibt Tab. 2. Nähere Beschreibungen der einzelnen Verfahren sind den Kapiteln 2.2.1 bis 2.2.8 zu entnehmen. Die Angaben beruhen alle auf persönliche Erfahrungen der Autoren.

**Tab. 2** - Medikamentelle Immobilisationsverfahren beim Warzenschwein

<b>Substanz</b>	<b>Dosierung mg/kg KGW i.m.</b>	<b>Bemerkungen</b>	<b>Autor</b>
Azaperon	50-150 mg/Tier adult	Sedation	EBEDES et al. (1990)
Azaperon + Fentanyl	50mg + 10-15mg/Tier adult	Immobilisation	PIENAAR (1969)
Propionyl- promazin	0,44	OP eines paralabialen Gewebe prolaps unter Zuhilfenahme eines Lokalanästhetikums	BENESCH (1961)
Diazepam	0,8-4,0	Ungenügende Immobilisation	HARTHOORN (1975)
Etorphin	3-7 mg/Tier adult	Immobilisation, Reduzierung der Dosis bei subadulten und kranken Tieren	EBEDES et al. (1990)
Etorphin + Acepromazin	1,0-1,5 mg + 20mg/Tier (65-90kg)	Immobilisation, + 5-10 mg Hyoscin Hydrobromid	HARTHOORN (1975)
Etorphin + Acepromazin	2-4 mg + 10-20mg/Tier subadult, adult	Immobilisation, Antagonisierung: 5-10 mg Naloxon i.v. oder i.m.	SMUTS (1975)
Etorphin + Acepromazin	1,7-2,0 mg + 10 mg/Tier adult	Immobilisation, Antagonisierung: 0,7- 1,0 ml Revinon®* i.v.	RÖTTCHER (1978)

\* 3 mg/ml Diprenorphin

Substanz	Dosierung mg/kg KGW i.m.	Bemerkungen	Autor
Immobilon <sup>®*</sup>	2,0-3,0 mg Etorphin/Tier	Immobilisation, adulter Eber	GÖLTENBOTH und KLÖS (1982)
Immobilon <sup>®*</sup>	2,5-3,75 mg Etorphin/Tier	Immobilisation, adulte Tiere	GÖLTENBOTH (1988)
Immobilon <sup>®*</sup>	1 ml/30 kg	Immobilisation	HUBER et al. (1999) <sup>26</sup>
Immobilon <sup>®*</sup> + Xylazin	0,5 ml + 10mg/Tier (50kg)	Gute Immobilisation, Antagonisierung: 1 ml Revinon <sup>®♦</sup>	HUBER et al. (1999) <sup>27</sup>
Etorphin + Ketamin	1,7-2,0 mg/100 kg KGW + 50 mg/Tier	Immobilisation	GÖLTENBOTH und KLÖS (1990)
Etorphin + Xylazin	3-4 mg + 5-10 mg/♂ adult	Immobilisation, Warnung vor schwerer Atemdepression	BURROUGHS (1993)
Etorphin + Xylazin	0,04 + 0,2	Warnung vor Zwischenfällen mit Todesfolge	SAYER und RÖTTCHER (1993)
Etorphin + Xylazin	4-5 mg + 20 mg/Tier	Immobilisation	NIELSEN (1996) <sup>28</sup>
Carfentanyl + Xylazin (oder + Azaperon)	0,01-0,02 + 0,1 (+ 0,3)	Gute Immobilisation bis leichte Anästhesie ohne schwere Nebeneffekte	DE VOS (1978)
Ketamin + Xylazin	350 mg + 20 mg/♂ adult 250 mg + 15 mg/♀ adult 200 mg + 5 mg/juveniles Tier	Immobilisation	BURROUGHS (1993)
Tiletamin/ Zolazepam	300-350 mg/♂ adult 200-250 mg/♀ adult 100 mg/juveniles Tier	Immobilisation	BURROUGHS (1993)

\* 2,45 mg/ml Etorphinhydrochlorid + 10 mg/ml Acepromazinmaleat

<sup>26</sup> Referenz der Autoren: PELSNER und JENSEN, Department of Zoology University of Cambridge, pers. Mitteilung, 1997

<sup>27</sup> Referenz der Autoren: DE MEURICHY, pers. Mitteilung, 1999

<sup>28</sup> Referenz des Autors: MORKEL, 1990

<b>Substanz</b>	<b>Dosierung mg/kg KGW i.m.</b>	<b>Bemerkungen</b>	<b>Autor</b>
Tiletamin/ Zolazepam	3-4	Anästhesie	ESPIE (1993)
Tiletamin/ Zolazepam	5	Gute Immobilisation ohne unerwünschte Nebeneffekte	SAYER und RÖTTCHER (1993)
Butorphanol + Midazolam + Detomidin	0,3 + 0,3 + 0,1-0,13	Sedation	MORRIS et al. (1999)
Butorphanol + Midazolam + Medetomidin	0,3 + 0,3 + 0,07-0,1	Exzellente Muskelrelaxation, mittlere bis gute Analgesie	MORRIS et al. (1999)

## **3 Tiere, Material und Methoden**

### **3.1 Vorbemerkungen**

Zwölf Warzenschweine wurden im Rahmen eines Umsiedlungsprojektes immobilisiert. Die Tiere stammten aus Langata, einem Vorort von Nairobi (Kenia), wo sie in den Gärten der Siedlung lebten. Aufgrund des zunehmenden Bevölkerungswachstums in Kenia und der somit immer dichter werdenden Besiedlung, wurde der Lebensraum dieser Warzenschweinpopulation in den letzten Jahren stark eingeschränkt und urbanisiert. Zudem wurden die Tiere von vielen Einheimischen als Vernichter ihrer kleinen Maisernten oder sogar als Nahrungsquelle selbst gesehen, was eine vermehrte Bejagung der Warzenschweine mit Fallen, Drahtschlingen, Speeren und Pfeilen zur Folge hatte. Viele Tiere werden dabei schwer verletzt und verenden qualvoll.

Diese Tatsache gab den Anstoß für eine Umsiedlung der Warzenschweine aus den Gärten von Langata in den Nairobi Nationalpark. Um ein Trennen der einzelnen Familienverbände zu vermeiden wurden die Tiere zunächst in ein 1 ha großes Gehege verbracht, wo nach einer Eingewöhnungsphase auch die experimentellanästhesiologisch Immobilisation stattfand. Anschließend wurden die Warzenschweine als Familiengruppen in den Nairobi Nationalpark entlassen.

Der Kenia Wildlife Service gab sein Einverständnis für die Umsiedlung der Tiere sowie auch die Erlaubnis zur Durchführung der vorliegenden Untersuchungen.

## 3.2 Vorversuche

Bei der Immobilisation von 3 Warzenschweinen zur tierärztlichen Behandlung sowie beim Erstfang von 9 Tieren wurde die Anästhetikakombination Tiletamin/Zolazepam in Dosierungen von 2 – 6 mg/kg KGW eingesetzt.

Der Vorversuch diente dazu, die für das Warzenschwein geeignete Dosis für die Immobilisation zu ermitteln.

Es wurden jeweils die Qualität der Immobilisation sowie die Zeiten bis zum Ablegen und dem ersten Aufstehversuch protokolliert. Bei zwei Tieren, die mit 6 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam immobilisiert wurden, war es möglich eine Überwachung entsprechend der Hauptversuche (Meßmethoden, Messzeitpunkte) durchzuführen. Die Beurteilung von Schmerzempfinden und Muskeltonus erfolgte während der tierärztlichen Behandlung oder soweit es im Rahmen der Transporte möglich war.

## 3.3 Probanden

Die Untersuchungen wurden an 12 gesunden Warzenschweinen durchgeführt. Die Tiergruppe bestand aus drei Familien, denen jeweils adulte Weibchen mit ihren Jungtieren der Saison oder auch der davor angehörten, einem erwachsenen Eber und einem subadulten, männlichem Tier – insgesamt 9 weibliche und 3 männliche Tiere. Zur besseren Unterscheidung wurden die Warzenschweine beim Erstfang durch Kerben im Ohrtrand dauerhaft markiert, wobei die Frischlinge (WB) und die adulten bzw. subadulten Tiere (W) eine fortlaufende Nummerierung erhielten (siehe Nummerierungsschema Abb. 5). Das Alter, Geschlecht sowie die Körpermasse der Individuen ist aus der Tab. 3 ersichtlich.

Tab. 3 – Basisdaten der Probanden

Proband	Tier-Nr.	Geschlecht	Alter <sup>29</sup>	Körpermasse (kg)
1	WB 00	♀	7 Monate	37,0
2	WB 01	♀	7 Monate	39,5
3	W 10	♀	31 Monate	77,1
4	W 02	♂	3 Jahre	95,2
5	W 03	♀	4 Jahre	83,9
6	W 05	♀	6 Jahre	101,1
7	W 04	♀	31 Monate	77,1
8	W 07	♀	4 Jahre	63,9
9	W 00	♀	4 Jahre	76,2
10	WB 02	♂	6 Monate	33,0
11	W 06	♂	30 Monate	74,4
12	W 01	♀	4 Jahre	78,9

WB = Frischlinge; W = subadulte und adulte Tiere

Das Alter der Tiere rangierte zwischen 6 Monate und etwa 6 Jahre. Die durchschnittliche Körpermasse der Warzenschweine betrug  $69,8 \text{ kg} \pm 22,3 \text{ kg}$ , mit dem Minimalwert von 33,0 kg und dem Maximalwert von 101,1 kg.

---

<sup>29</sup> Angaben der Familie Demanega, die die Warzenschweinpopulation seit 10 Jahren in ihrem Garten in Langata/Kenia beobachtete

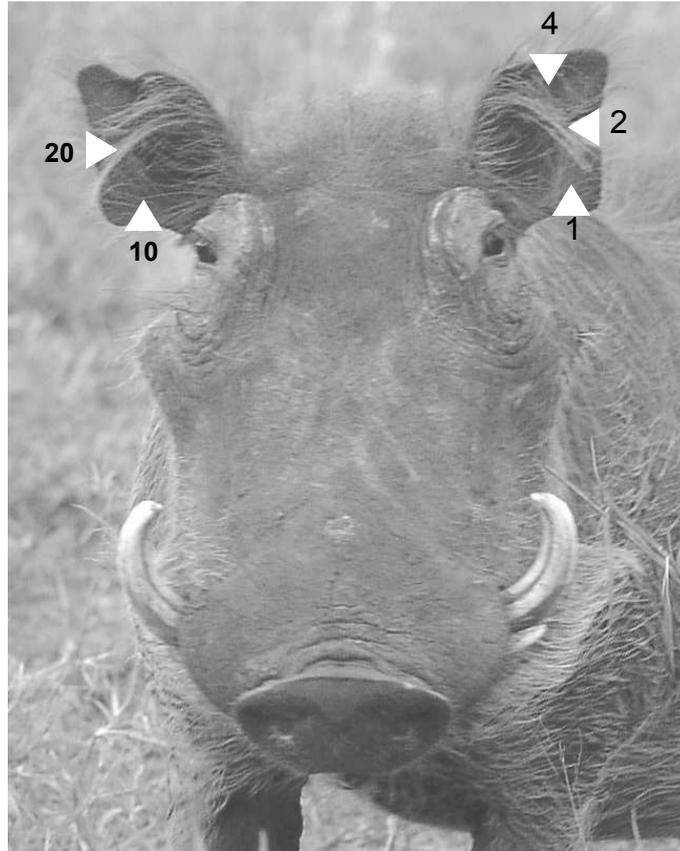


Abb. 5 – Nummerierungsschema der Warzenschweine mittels Ohrkerbung

### 3.4 Haltung und Fütterung

Die Probanden wurden in einer ca. 1 ha großen modifizierten Viehweide etwa 3 km vom Fangort entfernt untergebracht. Eine „warzenschweinsichere“ Einzäunung wurde folgendermaßen erreicht: Zedernpfähle von 1,50 m Länge wurden in 4 m Abständen gesetzt und auf der Innenseite durch galvanisierten Maschendraht von 1,20 m Höhe verbunden. Vor Befestigung des Drahtes wurde ein 20 cm tiefer Graben um die Weide herum ausgehoben, in dem die untere Kante der Drahtrollen lagerte. Der obere und untere Rand des Maschendrahtes war an glatten Spanndrähten befestigt. Das Ergebnis war ein stabiler Zaun, von dem etwa 20 cm im Erdreich und 1 m darüber stand. Eine Torschleuse, die breit genug war, um ein Transportfahrzeug passieren zu lassen, vervollständigte die Einzäunung. Der Grundgedanke war, ein Überspringen oder ein Darunter-

durchschlüpfen zu verhindern und ein in Panik dagegen rennendes Tier aufzuhalten.

Um den natürlichen Lebensbedingungen der Warzenschweine gerecht zu werden, wurden nach Empfehlung von Cumming (1975) drei Schlafhöhlen angelegt (Abb. 6). Dazu wurde jeweils ein graduell abfallender, L-förmiger Gang von 50 cm Breite und 2 m Länge ausgehoben, der an der tiefsten Stelle 1 m betrug. Dieser mündete in eine runde Schlafhöhle von etwa 1 m Durchmesser, die mit Heu ausgelegt wurde. Gang sowie Kessel wurden mit Rundhölzern und anschließend mit dem Erdreich des Aushubs abgedeckt. Die Warzenschweine nutzten die Höhlen regelmäßig und bauten sie zum Teil aus.



**Abb. 6** – Bau einer Warzenschweinhöhle nach der Empfehlung von Cumming (1975)

Die Vegetation innerhalb der Einzäunung ähnelte einer Savannenlandschaft mit lichtigem Baumbestand, offenen Grasflächen und einem Dickicht von etwa 20 m Durchmesser, das eine wichtige Rolle als Versteck und sichere Tagesschlafstätte spielte. Die Pflanzen gehörten ausschließlich einheimischen Arten an.

Andere Wildtierarten wurden weitgehend ausgezäunt. Grüne Meerkatzen (*Cercopithecus aethiops*) und Sykes Affen (*Cercopithecus mitis*) waren die Ausnahme und häufig im Gehege anzutreffen. Wahrscheinlich gelegentlich auch ein Leopard (*Panthera pardus*), dessen nächtliche Aktivitäten aber keine Verluste bei den Versuchstieren verursachten, vermutlich weil sie nachts in den unterirdischen Höhlen relativ sicher waren.

Als Tränke diente ein Steintrog mit einer Kapazität von 50 l, der in eine Erdvertiefung gesetzt wurde, so dass die Oberkante etwa zehn Zentimeter über dem Grund blieb. Damit war ein Umstürzen des Troges ausgeschlossen. Durch ständigen Zufluss von Frischwasser wurde eine Verschmutzung weitgehend vermieden. Der Überlauf der Tränke sammelte sich in einer flachen Vertiefung von knapp 2 m Durchmesser, die regelmäßig von allen Tieren als Suhle genutzt wurde.

Da während der trockenen Monate nicht genügend junges Gras vorhanden war, um auf einem Hektar diese Zahl von Warzenschweinen zu ernähren, wurden die Tiere zugefüttert. In freier Wildbahn hätten die Tiere in dieser Jahreszeit die saftigere Flussufervegetation aufgesucht. Zusätzlich war es wichtig, die Tiere, z. B. durch Füttern, an Menschen zu gewöhnen, um sie, wenn habituiert, immobilisieren zu können. Sie wurden vormittags um neun und nachmittags um fünf mit pelletiertem Krafftutter für Pferde<sup>30</sup> und milchreifen Maiskolben (2 pro Tier/Tag) gefüttert. Die Zusammensetzung der Pellets (nach Angaben des Herstellers) ist in Tab. 4 aufgeführt. Der Gruppe wurden rund 70 kg Pellets pro Woche verfüttert.

Die Maiskolben waren eine besondere Attraktion für die Warzenschweine. Sie wurden, den anfangs scheuen Tieren, über Distanz hingeworfen und der Ab-

---

<sup>30</sup> Horse cubes®, Belmill Feeds, Nairobi, Kenia

stand allmählich verkleinert. Einige der Tiere nahmen schließlich Maiskolben aus der Hand.

**Tab. 4** – Zusammensetzung der Pellets

Weizen, Weizenkleie, Weizenkeime, Maiskleie, Maiskleber, Gerste, Hafer, Baumwollsamensamen, Fischmehl, Milchpulver, geröstete Weizenflocken, Salz, Calcium, Zusatz verschiedener Vitamine
Die prozentualen Anteile der einzelnen Inhaltsstoffe ist laut Auskunft der Herstellerfirma variabel.

### 3.5 Versuchsdurchführung

Die Hauptversuche fanden in den Monaten März/April statt. Die Schusszeiten richteten sich nach der Tagesaktivität der Warzenschweine, deren Maxima zwischen 9:00 Uhr und 12:00 Uhr sowie 15:00 Uhr und 17:00 Uhr lagen. Es herrschte stets trockene Witterung und meist Sonnenschein. Die Außentemperaturen betragen  $22,2^{\circ}\text{C} \pm 2,6^{\circ}\text{C}$ , wobei die Minimaltemperatur bei  $18,2^{\circ}\text{C}$  und die Maximaltemperatur bei  $28,6^{\circ}\text{C}$  lag.

Es wurden nur adspektorisch gesunde Tiere immobilisiert. Ein Nahrungs- sowie Wasserentzug vor der Immobilisation erfolgte nicht. Die Messapparaturen zur Anästhesieüberwachung wurden an einem schattigen Platz in ausreichender Entfernung zur Fütterungsstelle und den Ruheplätzen der Warzenschweine aufgebaut, so dass die Tiere in ihren Aktivitäten nicht gestört wurden.

Die Anästhetikakombination wurde mittels Blasrohr, TELINJECT<sup>31</sup> UNIVERSAL und den dazugehörigen Blasrohrleichtspritzen S50B (5ml) und S30B (3ml) appliziert. Als Kanülen wurden die Modelle Vario-Kanüle K1530V (1,5 x 30 mm) bzw. Vario-Kanüle K1538V (1,5 x 38 mm) des gleichen Herstellers verwendet.

Der Beschuss erfolgte an der Fütterung oder bei sehr zutraulichen Tieren während der Handfütterung aus Entfernungen von ca. 1,5 m bis 6 m, wobei sich der Schütze am Zaun außerhalb des Geheges befand. Im fortgeschrittenen Versuchsstadium war ein Sichtschutz für den Schützen notwendig. Als Beschusszone wurde in erster Linie die Oberschenkelmuskulatur gewählt, zuweilen auch die Muskulatur der Schulter. Das beschossene Tier sprang initial einige Meter weg, kehrte dann gleich zu seiner Familie bzw. zur Futteraufnahme zurück und entfernte sich in der Regel erst bei Wirkungseintritt der Arzneimittel von der Gruppe. Abb. 7 zeigt ein Warzenschwein unmittelbar nach dem Beschuss. Gelegentlich war es sogar notwendig die Gruppe vom sedierten Warzenschwein zu verjagen, um Attacken auf dieses von Tieren aus einem anderen Familienverband zu vermeiden. Des Weiteren wurde darauf geachtet, dass die immobilisierten Tiere sich nicht in den unterirdischen Höhlen verstecken konnten.

---

<sup>31</sup> Telinject GmbH, Römerberg



**Abb. 7** – Warzenschwein mit Injektionspfeil in der Oberschenkelmuskulatur, unmittelbar nach dem Beschuss

Um das Warzenschwein möglichst stressreduziert einschlafen zu lassen, wurde die erste Anästhesiephase aus angemessener Entfernung beobachtet und protokolliert. In drei Fällen wurde der Sichtkontakt nach Ablegen des Tieres durch hohes Gras behindert, wodurch der genaue Zeitpunkt der vollkommenen Bewegungslosigkeit nicht ermittelt werden konnte. Nach einer ruhigen Kontaktaufnahme wurde das immobilisierte Warzenschwein mit Hilfe einer Tiertrage zum Messplatz (Abb. 8) transportiert.



**Abb. 8** - Übersicht Messplatz

Bei den ersten Anzeichen des Erwachens wurden die Warzenschweine mittels einer Federwaage gewogen (Abb. 9), antibiotisch versorgt (Prophylaxe: Trauma durch Injektionspfeil) und zum Aufwachen in eine ca. 1,20 m x 1,20 m große Boma verbracht. An drei Seiten begrenzten runde ca. 1,50 m hohe Zedernpfähle diese Aufwachbox; die offene Front wurde mit einer entsprechend großen Holztür verschlossen. So konnte ein Verfangen der Warzenschweine mit ihren Hauern im Maschendraht der Einzäunung vermieden sowie die Konfrontation des sedierten Tieres mit Artgenossen ausgeschlossen und damit eine gefahrenfreie Aufwachphase garantiert werden. Um die Tiere vor direkter Sonneneinstrahlung zu schützen wurde über die Boma eine Zeltplane gespannt. Abb. 10 zeigt einen immobilisierten Warzenschweineber in der Aufwachboma. War das Wahrnehmungsvermögen wieder vollständig vorhanden und gerichtete Lokomotion möglich, wurde das Warzenschwein zur Gruppe entlassen.



**Abb. 9** – Wiegung des immobilisierten Warzenschweins mittels Federwaage



**Abb. 10** – Warzenschweinebeber in der Aufwachboma; die darüber gespannte Zeltplane schützt das Tier vor direkter Sonneneinstrahlung

## 3.6 In dieser Studie verwendete Anästhetika

### 3.6.1 Tiletamin/Zolazepam

Das Phencyclidinderivat Tiletamin ist zusammen mit dem Benzodiazepinderivat Zolazepam nur als fertige Mischung im Verhältnis 1:1 unter verschiedenen Handelsnamen erhältlich. Tiletamin bewirkt eine dissoziative Anästhesie (siehe 3.6.1.1), hat jedoch als Nebenwirkung eine unakzeptable Konvulsionsneigung und ist daher nicht zum Einsatz als Monoanästhetikum geeignet (BECK, 1972; GRAY et al. 1974). Die Kombination mit dem zentral muskelrelaxierenden Zolazepam (siehe 3.6.1.2) führt zur Vermeidung der Konvulsionen und potenziert zudem den anästhetischen Effekt des Tiletamins (SWAN, 1993; NIELSEN, 1999).

Tiletamin/Zolazepam wird unter dem Namen Zoletil<sup>®</sup> (VIRBAC, Nizza, Frankreich) als Allgemeinanästhetikum für Hunde, Katzen, Zoo- und Wildtiere, und unter dem Namen Telazol<sup>®</sup> (Fort Dodge Animal Health, Fort Dodge, Iowa/USA) als Allgemeinanästhetikum für Hunde und Katzen vertrieben. Bis Februar 2003 war es zu dem in Deutschland als Tilest<sup>®</sup> (Pharmacia & Upjohn GmbH, Erlangen), Allgemeinanästhetikum für Katzen, auf dem Markt. Zur Zeit kann es in Deutschland nur über die Internationale Apotheke bezogen werden. Einen Überblick über Handelsformen und Hersteller gibt Tab. 5.

**Tab. 5** – Handelsformen und Hersteller des Kombipräparates Tiletamin/Zolazepam

<b>Handelsname</b>	<b>Hersteller</b>	<b>mg Tiletamin</b>	<b>mg Zolazepam</b>
Zoletil <sup>®</sup> 20	VIRBAC	50	50
Zoletil <sup>®</sup> 50	VIRBAC	125	125
Zoletil <sup>®</sup> 100	VIRBAC	250	250
Telazol <sup>®</sup>	Fort Dodge	250	250
Tilest <sup>®</sup> 100*	Pharmacia & Upjohn	50	50
Tilest <sup>®</sup> 500*	Pharmacia & Upjohn	250	250

Feb. \*2003 vom Markt genommen

Tiletamin/Zolazepam kann intramuskulär, intravenös oder subkutan injiziert werden (McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Dosisabhängig führt es zu einer Immobilisation bis hin zu einer kataleptiformen Anästhesie mit einer relativ guten bis exzellenten Muskelrelaxation und ausgeprägter somatischer Analgesie. Die meisten Reflexe, vor allem die pharyngealen sowie laryngealen Reflexe, bleiben erhalten (GREY et al., 1974; SCHOBERT, 1987; NIELSEN, 1999). Die Einleitphase ist kurz und verläuft exzitationsfrei, wie auch die Aufwachphase. Die Wirkungsdauer variiert je nach Tierart und Dosierung (LIN et al, 1993a; NIELSEN 1996, 1999). Tiletamin/Zolazepam zeichnet sich durch eine hohe therapeutische Breite aus, der Effekt auf Atmung sowie Herz-Kreislauffunktionen ist bei normaler Dosierung und nach i.m. Applikation gering. Eine vermehrte Salivation sowie Hypothermie, oder Hyperthermie bei hohen Umgebungstemperaturen, können auftreten (GREY et al., 1974; LIN et al. 1993a; NIELSEN, 1996).

In den Handelspräparaten liegen Tiletamin und Zolazepam zur Verbesserung der Löslichkeit als Hydrochloride vor und sind, um eine längere Haltbarkeit zu gewährleisten, lyophilisiert. Eine durch Auflösung in Aqua ad injectabile hergestellte 10%ige Lösung ist bei einer Umgebungstemperatur von 4°C und dunkler Lagerung, je nach Hersteller, 8 bis 24 Tage haltbar. Die injektionsfertige Lösung ist farblos bis leicht gelblich und klar. Sie besitzt einen pH-Wert von 2,2-2,8, was bei i.m. Injektion zu Schmerzreaktionen führen kann (PHARMACIA & UPJOHN, Produktinformation, Tilest®). Toxizitätsstudien mit Tilest® 500 haben ergeben, dass die 2- bis 12,5 fache Überdosierung zu leichter bis mäßiger Muskeldegeneration und Myositis an der Injektionsstelle führt. An anderen Körpergeweben waren keine histopathologischen Veränderungen feststellbar. Die gute Löslichkeit der Trockensubstanz ermöglicht eine Konzentration bis zu 50%, wodurch auch bei schweren Tieren ein entsprechend kleines Injektionsvolumen gewährleistet und der Einsatz von Tiletamin/Zolazepam in der Distanzimmobilisation praktikabel ist (SCHOBERT, 1987; SWAN 1993).

### 3.6.1.1 Tiletamin

Tiletamin ist ein Phencyclidinderivat und wurde erstmals 1969 beschrieben (LIN et al., 1993a). Die chemische Bezeichnung lautet 2-(ethylamino)-2-(2-thienyl)cyclohexanon (Strukturformel siehe Abb. 11). Tiletamin ist ein weißes, kristallines, chemisch stabiles Pulver und besitzt als Hydrochlorid eine Löslichkeit in Wasser von 30 %. Der pH-Wert der Lösung liegt bei 4,0 (PARKE-DAVIS, 1974<sup>32</sup>).

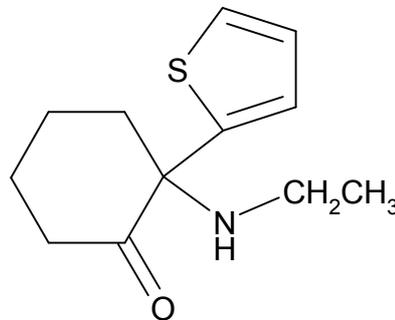


Abb. 11 – Strukturformel des Tiletamins

Phencyclidin war die erste Substanz aus der Gruppe der Cyclohexamine, die zur Immobilisation verschiedener Tierarten, vor allem Bären, großen Carnivoren und Primaten, erfolgreich eingesetzt wurde. Ursprünglich war es Anfang der 60er Jahre als Humananästhetikum synthetisiert worden, aufgrund seiner Nebenwirkungen (Konvulsionsneigung, postanästhetische Halluzinationen) fand es hier jedoch keine Anwendung. Schließlich wurde es wegen Drogenmissbrauchs sowie des starken Abhängigkeitspotentials 1978 wieder vom Markt genommen (BECK, 1972; FREY et al., 1996; NIELSEN, 1999).

Auf der Suche nach besser verträglichen Analoga gelang Ende der 60er Jahre die Entwicklung von Ketamin und Tiletamin. Ketamin ist ein kurz wirkendes Phencyclidinderivat mit 1/5 bis 1/6 der Wirkungspotenz des Phencyclidins. Tile-

---

<sup>32</sup> zitiert nach SCHERER, 2001

tamin besitzt etwa die Hälfte der Wirksamkeit des Phencyclidins, wirkt aber 2-3 mal stärker als Ketamin (BECK, 1972).

Tiletamin induziert eine so genannte „dissoziative Anästhesie“. Anstatt zur unspezifischen Depression, wie bei den meisten Allgemeinanästhetika, führen die Phencyclidinderivate zu einer funktionellen Separierung des ZNS durch selektive Stimulation und Inhibition verschiedener Nervenbahnen (TRANQUILLI und GRIMM, 1996; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Elektroencephalographische Untersuchungen beweisen die Dissoziation von Thalamus und limbischem System (LIN et al., 1993a). Während das thalamokortikale System gedämpft wird, was zu Bewusstseinsverlust und Analgesie führt, wird das limbische System, das für das psychomotorische Verhalten verantwortlich ist, stimuliert (HAPKE, 1976). Über die Sinnesorgane eintreffende Reize werden unverändert weitergeleitet, aber vom Gehirn nicht mehr angemessen verarbeitet. Patienten aus der Humanmedizin berichten über merkwürdige, oft auch beängstigende Traumerlebnisse mit phantastischen Formen- und Farbinhalten und fühlen sich irgendwie getrennt von („dissoziiert“) bzw. ohne Kenntnis über ihre gewohnte Umwelt (JAKSCH, 1982). Die Phencyclidinderivate hemmen kompetitiv den exzitatorischen Neurotransmitter Glutamat an seinem vorkommenden N-Methyl-D-Aspartat-Rezeptor im ZNS. Des Weiteren wird vermutet, dass sie mit GABA-Rezeptoren interagieren und die neuronalen Transportvorgänge der Überträgersubstanzen Serotonin, Dopamin sowie Noradrenalin blockieren (LIN, 1996; TRANQUILLI und GRIMM, 1996).

Tiletamin zeichnet sich durch einen raschen Wirkungseintritt aus und führt zu Bewußtseinsverlust, Analgesie und Katalepsie. Letztgenannte ist eine besondere Form der Muskelimmobilisation, bei der es durch Steigerung des Tonus zur motorischen Starre der quergestreiften Muskulatur kommt (JAKSCH, 1982). Nicht selten kommen Rigidität verschiedenen Grades, Muskeltremor, unwillkürliche Spontanbewegungen der Skelettmuskulatur und ungerichtete tonisch-klonische Bewegungen der Extremitäten vor, unabhängig von äußeren Stimuli

und Anästhesietiefe (LEES, 1991; LIN, et al., 1993a). Die Reflexaktivität bleibt stets erhalten oder ist sogar gesteigert (McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Die Analgesie ist selektiv: bei somatischen Schmerzreizen ist sie am stärksten ausgeprägt, während bei viszeralen Schmerzen die analgetische Wirkung nicht ausreicht (LEES, 1991; MUIR, 1993a; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003).

Cyclohexamine besitzen eine relativ große therapeutische Breite und haben in therapeutischen Dosen kaum Einfluss auf Atmung und Kreislauf (NIELSEN, 1999). Bei einigen Tierarten (Katze, Schaf und Schwein) führen sie in hohen Dosen zu einer apnoischen Atmung, einem Atemmuster, bei dem es nach der Inspiration zu einer längeren Atempause kommt, mit anschließender kurzer, schneller Expiration. Atemfrequenz und Atemzugvolumen können, bei adäquater Sauerstoffversorgung des Gewebes, vermindert sein (LEES, 1991; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Erst bei Überdosierung ruft Tiletamin eine Atemdepression mit Hypoventilation und Apnoe hervor (LIN et al., 1993a). Im Gegensatz zu den meisten Injektionsnarkotika verursachen die Phencyclidinderivate durch ihren zentralen sympathomimetischen Effekt einen Anstieg der Herzfrequenz, des Blutdrucks und des Herzminutenvolumens (LEES, 1991). Die Augenlider werden während einer dissoziativen Anästhesie nicht geschlossen. Die Pupillen sind meist dilatiert und Nystagmus kann vorhanden sein (LEES, 1991; SWAN, 1993; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Speichel- und Tränensekretion sind unter Tiletaminwirkung meist angeregt (MUIR, 1993a). In der Aufwachphase reagieren die Tiere überempfindlich auf äußere Stimuli wie Berührung, Licht und Geräusche und neigen zu krampfartigen Anfällen (McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003).

Durch Dimethylierung wird Tiletamin in der Leber über drei Hauptmetabolite abgebaut (FRITSCH, 1991). Die Ausscheidung erfolgt hauptsächlich über die Nieren, wobei 5-10 % der Ursprungsdosis im Urin nachweisbar sind. In den Faeces werden weder die Ursprungsubstanz noch freie oder konjugierte Me-

taboliten gefunden. In der Galle kann Tiletamin nachgewiesen werden (PHARMACIA & UPJOHN, Produktinformation Tilest®). Die Plasma-Halbwertszeit beträgt bei der Katze 2-4 Stunden, bei Affen, Hunden und Ratten dauert sie 1-1,5 Stunden, 1,2 Stunden sowie 30-40 Minuten. Die Halbwertszeit im Gewebe ist deutlich länger als die Plasma-Halbwertszeit wie Untersuchungen bei Katze und Ratte zeigten (LIN et al., 1993a).

### 3.6.1.2 Zolazepam

Zolazepam gehört zur Gruppe der Benzodiazepine. Chemisch gesehen handelt es sich um 4-(0-Fluorophenyl)-6,8-dihydro-1,3,8-trimethylpyrazolo-(3,4)(1,4-)diazepin-7-(1-H-9-on), die Strukturformel zeigt Abb. 12.

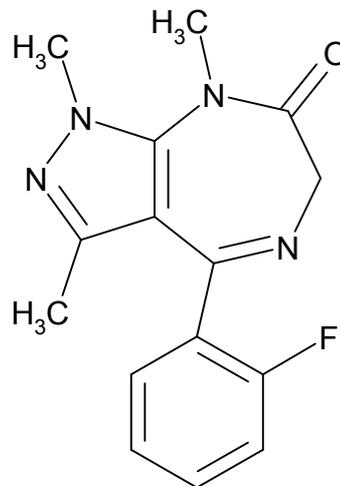


Abb. 12 – Strukturformel des Zolazepams

Benzodiazepine wirken dosisabhängig anxiolytisch, antikonvulsiv, sedierend, hypnotisch und zentral muskelrelaxierend. Ferner haben sie bereits in geringen Dosierungen eine zähmende (antiaggressive) Wirkung und sind appetitanregend. Einen analgetischen Effekt besitzen sie nicht (KLEIN und KLIDE, 1989; FREY et al., 1996; LÖSCHER, 1999). Ihr Wirkungsspektrum und ihre große therapeutische Breite machen sie in der Humanmedizin zu den meist verschrie-

benen Medikamenten. In der Veterinärmedizin ist der „Erfolg“ der Benzodiazepine ungleich geringer. Hier finden sie hauptsächlich Anwendung als Psycho-sedativa, Antikonvulsiva bei Krampfanfällen, zur Prämedikation oder Induktion einer Anästhesie und als Adjuvantien bei der Neuroleptanalgesie (GROSS und BOOTH, 1995; FREY et al., 1996), vor allem zur Wirkungspotenzierung sowie Reduktion der Nebenwirkungen der Opiode und Cyclohexamine (KLEIN und KLIDE, 1989).

Der bekannteste Vertreter und Prototyp dieser Gruppe ist Diazepam (Valium®) (LÖSCHER, 1999). In der Wildtierimmobilisation spielen des weiteren Midazolam, Clomazepam und Zolazepam eine Rolle (NIELSEN, 1999). Im Gegensatz zu Diazepam sind sie gut wasserlöslich und daher stark konzentrierbar sowie mischbar mit anderen, in der Veterinärmedizin gebräuchlichen Anästhetika (GUTZWILLER et al., 1984; GROSS und BOOTH, 1995). Die einzelnen Präparate unterscheiden sich lediglich in ihrer Wirkungsstärke und Pharmakokinetik, haben aber grundsätzlich dieselben Wirkungsqualitäten (FREY et al., 1996). Versuche an Ratten und Mäusen haben gezeigt, das Zolazepam fünf bis zehnmal wirksamer ist als Diazepam (BAUKEMA et al, 1975; DeWALD et al, 1977)<sup>33</sup>.

Benzodiazepine bewirken an spezifischen Benzodiazepin-Rezeptoren, die an GABA-Rezeptoren gekoppelt Bindungsstellen aufweisen.  $\gamma$ -Aminobuttersäure (GABA) ist der wichtigste inhibitorische Neurotransmitter im ZNS der Wirbeltiere. Durch die Aktivierung des postsynaptisch lokalisierten GABA-Rezeptors kommt es zur Öffnung eines integralen Chloridkanals. Der dadurch induzierte Chlorideinstrom bedingt eine Hyperpolarisation und damit eine reduzierte Erregbarkeit der postsynaptischen Membran. Bei Bindung eines Benzodiazepins wird die GABAerge Neurotransmission verstärkt, vermutlich durch eine Erhöhung der Affinität des GABA-Rezeptors für den Transmitter (ALEF und

---

<sup>33</sup> zitiert nach BLUME, 1991

SCHMIDT-OECHTERING, 1993a<sup>34</sup>). Im Rückenmark hemmen Benzodiazepine polysynaptische Reflexe, was die zentral muskelrelaxierende Wirkung hoher Dosen erklärt (LÖSCHER, 1999). Peripher haben Benzodiazepine in therapeutischen Dosen nur geringe Wirkung. Atmung und Kreislauf werden erst durch hohe, übertherapeutische Dosen negativ beeinflusst; auch eine Wirkung auf das autonome Nervensystem fehlt (FREY et al., 1996). Allerdings kann es bei zu schneller i.v. Injektion aufgrund der muskelrelaxierenden Wirkung zu einem kurzzeitigen Atemstillstand kommen (LÖSCHER, 1999).

Zolazepam wird in der Leber abgebaut und über den Harn ausgeschieden. Die biologische Halbwertszeit für Gewebe beträgt 1-2 Stunden (FRITSCH, 1991). Im Plasma dauert sie 1 (Affe) bis 3 (Ratte) bzw. 4-5 Stunden (Katze, Hund). Bei Hunden wurden 2,9-8,7 % der Zolazepam-Dosis in unveränderter Form im Urin gefunden sowie 1 % in der Faeces nachgewiesen (BAUKEMA et al., 1973<sup>35</sup>). Über den Metabolismus von Tiletamin und Zolazepam bei Suiden liegen keine Studien vor.

### 3.6.2 Xylazin

Xylazin wurde erstmals 1962 von BEHNER und Mitarbeitern<sup>36</sup> in dem Pharmakologischen Institut der Farbenfabriken Bayer AG, Deutschland synthetisiert. Chemisch handelt es sich um 2-(2,6-xylidino)-5,6-dihydro-4H-1,3-thiazin (Strukturformel siehe Abb. 13), das zur Gruppe der Thiazinderivate gehört (SAGNER et al., 1968).

---

<sup>34</sup> Referenzen der Autoren: ROMMELSPACHER, 1987; SCHOCH, 1987

<sup>35</sup> zitiert nach LIN et al., 1993a

<sup>36</sup> zitiert nach SAGNER et al., 1968

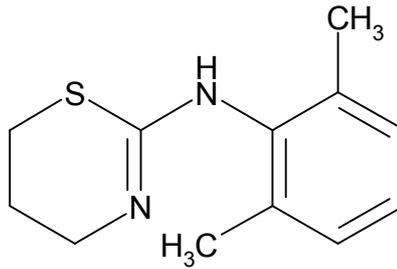


Abb. 13 – Strukturformel des Xylazins

Xylazin liegt in Fertigpräparaten als Hydrochlorid vor und ist als 2%ige Lösung oder als Trockensubstanz für die Herstellung einer bis zu 50%igen Lösung erhältlich. Es wird über zahlreiche Firmen unter verschiedenen Handelsnamen vertrieben, z. B. als Rompun<sup>®</sup> (Bayer Vital GmbH, Leverkusen, Deutschland) oder Proxylaz<sup>®</sup> (Atarost GmbH & Co., Twistingen, Deutschland).

Xylazin besitzt eine sedativ-hypnotische Wirkung, speziesabhängig unterschiedlich stark ausgeprägte analgetische Eigenschaften und bewirkt eine ausgeprägte zentrale Muskelrelaxation. Abhängig von der Dosierung lässt sich eine leichte Sedation bis hin zu einem tiefen schlafähnlichen Zustand erreichen (SAGNER et al., 1968; KNIGHT, 1980; HATLAPA und WIESNER, 1982; NIELSEN, 1999). Elektroencephalographische Untersuchungen haben ergeben, dass der hypnotische Zustand natürlichem Schlaf gleicht (HOFFMEISTER, 1968<sup>37</sup>). Äußere Reize beeinträchtigen die Wirkungsbildung. Die Tiere sollten daher während der Einleitphase nicht durch Lärm oder Berührung gestört werden. Die volle Wirkung ist nach i.m. Applikation innerhalb von 5-15 Minuten erreicht (BAYER VITAL GmbH, 2000).

Nicht nur die Wirkungsqualität, sondern auch die Wirkungspotenz von Xylazin variiert sehr von Tierart zu Tierart. Eine besonders gute Wirkung wird bei Wiederkäuern erzielt, während bei Suiden die Empfindlichkeit gegenüber Xylazin

---

<sup>37</sup> zitiert nach SAGNER et al., 1968

eher gering ist (KNIGHT, 1980; GREENE und THURMON, 1988; FRITSCH, 1991; HALL et al., 2001). Die 20-40fache Rinderdosis bleibt bei Schweinen praktisch wirkungslos (SAGNER et al., 1968). Jedoch verstärkt Xylazin bereits in niedrigen Dosierungen ( $\leq 2\text{mg/kg KGW i.m.}$ ), in Kombination mit dissoziativen Anästhetika, deren anästhetischen Effekt, führt zu einer verbesserten Analgesie sowie Muskelrelaxation und ruhigeren Aufwachphase (THURMON, 1995).

Xylazin ist ein  $\alpha_2$ -Adrenozeptoragonist. Seine Wirkung manifestiert sich vornehmlich an präsynaptisch lokalisierten  $\alpha_2$ -Rezeptoren des zentralen Nervensystems. Deren Aktivierung stimuliert zunächst die Freisetzung von Noradrenalin mit einer anschließenden Hemmung der Neurotransmitterausschüttung durch einen negativen Feedback-Mechanismus. Die Beeinflussung peripherer  $\alpha_2$ -Rezeptoren trägt zum gesamten Wirkungsspektrum, einschließlich der Nebenwirkungen des Xylazins, bei. Dosisabhängig besitzt es zudem eine Aktivität auf  $\alpha_1$ -Rezeptoren (FREY, et al., 1996).

Hauptursache der Sedation sowie der Analgesie ist die zentrale Stimulation der  $\alpha_2$ -Rezeptoren (LÖSCHER, 1999). Die zentrale Muskelrelaxation beruht auf einer Hemmung der interneuronalen Erregungsübertragung im Rückenmark, wodurch die Freisetzung des Neurotransmitters Acetylcholin gehemmt wird (PADDELFORT und ERHARDT, 1992).

Die größten Nebenwirkungen übt Xylazin auf das Herz-Kreislaufsystem aus (HALL et al., 2001). Initial bewirkt es einen kurzzeitigen Blutdruckanstieg. Durch die Aktivierung postsynaptisch lokalisierter, vasaler  $\alpha_2$ -Adrenozeptoren kommt es zu einer Vasokonstriktion und folglich zu einer Erhöhung des peripheren Gefäßwiderstandes (HEISE und KRONEBERG, 1970). Schließlich bedingt die Stimulation zentraler prä- sowie postsynaptischer  $\alpha$ -Rezeptoren im Bereich des Kreislaufzentrums (Nucleus tractus solitarii) durch Senkung des Sympathikotonus einen Blutdruckabfall, der während der gesamten Immobilisation bestehen bleibt. Die resultierende Erhöhung des Vagustonus erzeugt eine Abnahme der Herzfrequenz und kann zu Arrhythmien bis hin zu AV-Blöcken II. Grades führen

(KRONEBERG et al., 1967; KNIGHT, 1980; GRÄßER, 1988; MUIR, 1993b; LÖSCHER, 1999). Zudem vermindert Xylazin, vermutlich durch eine direkte Wirkung am Herzen, die Kontraktilität und Durchblutung des Myokards (DART, 1999; HALL et al., 2001). Die durch Xylazin hervorgerufenen Effekte auf die Atmung sind tierartlich unterschiedlich und in therapeutischen Dosen meist klinisch irrelevant (PLUMB, 1994; HALL et al., 2001). Bei Schweinen verursacht es eine Abnahme der Atemfrequenz, jedoch ohne signifikante Veränderungen der Blutgaswerte (TENDILLO et al., 1996).

Durch die Beeinflussung zentraler noradrenerger Mechanismen im Hypothalamus bewirkt Xylazin eine Depression der Thermoregulation, die je nach Umgebungstemperatur zu einer Hypo- oder Hyperthermie führen kann (PLUMB, 1994; VIRTANEN, 1989<sup>38</sup>). Eine weitere Nebenwirkung des Xylazins ist die Erhöhung der Uteruskontraktilität und die damit verbundene Abortgefahr, vor allem im letzten Drittel der Trächtigkeit (HALL et al., 2001). Ein für den Patienten harmloser Zustand stellt die nach Xylazin-Gabe gesteigerte Diurese dar. Sie wird verursacht durch Inhibition der Renin- sowie ADH (Antidiuretisches Hormon)- Ausschüttung und Reduzierung der Insulin-Sekretion, die eine vorübergehende Hyperglykämie zu Folge hat (MUIR, 1993b; HALL et al., 2001; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Ferner vermindert Xylazin die Motilität des Gastrointestinaltraktes und die Magensaft- sowie Speichelsekretion. Die Stimulation der Medulla oblongata („Chemotriggerzone“) kann Vomitus auslösen, welcher jedoch vornehmlich bei Hunden und Katzen beobachtet wird.

Xylazin kann intramuskulär sowie intravenös appliziert werden. Subkutane Injektionen haben einen wesentlich geringeren Wirkungseffekt und werden daher vermieden (HALL et al., 2001; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Durch die lokalanästhetischen Eigenschaften der Substanz sind Injektionen nicht schmerzhaft. Untersuchungen von SAGNER und Mitarbeitern (1968) zeigten, dass die lokalen Veränderungen nach i.m. Applikation von 2%iger Lösung mit

---

<sup>38</sup> zitiert nach HAMMER, 1999

denen nach 0,9%iger Kochsalzlösung identisch sind und Xylazin sich auch in hohen Konzentrationen durch eine gute Gewebeverträglichkeit auszeichnet.

Xylazin wird im Organismus schnell absorbiert und verteilt. Unabhängig von der Tierspezies wird der maximale Plasmaspiegel innerhalb von 12-14 Minuten nach i.m. Injektion erreicht. Seine Halbwertszeit liegt tierartabhängig zwischen 23 und 60 Minuten. Xylazin wird in der Leber metabolisiert und hauptsächlich über die Nieren ausgeschieden, wobei der größte Teil der Metaboliten nach 2-3 Stunden eliminiert ist (BAYER VITAL GmbH, 2000; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003).

### 3.7 Dosierung der Anästhetika

In Anlehnung an die Ergebnisse der Vorversuche und die Empfehlungen von CALLE und MORRIS (1999), die bei Suiden zu einer Kombination von Tiletamin/Zolazepam mit einer  $\alpha_2$ -adrenergen Komponente raten, wurde das Stoffgemisch Tiletamin/Zolazepam<sup>39</sup> in einer Dosis von 3,0 mg/kg KGW in Kombination mit Xylazin<sup>40</sup> in einer Dosis von 0,50 mg/kg KGW verwendet. 6 Warzenschweine konnten bereits beim Erstfang gewogen werden und nahmen bis zur experimentellen Immobilisation 1,0 kg bis 7,1 kg zu. Andernfalls erfolgte die Ermittlung der Körpergewichte zunächst durch Schätzung. Die tatsächliche Dosierung lag bei  $3,0 \pm 0,2$  mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam und  $0,50 \pm 0,12$  mg/kg KGW Xylazin. Einen Überblick über die Einzeltierdosierungen gibt Tab. 6.

---

<sup>39</sup> Tilest<sup>®</sup> 500, Pharmacia & Upjohn GmbH, Erlangen

<sup>40</sup> Rompun<sup>®</sup> 2%, Bayer AG, Leverkusen

**Tab. 6** – Dosierungen von Tiletamin/Zolazepam plus Xylazin in mg/kg KGW

<b>Proband</b>	<b>Tier-Nr.</b>	<b>Tiletamin/Zolazepam (mg/kg KGW)</b>	<b>Xylazin (mg/kg KGW)</b>
1	WB 00	2,9	0,49
2	WB 01	2,7	0,46
3	W 10	2,7	0,45
4	W 02	3,2	0,53
5	W 03	2,9	0,48
6	W 05	3,0	0,49
7	W 04	2,9	0,49
8	W 07	3,3	0,55
9	W 00	2,7	0,45
10	WB 02	3,3	0,55
11	W 06	3,1	0,51
12	W 01	3,2	0,53

WB = Frischlinge; W = subadulte und adulte Tiere

### 3.8 Anästhesiestadien

Die Anästhesiestadien wurden in Einleitungsphase, Toleranzphase und Erholungsphase eingeteilt, wie sie von BOOKHOUT (1994) und BONATH (2000)<sup>41</sup> für die Wildtierimmobilisation unter Feldbedingungen vorgeschlagen werden. Die Definitionen der einzelnen Anästhesiephasen sind aus Tab. 7 ersichtlich.

---

<sup>41</sup> zitiert nach SCHÖNE, 2002, persönliche Mitteilung

Tab. 7 – Definitionen der Anästhesiephasen einer Wildtierimmobilisation

I. Einleitungsphase	Die Zeit von der Applikation der Anästhetika bis zum Verlust des Stellreflexes. Dies stellt den Zeitraum zwischen der Injektion und dem endgültigen Ablegen des Tieres dar.
II. Toleranzphase	Die Zeit nach Verlust des Stellreflexes und der Dämpfung oder des Ausfalls der meisten Körperreflexe einschließlich des Schmerzempfindens bis zu ihrem Wiedereintritt. Damit ist der Zeitraum von der direkten reaktionslosen Kontaktaufnahme mit dem Tier bis zu den ersten Anzeichen des Erwachens beschrieben.
III. Aufwach-, Erholungsphase	Die Zeit vom Ende der Toleranzphase bis zum Erreichen des präanästhetischen Zustandes. Dies stellt den Zeitraum von den ersten Anzeichen des Erwachens bis zum Wachzustand dar. Als Wachzustand wurde die Fähigkeit zur gerichteten Lokomotion des Warzenschweins gewertet; eventuell noch vorhandene leichte Benommenheit oder Müdigkeit wurde nicht berücksichtigt.

Zur Berechnung der Dauer der einzelnen Anästhesiephasen während des Immobilisationsverlaufes wurden folgende Parameter zeitlich dokumentiert:

- Initialer Effekt: ataktische Bewegungen
- Ablegen des Tieres in Brust- oder Seitenlage
- vollkommene Bewegungslosigkeit des Tieres
- Kontaktaufnahme reaktionslos möglich

- Erste Anzeichen des Erwachens: Augenblinzeln, spontane Ruderbewegungen der Gliedmaßen, willkürliche Kopfbewegungen (ohne äußere Reize)
- Erster Versuch aufzustehen
- Erster Versuch zu laufen
- Wachzustand erreicht: gerichtete Lokomotion ist möglich

### 3.9 Monitoring

Neben Immobilisationsverlauf und Dauer der Anästhesiestadien sind es Indikatoren der Anästhesietiefe und der Vitalzeichen die dokumentiert wurden.

Die Tiefe der Anästhesie drückt sich vor allem durch die Reflexaktivität, die Muskelrelaxation und das Schmerzempfinden aus (McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Auskunft über die Atem-, Kreislauf- sowie Stoffwechselsituation des Patienten liefern die Vitalfunktionen, die im Rahmen eines Anästhesie-Monitoring ermittelt und überwacht wurden. Zu ihnen gehören Atemfrequenz und –tiefe, periphere Sauerstoffsättigung, Blutgase, Parameter des Säure-Basen-Haushalts, Herzfrequenz und –rhythmus, EKG, Blutdruck, kapilläre Rückfüllungszeit, Schleimhautfarbe sowie die Körperinnentemperatur. Atem-, Herzfrequenz und Blutdruck können zudem zusätzlich Auskunft über die Anästhesietiefe geben.

Die zur Überwachung der immobilisierten Warzenschweine gemessenen klinischen Parameter in dieser Studie werden in Tab. 8 aufgelistet.

**Tab. 8** – Beim anästhesierten Warzenschwein in dieser Studie gemessene klinische Parameter

Einleitungsphase [min] Toleranzphase [min] Aufwach-, Erholungsphase [min]
Palpebralreflex Kornealreflex Pupillarreflex Ohrreflex Zwischenzehenreflex Analreflex Schmerzempfinden Muskeltonus
Schleimhautfarbe Kapilläre Rückfüllungszeit Herzfrequenz [ $\text{min}^{-1}$ ] Elektrokardiogramm Systolischer arterieller Blutdruck [mmHg] Diastolischer arterieller Blutdruck [mmHg] Mittlerer arterieller Blutdruck [mmHg] Atemfrequenz [ $\text{min}^{-1}$ ] Periphere Sauerstoffsättigung [%] Venöser Sauerstoffpartialdruck [mmHg] Venöser Kohlendioxidpartialdruck [mmHg] Venöser Basenüberschuß [mmol/l] Venöser pH-Wert Venöses Bikarbonat [mmol/l] Venöses Gesamtkohlendioxid [mmol/l] Körperinnentemperatur [ $^{\circ}\text{C}$ ]

### 3.10 Messzeitpunkte

Nach der Distanzinjektion von Tiletamin/Zolazepam und Xylazin wurden die Daten der klinisch relevanten Parameter zu den in Tab. 9 genannten Zeiten ermittelt und dokumentiert.

**Tab. 9** – Messzeitpunkte untersuchter klinischer Parameter

Parameter	Zeit [min] post injectionem													
Reflexaktivität, Schmerzempfinden, Muskeltonus, Schleim- hautfarbe, Kapilläre Rückfüllungszeit, Herz- frequenz, Atemfre- quenz, Periphere Sau- erstoffsättigung, Körperinnentemperatur	10	15	20	25	30	35	40	45	50	55	60	65	70	75
Elektrokardiographie, Systolischer, diastoli- scher sowie mittlerer arterieller Blutdruck	10/15		20/25		30/35		40/45		50/55		60/65		70/75	
Blutgase, Säuren-Basen-Status	10/15		30/35				50/55							

## 3.11 Messmethoden

### 3.11.1 Reflexaktivität

Die Reflexantwort wurde auf einer Skala von 0-4 als „vollständig erloschen“ (0), „schwach, mittelgradig, fast vollständig ausgeprägt (1,2,3) oder „vollständig ausgeprägt“ (4) semiquantitativ benotet. Die Beurteilung erfolgte stets von derselben Person.

Palpebralreflex: Leichtes Berühren des medialen Augenwinkels führt bei erhaltener Reflexaktivität zum Lidschluss.

Kornealreflex: Durch vorsichtiges Berühren der Kornea mit einem befeuchteten Wattebausch wird der Lidschluss ausgelöst.

Pupillarreflex: Die Prüfung der Pupillenweite und –reaktion erfolgt durch direkten Lichteinfall mittels einer Stabtaschenlampe. Ist die Reflexaktivität erhalten, führt dies zu einer deutlichen Pupillenkonstruktion im belichteten sowie im unbelichteten Auge.

Vor bzw. zwischen jeder Messung wurden die Augen des Tieres mit einem Tuch abgedunkelt.

Ohrreflex: Ein durch Pusten erzeugter Lufthauch im Bereich des äußeren Gehörgangs löst Bewegungen der entsprechenden Ohrmuschel aus.

Zwischenzehenreflex: Das Kneifen des Zwischenklauenbereiches z. B. mittels Arterienklemme (Abb. 14), bewirkt im positiven Fall das Anziehen der entspre-

chenden Gliedmaße. Der Reflex wurde sowohl an den Vorder- als auch den Hinterextremitäten überprüft.



**Abb. 14** – Überprüfung des Zwischenzehenreflexes durch Kneifen des Zwischenklauenbereiches mit Hilfe einer Arterienklemme

Analreflex: Ein leichtes Berühren des Anus resultiert bei positiver Reflexantwort in der Kontraktion des M. sphincter ani externus.

### 3.11.2 Schmerzempfinden

Durch Druck mittels einer Arterienklemme auf den Kronsaum an den Vorder- und Hinterextremitäten folgt bei erhaltenem Schmerzempfinden ein Zurückziehen der entsprechenden Gliedmaße (Vermeidungsreaktion). Die Reaktion wurde auf einer Skala von 0-4 als „vollständig erloschen“ (0), „hoch-, mittel-, geringgradig herabgesetzt“ (1,2,3) oder „vollständig erhalten“ (4) semiquantitativ benotet. Die Überprüfung des Schmerzempfindens demonstriert Abb. 15.



**Abb. 15** – Überprüfung des Schmerzempfindens: mit einer Arterienklemme wird Druck auf den Kronsaum ausgeübt

### 3.11.3 Muskeltonus

Durch passives Beugen und Strecken der Vorder- sowie der Hintergliedmaßen wurde der Grad der Muskelrelaxation beurteilt. Auf einer Skala von 0-4 wurde der Tonus als „vollständig erloschen“ (0), „hoch-, mittel-, geringgradig herabgesetzt“ (1,2,3) oder „vollständig vorhanden“ (4) semiquantitativ benotet.

### 3.11.4 Schleimhautfarbe und Kapilläre Rückfüllungszeit

Die Farbe der Mundschleimhaut wurde im Anästhesieprotokoll mit blassrosa-rot (+), blass (-) oder zyanös (o) notiert.

Mittels Fingerdruck auf die Mundschleimhaut wurde eine lokale Anämie (blasse Druckstelle) erzeugt und die Zeit bis zum Rückfluss des Blutes ermittelt. Eine kapilläre Rückfüllungszeit unter 2 Sekunden ist die Norm und wurde mit (+), über 2 Sekunden mit (-) gekennzeichnet.

### 3.11.5 Elektrokardiographie

Die Elektrokardiogramme wurden mit dem transportablen 3-Kanal-Elektrokardiographen BOSCH EKG 601<sup>42</sup> erstellt. Die Aufzeichnungen erfolgten nach der II. bipolaren Standardableitung nach Einthoven bei einer Papierbandlaufgeschwindigkeit von 25 mm/s und einer Empfindlichkeit von 1cm/mV. Als Elektroden wurden Krokodilklemmen benutzt, die an den Vordergliedmaßen an einer Hautfalte im Bereich des Olekranons sowie an den Hinterextremitäten in der Kniefalte angebracht wurden. Zur Verbesserung der Leitfähigkeit wurden Klemmen und Haut angefeuchtet. Die Warzenschweine befanden sich stets in rechter Seitenlage. Während der jeweiligen Messung wurden ca. 10-20 Herzaktionen aufgezeichnet.

### 3.11.6 Blutdruckmessung

Die arterielle Blutdruckmessung erfolgte nichtinvasiv mittels des oszillometri-

---

<sup>42</sup> Bosch GmbH & Co.KG, Bisingen

schen Blutdruckmessgerätes MEMOPRINT<sup>43</sup>. Als Druckmanschettengröße wurde die vom Hersteller mitgelieferte Messmanschette für große Hunde gewählt. Sie wurde distal des Ellenbogengelenkes der oben liegenden Vorderextremität angelegt, so dass der Messpunkt über der A. radialis lag (Abb. 16). Das Gerät misst den systolischen und diastolischen arteriellen Blutdruck. Gleichzeitig wird die Pulsfrequenz ermittelt. Die Werte stimmten stets mit den Pulsfrequenzangaben des Pulsoxymeters überein.

Der mittlere arterielle Blutdruck wurde anschließend nach folgender Formel berechnet (SPÖRRI, 1987): Diastolischer Druck + 1/3 Druckamplitude = mittlerer arterieller Blutdruck in mm Hg.



**Abb. 16** – Messung des Blutdruckes über der A.radialis der linken Vordergliedmaße

---

<sup>43</sup> S+B medVET GmbH, Babenhausen

### 3.11.7 Atmung

Die Atemfrequenz wurde adspektorisch beurteilt. Die Bewegungen des Rippenbogen- bzw. Flankenbereiches wurden jeweils 30 Sekunden lang gezählt.

### 3.11.8 Pulsoxymetrie

Die periphere Sauerstoffsättigung wurde mit dem Pulsoxymeter NELLCOR NPB-40<sup>44</sup> gemessen. Die Befestigung des Sensorclips erfolgte nach grober Reinigung am Zungenrand (Abb. 17).

Zusätzlich wurde die Pulsfrequenz plethysmographisch gemessen und ebenfalls kontinuierlich angezeigt.

---

<sup>44</sup> Mallinckrodt Vet GmbH, Burgwedel



**Abb. 17** – Befestigung des Sensorclips für die Pulsoxymetrie an der Zunge des Warzenschweins

### 3.11.9 Blutgasanalyse und Säure-Basen-Status

Die Blutgasanalyse ( $pO_2$ ,  $pCO_2$ ) und Bestimmung des Säure-Basen-Status (BE, pH,  $HCO_3^-$ ,  $tCO_2$ ) wurden mit dem mobilen Analysegerät OPTI3 CRITICAL CARE ANALYZER<sup>45</sup> durchgeführt. Die Entnahme der Blutproben erfolgte nach entsprechender Reinigung und Desinfektion aus den Vv. auriculares. Die Vene wurde jeweils manuell gestaut und mit einer sterilen Einmalkanüle der Größe 20 Gauge (0,9x40 mm) punktiert. Sobald sich der Konus der Nadel mit Blut gefüllt hatte, wurde eine heparinisierte 180  $\mu$ l Kapillare angelegt und auf eine blasenfreie Probenentnahme geachtet (Abb. 18). Die Untersuchung erfolgte direkt

---

<sup>45</sup> AVL GmbH, Bad Homburg

nach der Entnahme unter Berücksichtigung der aktuellen Körperinnentemperatur des Tieres.



**Abb. 18** – Punktion der Ohrvene

### 3.11.10 Thermometrie

Die Körperinnentemperatur wurde mit einem digitalen, medizinischen Thermometer THERMOVAL WATERPROOF<sup>46</sup> rektal ermittelt. Der Messbereich beträgt 32,0°C - 42,0°C bei einer Auflösung von 0,01°C und einer Messgenauigkeit von  $\pm 0,1^\circ\text{C}$  im Temperaturbereich von 35,5°C bis 41,0°C bzw. von  $\pm 0,2^\circ\text{C}$  im Bereich zwischen 32,0°C und 35,4°C. Die Messergebnisse wurden auf die erste Dezimalstelle gerundet.

---

<sup>46</sup> Paul Hartmann AG, Heidenheim

### 3.12 Statistische Auswertung

Die Speicherung und Auswertung der Daten erfolgte unter Verwendung des Statistikprogrammpaketes BMDP/Dynamic, Release 7.0 (DIXON 1993) auf Rechnern des lokalen Rechnernetzwerkes (LAN) der Arbeitsgruppe Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereiches Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen. Es wurden zur Beschreibung der Daten die arithmetischen Mittelwerte ( $\bar{x}$ ), Standardabweichungen ( $s$ ), Minima (Min.), Maxima (Max.) sowie die Stichprobenumfänge ( $n$ ) berechnet und tabellarisch dargestellt. Zur statistischen Prüfung der mittleren Zeitverläufe auf signifikante Abweichungen vom konstanten Verlauf wurde mit dem Programm BMDP5V eine einfaktorielle Varianzanalyse mit Messwiederholung im Faktor „Zeit“ durchgeführt. Aufgrund der fehlenden Werte im Beobachtungsverlauf wurde als Verfahrensvariante der Wald-Test angewandt. Der Signifikanzbewertung wurde das Signifikanzniveau  $\alpha=0,05$  zugrunde gelegt, d.h. Ergebnisse mit  $p \leq 0,05$  wurden als statistisch signifikant angesehen und der exakte  $p$ -Wert angegeben. Die graphischen Darstellungen der Ergebnisse erfolgten mit Hilfe des Programms EXCEL XP<sup>47</sup>.

---

<sup>47</sup> Microsoft® Deutschland GmbH, Berlin

## 4 Ergebnisse

### 4.1 Vorversuche

Bei der Immobilisation von drei Warzenschweinen zur tierärztlichen Behandlung sowie beim Erstfang von neun Tieren wurde die Anästhetikakombination Tiletamin/Zolazepam in Dosierungen von 2 – 6 mg/kg KGW eingesetzt.

Ein Eber (ca. 6 Jahre, 128 kg) mit einer mehrere Tage alten Stichwunde im Bereich der rechten Flanke, konnte bereits mit 1,64 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam i.m. gut immobilisiert werden. 10 Minuten p.i. kam es zur Kontaktaufnahme. Das Tier lag vollkommen ruhig und wurde in eine Tierarztpraxis transportiert, wo es chirurgisch versorgt wurde. 70 Minuten nach Erstinjektion wurden weitere 25 mg Tiletamin/Zolazepam i.m. injiziert, um eine Operationstoleranz zu erreichen, die 45 Minuten andauerte. Während der Anästhesie war ein vermehrter Speichelfluss zu beobachten und gegen Ende eine röchelnde Atmung. Das Tier starb intra operationem an den Folgen seiner Verletzungen. Ileum sowie Jejunum waren mehrfach perforiert mit Austritt von Ingesta in die Bauchhöhle. Das Peritoneum wies hochgradige Fibrinauflagerungen auf sowie Verklebungen im Bereich der äußeren Einstichstelle mit den Schichten der Bauchwand und dem Darmkonvolut. Post mortem fand sich zudem ein hochgradiges, agonales Lungenödem.

Ein ca. 1,5 Jahre altes weibliches Tier (51 kg) musste immobilisiert werden, um eine Drahtschlinge vom rechten Vorderbein zu entfernen. Das Allgemeinbefinden war ungestört. Mittels Blasrohr wurden 2,4 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam i.m. injiziert. Das Tier befand sich 12 Minuten p.i. in Seitenlage, zeigte jedoch starke Ruderbewegungen mit den Gliedmaßen und war hochgradig geräuschempfindlich. Das Entfernen der Drahtschlinge sowie die Antibiotikuminjektion konnten nur unter starker Abwehr des Tieres erfolgen. Das

Schwein flüchtete unter ataktischen Bewegungen in dichtes Buschwerk. Es wurde erst am nächsten Morgen wieder gesehen und zeigte ein normales Verhalten.

Ein etwa 5 Jahre alter, 123 kg schwerer Eber hatte eine Speerspitze in der Haut/Muskulatur oberhalb des rechten Auges. Er wurde mit 3,4 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam i.m. per Distanzinjektion immobilisiert. 12 Minuten nach Injektion befand sich das Tier vollkommen ruhig in Seitenlage. Die Speerspitze konnte reaktionslos entfernt werden, die Reinigung der Wunde und die i.m. Applikation eines Antibiotikums blieben ohne Gegenwehr. Bei Druck mittels einer Arterienklemme auf den Kronsaum an Vorder- und Hinterextremitäten war das Schmerzempfinden vollständig erhalten. Der Muskeltonus war mittelgradig herabgesetzt. Noch 68 Minuten p.i. war eine ausreichende Sedation zu beobachten. 123 Minuten nach Injektion war der Wachzustand erreicht, d.h. das Tier wies eine ungestörte Wahrnehmung sowie eine gerichtete Lokomotion auf.

Die Immobilisation von 9 Warzenschweinen zum Transport in ein Gehege wurde mit Tiletamin/Zolazepam in Dosierungen von 3 – 6 mg/kg KGW i.m. durchgeführt.

Bei einem Jungtier (ca. 5 Monate, 35 kg) wurde mit 2,8 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam i.m. nur eine leichte Sedation erreicht. Aufgrund zweier erfolgloser Beschussversuche zuvor, war es zum Zeitpunkt der Injektion sehr nervös und aufgeregt. Während der Einleitungsphase wurde es zudem durch einen erwachsenen Eber attackiert. Das Warzenschwein duldete 28 Minuten p.i. eine Annäherung, Manipulationen jedoch nur unter starken Abwehrbewegungen. Es wurden 60 mg Tiletamin/Zolazepam i.m. nachinjiziert. Der nun erzielte Immobilisationsgrad ermöglichte einen stressfreien Transport sowie Wiegen des Tieres. Der erste Aufstehversuch erfolgte 116 Minuten nach Injektion.

Die Auswirkungen der erprobten Dosierungen auf die Qualität der Immobilisation der anderen 8 Warzenschweine sind in Tab. 10 zusammengefasst. Das Schmerzempfinden war bei allen Tieren stets vollständig erhalten.

Tab. 10 – Immobilisationsergebnisse der Vorversuche mit Tiletamin/Zolazepam bei 8 Warzenschweinen

n	Tiletamin/ Zolazepam (mg/kg KGW)	Zeit bis Ablegen (h:min:sec)	Zeit bis Aufstehen (h:min:sec)	Immobilisations- grad	Bemerkungen
2	2,7 ± 0,4	0:05:04 ± 0:01:09	1:09:00	mäßig	Ruderbewegungen mit den Gliedmaßen; bei Kontaktaufnahme Abwehrbewegungen; Handling kaum möglich
3	4,2 ± 0,4	0:13:28 ± 0:04:21	1:39:00 ± 0:12:17	mäßig	bei geringem Reiz Ruderbewegungen mit den Gliedmaßen; Verladen in Transportkiste nur unter Abwehrbewegungen möglich
3	5,8 ± 0,1	0:05:52 ± 0:02:29	1:23:30 ± 0:02:07	befriedigend	leichte Ruderbewegungen der Gliedmaßen bei Kontaktaufnahme; 2 Tiere zeigen 15. – 40. Min. p.i. ggr. herabgesetzten Muskeltonus

## 4.2 Immobilisationsverlauf und Dauer der Anästhesiestadien

Tiletamin/Zolazepam ( $3,0 \pm 0,2$  mg/kg KGW) in Kombination mit Xylazin ( $0,5 \pm 0,12$  mg/kg KGW) führte bei allen 12 Warzenschweinen zu einer guten Immobilisation.

Die Tiere wurden während der Fütterung - 4 Warzenschweine während der Handfütterung - beschossen. Nach Auftreffen des Injektionspfeils entfernten sich die Schweine, bis auf ein Tier (W 04), einige Meter und kehrten unmittelbar zur Futterraufnahme in den Familienverband zurück. Warzenschwein W 04 war bereits vor dem Beschuss sehr erregt und rannte nach der Distanzinjektion an der Einzäunung auf und ab. Erste Anzeichen des Wirkungseintritts der Anästhetikakombination zeigten sich nach durchschnittlich  $3:33 \pm 1:51$  Minuten als Ataxien der Hinterhand und schwankender Gang. Durch die starke Erregung war bei Tier W 04 ein initialer Wirkungseffekt erst nach 8:50 Minuten zu beobachten. Die Warzenschweine kamen  $5:20 \pm 2:08$  Minuten p.i. in Brust- oder Seiten-

lage. Bei Tier W 01 und WB 02 waren zu diesem Zeitpunkt keine Bewegungen mehr sichtbar. Alle anderen zeigten noch für 14 bis 126 Sekunden leichte Ruderbewegungen mit den Gliedmaßen. In drei Fällen (W 02, W 10 und WB 01) wurde der Sichtkontakt nach Ablegen durch hohes Gras verdeckt. Warzenschweine W 10, WB 01 und W 04 reagierten auf die Kontaktaufnahme erneut mit Ruderbewegungen der Gliedmaßen sowie Pendelbewegungen des Kopfes. Bei den Tieren WB 01 und W 04 konnte dies in geringem Masse noch bis 15 Minuten nach der Injektion beobachtet werden.

Die Toleranzphase zeichnete sich durch eine gute Immobilisation aus, trotz erhaltener bzw. nur mittel- bis geringgradig gedämpfter Reflexaktivität sowie fast vollständig erhaltenem Muskeltonus. Die Augen der Probanden blieben halb geöffnet. Bei zwei Tieren war gegen Ende der Toleranzphase für kurze Zeit leichter Nystagmus zu beobachten. Ein Warzenschwein zeigte vermehrten Speichelfluss und fünf weitere Tiere leichte Kaubewegungen. Lebensbedrohliche oder klinisch relevante Zwischenfälle ereigneten sich nicht.

Die ersten Anzeichen des Erwachens traten  $1:05:35 \pm 0:13:52$  [h:min:sec] nach Injektion auf, mit leichten Ruderbewegungen der Gliedmaßen oder Kopfbewegungen. Gleichzeitig öffneten die Warzenschweine die Augen ganz, und die Pupillen waren dilatiert. Ein Wiegen der Tiere war in diesem Stadium jedoch ohne Probleme möglich. Meist blieben sie nach Beendigung der Messungen bis zum ersten Aufstehversuch ( $1:33:00 \pm 0:20:44$  [h:min:sec] p.i.) bewegungslos liegen. Warzenschwein WB 01 versuchte bereits 35 Minuten p.i. plötzlich den Kopf zu heben. Nach dem Wiegen lag das Tier wieder so ruhig, dass die Messungen für weitere 15 bzw. 20 Minuten fortgeführt werden konnten.

In der Erholungsphase wechselten sich Schlaf- mit Aktivitätsphasen ab. Sechs Warzenschweine drängten gelegentlich mit dem Kopf in eine Ecke der Aufwachboma. Der Wachzustand war  $2:41:53 \pm 0:31:53$  [h:min:sec] p.i. erreicht, d.h. die Tiere zeigten eine normale Wahrnehmung und koordinierte Bewegung. Bei den Schweinen W 00, W 01 und W 07 konnte die Erholungsphase aufgrund von Transport und einbrechender Dunkelheit nicht kontinuierlich beobachtet werden. Sie blieben bis zum nächsten Morgen in der Transportkiste.

Der zeitliche Verlauf der Immobilisation ist im Überblick in Tab. 11 wiedergegeben. Tab. 12 zeigt die Dauer der einzelnen Anästhesiephasen.

**Tab. 11** – Zeitlicher Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin (Mittelwerte, Standardabweichungen, Minima, Maxima) in h:min:sec

<b>Parameter</b>	<b>x</b>	<b>s</b>	<b>Min.</b>	<b>Max.</b>
Initialer Effekt	0:03:33	0:01:51	0:01:44	0:08:50
Brust- oder Seitenlage	0:05:20	0:02:08	0:02:31	0:09:56
Vollkommene Bewegungslosigkeit	0:06:27	0:02:53	0:03:08	0:12:32
Kontaktaufnahme möglich	0:08:06	0:02:32	0:04:10	0:13:56
Erste Anzeichen des Erwachens	1:05:35	0:13:52	0:35:00	1:25:00
Erster Versuch aufzustehen	1:33:00	0:20:44	1:03:00	2:15:00
Erster Versuch zu laufen	1:47:36	0:21:20	1:10:00	2:15:00
Wachzustand erreicht	2:41:53	0:31:53	1:42:00	3:15:00

**Tab. 12** – Dauer der Anästhesiephasen (Mittelwerte, Standardabweichungen, Minima, Maxima) in h:min:sec

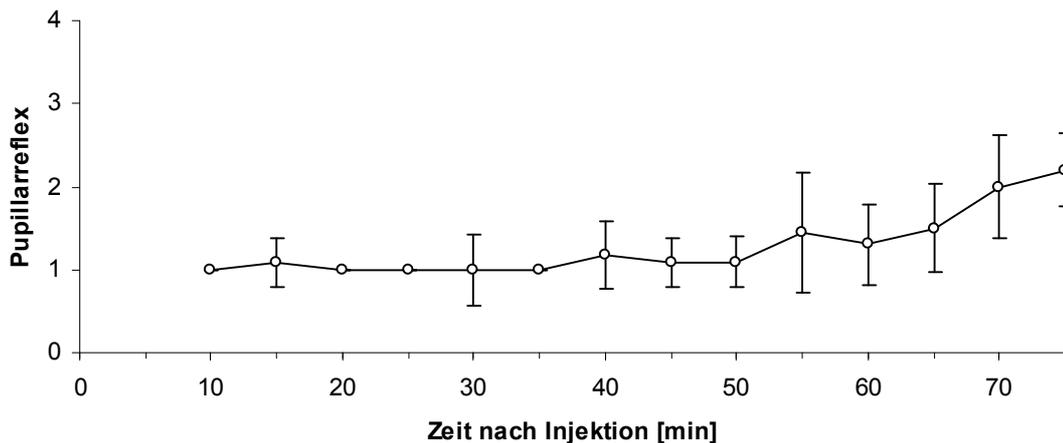
<b>Anästhesiephasen</b>	<b>x</b>	<b>s</b>	<b>Min.</b>	<b>Max.</b>
Einleitungsphase	0:05:20	0:02:08	0:02:31	0:09:56
Toleranzphase	0:57:29	0:14:06	0:37:50	1:16:00
Aufwach-, Erholungsphase	1:36:13	0:31:13	0:56:00	2:25:00
Immobilisationsdauer gesamt	2:41:53	0:31:53	1:42:00	3:15:00

## 4.3 Indikatoren der Anästhesietiefe und Vitalzeichen

### 4.3.1 Reflexaktivität

Der Palpebral-, der Korneal- und der Zwischenzehenreflex waren stets vollständig erhalten. Die statistischen Auswertungen aller übrigen Reflexe sind in den folgenden Abbildungen zu entnehmen.

Die Erregbarkeit des Pupillarreflexes<sup>48</sup> nahm im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p < 0,0001$ ) zu (Abb. 19).



**Abb. 19** – Erregbarkeit des Pupillarreflexes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p < 0,0001$ )

Die Erregbarkeit des Ohrreflexes<sup>49</sup> nahm im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p < 0,0001$ ) zu (Abb. 20).

---

<sup>48</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 14

<sup>49</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 15

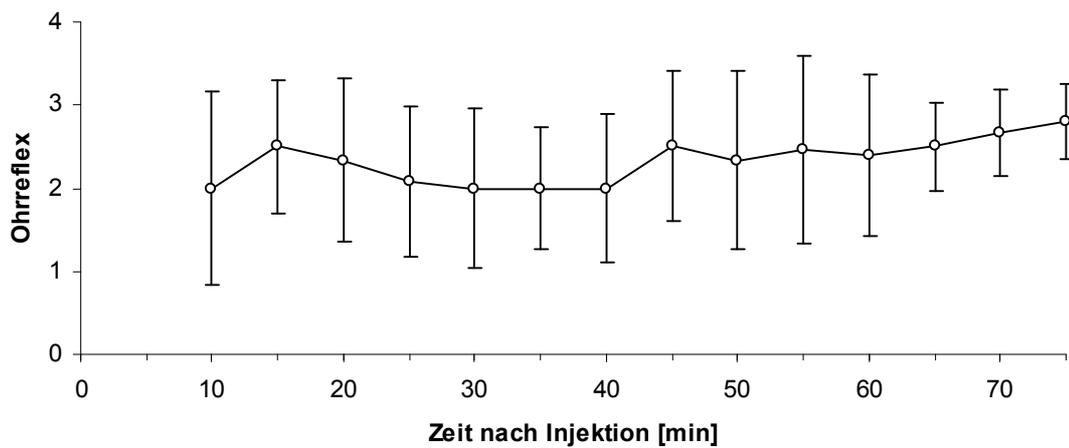


Abb. 20 – Erregbarkeit des Ohrreflexes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $\bar{x} \pm s$ ) ( $p < 0,0001$ )

Die Erregbarkeit des Analreflexes<sup>50</sup> nahm im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p = 0,0002$ ) zu (Abb. 21).

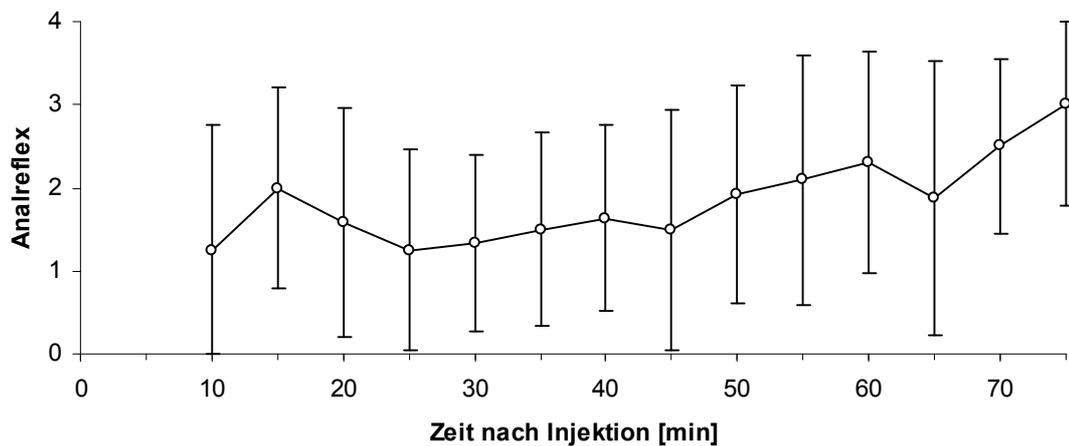


Abb. 21 – Erregbarkeit des Analreflexes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $\bar{x} \pm s$ ) ( $p = 0,0002$ )

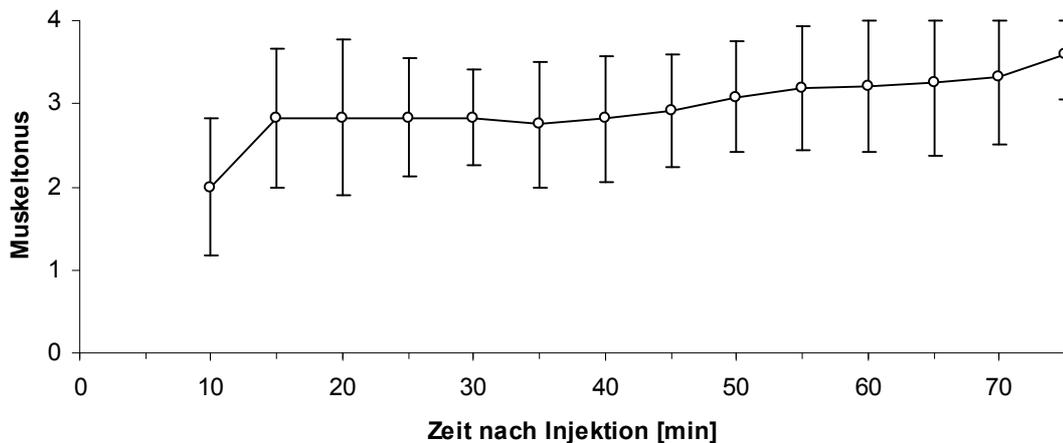
<sup>50</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 16

### 4.3.2 Schmerzempfinden

Das Schmerzempfinden war bei allen Tieren stets vollständig erhalten. Das Punktieren der Ohrvenen sowie intramuskuläre Injektionen wurden jedoch ohne Abwehrbewegungen geduldet.

### 4.3.3 Muskeltonus

Der Muskeltonus<sup>51</sup> nahm im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p < 0,0001$ ) zu; von anfangs mittel- bis geringgradig herabgesetzt war er 75 Minuten p.i. wieder vollständig vorhanden (Abb. 22).



**Abb. 22** – Ausprägung des Muskeltonus im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p < 0,0001$ )

Die Tiletamin/Zolazepam-Xylazin Immobilisation in der verwendeten Dosierung führte bei keinem Tier zu einer vollständigen Relaxation der Muskulatur. War-

---

<sup>51</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 17

zenschwein WB 02 zeigte, 10 und 20 Minuten nach der Injektion, kurzzeitig eine starke Muskeler schlaffung.

#### 4.3.4 Schleimhautfarbe und Kapilläre Rückfüllungszeit

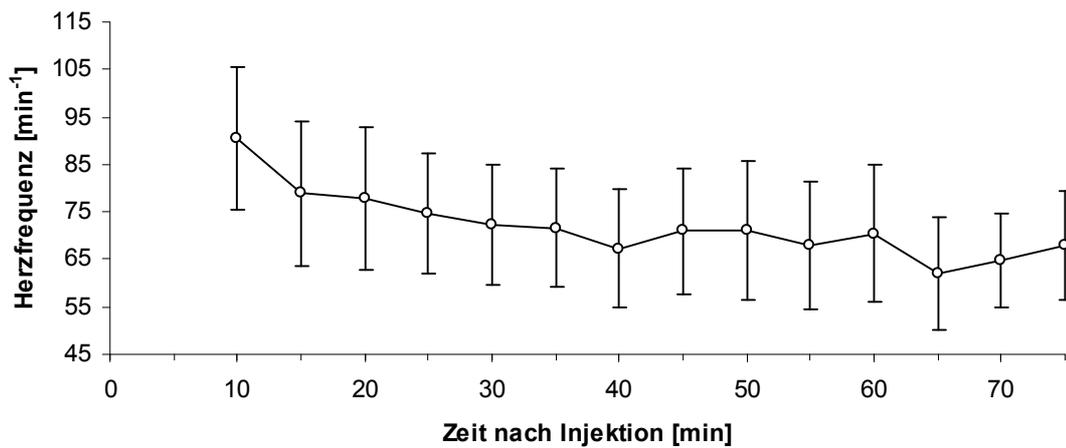
Die Schleimhautfarbe war immer blassrosarot, die kapilläre Rückfüllungszeit lag stets unter 2 Sekunden.

#### 4.3.5 Herzfrequenz

Die Herzfrequenz<sup>52</sup> nahm im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p < 0,0001$ ) ab (Abb. 23). Zu Beginn der Messungen wurde eine Frequenz von  $90,5 \pm 15,2$  Schlägen pro Minute 10 Minuten p.i. bzw. von  $78,8 \pm 15,3$  Schlägen pro Minute 15 Minuten nach Injektion ermittelt. Bis zur 40. Minute p.i. fiel die Herzfrequenz kontinuierlich auf  $67,3 \pm 12,4$  Schläge pro Minute und blieb bis zum Ende der Beobachtungen konstant.

---

<sup>52</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 18



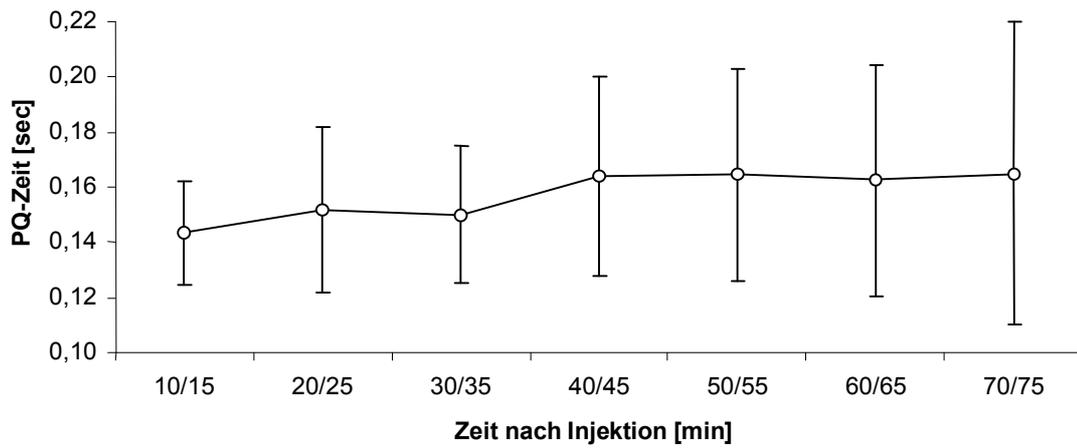
**Abb. 23** – Verhalten der Herzfrequenz im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $\bar{x} \pm s$ ) ( $p < 0,0001$ )

#### 4.3.6 Elektrokardiogramm

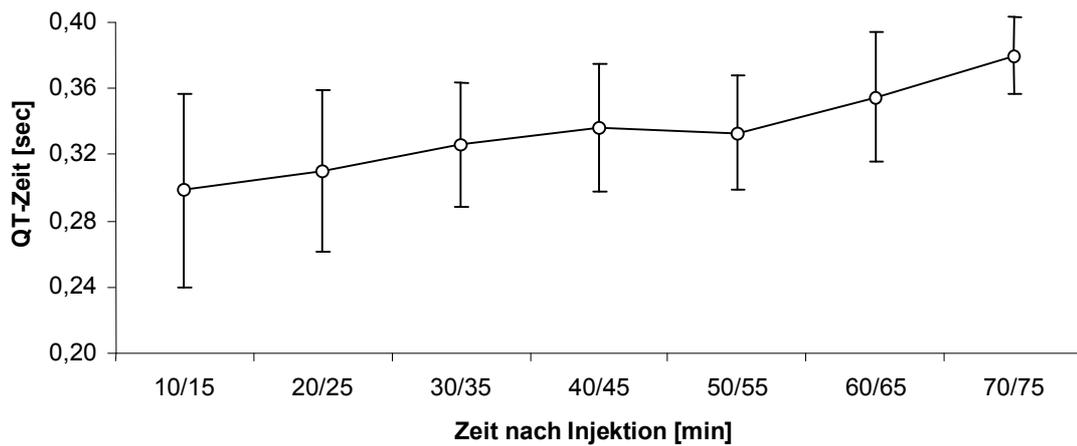
Von den 12 Warzenschweinen wurden während der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin insgesamt 67 Elektrokardiogramme aufgezeichnet. Bei Warzenschwein WB 00 lag 40 Minuten p.i. eine biphasische P-Welle vor. Tier W 10 und W 05 wiesen Erniedrigungen der R-Amplituden auf. Des weiteren zeigte Tier W 05 15 Minuten nach der Injektion eine Sinusarrhythmie. Die ST-Strecke blieb bei allen Tieren unverändert. Die PQ-Zeit<sup>53</sup> und die QT-Zeit<sup>54</sup> nahmen im Verlauf der Immobilisation **signifikant** (PQ-Zeit:  $p=0,0038$ ; QT-Zeit:  $p < 0,0001$ ) zu. Der Ausgangswert der PQ-Zeit lag bei  $0,14 \pm 0,02$  Sekunden und stieg bis zum Ende des Beobachtungszeitraums auf  $0,17 \pm 0,06$  Sekunden an (Abb. 24). Die QT-Zeit betrug zu Beginn der Messungen  $0,30 \pm 0,06$  Sekunden und verlängerte sich kontinuierlich bis zum letzten Messzeitpunkt auf  $0,38 \pm 0,02$  Sekunden (Abb. 25).

<sup>53</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 19

<sup>54</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 20



**Abb. 24** – Verhalten der PQ-Zeit im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p=0,0038$ )

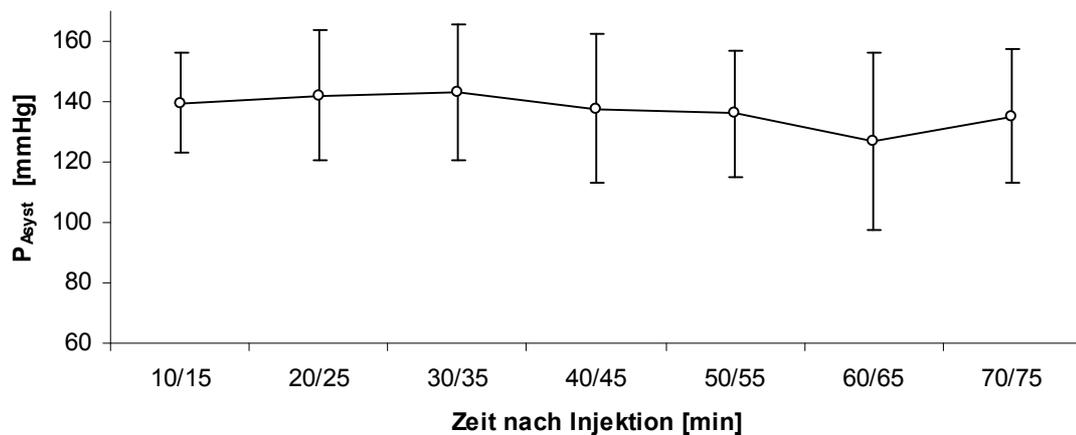


**Abb. 25** – Verhalten der QT-Zeit im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p<0,0001$ )

### 4.3.7 Blutdruck

Der systolische arterielle Blutdruck<sup>55</sup>, der diastolische arterielle Blutdruck<sup>56</sup> und der mittlere arterielle Blutdruck<sup>57</sup> fielen im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $P_{A_{syst}}$ :  $p=0,0056$ ;  $P_{A_{diast}}$ :  $p<0,0001$ ;  $P_{A_{mean}}$ :  $p<0,0001$ ) ab.

Der Ausgangswert des systolischen Blutdrucks betrug  $139,7 \pm 16,7$  mmHg, sein Endwert  $135,2 \pm 22,4$  mmHg (Abb. 26). Der diastolische Blutdruck war zum Messbeginn  $89,7 \pm 20,2$  mmHg und fiel kontinuierlich bis 70/75 Minuten p.i. auf  $70,0 \pm 6,9$  mmHg (Abb. 27). Der Mitteldruck ging von  $106,3 \pm 17,5$  mmHg stetig bis zur 70./75. Minute nach der Injektion auf  $91,4 \pm 11,3$  mmHg zurück (Abb. 28).

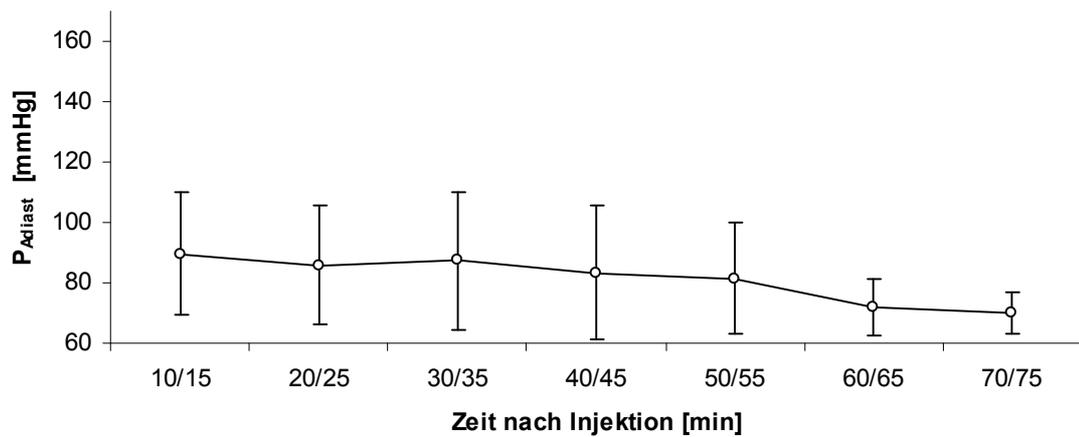


**Abb. 26** – Verhalten des systolischen Blutdruckes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p=0,0056$ )

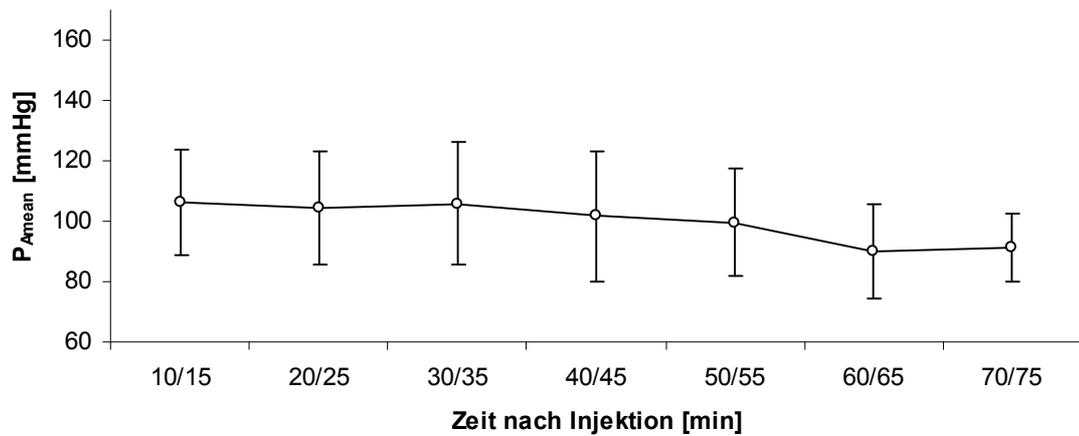
<sup>55</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 21

<sup>56</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 22

<sup>57</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 23



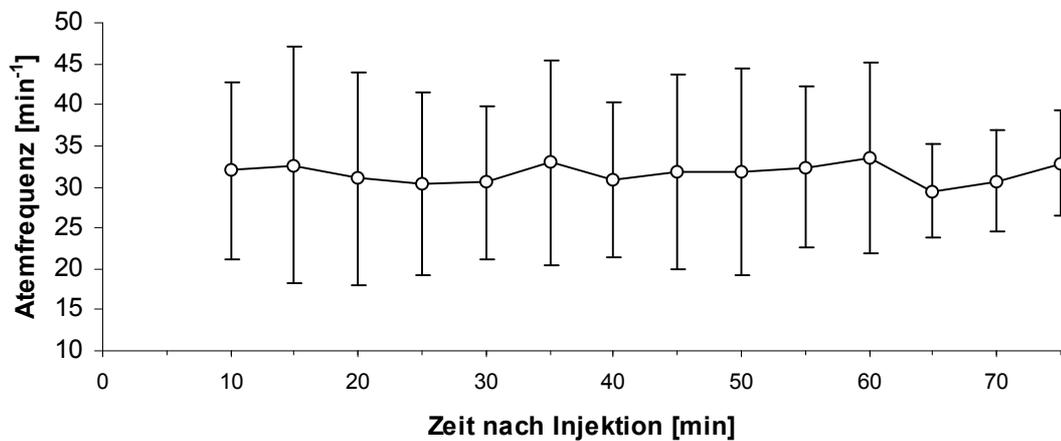
**Abb. 27** – Verhalten des mittleren diastolischen Blutdruckes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p < 0,0001$ )



**Abb. 28** – Verhalten des arteriellen Mitteldruckes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p < 0,0001$ )

### 4.3.8 Atemfrequenz

Die Atemfrequenz<sup>58</sup> nahm im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p=0,0406$ ) ab (Abb. 29). Zu Messbeginn wurde eine mittlere Frequenz von  $32,0 \pm 10,8$  Atemzüge pro Minute gezählt. Der niedrigste Wert wurde 65 Minuten nach Injektion mit  $29,5 \pm 5,6$  Atemzüge pro Minute beobachtet. 75 Minuten p.i. betrug die Atemfrequenz  $32,8 \pm 6,4$  Atemzüge pro Minute und näherte sich somit dem Ausgangswert.

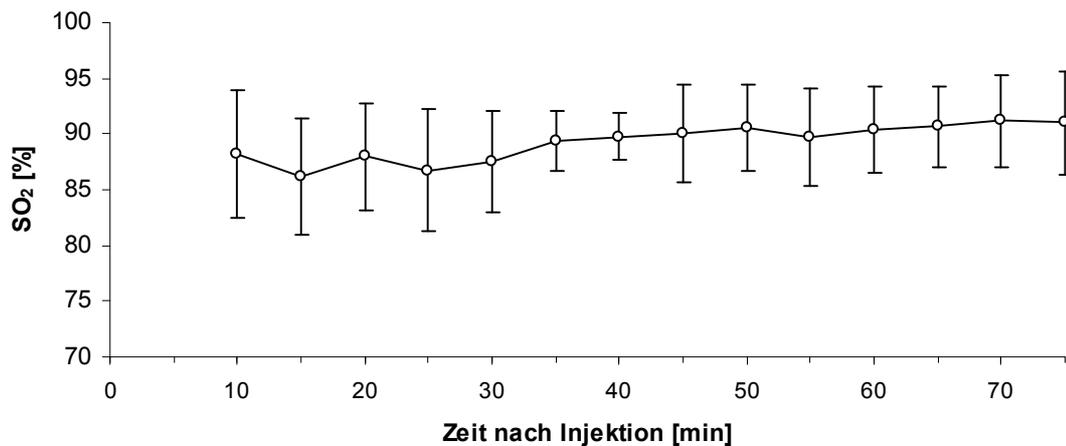


**Abb. 29** – Verhalten der Atemfrequenz im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $\bar{x} \pm s$ ) ( $p=0,0406$ )

<sup>58</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 24

### 4.3.9 Periphere Sauerstoffsättigung

Die periphere Sauerstoffsättigung<sup>59</sup> stieg im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p < 0,0001$ ) von anfangs  $88,3 \pm 5,7$  % auf  $91,0 \pm 4,6$  % in der 75. Minute nach Injektion (Abb. 30). Der niedrigste Wert betrug 73 % und der höchste 98 %. Von den insgesamt 134 Messwerten lagen nur fünf Werte unter 80 %.

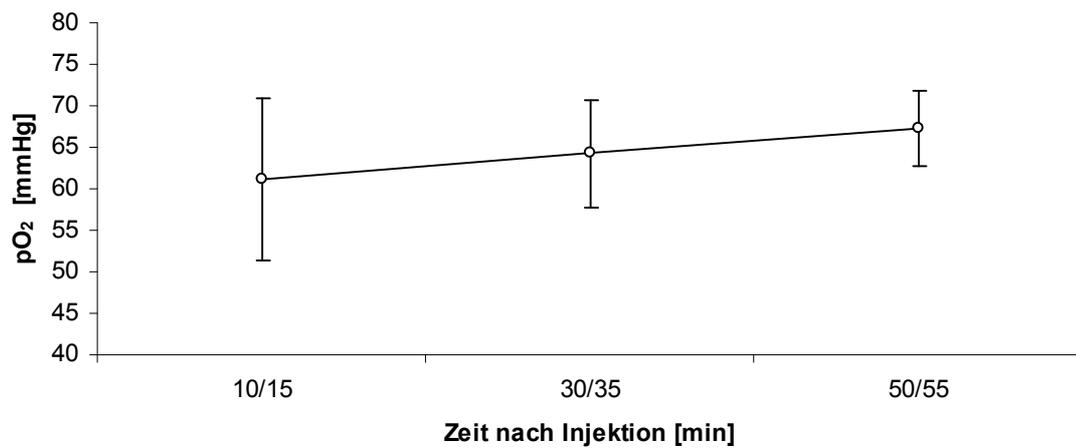


**Abb. 30** – Verhalten der peripheren Sauerstoffsättigung im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p < 0,0001$ )

<sup>59</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 25

#### 4.3.10 Venöser Sauerstoffpartialdruck

Der venöse Sauerstoffpartialdruck<sup>60</sup> stieg im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p=0,0127$ ) von anfangs  $61,2 \pm 9,8$  mmHg bis auf  $67,3 \pm 4,5$  mmHg 50/55 Minuten nach Injektion (Abb. 31).

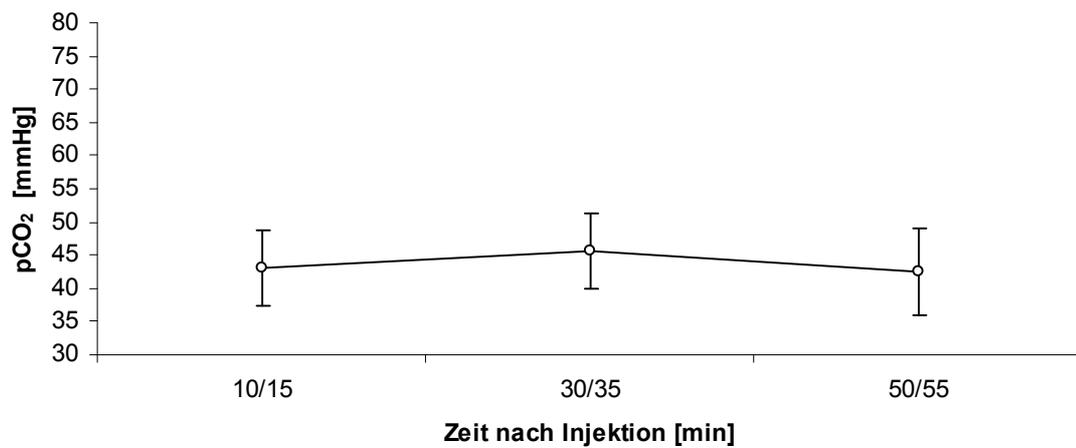


**Abb. 31** – Verhalten des venösen Sauerstoffpartialdruckes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p=0,0127$ )

<sup>60</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 26

### 4.3.11 Venöser Kohlendioxidpartialdruck

Der venöse Kohlendioxidpartialdruck<sup>61</sup> nahm im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p=0,0048$ ) ab. Als Ausgangswert wurden  $43,0 \pm 5,6$  mmHg ermittelt, die letzte Messung ergab im Mittel  $39,0 \pm 4,2$  mmHg (Abb. 32).

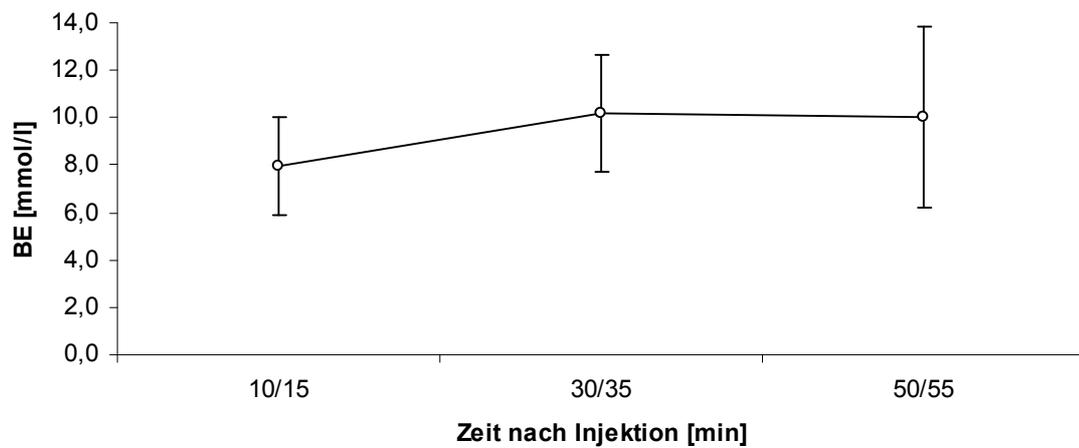


**Abb. 32** – Verhalten des venösen Kohlendioxidpartialdruckes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p=0,0048$ )

<sup>61</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 27

### 4.3.12 Venöser Basenüberschuß

Der Basenüberschuß<sup>62</sup> im venösen Blut nahm im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p=0,0287$ ) zu. Zu Messbeginn wurde ein Wert von  $7,9 \pm 2,1$  mmol/l errechnet, der letzte Wert betrug  $10,1 \pm 3,8$  mmol/l (Abb. 33).



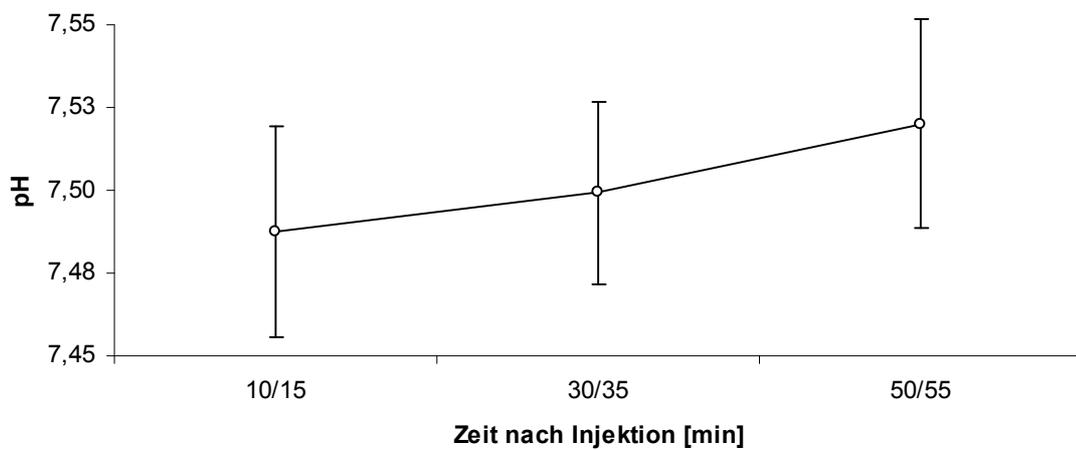
**Abb. 33** – Verhalten des venösen Basenüberschusses im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p=0,0287$ )

---

<sup>62</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 28

### 4.3.13 Venöser pH-Wert

Der pH-Wert<sup>63</sup> des venösen Blutes stieg im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p < 0,0001$ ) von  $7,49 \pm 0,03$  auf  $7,52 \pm 0,03$  zum Ende des Beobachtungszeitraums (Abb. 34).



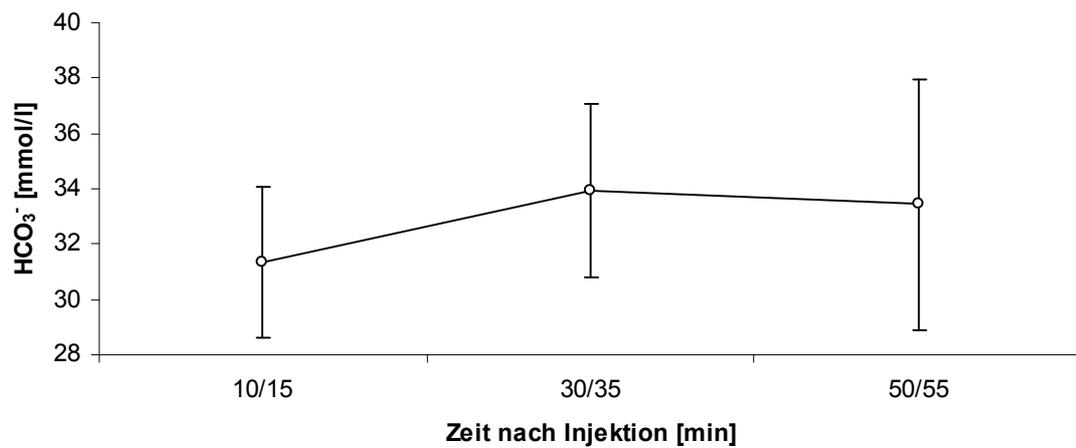
**Abb. 34** – Verhalten des venösen pH-Wertes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p < 0,0001$ )

---

<sup>63</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 29

#### 4.3.14 Venöses Bikarbonat

Das venös gemessene Bikarbonat<sup>64</sup> stieg im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p=0,0357$ ) von initial  $31,3 \pm 2,7$  mmol/l auf  $33,4 \pm 4,5$  mmol/l 50/55 Minuten p.i. an (Abb. 35).



**Abb. 35** – Verhalten des venösen Bikarbonates im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p=0,0357$ )

<sup>64</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 30

#### 4.3.15 Venöses Gesamtkohlendioxid

Das im venösen Blut gemessene Gesamtkohlendioxid<sup>65</sup> stieg im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p=0,0164$ ). Der Ausgangswert lag bei  $32,5 \pm 2,9$  mmol/l; 50/55 Minuten p.i. wurden  $34,7 \pm 4,7$  mmol/l gemessen (Abb. 36).

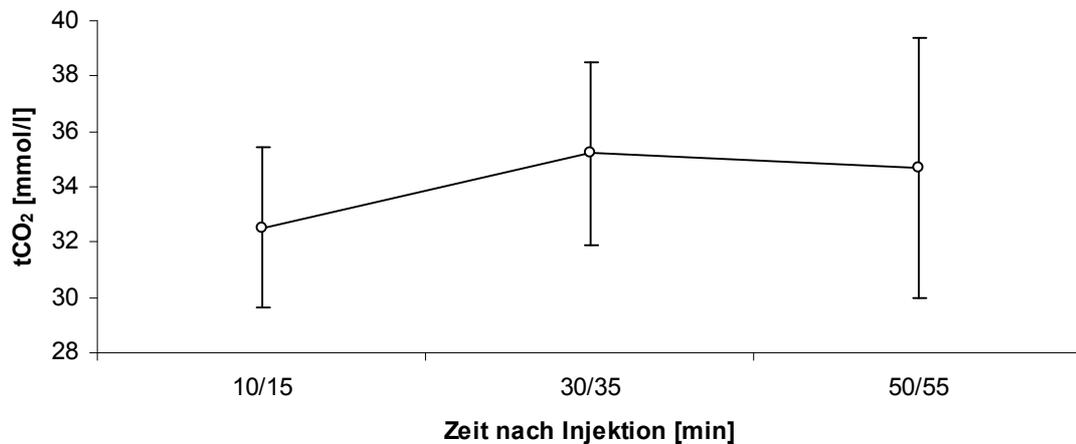


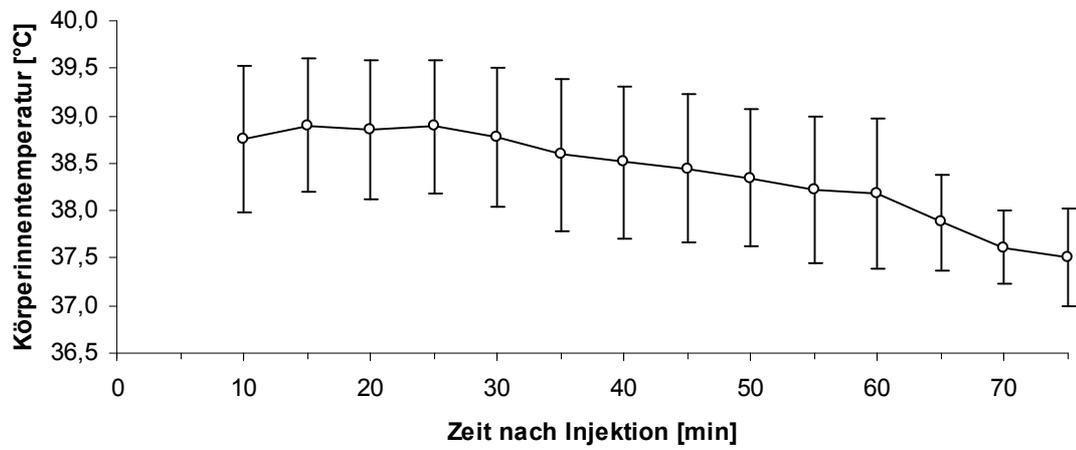
Abb. 36 – Verhalten des venösen Gesamtkohlendioxides im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ ) ( $p=0,0164$ )

#### 4.3.16 Körperinnentemperatur

Die Körperinnentemperatur<sup>66</sup> fiel im Verlauf der Immobilisation **signifikant** ( $p<0,0001$ ). Als Ausgangswert wurde eine Temperatur von  $38,8 \pm 0,8$  °C gemessen. Bis zur 75. Minute p.i. fiel sie um 1,3 °C auf  $37,5 \pm 0,5$  °C ab. Es fällt auf, dass ein kontinuierlicher Rückgang der Körperinnentemperatur 25 Minuten nach der Injektion beginnt (Abb. 37). Der höchste gemessene Wert betrug 40,2 °C, der niedrigste 36,8 °C.

<sup>65</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 31

<sup>66</sup> Vollständiger Datensatz: Tab. 32



**Abb. 37** – Verhalten der Körperinnentemperatur im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $\bar{x} \pm s$ ) ( $p < 0,0001$ )

### 4.3.17 Zusammenfassung der Ergebnisse

Die Veränderungen der klinisch erfassten und gemessenen Parameter im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin sind in der Tab. 13 zusammengefasst. Die Auswertung der Elektrokardiogramme erfolgte in erster Linie deskriptiv.

Tab. 13 – Statistische Auswertung im Überblick

Parameter	Signifikanz	p
Erregbarkeit des Palpebralreflexes	keine Veränderungen	-
~ des Kornealreflexes	keine Veränderungen	-
~ des Pupillarreflexes	signifikant ansteigend	p<0,0001
~ des Ohrreflexes	signifikant ansteigend	p<0,0001
~ des Zwischenzehenreflexes	keine Veränderungen	-
~ des Analreflexes	signifikant ansteigend	p=0,0002
Schmerzempfinden	keine Veränderungen	-
Muskeltonus	signifikant ansteigend	p<0,0001
Schleimhautfarbe	keine Veränderungen	-
Kapilläre Rückfüllungszeit	keine Veränderungen	-
Herzfrequenz	signifikant abfallend	p<0,0001
PQ-Zeit	signifikant ansteigend	p=0,0038
QT-Zeit	signifikant ansteigend	p<0,0001
Systolischer Blutdruck	signifikant abfallend	p=0,0056
Diastolischer Blutdruck	signifikant abfallend	p<0,0001
Mittlerer Blutdruck	signifikant abfallend	p<0,0001
Atemfrequenz	signifikant abfallend	p=0,0406
Periphere Sauerstoffsättigung	signifikant ansteigend	p<0,0001
Venöser Sauerstoffpartialdruck	signifikant ansteigend	p=0,0127
Venöser Kohlendioxidpartialdruck	signifikant abfallend	p=0,0048
Venöser Basenüberschuß	signifikant ansteigend	p=0,0287
Venöser pH-Wert	signifikant ansteigend	p<0,0001
Venöses Bikarbonat	signifikant ansteigend	p=0,0357
Venöses Gesamtkohlendioxid	signifikant ansteigend	p=0,0164
Körperinnentemperatur	signifikant abfallend	p<0,0001

## **5 Diskussion**

### **5.1 Methodisches Vorgehen**

Die Eignung der Anästhetikakombination Tiletamin/Zolazepam-Xylazin zur Distanzimmobilisation von Warzenschweinen wurde im Rahmen eines Umsiedlungsprojektes unter Feldbedingungen überprüft. Das in die Untersuchungen eingeschlossene Tierkollektiv enthielt Individuen beider Geschlechter sowie verschiedener Alters- und Gewichtsklassen, entsprechend dem Verteilungsmuster einer natürlich vorkommenden Warzenschweinpopulation.

Soweit möglich, wurden standardisierte Versuchsbedingungen angestrebt. Die Messdaten wurden meist während der Immobilisation der Warzenschweine im Gehege erhoben, wo einheitliche Haltungs- und Ernährungsbedingungen gewährleistet waren. Nur adspektorisch gesunde Warzenschweine wurden immobilisiert. Ein Nahrungs- sowie Wasserentzug vor der Immobilisation erfolgte nicht, was den Bedingungen in freier Wildbahn entspricht. Da sich Warzenschweine in ihren Ruhephasen in unterirdische Höhlen oder dichtes Buschwerk zurückziehen, hatte sich der Zeitpunkt der Immobilisation nach den Aktivitätsphasen der Tiere zu richten. Ein Aufstöbern der Schweine hätte unnötigen Stress hervorgerufen. So erfolgten die Untersuchungen vormittags zwischen 9:00 Uhr und 12:00 Uhr oder nachmittags zwischen 15:00 Uhr und 17:00 Uhr. Es herrschte stets eine trockene Witterung, bei warmen Außentemperaturen.

Die Injektion der Anästhetikakombination erfolgte mittels Blasrohr, da dieses fast lautlose Verfahren keine Störung der Tiergruppe hervorruft. Somit wurde auch die Erregung des getroffenen Tieres minimiert, das in der Regel unmittelbar nach Beschuss in den Familienverband zurückkehrte. Ferner entwickelten die Warzenschweine nur allmählich eine Skepsis gegenüber dem Beschussgerät; erst nach fortschreiten der Versuche war ein Sichtschutz für den Schützen notwendig. Zudem stellt die intramuskuläre Distanzinjektion via Blasrohr die gewebsschonendste Applikationsart dar.

Die regelmäßige Fütterung der Warzenschweine mit Maiskolben half, die Fluchtdistanz der Tiere zu minimieren, so dass eine ausreichende Annäherung für den Beschuss mittels Blasrohr gewährleistet wurde.

Auf eine entsprechend tiefe intramuskuläre Applikation der Anästhetikamischung, zumeist in die Oberschenkelmuskulatur, wurde stets geachtet. Da es möglich war die Mehrzahl der Warzenschweine bei Erstfang zu wiegen, wurden die Anästhetika weitgehend einheitlich dosiert. Eine Nachdosierung war in keinem Fall erforderlich.

Zur Vermeidung einer übermäßigen präanästhetischen Aufregung wurde der Messplatz in ausreichender Entfernung zu wichtigen Bereichen der Warzenschweine - wie Futterstelle, Suhle und Ruheplätze – errichtet. Zudem wurde auf genügend Schatten geachtet und so eine Überhitzung der Warzenschweine durch direkte Sonneneinstrahlung ausgeschlossen. Zusätzlich wurden die Augen abgedeckt, da unter dem Einfluss der Tiletaminwirkung der Lidschlag ausbleibt. Die Applikation einer indifferenten Augensalbe vermied eine Austrocknung und spätere Defekte der Kornea.

Die einzelnen Messparameter wurden stets in der gleichen Reihenfolge ermittelt, um gegenseitige Einflüsse zu vermeiden. Als Beispiel sei angeführt, dass die Bestimmung der Herzfrequenz nicht direkt nach Prüfung des Schmerzempfindens erfolgte. Die minimal invasiven und nicht invasiven Messmethoden zur Überwachung der Atem-, Kreislauf- sowie Stoffwechselsituation, wie Pulsoximetrie, indirekte Blutdruckmessung, Elektrokardiographie und mobile Blutgasanalyse, erwiesen sich unter Feldbedingungen als geeignet und zuverlässig.

## 5.2 Vorversuche

Bei der Immobilisation von drei Warzenschweinen zur tierärztlichen Behandlung sowie beim Erstfang von neun Tieren wurde zunächst die Anästhetikakombination Tiletamin/Zolazepam in Dosierungen von 2 – 6 mg/kg KGW eingesetzt.

Den Anlass gaben die guten Erfolge der Tiletamin/Zolazepam-Immobilisation beim Europäischen Wildschwein (HAUCK, 1991; WALZER, 1995; GIACOMETTI, 1998), Hirscheber (SCHAFTENAAR, 1991; KUNTZE, 1995<sup>67</sup>), Riesenwaldschwein (SAYER und RÖTTCHER, 1993), Buschschwein (SAYER und RÖTTCHER, 1993; VAN RENSBURG, 1993a), sowie auch beim Warzenschwein (BURROUGHS, 1993; ESPIE, 1993; SAYER und RÖTTCHER, 1993; HUBER et al., 1999<sup>68</sup>; RÖTTCHER 2001<sup>69</sup>).

In unserem Fall konnte mit der alleinigen Gabe von Tiletamin/Zolazepam, bis auf zwei Ausnahmen, nur ein Immobilisationsgrad erreicht werden, der zwar das Verladen der Tiere zum Transport ermöglichte, aber keine weiteren Maßnahmen ohne Reaktionen der Warzenschweine (z.B. Ruderbewegungen, Ataxien) erlaubte. Von einer Erhöhung der Tiletamin/Zolazepam Dosis über 6 mg/kg KGW wurde abgesehen, da mit zunehmender Dosierung der Anästhetikakombination weder Verkürzung der Einleitphase noch eine signifikant tiefere Immobilisation erzielt wurde. Zudem führen hohe Tiletamin/Zolazepam Dosen zu einer verlängerten Aufwach- und Erholungsphase (THURMON, 1995; CALLE und MORRIS, 1999).

---

<sup>67</sup> Referenz des Autors: EULENBERGER, unveröffentl. Mitteilung

<sup>68</sup> Referenzen der Autoren: SCHAFTENAAR, pers. Mitteilung, 1999; DE MEURICHY, pers. Mitteilung, 1999

<sup>69</sup> Persönliche Mitteilung D. Röttcher, Nairobi, Kenia

In Anlehnung an CALLE und MORRIS (1999), die eine Kombination von Tiletamin/Zolazepam mit einer  $\alpha_2$ -adrenergen Komponente empfehlen, kamen 3 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam plus 0,5 mg/kg KGW Xylazin zum Einsatz. Die Autoren warnen vor einer Dosierung des Tiletamin/Zolazepam über 3 mg/kg KGW, da sie dann vermehrt unerwünschte Nebeneffekte wie Hyperkinesien und Hyperthermie beobachteten. Die Xylazin Dosis wurde bewusst niedrig gehalten, um typische Nebenwirkungen des  $\alpha_2$ -Agonisten, wie Bradykardie und Hypotonie, zu minimieren. Dank der relativ niedrigen Dosierung der Anästhetika wurde selbst bei schweren adulten Warzenschweinen (> 100 kg) ein Injektionsvolumen von 5 ml nicht überschritten, so dass die Applikation mittels Blasrohr problemlos möglich war.

GABOR und Mitarbeiter (1997) sowie JAMES und Mitarbeiter (1999) immobilisierten erfolgreich Wildschweine, Halsbandpekaris und Hirscheber mittels Tiletamin/Zolazepam in Kombination mit Xylazin. Neben der guten Muskelrelaxation und Immobilisation, die kleinere veterinärmedizinische Maßnahmen ermöglichten, heben sie die ruhige Einleitphase sowie die Sicherheit der Anästhetikakombination hervor; selbst bei trächtigen Tieren traten keine Komplikationen auf. Des weiteren zeichnet sich die Immobilisation durch einen günstigen Preis aus.

### **5.3 Immobilisationsverlauf und Dauer der Anästhesiestadien**

Die Einleitungsphase dauerte  $5:20 \pm 2:08$  Minuten und ist somit vergleichbar mit den bisher in der Literatur veröffentlichten Einleitungszeiten anderer Immobilisationsverfahren beim Warzenschwein.

RÖTTCHER (1978) beobachtete beim Einsatz von Ethorphan in Kombination mit Acepromazin Einleitungsphasen von 5-12 Minuten und berichtet, wie auch HUBER und Mitarbeiter (1999), von Warzenschweinen die erst nach mehrfacher Nachdosierung zufriedenstellend immobilisiert waren. Zudem sollten die erheblichen Nebenwirkungen der Opioid-Analgetika und die Gefährdung für den

Anwender nicht außer acht gelassen werden. Beim Einsatz von Carfentanyl in Kombination mit Xylazin oder Azaperon wurde – allerdings bei nur 3 Tieren - eine durchschnittliche Einleitungszeit von 4 Minuten gemessen (DE VOS, 1978). Mit der Kombination von Butorphanol, Medetomidin und Midazolam erzielten MORRIS und Mitarbeiter (1999) beim Warzenschwein Einleitungszeiten von 2-10 Minuten. Als Nachteil erwies sich hier das große Injektionsvolumen, das besonders bei schweren Tieren die Distanzinjektion erschwert. Dagegen ermöglicht die hohe Konzentrierbarkeit des Tiletamin/Zolazepam, selbst Warzenschweine mit einem Gewicht von über 100 kg, problemlos mittels Blasrohr zu immobilisieren.

Angaben über die Dauer der Einleitungsphase weiterer, bisher beim Warzenschwein zur Immobilisation via intramuskulärer Injektion eingesetzten Anästhetika/-kombinationen (siehe 1.2.9.) fehlen. Analoge Einleitungszeiten wurden unter Tiletamin/Zolazepam und Tiletamin/Zolazepam in Kombination mit einem  $\alpha_2$ -Agonisten auch bei Pekariss, Wild- sowie Buschschweinen erzielt (ALLEN, 1992a; SIEMON et al., 1992; WALZER, 1995; GABOR et al., 1997; VODICKA, 2001).

Hervorzuheben ist der ruhige und exzitationsfreie Verlauf der Einleitungsphase, der sich in der zunächst fortgesetzten Futteraufnahme und dem Verbleib der Warzenschweine im Familienverband widerspiegelt. Die Tiere entfernten sich erst kurz vor Verlust des Stehvermögens einige Meter von der Rotte. Der bereits vor dem Beschuss starke Erregungszustand von Warzenschwein W 04 ist als Ausnahme zu bewerten und zeigt, dass eine übermäßige präanästhetische Aufregung vermieden werden sollte, um eine rasche und ruhige Einleitungsphase zu gewährleisten.

Die Toleranzdauer von  $57:29 \pm 14:06$  Minuten lässt genügend Zeit für Auffinden und Transportieren der Tiere sowie für diagnostische oder therapeutische Maßnahmen. Ähnliche Zeiten wurden mit Tiletamin/Zolazepam bzw. Tiletamin/Zolazepam-Xylazin auch bei anderen wilden Schweinen, Pekariss und beim

Hausschwein erreicht (THURMON et al., 1988; GANTER und RUPPERT, 1990; HAUCK, 1991; KO et al., 1993, 1995; WALZER, 1995; GABOR et al., 1997; CALLE und MORRIS, 1999<sup>70</sup>).

Die während der Toleranzphase halb geöffneten Augen der Probanden sind Ausdruck der dissoziativen Anästhesie, induziert durch Tiletamin. Um ein Austrocknen der Kornea zu vermeiden, sind das Einbringen einer indifferenten Augensalbe oder artifiziellen Tränenflüssigkeit sowie der Schutz der Augen vor direkter Sonneneinstrahlung ratsam (SWAN, 1993; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Der bei zwei Warzenschweinen aufgetretene Nystagmus sowie die geringgradig gesteigerte Salivation bei sechs Tieren sind als typische Nebenerscheinungen der Phencyclidinderivate zu werten (LEES, 1991; MUIR, 1993a; SWAN, 1993; NIELSEN, 1996). Laut McKELVEY und HOLLINGSHEAD (2003) ist der Nystagmus unbedeutend und löst sich in der Aufwachphase. Der gesteigerte Speichelfluss blieb durch die erhaltenen pharyngealen sowie laryngealen Reflexe ohne klinisch relevante Folgen.

Nystagmus und vermehrten Speichelfluss beobachteten unter Tiletamin/Zolazepam GANTER und RUPPERT (1990), HAUCK (1991) sowie KO und Mitarbeiter (1993) auch beim Haus- bzw. Wildschwein. Der Zusatz von Xylazin zeigte beim Hausschwein eine deutliche Verringerung der Salivation (THURMON et al., 1988; KO et al. 1993, 1994, 1995).

Die Aufwach- und Erholungsphase von 96:13 ± 31:13 Minuten dauert unter Feldbedingungen relativ lang. Vergleichbare bzw. längere Erholungszeiten wurden nach Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam sowie Tiletamin/Zolazepam in Kombination mit Xylazin auch bei anderen Suiden und Pekaris beobachtet (THURMON et al., 1988; GANTER und RUPPERT, 1990; ALLEN, 1992a; GABOR et al., 1997). Laut THURMON und Mitarbeitern (1988) ist die Tiletamin/Zolazepam-Dosis für die Dauer der Erholungsphase verantwortlich. Untersuchungen der Autoren zeigen, dass eine Erhöhung der Xylazindosis bei glei-

---

<sup>70</sup> Referenz der Autoren: KARESH & STETTER, pers. Mitteilung, 1997

cher Dosis des Tiletamin/Zolazepam lediglich zu einer Verlängerung der Toleranzphase führte, jedoch keinen Einfluss auf die Erholungszeit p.i. hatte. Dies deckt sich mit den Ergebnissen von KO und Mitarbeitern (1993) beim Hauschwein, die bei alleiniger Gabe von Tiletamin/Zolazepam längere Aufwachphasen verzeichneten als nach Kombination mit Xylazin. Vor allem Zolazepam wird nur langsam von den Suiden metabolisiert und ausgeschieden und bedingt die relativ langen Aufwach- und Erholungsphasen (KO et al., 1994, THURMON, 1995; CALLE und MORRIS, 1999).

Eine Antagonisierung der Tiletamin/Zolazepam-Xylazin-Immobilisation ist nur eingeschränkt möglich, da spezifische Antagonisten lediglich für Xylazin und Zolazepam verfügbar sind, jedoch nicht für das Phencyclidinderivat Tiletamin. Um Tiletamin-typische Nebenwirkungen, wie z.B. Exzitationen zu vermeiden, sollte eine Antidotgabe erst nach Abflutung des Tiletamins erfolgen, wenn bereits erste Anzeichen des Erwachens der Tiere zu beobachten sind. Bisher wurden zur Antagonisierung bei anderen wilden Schweinen Flumazenil oder Sarmazenil plus Yohimbin oder Atipamezol sowie Yohimbin in Kombination mit Aminopyridin erfolgreich eingesetzt (SIEMON et al., 1992; CALLE und MORRIS, 1999; HUBER et al., 1999<sup>71</sup>; JAMES et al., 1999; VODICKA, 2001).

Der ruhige Verlauf der Erholungsphase und die Möglichkeit, die Warzenschweine bis zum vollständigen Erwachen zu separieren, machten in unserem Fall eine Antidotgabe unnötig.

Die erwachenden Tiere sollten nicht vor Erreichen des präanästhetischen Zustandes zur Rotte, in ein Gehege oder sogar in die freie Wildbahn entlassen werden. Taumelnde, nicht fluchtfähige Warzenschweine werden nicht selten von Artgenossen eines anderen Familienverbandes attackiert, wobei durch die massiven Hauer tödliche Verletzungen zugefügt werden können. In freier Wildbahn stellen die in ihrer Reaktion und Koordination eingeschränkten Tiere zudem eine leichte Beute für Raubtiere dar.

---

<sup>71</sup> Referenz der Autoren: RÖKEN, pers. Mitteilung, 1997

## 5.4 Anästhesietiefe

Die Beurteilung der Anästhesietiefe kann nur eingeschränkt anhand der Reflexaktivität vorgenommen werden, da die Art des Anästhetikums die Reflexantwort stark modifizieren kann (SWAN, 1993; ALEF und SCHMIDT-OECHTERING, 1993b; LIN, 1996). So bleiben unter der Wirkung dissoziativer Anästhetika die Reflexaktivitäten meist erhalten oder können, unabhängig von der Anästhesietiefe, sogar erhöht sein (McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Der Einfluss des Tiletamins spiegelt sich auch in unseren Ergebnissen wider. Im Verlauf der Immobilisation waren alle Abstufungen möglicher Reflexantworten vertreten. Sie variierten zeitlich sowie von Individuum zu Individuum, ohne deutliche tendenzielle Ausprägung. Die Reflexaktivität eignete sich daher nicht für eine eindeutige Aussage zur Anästhesietiefe.

Der Muskeltonus war bei allen Warzenschweinen im Verlauf der Immobilisation mittel- bis geringgradig herabgesetzt. Eine nur geringe muskelrelaxierende Wirkung des Tiletamin/Zolazepam beobachteten auch HAUCK (1991) beim Wildschwein, ALLEN (1992a) beim Chakopekari, GANTER und RUPPERT (1990) sowie KO und Mitarbeiter (1993) beim Hausschwein. Eine gewisse Muskelrigidität ist eine typische Wirkung der Phencyclidinderivate (HALL et al., 2001). Erst die Kombination mit Xylazin in Dosierungen ab 2,2 mg/kg KGW rief beim Hausschwein eine ausreichende Muskelrelaxation hervor, die eine Intubation der Tiere erlaubte (THURMON et al., 1988; KO et al., 1993, 1995). Die von uns eingesetzte, sehr niedrige Xylazindosis von 0,5 mg/kg KGW dominierte den kataleptoiden Effekt des Tiletamins nicht.

Bewusste Reaktionen der Tiere nach Kontaktaufnahme und nozizeptive Reize sind die wichtigsten Kriterien zur Beurteilung der Anästhesietiefe bei Beteiligung eines dissoziativen Anästhetikums (SCHOBERT, 1987; SWAN, 1993). Der äußerst schmerzhafteste Reiz durch Druck mittels einer Arterienklemme auf den

Kronsaum wurde von allen Warzenschweinen stets mit einer Vermeidungsreaktion der entsprechenden Gliedmaße beantwortet.

Tiletamin/Zolazepam in Kombination mit Xylazin hat in der von uns gewählten Dosierung nur einen geringen Einfluss auf die Muskelrelaxation und das Schmerzempfinden der Warzenschweine, so dass man nicht von einer operationstoleranten Anästhesietiefe ausgehen kann. Es wurde jedoch ein Immobilisationsgrad erreicht, der die gefahrlose Durchführung klinischer Untersuchungen und kleinerer veterinärmedizinischer Eingriffe erlaubte. Blutentnahme, intramuskuläre Injektion sowie die Markierung durch Ohrkerben wurden ohne Abwehrbewegungen toleriert. Für die wenigen Fälle, in denen eine operationstüchtige Analgesie und Muskelrelaxation für das Warzenschwein erforderlich sind, bietet die Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam plus Xylazin eine gute Ausgangsbasis für eine Injektions- oder Inhalationsnarkose. Inwieweit sich die Untersuchungen von JAMES und Mitarbeiter (1999), die nach Immobilisation von Hirschebern mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin mittels Isofluran oder Ketamin i.m. eine tiefe Anästhesie und Verlängerung der Immobilisation ohne unerwünschte Nebeneffekte erreichten, auf das Warzenschwein übertragen lassen, könnte Anlass weiterer Untersuchungen sein.

Die Immobilisation anderer Suiden und Pekaris mit höheren Xylazindosen führte ebenfalls nur zu einer Analgesie, ausreichend für minimal invasive veterinärmedizinische Maßnahmen (KO et al. 1995; GABOR et al., 1997; JAMES et al., 1999). Untersuchungen von KO und Mitarbeitern (1995) zeigen, dass eine Verdopplung der Xylazindosis lediglich eine signifikante Verlängerung der Analgesiedauer, jedoch nicht der Analgesietiefe bedingt. Nach alleiniger Gabe von Tiletamin/Zolazepam bei Hausschwein (KO et al., 1993; GANTER und RUPPERT, 1990) und Pekari (ALLEN, 1992a) wurde keine Analgesie beobachtet, während HAUCK (1991) sowie WALZER (1995) beim Wildschwein eine geringe analgesierende Wirkung verzeichneten.

## 5.5 Herz-Kreislaufparameter

### 5.5.1 Herzfrequenz

Aus der Literatur sind uns Normwerte zur Herzfrequenz der Warzenschweine nicht bekannt. Für wilde Schweine allgemein und für adulte Hausschweine werden Ruhewerte von 60-90 Schlägen pro Minute angegeben (WALLACH und BOEVER, 1983; GÜRTLER, 1987; PLUMB, 1994; BICKARDT, 1997; NIELSEN, 1999). Bei Hirschebern ermittelten JAMES und Mitarbeiter (1999) in der Ruhe sogar Normalfrequenzen bis zu 110 Schlägen pro Minute. Trotz signifikantem Rückgang der Herzfrequenz im Verlauf der Immobilisation verließen die Mittelwerte diesen Bereich nicht.

Ein Herzfrequenzabfall wurde unter Tiletamin/Zolazepam bzw. Tiletamin/Zolazepam-Xylazin auch bei anderen Wildsuiden sowie Hausschweinen beschrieben (THURMON et al. 1988; GANTER und RUPPERT, 1990; HAUCK, 1991; KO et al. 1995; JAMES et al. 1999). Wobei THURMON und Mitarbeiter (1988) sowie GANTER und RUPPERT (1990) zunächst einen Anstieg in den ersten 5 Minuten p.i. beobachteten, und diesen initialen Effekt auf den stimulierenden Einfluss des Tiletamins auf das Kreislaufzentrum zurückführen. Dies würde auch in unserem Fall die relativ hohen Werte zu Messbeginn (10 Minuten p.i.) erklären. Die Abnahme der Herzfrequenz ist vermutlich durch die parasymphomimetische Wirkung des Xylazins bedingt (THURMON et al., 1988; JAMES et al. 1999). Ferner führt HAUCK (1991) die Aussagen von HELLYER und Mitarbeiter (1988) an, die den Phencylidinen eine Verringerung der Noradrenalinaufnahme an adrenergen Nervenendigungen zuschreiben. Sie führt zu einer Depression des adrenergen Systems, so dass es durch Überwiegen des Vagustonus zu einem Herzfrequenzabfall kommt.

### 5.5.2 EKG

Im Verlauf der Immobilisation kam es zu einer statistisch signifikanten Verlängerung der PQ- sowie QT-Zeit. P-Dauer und QRS-Komplex blieben unverändert. Gleiche Ergebnisse wurden unter Tiletamin/Zolazepam-Xylazin bzw. Tiletamin/Zolazepam auch an Wildschweinen und anderen Wildtieren beobachtet, ohne klinisch von Bedeutung zu sein (HAUCK, 1991; MAJONIKA, 1997; KARBE, 2000; SCHERER, 2001).

Warzenschweine W 10 und W 05 wiesen Erniedrigungen der R-Amplituden auf, was auf ihren sehr guten Ernährungszustand zurückzuführen ist.

Die gemäß Literatur unter Xylazin häufig auftretenden AV-Blöcke unterschiedlichen Grades (KNIGHT, 1980; PLUMB, 1994; LÖSCHER, 1999; HALL et al., 2001; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003) waren bei keinem der Warzenschweine zu verzeichnen. Lediglich W 05 zeigte 15 Minuten p.i. eine Sinusarrhythmie. Auch GANTER und RUPPERT (1990) berichten von einer kurzzeitigen Sinusarrhythmie bei einem von 12 Hausschweinen, die sie mit Tiletamin/Zolazepam immobilisierten. Sie werteten dies nicht als Zufallsbefund und verweisen auf die Arbeit von CALDERWOOD und Mitarbeitern (1971), die nach der Gabe von Tiletamin bei der Katze ein gehäuftes Auftreten von Herzarrhythmien beobachteten.

Die QT-Dauer entspricht der Zeit der elektrischen Kammersystole, die der mechanischen Systole nahezu gleich ist (WIESNER und RIBBECK, 1991). Eine Verlängerung der QT-Zeit bedeutet eine verzögerte Ventrikelrepolarisierung und zwangsläufig eine Verschiebung des Systolen-Diastolenverhältnisses zugunsten der Systole (TILLEY, 1997). Im Extremfall führt dies zu einer Sauerstoffunterversorgung des Myokards und schließlich zum akuten Herzstillstand. BECKER und BEGLINGER (1974) warnen, vor allem bei gleichzeitiger Tachykardie, vor fatalen Kreislaufkomplikationen. Laut TILLEY (1997) verändern hauptsächlich vegetative, insbesondere sympathische Einflüsse das QT-Intervall.

Unter Tiletamin/Zolazepam-Xylazin konnte zwar eine gewisse Beeinflussung der Herzreizbildung und – erregungsleitung beim Warzenschwein festgestellt werden, jedoch blieben diese ohne klinisch relevante Folgen. Die Verlängerung der PQ- und QT-Zeit sind in unserem Fall eine logische Konsequenz der signifikanten Herzfrequenzabnahme im Verlauf der Immobilisation.

### 5.5.3 Blutdruck

Angaben aus der Literatur über Normwerte der arteriellen Blutdrücke bei Suiden sind sehr unterschiedlich. WALLACH und BOEVER (1983) geben für wilde Schweine einen systolischen arteriellen Blutdruck von durchschnittlich 169 mmHg an. Der physiologische Bereich der Hausschweine liegt zwischen 109 und 164 mmHg für den Systolendruck sowie 77 und 111 mmHg für den Diastolendruck (VON ENGELHARDT et al., 1961; BECKER und BEGLINGER, 1974; HEBESTEDT, 1983; TRIM und GILROY, 1985; ZÖLLNER, 1987). Für wache, gesunde Tiere gibt VON ENGELHARDT (2000) ganz allgemein einen systolischen Normaldruck von 120-140 mmHg, einen mittleren systemischen Normbereich von 95-107 mmHg und einen diastolischen von 80-95 mmHg an. Die während der Immobilisation gemessenen arteriellen Blutdrücke der Warzenschweine verlassen, trotz signifikantem Rückgang, diesen physiologischen Toleranzbereich nicht.

In Untersuchungen an Europäischen Wildschweinen sowie Hausschweinen konnten HAUCK (1991) bzw. GANTER und RUPPERT (1990) ein für das Tiletamin/Zolazepam typischen biphasischen Verlauf des arteriellen Blutdrucks nachweisen. Einem Abfall folgte, aufgrund einer reflektorischen Erhöhung des Sympathikustonus, ein Blutdruckanstieg auf oder über die Ausgangswerte.

Die Kombination der Anästhetikamischung mit Xylazin scheint eine verstärkte kreislaufdepressive Wirkung zu haben, wie Arbeiten von LIN und Mitarbeitern (1991), KARBE (2000) sowie SCHERER (2001) an verschiedenen Tierarten zeigen. Xylazin vermindert Kontraktilität und Durchblutung des Myokards, führt zu einer Dämpfung des Pressorreflexes und besitzt sympatholytische sowie

parasympathomimetische Eigenschaften (LIN et al., 1991, 1993b; DART, 1999; HALL et al., 2001). Gleichwohl dominierte in unserem Fall die niedrige Xylazindosierung den arteriellen Blutdruck, ohne jedoch eine klinisch relevante Kreislaufdepression zu verursachen.

HAUCK (1991) ermittelte bei der Immobilisation Europäischer Wildschweine mit Tiletamin/Zolazepam eine signifikante Erhöhung des Herzminutenvolumens; der beobachtete Abfall von Herzfrequenz und Blutdruck wurde also durch eine effektivere Herztätigkeit, mit Steigerung des Schlagvolumens, kompensiert. Auch in unserem Fall wäre die Untersuchung des Herzzeitvolumens interessant gewesen, war aber aus technischen Gründen unter Feldbedingungen nicht durchführbar. Für die Kompensationsfähigkeit während der Immobilisation sprechen auch der signifikante Anstieg der peripheren Sauerstoffsättigung und des venösen Sauerstoffpartialdruckes sowie die stets blassrosarote Schleimhautfarbe und die kapilläre Rückfüllungszeit unter 2 Sekunden.

## **5.6 Atemparameter**

### **5.6.1 Atemfrequenz**

Uns sind in der Literatur keine Daten über die Atemfrequenz beim Warzenschwein bekannt. Nach eigenen Beobachtungen variiert sie bei ruhenden Tieren zwischen 20-38 Atemzüge/Minute, wobei schwere Tiere eher eine niedrige Frequenz zu haben scheinen.

Die geringgradige, jedoch signifikante ( $p=0,0406$ ), Abnahme der mittleren Atemfrequenz im Immobilisationsverlauf ist vermutlich auf die atemdepressive Wirkung des  $\alpha_2$ -Agonisten zurückzuführen. Tiletamin provoziert erst in hohen Dosen einen Atemfrequenzrückgang (LEES, 1991; McKELVEY und HOLLINGSHEAD, 2003). Überdies ließ sich zu keiner Zeit ein apnoisches oder intermittierendes Atemmuster beobachten. Laut THURMON und Mitarbeitern (1988) wird Xylazin bei Schweinen schneller abgebaut als Tiletamin/Zolazepam, was den Frequenzanstieg auf die Ausgangswerte gegen Ende des Messzeit-

raumes erklären würde. Zudem ist zu berücksichtigen, dass die Tiere mit Beginn der Aufwachphase, d.h. einer Phase zunehmenden Bewusstseins, durch untersuchungsbedingte Manipulationen einem gewissen Stress ausgesetzt waren. Erregungszustände sind auch für die bei einzelnen Warzenschweinen höheren Atemfrequenzen oberhalb des Ruhewertes, zu Beginn und am Ende der Untersuchungen, verantwortlich. Vor allem Tier W 04 zeigte deshalb ein deutlich höheres Frequenzniveau.

Die Änderungen der Atemfrequenzen blieben klinisch unbedeutend. Für eine adäquate Ventilation während der Immobilisation spricht ferner die stets blassrosarote Schleimhautfarbe bei allen Tieren. Kapnometrische Messungen des endexpiratorischen Kohlendioxidgehaltes wären eine sinnvolle Ergänzung zur Beurteilung der Ventilationsleistung gewesen. Um die Warzenschweine intubieren zu können, ist jedoch eine tiefe Anästhesie unerlässlich, die allerdings für den vorgesehenen Zweck des Transportes nicht notwendig war.

### **5.6.2 Periphere Sauerstoffsättigung**

Die Pulsoxymetrie ist derzeit die bedeutendste nicht invasive Methode zur kontinuierlichen Beurteilung der Sauerstoffversorgung im peripheren Gewebe. Mit ihrer Hilfe lassen sich hypoxämische Zustände frühzeitig erkennen, bevor es zu Änderungen der Herzfrequenz, des Blutdrucks oder der Atemfrequenz kommt, und somit eine der häufigsten Ursachen tödlicher Narkosezwischenfälle vermeiden (ALEF und SCHMIDT-OECHTERING, 1993b; ALLEN, 1992b). In der Zoo- und Wildtieranästhesie sollte die Pulsoxymetrie zur Standardüberwachung gehören (ALLEN, 1999).

Unsere Untersuchungen zeigen, dass der Einsatz des Pulsoxymeters gerade unter Feldbedingungen ein einfaches Verfahren darstellt, das konkrete und kontinuierliche Informationen zur peripheren Sauerstoffversorgung der anästhesierten Warzenschweine liefert. Die Sensorplatzierung ist am Zungenrand zu emp-

fehlen. Das Anlegen des Clips an Ohr oder Vulva bzw. Präputium – wie in der Literatur erwähnt - ist beim Warzenschwein aufgrund der starken Pigmentierung dieser Regionen nicht zweckmäßig. Für die Verlässlichkeit der ermittelten Werte spricht, dass die angegebenen Pulsfrequenzen mit denen der Blutdruckmessung und des EKGs übereinstimmten.

Im Verlauf der Immobilisation stieg die periphere Sauerstoffsättigung signifikant von  $88 \pm 6 \%$  auf  $91 \pm 5 \%$  an. Laut FANCONI (1989)<sup>72</sup> besteht eine Hypoxämie, wenn die Werte unter 75-80 % sinken. Die fünf Einzelwerte unterhalb dieser Grenze sind zu vernachlässigen. Maßgeblich ist der Trend der Sauerstoffsättigung und nicht die Fokussierung auf einzelne Werte (ALLEN, 1999). Außerdem ist zu berücksichtigen, dass die Messwerte nicht absolut gesehen werden können, da das Pulsoxymeter auf humanes Oxyhämoglobin abgestimmt ist. Zwar ist das Häm bei allen Säugern gleich, doch die Struktur des Globins und die sich daraus ergebende Sauerstoffbindungskurve sind spezies-spezifisch.

Die Tendenz der peripheren Sauerstoffsättigung spiegelt sich auch in den Blutgasanalysen des venösen Blutes wider. Hier wurden Werte zwischen 81 % und 95 % gemessen.

Während der Immobilisation der Warzenschweine mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin war stets eine ausreichende Versorgung des peripheren Gewebes mit Sauerstoff gewährleistet. Dies entspricht auch den Erfahrungen mit Tiletamin/Zolazepam allein oder in Kombination mit einem  $\alpha_2$ -Agonisten bei anderen wilden Schweinen und Pekaris (ALLEN, 1992a; SIEMON, 1991; SIEMON et al., 1992; JAMES et al., 1999; VODICKA, 2001).

---

<sup>72</sup> zitiert nach SIEMON, 1991

## 5.7 Blutgase und Säuren-Basen-Haushalt

Mit Hilfe der Blutgasanalyse aus venösen Blutproben lässt sich nur bedingt eine Aussage über die pulmonale Ventilation treffen (KRAFT, 1999; MANDSAGER, 2003). Vielmehr dient sie zur Beurteilung des Stoffwechselgeschehens im peripheren Gewebe und dessen Versorgung mit Sauerstoff (SCHÖNE, 2003<sup>73</sup>).

Der relativ hohe  $pO_{2V}$  von  $61,2 \pm 9,8$  mmHg zu Beginn der Immobilisation, der im Verlauf der Immobilisation sogar signifikant auf  $67,3 \pm 4,5$  mmHg anstieg, spricht für eine gute Sauerstoffversorgung der Peripherie. Die von uns ermittelten venösen Sauerstoffpartialdrücke liegen somit deutlich über den von HAUCK (1991) beim Wildschwein unter Tiletamin/Zolazepam gemessenen Werten ( $43,5 \pm 7,9$  mmHg –  $53,7 \pm 5,6$  mmHg).

In der Tendenz verhalten sich die venösen Blutgase und Säure-Basen-Parameter im Verlauf der Immobilisation analog zu den von HAUCK (1991) sowie GANTER und RUPPERT (1990) gemessenen arteriellen Werte beim Wildschwein bzw. Hausschwein unter Tiletamin/Zolazepam. Auch sie beobachteten eine Zunahme des Sauerstoffpartialdruckes verbunden mit einem Rückgang des Kohlendioxidpartialdruckes, einem Anstieg des pH-Wertes und einer Zunahme des aktuellen Bikarbonates, was auf die Entwicklung einer respiratorischen Alkalose hindeutet. Klinisch blieben diese Veränderungen, wie in unserem Fall, jedoch ohne Folgen.

Dennoch sollte der Trend zur respiratorischen Alkalose nicht vernachlässigt werden, vor allem bei der Immobilisation von Warzenschweinen unter tropischen Klimabedingungen. Hohe Umgebungstemperaturen und eine hohe Luftfeuchtigkeit können eine thermoregulatorische Erhöhung von Atemfrequenz und -volumen hervorrufen, die zu einer alkalischen Verschiebung des Säure-Basen-Gleichgewichtes führen kann, so dass die Kompensationsmöglichkeiten des Blutpuffersystems schließlich überschritten werden.

---

<sup>73</sup> Referenz des Autors: GROENDAHL-NIELSEN, 2001; pers. Mitteilung

## 5.8 Körperinnentemperatur

Im Verlauf der Immobilisation wurde ein signifikanter Rückgang der mittleren Körperinnentemperatur um 1,3 °C beobachtet. Die einzelnen Messwerte blieben jedoch innerhalb des physiologischen Temperaturbereichs der Warzenschweine von  $38,8 \pm 3$  °C (KOHM, 1976). Die relativ hohe Temperatur bei Warzenschwein W 04 (39,9 °C - 40,2 °C) ist auf den starken Erregungszustand des Tieres zum Zeitpunkt der Injektion zurückzuführen.

Unter Tiletamin/Zolazepam ermittelte HAUCK (1991) beim Europäischen Wildschwein ebenfalls einen signifikanten Temperaturabfall von 0,9 °C. THURMON und Mitarbeiter (1988) beobachteten beim Hausschwein einen Temperaturrückgang von 1,2 °C bzw. 3,7 °C nach Gabe von Tiletamin/Zolazepam (6 mg/kg KGW) in Kombination mit Xylazin (1,1 mg/kg KGW bzw. 2,2 mg/kg KGW).

Tiletamin und vor allem Xylazin beeinflussen die zentralen noradrenergen Mechanismen im Hypothalamus und führen so zu einer Depression der Thermoregulation (VIRTANEN, 1989; LIN et al., 1993a; PLUMB, 1994; Lin, 1996). Die Wirkung scheint allerdings moderat zu sein, wie weitere Untersuchungen mit Tiletamin/Zolazepam bzw. Tiletamin/Zolazepam-Xylazin an Suiden und Pekaris zeigten. Die Autoren berichten lediglich von Temperaturänderungen im normothermen Bereich (GANTER und RUPPERT, 1990; ALLEN, 1992a; KO et al., 1993; KO et al. 1995; GABOR et al., 1997; JAMES et al., 1999). Die Gefahr einer Hypo- oder auch Hyperthermie besteht dennoch, vor allem bei entsprechenden Witterungseinflüssen (Wind, Regen, niedrige Umgebungstemperatur bzw. direkte Sonneneinstrahlung, Hitze). Zudem ist zu berücksichtigen, dass Warzenschweine ausgesprochen thermolabil sind (siehe 2.1.2).

Bei unseren Untersuchungen wurde stets darauf geachtet, dass sich die immobilisierten Tiere im Schatten befanden. Berücksichtigt man die dort durchschnittlich herrschende Temperatur von  $22,2 \pm 2,6$  °C, so ist die nachgewiesene hypotherme Reaktion als eine Annäherung an die Umgebungstemperatur bei eingeschränkter Thermoregulation zu bewerten.

## 5.9 Schlussbetrachtung

Die bisher in der Literatur beschriebenen guten Erfolge bei der Immobilisation von Warzenschweinen und anderen wilden Suiden mittels Tiletamin/Zolazepam, konnten in unseren Untersuchungen nicht bestätigt werden. Erst in Kombination mit Xylazin lässt sich beim Warzenschwein ein guter Immobilisationsgrad erreichen. Der synergistische Effekt der Anästhetika erfordert zudem nur eine geringe Dosierung der Einzelkomponenten; ein Vorteil, der sich in einer reduzierten Nebenwirkungsrate äußert.

Die intramuskuläre Applikation von 3 mg/kg KGW Tiletamin/Zolazepam plus 0,5 mg/kg KGW Xylazin führt zu einer sicheren und ausreichend langen Immobilisation, die ein gefahrloses sowie stressfreies Handling der Tiere (z. B. Transport, klinische Allgemeinuntersuchung) ermöglicht und kleinere tierärztliche Eingriffe (Blutentnahmen, i.m. Injektionen, Markierung durch Ohrkerben etc.) erlaubt. Die gewonnenen Daten belegen den klinisch unbedeutenden Einfluss der Immobilisation auf Atem-, Kreislauf- sowie Stoffwechselfunktionen. Veränderungen der klinischen Parameter konnten durch endogene Regulationsmechanismen der Warzenschweine kompensiert werden und blieben innerhalb physiologischer Grenzen.

Die nicht schmerzhaft injizierte und die relativ kurze, exzitationsfreie Einleitungsphase tragen unter Feldbedingungen zu geringen Fluchtdistanzen bei, so dass langwierige Suchen nach den immobilisierten Tieren vermieden werden. Die geringen Injektionsvolumina eignen sich insbesondere für die Distanzinjektion. Selbst bei schweren adulten Warzenschweinen (> 100 kg) wurde ein Injektionsvolumen von 5 ml nicht überschritten, was so die Applikation mittels Blasrohr ermöglicht. Dies ist vor allem der guten Wasserlöslichkeit und somit der hohen Konzentrierbarkeit des Tiletamin/Zolazepam zu verdanken. In der Literatur wird eine Löslichkeit von bis zu 33% angegeben. In unserem Fall war höchstens die Herstellung einer 20%igen Lösung erforderlich. Die benötigte Xylazin

Dosis war so gering, dass die handelsübliche und preiswerte 2%ige Lösung verwendet werden konnte.

Weitere Vorteile sind die ruhige Aufwach- und Erholungsphase, die gefahrlose Handhabung der Anästhetika, sowie der relativ günstige Preis für die Immobilisation.

Tiletamin/Zolazepam in Kombination mit Xylazin zeigt in der von uns verwendeten Dosierung lediglich eine geringe analgesierende und muskelrelaxierende Wirkung; eine operationstolerante Anästhesietiefe wird also nicht erreicht. Das sichere Immobilisationsverfahren bietet jedoch eine gute Basis für eine ergänzende Injektions- oder Inhalationsnarkose. Erfahrungen beim Warzenschwein fehlen allerdings bisher.

Einschränkungen ergeben sich durch die relativ lange Erholungsphase, wenn die Warzenschweine zügig wieder in ein Tierkollektiv oder in die freie Wildbahn entlassen werden müssen. Da nur Zolazepam und Xylazin antagonisiert werden können und kein spezifisches Antidot für Tiletamin existiert, muss wenigstens dessen Wirkungsdauer (entspricht Beginn der Aufwachphase) abgewartet werden. In unserem Fall konnten die Tiere stets bis zum Erreichen des Wachzustandes separiert werden. Angesichts des ruhigen Verlaufs der Aufwach- und Erholungsphase sowie des klinisch vertretbaren Einflusses auf die Vitalfunktionen während der Immobilisation war eine Antagonisierung nicht notwendig.

Die limitierte Haltbarkeit der fertigen Tiletamin/Zolazepam-Lösung, die laut Hersteller 24 Tage bei einer Lagerung von 4°C beträgt, lässt einen großen zeitlichen Spielraum zu. Tiletamin/Zolazepam ist in Deutschland derzeit nur über eine Internationale Apotheke erhältlich.

Die Anästhetikakombination Tiletamin/Zolazepam-Xylazin kann für eine sichere, art- und tierschutzgerechte Distanzimmobilisation beim Warzenschwein empfohlen werden.

## 6 Zusammenfassung

Für das Warzenschwein (*Phacochoerus africanus*) wurde ein modernes, tierart- und tierschutzgerechtes Immobilisationsverfahren erarbeitet. Erstmals werden bei dieser Tierart statistisch gesicherte Daten eines nahezu vollständigen Anästhesiemonitoring vorgestellt. Messwerte über Hämodynamik, Atemfunktionen und Säure-Base-Status des Warzenschweins werden in der vorliegenden Arbeit zum Teil erstmalig erhoben.

Nach einer ausführlichen Literaturrecherche und den Ergebnissen der Vorversuche werden Erfahrungen über die klinische Eignung und Praktikabilität der Anästhetikakombination Tiletamin/Zolazepam plus Xylazin für die Immobilisation von Warzenschweinen unter Feldbedingungen vorgestellt.

Die Untersuchungen wurden an insgesamt 12 Warzenschweinen (9 weibliche, 3 männliche Tiere) im Rahmen eines Umsiedlungsprojektes in Kenia durchgeführt. Das Alter der Probanden reichte von 6 Monaten bis etwa 6 Jahren. Das durchschnittliche Körpergewicht betrug  $69,8 \text{ kg} \pm 22,3 \text{ kg}$ , mit einem Minimalgewicht von  $33,0 \text{ kg}$  und einem Maximalgewicht von  $101,1 \text{ kg}$ .

Die Warzenschweine wurden – nach Schätzung ihrer Körpergewichte – mit  $3,0 \text{ mg/kg KGW}$  Tiletamin/Zolazepam plus  $0,5 \text{ mg/kg KGW}$  Xylazin i.m. mittels Blasrohr immobilisiert. Nach Korrektur des Schätzfehlers lag die absolute Dosierung bei  $3,0 \pm 0,2 \text{ mg/kg KGW}$  Tiletamin/Zolazepam und  $0,50 \pm 0,12 \text{ mg/kg KGW}$  Xylazin.

Die Anästhesiestadien wurden dokumentiert. In 5-Minuten Intervallen erfolgte die Überprüfung von Reflexerregbarkeit, Schmerzempfinden, Muskeltonus, Schleimhautfarbe, kapilläre Rückfüllungszeit, Herzfrequenz, Atemfrequenz, peripherer Sauerstoffsättigung (Pulsoxymetrie) und Körperinnentemperatur (10 bis 75 Minuten nach Injektion). Elektrokardiogramm und Blutdruck wurden alle 10 Minuten aufgezeichnet (10/15 bis 70/75 Minuten p.i.). Venöse Blutgasanalysen und Säure-Basen-Status wurden alle 20 Minuten erfasst (10/15 bis 50/55 Minuten nach Injektion).

Die mittlere Einleitungsphase dauerte  $05:20 \pm 02:08$  [min:sec], die mittlere Toleranzphase  $57:29 \pm 14:16$  [min:sec] und die mittlere Aufwach- und Erholungsphase  $1:36:13 \pm 0:31:13$  [h:min:sec]. Die Toleranzphase zeichnete sich, trotz erhaltener bzw. nur mittel- bis geringgradig abgeschwächter Reflexaktivität sowie fast vollständig erhaltenem Muskeltonus, durch eine gute Immobilisation aus. Kleinere veterinärmedizinische Maßnahmen, wie Blutentnahme oder i.m. Injektion, konnten ohne Abwehrreaktionen durchgeführt werden.

Die Erregbarkeit des Pupillar- ( $p < 0,0001$ ), Ohr- ( $p < 0,0001$ ) sowie Analreflexes ( $p = 0,0002$ ), der Muskeltonus ( $p < 0,0001$ ), die PQ-Zeit ( $p = 0,0038$ ), die QT-Zeit ( $p < 0,0001$ ), die periphere Sauerstoffsättigung ( $p < 0,0001$ ), der venöse Sauerstoffpartialdruck ( $p = 0,0127$ ), der venöse Basenüberschuss ( $p = 0,0287$ ), der venöse pH-Wert ( $p < 0,0001$ ), das venöse Bikarbonat ( $p = 0,357$ ) und das venöse Gesamtkohlendioxid ( $p = 0,0164$ ) stiegen im Verlauf der Immobilisation signifikant an. Herzfrequenz ( $p < 0,0001$ ), mittlerer ( $p < 0,0001$ ) sowie systolischer ( $p = 0,0056$ ) und diastolischer ( $p < 0,0001$ ) arterieller Blutdruck, Atemfrequenz ( $p = 0,0406$ ), venöser Kohlendioxidpartialdruck ( $p = 0,0048$ ) und Körperinnentemperatur ( $p < 0,0001$ ) erfuhren im Verlauf der Immobilisation einen signifikanten Abfall. Alle übrigen Parameter zeigten unter dem Einfluss der Immobilisation keine oder statistisch nicht signifikante Veränderungen.

Die Untersuchungsergebnisse belegen, dass Tiletamin/Zolazepam in Kombination mit Xylazin zwar Veränderungen der Atem-, Kreislauf- und Stoffwechsellparameter verursacht, die jedoch im Allgemeinen den physiologischen Bereich nicht verlassen und zudem durch endogene Regulationsmechanismen kompensiert werden und bei gesunden Warzenschweinen ohne klinisch relevante Folgen bleiben.

Die Anästhetikakombination Tiletamin/Zolazepam-Xylazin führt bei gesunden Warzenschweinen, in der genannten Dosierung, zu einer sicheren und effektiven Immobilisation, die sich zur Durchführung von Managementmaßnahmen und kleineren veterinärmedizinischen Eingriffen eignet und dank kleiner Injektionsvolumina und gefahrloser Handhabung für die Distanzimmobilisation unter Feldbedingungen besonders praktikabel ist.

## 7 Summary

This thesis presents new research into immobilizing warthogs (*Phacochoerus africanus*) in a modern, safe, suitable and non-cruel way. For the first time statistically relevant data for complete anesthesia monitoring of this species is presented. It includes data for hemo-dynamics, respiratory function and acid-base status.

The drug combination Tiletamin/Zolazepam plus Xylazin was investigated for warthog immobilization. Based on an extensive literature review, initial experiments and the author's experimental experience, the results proved the drug combination suitable and practicable under field conditions.

Investigations were carried out in Kenya on 12 warthogs (9 female, 3 male) which were captured for translocation, held for research purposes, and subsequently released into the Nairobi National Park. The subjects varied in age between 6 months and 6 years. Their average bodyweight was  $69,8 \text{ kg} \pm 22,3 \text{ kg}$  with the lowest weight  $33,0 \text{ kg}$  and the highest  $101,1 \text{ kg}$ .

At initial capture their bodyweights were estimated. They were immobilized by blowpipe dart, applying for the estimated body weight  $3,0 \text{ mg/kg}$  Tiletamin/Zolazepam plus  $0,5 \text{ mg/kg}$  Xylazin. Once immobilized the subjects were weighed, which allowed the doses that had to be given for subsequent anesthetics to be within the range of  $3,0 \pm 0,2 \text{ mg/kg}$  Tiletamin/Zolazepam and  $0,5 \pm 0,12 \text{ mg/kg}$  Xylazin.

The anesthetic stages are documented. The following checks were carried out at 5 minute intervals: reflex response, pain sensation, muscle tone, mucous membrane colour, capillary refill time, heart rate, respiratory rate, peripheral

oxygen saturation (pulse oxymetry) and body temperature (10 to 75 minutes after injection). Electrocardiogram and blood pressure were recorded in 10 minute intervals (10/15 to 70/75 minutes post injection). Venous blood gas analysis and acid-base-state were documented every 20 minutes (10/15 to 50/55 minutes post injection).

Mean induction phase lasted 05:20 ± 02:08 [min:sec]; mean tolerance phase 57:29 ± 14:16 [min:sec] and mean recovery phase 1:36:13 ± 0:31:13 [h:min:sec]. Although reflex activity was reduced only moderately and muscle tone retained almost entirely during the tolerance phase, the actual immobilization was good. Minor veterinary procedures such as blood collection or i.m. injections produced no response.

A significant increase was noted for pupil- ( $p < 0,0001$ ), ear- ( $p < 0,0001$ ) and anal reflexes ( $p = 0,0002$ ), muscle tone ( $p < 0,0001$ ), PQ-time ( $p = 0,0038$ ), QT-time ( $p < 0,0001$ ), peripheral oxygen saturation ( $p < 0,0001$ ), venous oxygen partial pressure ( $p = 0,0127$ ), venous base excess ( $p = 0,0287$ ), venous ph-value ( $p < 0,0001$ ), venous bicarbonate ( $p = 0,357$ ) and venous total carbon dioxide ( $p = 0,0164$ ). A significant decrease occurred during immobilization for the following parameters: heart rate ( $p < 0,0001$ ), mean ( $p < 0,0001$ ), systolic ( $p = 0,0056$ ) and diastolic ( $p < 0,0001$ ) arterial blood pressure, respiratory rate ( $p = 0,0406$ ), venous carbon dioxide partial pressure ( $p = 0,0048$ ) and body temperature ( $p < 0,0001$ ). All other parameters remained constant or their changes were statistically insignificant.

These results document respiratory, circulatory and metabolic changes during Tiletamin/Zolazepam plus Xylazin anesthesia which remain within physiological limits, and in addition trigger off endogenous mechanisms to regulate and compensate these minor changes. Thus for healthy warthogs this anesthesia causes no clinical disadvantages.

---

The anesthesia combination of Tiletamin/Zolazepam plus Xylazin in the above dosage leads to a safe and effective immobilization for healthy warthogs, allows manipulation and minor veterinary procedures, is safe under field conditions and, because of the small volume required, it is very practical for injection from a distance.

## 8 Literaturverzeichnis

- ALEF, M.; SCHMIDT-OECHTERING, G. U. (1993a)  
Klinische Erfahrungen mit Flunitrazepam beim Pferd.  
In: SCHMIDT-OECHTERING, G. U.; ALEF, M. (Hrsg.): Neue Aspekte  
der Veterinärnästhesie und Intensivtherapie.  
Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, 273-281
- ALEF, M.; SCHMIDT-OECHTERING, G. U. (1993b)  
Patientenüberwachung beim Kleintier.  
In: SCHMIDT-OECHTERING, G. U.; ALEF, M. (Hrsg.): Neue Aspekte  
der Veterinärnästhesie und Intensivtherapie.  
Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, 114-126
- ALFORD, B. T.; BURKHART, R. L.; JOHNSON, W. P. (1974)  
Etorphine and Diprenorphine as Immobilizing and Reversing Agents in  
Captive and Free-Ranging Mammals.  
Journal of the American Veterinary Medicine Association 164 (7), 702-  
705
- ALLEN, J. L. (1992a)  
Immobilization of giant Chacoan peccaries (*Catagonus wagneri*) with tile-  
tamine hydrochloride/zolazepam hydrochloride combination.  
Journal of Wildlife Diseases 28, 499-501
- ALLEN, J. L. (1992b)  
Pulse oximetry: everyday uses in zoological practice.  
Veterinary Record 130, 354-355

ALLEN, J. L. (1999)

Use of Pulse Oximetry in Monitoring Anesthesia.

In: FOWLER, M. E.; MILLER, R. E. (Hersg.): Zoo & Wild Animal  
Medicine. Current Therapy 4.

W. B. Saunders Company, Philadelphia, London, 2-3

ANONYMUS (1974)

Veterinary Laboratory Annual Report.

North of England Zoological Society Zoological Gardens,  
Upton-By-Chester

BABER, D. W.; COBLENTZ, B. E. (1982)

Immobilization of Feral Pigs with a Combination of Ketamine and  
Xylazine.

Journal of Wildlife Management 46 (2), 557-559

BAUKEMA, J.; OVERHOLM, R. A.; GLAZKO, A. J. (1973)

Metabolism of Flupyrzopon (CI-716) in laboratory animals.

Paper presented to American Society of Pharmacology & Experimental  
Therapeutics

zitiert nach LIN et al. (1993a)

BAUKEMA, J.; OVERHOLM, R. A.; GLAZKO, A. J. (1975)

The Comperativ Metabolism of Zolazepam in Rat, Dog and Monkey.

Research Communications in Chemical Pathology and Pharmacology  
10, 227-238

zitiert nach BLUME (1991)

BAYER VITAL GmbH (2000)

Rompun®.

Produktinformation

BECK, C. C. (1971)

Chemical Restraint of Exotic Species.

Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians,

Annual Conversation, Honolulu/Hawaii  
zitiert nach HARTHOORN (1976)

BECK, C. C. (1972)

Chemical Restraint of Exotic Species.  
Journal of Zoo Animal Medicine 3 (3), 3-66

BECK, C. C. (1976)

Vetalar<sup>®</sup> (ketamine hydrochloride) A Unique Cataleptoid Anesthetic  
Agent for Multispecies Usage.  
Journal of Zoo Animal Medicine 7 (3), 11-38

BECKER, M.; BEGLINGER, R. (1974)

Die vergleichende Betrachtung der Vitalfunktionen nach Neuroleptika-  
und Narkosemittelapplikation beim Schwein.  
Berliner und Münchner Tierärztliche Wochenschrift 87 (9), 165-170

BEHNER, O.; HENNECKA, H.; HOFFMEISTER, F.; KREISKOTT, H.;

MEISTER, W.; SCHUBERT, H. W.; WIRTH, W. (1962)

Deutsche Patentanmeldung der Farbenfabriken Bayer AG vom  
05.07.1962, Nr. 1174375.

zitiert nach SAGNER et al., 1968

BENESCH, F. (1961)

Über einen parlabialen Gewebeprolaps bei einem Warzenschwein.  
Wiener Tierärztliche Monatsschrift 48 (3), 131-137

BICKARDT, K. (1997)

Erkrankungen des Herz-Kreislauf-Systems.

In: PLONAIT, H.; BICKARDT, K. (Hrsg.): Lehrbuch der Schweinekrank-  
heiten.

2. Aufl., Parey Buchverlag, Berlin, 151-168

BLUME, E. (1991)

Untersuchungen zum Einfluß der Benzodiazepinantagonisten Sarmatenil  
und/oder des Atemanaleptikum Doxapram auf die Tiletamin-Zolazepam-  
Anästhesie bei der Ratte.

Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilian-Universität  
München

BOEVER, W. J. (1978)

Artiodactyla.

In: FOWLER, M. E. (Hrsg.): Zoo & Wild Animal Medicine.

W. B. Saunders Company, Philadelphia, London, Toronto, 771-815

BOEVER, W. J. (1986)

Restraint, handling, and anesthesia.

In: FOWLER, M. E. (Hrsg.): Zoo & Wild Animal Medicine. 2nd ed.

W.B. Saunders Company; Philadelphia, 942-952

zitiert nach NIELSEN (1999)

BOEVER, W. J.; HOLDEN, J.; KANE, K. K. (1977)

Use of Telazol<sup>®</sup> (CI-744) for chemical restraint and anesthesia in wild and  
exotic carnivores.

Veterinary Medicine 72 (2), 1722-1725

BONATH, K. H.; HAUCK, P.; AMELANG, D. (1992)

Die Tiletamin-Zolazepam-Immobilisation beim Wildschwein  
(*Sus Scrofa S.*) und ihre Bedeutung beim Gatterwild.

Verhandlungsbericht des 34. Internationalen Symposiums über die  
Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere; Santander/Spanien, 179-184

BOOKHOUT, T. A. (1994)

Research and Management Techniques for Wildlife and Habitats.

The Wildlife Society, Bethesda, Maryland

BRÜGGEMANN, J.; HATLAPA, H.-H. (1973)

Über die Immobilisation und Narkose bei Wildtieren.

Tierärztliche Umschau 28 (5), 211-218

BURROUGHS, R. E. J. (1993)

Chemical capture of the warthog *Phacochoerus aethiopicus*.

In: MCKENZIE, A. A. (Hrsg.): The Capture and Care Manual.

The South African Veterinary Foundation, Pretoria, 621-623

- BUSH, M. (1992)  
Remote drug delivery systems.  
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 23 (2), 159-180
- CALDERWOOD, H. W.; KILDE A. M.; COHN, B. B.; SOMA L. R. (1971)  
Cardiorespiratory Effects of Tiletamine in Cats.  
American Journal of Veterinary Research 32 (10), 1511-1515
- CALLE, P. P.; MORRIS, P. J. (1999)  
Anesthesia for Nondomestic Suids.  
In: FOWLER, M. E.; MILLER, R. E. (Hersg.): Zoo & Wild Animal  
Medicine. Current Therapy 4.  
W. B. Saunders Company, Philadelphia, London, 639-646
- CORBET, G. B.; HILL, J. E. (1991)  
A World List of Mammalian Species.  
3. Aufl. Oxford University Press, New York
- CRANDALL, L. S. (1964)  
Management of Wild Mammals in Captivity.  
The University of Chicago Press, Chicago, London
- CUMMING, D. H. M. (1975)  
A Field Study of the Ecology and Behaviour of Warthog.  
The Trustees of the National Museums and Monuments of Rhodesia,  
Salisbury
- D'HUART, J. P. (2000)  
The Desert Warthog, a new Pig re-discovered in the Horn of Africa.  
International Conference in Addis Ababa, Ethiopia: A Biodiversity  
Challenge.  
<http://www.gondar.co.uk/ethiopia/abstracts.html>
- DART, C. M. (1999)  
Advantages and disadvantages of using alpha-2 agonists in veterinary  
practice.  
The Australian Veterinary Journal 77 (11), 720-721

DE VOS, V. (1978)

Immobilisation of free-ranging wild animals using a new drug.

The Veterinary Record 7, 64

DeWALD, H. A.; LOBBESTAEL, S.; BUTLER, E. (1977)

Pyrazolodiazepines. 2,4-Aryl-1,3-dialkyl-6,8-dihydropyrazolo(3,4-e)  
(1,4)diazepin-7(1H)-ones as Antianxiety and Anticonvulsant Agents.

Journal of Medicinal Chemistry 20,1562-1569

zitiert nach Blume (1991)

DITTUS, T. (1983)

Untersuchungen beim Wildschwein: Klinische und parasitologische Untersuchungen; Sedation und Narkose; anatomische, pathologisch-anatomische und histologische Untersuchungen.

Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

DYSON, R. F. (1965)

Experience with Succinylcholine Chloride in Zoo Animals.

The International Zoo Yearbook 5, 205-206

EBEDES, H.; DU TOIT, J.; VAN ROOYEN, N. (1990)

Game Capture.

In: BOTHMA, J. (Hrsg.): Game Ranch Management.

J. L. van Schaik, Pretoria

ERHARDT, W.; LENDL, C.; HIPPEL, R.; SCHINDELE, M.; BLÜMEL, G. (1989)

Die Pulsoxymetrie - ein nicht invasives Verfahren zur unmittelbaren und kontinuierlichen Überwachung von Sauerstoffsättigung und Pulsfrequenz - Vergleichstudien zur Blutgasanalyse und zum Hämoreflektometer an Hund, Schwein und Schaf.

Berliner und Münchner Tierärztliche Wochenschrift 102 (9), 289-292

ERHARDT, W.; HENKE, J.; KROKER, R. (2004)

Pharmaka im Rahmen der Anästhesie und der perioperativen Schmerzlinderung.

In: ERHARDT, W.; HENKE, J.; HABERSTROH, J. (Hrsg.): Anästhesie &

Analgesie beim Klein- und Heimtier sowie bei Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen.

Schattauer, Stuttgart, New York, 15-138

ERHARDT, W. (2004)

Anästhesieregime.

In: ERHARDT, W.; HENKE, J.; HABERSTROH, J. (Hrsg.): Anästhesie & Analgesie beim Klein- und Heimtier sowie bei Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen.

Schattauer, Stuttgart, New York, 318-328

ESPIE, I. (1993)

Transportation of the Warthog *Phacochoerus aethiopicus*.

In: MCKENZIE, A. A. (Hrsg.): The Capture and Care Manual.  
The South African Veterinary Foundation, Pretoria, 623-624

EULENBERGER, K.; PUSCHMANN, W. (1976)

Erfahrungen bei der Sedierung, Immobilisation und Anästhesie von Tieren des Leipziger Zoologischen Gartens.

Verhandlungsbericht des 18. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere, Innsbruck, 279-285

FANCONI, S. (1989)

Pulse oximetry for hypoxemia: a warning to users and manufacturers.  
Intensive Care Medicine 15, 540-542  
zitiert nach SIEMON, 1991

FAUSTMANN, D. (1965)

Die Verwendbarkeit von Sernyl bei Haustieren.

Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilian-Universität München

FESSL, L (1971)

Zur Sedation und Immobilisation von Wildtieren.

Wiener Tierärztliche Monatsschrift 58 (4), 179-185

FESSL, L. (1972)

Zur medikamentösen Immobilisation von Wildtieren.

Zeitschrift Jagdwissenschaften 18, 15-23

FOWLER, M. E. (1978)

Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals.

Iowa State University Press, Ames

zitiert nach NIELSEN (1996)

FOWLER, M. E. (1993)

Wild Swine and Peccaries.

In: FOWLER M. E. (Hrsg.): Zoo & Wild Animal Medicine: Current Therapy

3. W.B. Saunders Company; Philadelphia, London, Toronto, Montreal,

Sydney, Tokyo, 513-522

FRÄDRICH, H. (1965)

Zur Biologie und Ethologie des Warzenschweines (*Phacochoerus aethiopicus* Pallas), unter Berücksichtigung des Verhaltens anderer Suiden.

Zeitschrift für Tierpsychologie, Band 22, 328-393

FRÄDRICH, H. (1968)

Schweine und Pekaris.

In: Grzimek, B. (Hrsg.): Grzimeks Tierleben 13, Säugetiere Band 4.

Kindler Verlag, Zürich, 101-109

FREY, H.-H.; SCHULZ, R.; WERNER, E. (1996)

Pharmakologie des Zentralen Nervensystems (ZNS).

In: FREY, H.-H.; LÖSCHER, W. (Hrsg.): Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin.

Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, 139-203

FRITSCH, R. (1976)

Injektionswaffen und andere Injektionssysteme.

In: KLÖS, H.-G.; LANG, E. M. (Hrsg.): Zootierkrankheiten.

Paul Parey Verlag, Berlin, Hamburg, 27-33

FRITSCH, R. (1991)

Allgemeine pharmakologische und klinische Grundlagen der Immobilisation.

In: KLÖS, H.-G. (Hrsg.): Immobilisation von Zoo-, Gatter- und Wildtieren. Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft, Fachgruppe „Zootierkrankheiten“, Gießen, 13-26

GABOR, T. M.; HELLGREN, E. C.; SILVY, N. J. (1997)

Immobilization of Collared Peccaris (*Tayassu tajacu*) and Feral Hogs (*Sus scrofa*) with Telazol<sup>®</sup> and Xylazine.

Journal of Wildlife Diseases 33 (1), 161-164

GALLAGHER, J. F.; LOCHMILLER, R. L.; GRANT, W. E. (1985)

Immobilisation of collared peccaries with ketamine HCl.

Journal of Wildlife Management 49(2), 356-357

GANTER, M.; RUPPERT K. (1990)

Über die Wirkung des Anästhetikum Tilest beim Schwein.

Deutsche Tierärztliche Wochenschrift 97 (9), 337-376

GAUCKLER, A. (1998)

Epulis beim Babirusa.

18. Arbeitstagung der Zootierärzte im deutschsprachigen Raum, Amsterdam

zitiert nach HUBER et al. (1999)

GIACOMETTI, M. (1994)

Projektoren, Injektionssysteme und Medikamente bei der medikamentellen Immobilisation von ausgewählten Schalenwildarten: eine Übersicht.

Wiener Tierärztliche Monatsschrift 81, Verlag Ostag Wien, 141-144

GIACOMETTI, M. (1998)

Chemische Immobilisation von Zuchtschalenwild.

Vortrag anlässlich der Schweizerischen Tierärztetage in Interlaken,

Tagungsband, 156-158

GÖLTENBOTH, R. (1988)

Zum aktuellen Stand der Immobilisation der Zootiere.

Berliner und Münchner Tierärztliche Wochenschrift 101, 252

GÖLTENBOTH, R. (1991)

Die Immobilisation einheimischer Wildtiere.

In: KLÖS, H.-G. (Hrsg.): Immobilisation von Zoo-, Gatter- und Wildtieren.

Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft, Fachgruppe „Zootierkrankheiten“, Gießen, 44-50

GÖLTENBOTH, R.; KLÖS, H.-G. (1982)

Die Immobilisation und Narkose von Zootieren im Zoo Berlin.

Verhandlungsbericht des 24. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere, Veszprem, 125-128

GÖLTENBOTH, R.; KLÖS, H.-G. (1990)

Zur Immobilisation der Zoo- und Wildtiere.

Verhandlungsbericht des 32. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere, Eskilstuna, 307-314

GRÄßER, F. (1988)

Antagonisation von Xylazinwirkungen durch Tolazolin beim Hund unter besonderer Berücksichtigung klinischer Aspekte.

Dissertation, Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Giessen

GRAY, C. W.; BUSH, M.; BECK, C. C. (1974)

Clinical Experience using CI-744 in Chemical Restraint and Anesthesia of Exotic Specimens.

Journal of Zoo Animal Medicine 5 (4), 12-21

GREEN, C. J. (1982)

Animal Anaesthesia.

2. Aufl. Laboratory Animals Ltd., London

- GREENE, S. A.; THURMON, J. C. (1988)  
Xyazine – a review of its pharmacology and use in veterinary medicine.  
Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics 11, 295-313
- GROSS, M. E.; BOOTH, N. H. (1995)  
Tranquilizers.  
In: ADAMS, H. R. (Hrsg.): Veterinary Pharmacology and Therapeutics.  
7. Aufl. Iowa State University Press, Ames
- GROVES, C. P.; GRUBB, P. (1993)  
The Suborder Suiformes.  
In: OLIVER, W. L. R. (Hrsg.): Pigs, Peccaris, and Hippos: Status Survey  
and Conservation Action Plan. IUCN/SSC Pigs and Peccaris Specialist  
Group & IUCN/SSC Hippo Specialist Group.  
<http://www.iucn.org/themes/ssc/sgs/pphsg/APchap1.htm>
- GRUBB, P. (1993a)  
Order Artiodactyla.  
In: WILSON, D. E.; REEDER, D. M. (Hrsg.): Mammal Species of the  
World.  
2. Aufl. Smithsonian Institution Press, Washington, London
- GRUBB, P. (1993b)  
The Afrotropical Suids: *Potamochoerus*, *Hylochoerus* and *Phacochoerus*.  
Taxonomy and Description.  
In: OLIVER, W. L. R. (Hrsg.): Pigs, Peccaris, and Hippos: Status Survey  
and Conservation Action Plan. IUCN/SSC Pigs and Peccaris Specialist  
Group & IUCN/SSC Hippo Specialist Group.  
<http://www.iucn.org/themes/ssc/sgs/pphsg/APchap4-1.htm>
- GÜRTLER, H. (1987)  
Mittelwerte und Streuungsbereiche diagnostisch nutzbarer Parameter.  
In: NEUNDORF; SEIDEL (Hrsg.): Schweinekrankheiten.  
Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, 14-19

- GUTZWILLER, A.; VÖLLM, J.; HAMZA, B. (1984)  
Einsatz des Benzodiazepins Clomazepam bei Zoo- und Wildtieren.  
Kleintierpraxis 29, 319-332
- HAFNER, S. K. (1988)  
Zur Antagonisierung der Xylazin/Ketamin-Anästhesie „Hellabrunner –  
Mischung“ mit Tolazolin, Yohimbin und der Kombination 4-Aminopyridin.  
Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität  
München
- HAIGH, J. C. (1990)  
Opioids in zoological medicine.  
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 21 (4), 391-413
- HAIGH, J. C.; STIRLING, I.; BROUGHTON, E. (1985)  
Immobilisation of polar bears (*Ursus martimus phipps*) with a mixture of  
Tiletamine hydrochloride and Zolazepam hydrochloride.  
Journal of Wildlife Diseases 21 (1), 43-47
- HALL, L. W.; CLARKE, K. W.; TRIM, C. M. (2001)  
Veterinary Anaesthesia.  
10. Aufl. W. B. Saunders, London, Edinburgh
- HAMMER, S. (1999)  
Medetomidin/Ketamin-Anästhesie beim Lama (*Lama glama*) - Auswir-  
kung auf Anästhesiequalität, Hämodynamik, Atem- und Stoffwechsel-  
funktion.  
Dissertation, Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität  
Giessen
- HAPKE, H.-J. (1976)  
Narkose ohne Narkotika.  
Deutsche Tierärztliche Wochenschrift 83 (5), 204-207
- HARTHOORN, A. M. (1975a)  
Review of Wildlife Capture Drugs in Common Use.  
In: YOUNG, E. (Hrsg.): The Capture and Care of Wild Animals.  
Human & Rousseau, Pretoria, 14-34

- HARTHOORN, A. M. (1975b)  
The Drug Immobilisation of Large Wild Herbivores other than the Antelopes.  
In: YOUNG, E. (Hrsg.): The Capture and Care of Wild Animals.  
Human & Rousseau, Pretoria, 51-61
- HARTHOORN, A. M. (1976)  
The Chemical Capture of Animals.  
Bailliere Tindall, London
- HATCH, R. C.; CLARK, J.; JERNIGAN, A. D.; TRACY, C. H. (1988)  
Searching for a safe, effective antagonist to Telazol overdose.  
Veterinary Medicine (1), 112-117
- HATLAPA, H.-H. M.; WIESNER, H. (1982)  
Die Praxis der Wildtierimmobilisation.  
Verlag Paul Parey, Hamburg, Berlin
- HAUCK, P. (1991)  
Einfluß der Tiletamin/Zolazepam-Immobilisation auf Hymodynamik, Atemfunktionen und hämatologische Parameter beim Wildschwein (Sus scrofa scrofa).  
Dissertation, Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Giessen
- HEBESTEDT, M. (1983)  
Die Anästhesie beim Schwein unter Azaperon und Etomidate.  
Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilian-Universität München
- HECTOR, J.; WIESNER, H. (1996)  
Recent studies on ballistics of remote injection systems.  
European Association of Zoo- and Wildlife Veterinarians, Rostock
- HEINEMANN, E. (1983)  
Medikamentelle Immobilisation bei nicht domestizierten Rindern (Bovinae) und Schweinen (Suoidea).  
Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Freien Universität Berlin

- HEISE, A.; KRONEBERG, G. (1970)  
Periphere und zentrale Kreislaufwirkung des  $\alpha$ -Sympathomimeticums  
2-(2,6-Xylidino)-5,6-dihydro-4H-thiazin-hydrochlorid (Bay 1470).  
Naunyn-Schmiedebergs Archiv für Pharmakologie 266, 350-351
- HELLGREN, E. C.; LOCHMILLER, R. L.; AMOSS, M. S.; GRANT, W. E. (1985)  
Endocrine and metabolic response of the collared peccary (*Tayassu ta-  
jacu*) to immobilization with ketamine hydrochloride.  
Journal of Wildlife Diseases 21 (4), 417-425
- HELLYER, P.; MUIR, W. W.; HUBBEL, J. A. E.; SALLY, J. (1988)  
Cardiorespiratory effects of the intravenous administration of tiletamin-  
zolazepam in cats.  
Veterinary Surgery 17, 105-110  
zitiert nach HAUCK (1991)
- HENRY, V. G.; MATSCHKE, G. H. (1972)  
Immobilizing european wild hogs with Sernylan®.  
Journal of Tennessee Academy Science 47, 81-84
- HIME, J. M.; JONES, D. M. (1970)  
The Use of Xylazine in Captive Wild Animals.  
Verhandlungsbericht des 12. Internationalen Symposiums über die  
Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere, Budapest, 143-146
- HOFFMEISTER, F. (1968)  
On the possible relations between postganglionic adrenergic and cho-  
linergic neurone blockade demonstrable in the peripheral autonomous  
nervous system and central analgesia (the analgetic activity of  
Bay Va 1470 and its relation to Morphine analgesia).  
In: SOULAIRAC, A.; CHARPENTIER, J.; CAHN, J. (Hrsg.): Pain.  
Academic Press, London, New York, 281-295  
zitiert nach SAGNER et al. (1968)
- HUBER, C.; KAANDROP, J.; VERCAMMEN, P. (1999)  
Verschiedene Anästhesien bei Warzenschweinen (*Phacochoerus  
africanus*).

19. Arbeitstagung der Zootierärzte im deutschsprachigen Raum,  
Nürnberg

HUGUES, F.; LECLERC-CASSAN, M.; MARC, J. P. (1986)

Anesthésie des animaux non domestiques. Essai d'un nouvel  
anesthésique: l'association Tiletamin-Zolazepam.  
Recueil de Médecine Vétérinaire 162 (3), 427-431

JAKSCH, W. (1982)

Pharmakologie der zur Immobilisation von Wildtieren verwendeten Wirk-  
stoffe.  
Wiener Tierärztliche Monatsschrift 4, 102-111

JAMES, S. B.; COOK, R. A.; RAPHAEL, B. L.; SETTER, M. D.; KALK, P.;  
MACLAUGHLIN, K.; CALLE, P. P. (1999)

Immobilisation of Babirusa (*Babyrussa Babyrussa*) with Xylazine and  
Tiletamine/Zolazepam and Reversal with Yohimbine and Flumazenil.  
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 30 (4), 521-525

JESSUP, D. A. et al. (1990)

Wildlife Restraint Series.  
International Wildlife Veterinary Services, Salinas/California  
zitiert nach NIELSEN (1996)

JONES, D. M. (1978)

A short analysis of 2000 ungulate immobilisation involving 71 species  
mainly from the collection of the Zoological Society of London.  
Verhandlungsbericht des 20. Internationalen Symposiums über die  
Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere, Dvůr Králové, 173-178

JUWELL, P. A.; KEEN, P.; TONG, E. H. (1965)

The use of the muscle relaxant suxethonium to immobilize captive  
animals with the projectile-syringe rifle.  
Journal of Zoology 146, 263-271

KARBE, E. F. (2000)

Tiletamin/Zolazepam-Xylazin („Giessener Mischung“) zur Anästhesie des  
Damwildes (*Cervus dama* d.) – Einfluß auf Hämodynamik, Atemfunktio-

nen und Plasmakortisol.

Dissertation, Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität  
Giessen

KING, J. M.; BERTRAM, B. C. R.; HAMILTON, P. H. (1977)

Tiletamine and Zolazepam for Immobilization of Wild Lions and  
Leopards.

Journal of American Veterinary Medicine Association 171 (9), 894-898

KINGDON, J. K. (1979)

East African Mammals. An Atlas of Evolution in Africa. Vol. III B.  
Academic Press, London, New York, San Francisco

KLAUBER, A.; ONDERSCHEKA, K. (1982)

Probleme und Erfahrungen bei der Immobilisation von Reh- und  
Schwarzwild in freier Wildbahn.

Wiener Tierärztliche Monatsschrift 4, 118-122

KLAUBER, A.; SOMMER, F. (1982)

Ballistische Untersuchungen an Narkosewaffen.

Wiener Tierärztliche Monatsschrift 4, 130-133

KLEIN, L. V.; KLIDE, A. M. (1989)

Central  $\alpha_2$  Adrenergic and Benzodiazepine Agonists and their  
Antagonists.

Journal of Zoo and Wildlife Medicine 20 (2), 138-153

KLÖPPEL, G. (1969)

Zur Immobilisation von Zoo- und Wildtieren.

Kleintierpraxis 14 (7), 203-207

KLÖPPEL, G. (1975)

Immobilisation und Narkose bei Zoo- und Wildtieren.

Berliner und Münchner Tierärztliche Wochenschrift 88 (15), 295-398

KLÖPPEL, G. (1982)

Immobilisation bei einigen seltenen Zooinsassen.

Verhandlungsbericht des 24. Internationalen Symposiums über die  
Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere, Veszprém, 131-134

- KNIGHT, A. P. (1980)  
Xylazine.  
Journal of the American Veterinary Medical Association 176 (5), 454-455
- KO, J. C. H.; THURMON, J. C.; BENSON, G. J.; TRANQUILLI, W. J. (1994)  
Using Telazol-ketamine-xylazine anesthesia for castration of cryptorchid pigs.  
Veterinary Medicine 10, 999-1002
- KO, J. C. H.; WILLIAMS, B. L.; ROGERS, E. R.; PABLO, L. S.; McCAINE, W. C.; McGRATH, C. J. (1995)  
Increasing Xylazine Dose-Enhanced Anesthetic Properties of Telazol-Xylazine Combination in Swine.  
Laboratory Animal Science 45 (3), 290-294
- KO, J. C. H.; WILLIAMS, B. L.; SMITH, V. L.; McGRATH, C. J.; JACOBSON, J. D. (1993)  
Comparison of Telazol, Telazol-Ketamine, Telazol-Xylazine, and Telazol-Ketamine-Xylazine as Chemical Restraint and Anesthetic Induction Combination in Swine.  
Laboratory Animal Science 43 (5), 476-480
- KOHN, A. (1976)  
Schweine: Besondere Hinweise; Medikamentelle Ruhigstellung  
In: KLÖS, H.-G.; LANG, E. M. (Hrsg.): Zootierkrankheiten.  
Paul Parey Verlag, Berlin, Hamburg, 172-174
- KRAFT, W. (1999)  
Säure-Basen-Haushalt.  
In: KRAFT, W.; DÜRR, U. M. (Hrsg.): Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin.  
Schattauer, Stuttgart, New York, 166-168
- KREEGER, T. J. (1996)  
Handbook of Wildlife Chemical Immobilisation.  
International Wildlife Veterinary Service, Laramie/USA  
zitiert nach HUBER et al. (1999)

KROLL, W. (1962)

Experience with Sernylan in Zoo Animals.

International Zoo Yearbook 4, 131-141

KRONEBERG, G.; OBERDORF, A.; HOFFMEISTER, F.; WIRTH, W. (1967)

Zur Pharmakologie von 2-(2,5-Dimethylphenylamino)-4H-5,6-dihydro-1,3-thiazin (Bayer 1470), eines Hemmstoffes adrenergischer und cholinergischer Neurone.

Naunyn-Schmiedebergs Archiv für Pharmakologie und experimentelle Pathologie 256, 257-280

KUNTZE, A. (1995)

Schweine: Besondere Hinweise; Medikamentöse Ruhigstellung.

In: GÖLTENBOTH, R.; KLÖS, H.-G. (Hrsg.): Krankheiten der Zoo- und Wildtiere.

Blackwell Wissenschaftsverlag, Berlin, 233-236

LANGREHR, D.; MÜLLER, R. (1967)

Zur Bedeutung von Cl 581 für die veterinärmedizinische Anästhesiologie mit besonderer Berücksichtigung der Zootiere.

Verhandlungsbericht des 9. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere, Prag, 141-143

LEES, P. (1991)

The injectable anaesthetics.

In: BRANDER, G. C.; PUGH, D. M.; BYWATER, R. J.; JENKINS, W. L. (Hrsg.): Veterinary Applied Pharmacology & Therapeutics.

5. Aufl. Bailliere Tindall, London, Philadelphia, Toronto, 355-373

LIN, H. C. (1996)

Dissociative Anesthetics.

In: THURMON, J. C.; TRANQUILLI, W. J.; BENSON, G. J. (Hrsg.):

Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia.

Williams & Wilkins, Baltimore, Philadelphia, 241-296

- LIN, H. C.; THURMON, J. C.; BENSON, G. J.; TRANQUILLI, W. J. (1993a)  
Telazol- a review of its pharmacology and use in veterinary medicine.  
Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics 16, 383-418
- LIN, H. C.; THURMON, J. C.; TRANQUILLI, W. J.; BENSON, G. J.;  
OLSON, W. A. (1991)  
Hemodynamic response of calves to tiletamine-zolazepam-xylazine an-  
esthesia.  
American Journal of Veterinary Research 52 (10), 1606-1610
- LIN, H. C.; TYLER, J. W.; WALLACE, S. S.; THURMON, J. C.;  
WOLFE, D. F. (1993b)  
Telazol<sup>®</sup> and Xylazine Anesthesia in Sheep.  
The Cornell veterinarian 83 (2), 117-124
- LOCHMILLER, R. L.; GRANT, W. E. (1983)  
A sodium bicarbonate-acid powered blow-gun syringe for remote  
injection of wildlife.  
Journal of Wildlife Diseases 19, 48-51  
zitiert nach GALLAGHER et al. (1985)
- LOCHMILLER, R. L.; HELLGREN, E. C.; ROBINSON, R. M.;  
GRANT, W. E. (1984)  
Techniques for collecting blood from collared peccaries, *Discotyles  
tajacu* (L.).  
Journal of Wildlife Diseases 20 (1), 47-50
- LÖSCHER, W. (1999)  
Pharmaka mit Wirkung auf das autonome (vegetative) Nervensystem.  
In: LÖSCHER, W.; UNGEMACH, F. R.; KROKER, R. (Hrsg.): Pharma-  
kotherapie bei Haus- und Nutztieren.  
4. Aufl. Parey Buchverlag, Berlin
- LOUGHLIN, T. R.; SPRAKER, T. (1989)  
Use of Telazol<sup>®</sup> to immobilize female northern sea lions (*Eumetopias  
jubatus*) in Alaska.  
Journal of Wildlife Diseases 25 (3), 353-358

MACDONALD, D. (2001)

The new Encyclopedia of Mammals.  
Oxford University Press, Oxford, New York

MAJONICA, I. (1997)

Einfluß der Tiletamin-Zolazepam-Immobilisation auf Atem- und Kreislaufparameter von Ostafrikanischen Spießböcken (*Oryx beisa callotis*) – eine Feldstudie.

Dissertation, Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Giessen

MANDSAGER, R. E. (2003)

Acid-Base Physiology & Anesthesia.  
Lecture Schedule, Spring Semester 2003  
Oklahoma State University College of Veterinary Medicine  
<http://www.cvm.okstate.edu/courses/vmed5412/Lect13.asp>

MANGILI, G.; BASCHIERI-SALVADORI, F. (1970)

Kasuistik und Ergebnisse der Verwendung einer Kombination aus Perphenazin und Piperidin als Neuroleptikum und Schlafmittel bei der Immobilisierung von Tieren im Zoologischen Garten von Rom.  
Der Zoologische Garten 38 (6), 297-309

MATSCHKE, G. H.; HENRY, V. G. (1968)

Immobilizing Trapped European Wild Hogs with Cap-Chur-Barb.  
Journal of Wildlife Management 32 (4), 970-972

MATSCHKE, G. H.; HENRY, V. G. (1969)

Immobilizing European Wild Hogs with Succinylcholine Chloride.  
Journal of Wildlife Management 33 (4), 1039-1041

McKELVEY, D.; HOLLINGSHEAD, K. W. (2003)

Veterinary Anesthesia and Analgesia.  
3. Aufl. Verlag Mosby, Missouri

MORKEL, P. (1990)

Dosages for the chemical capture of African game.

- Namibian Game Capture Unit, Department report  
zitiert nach NIELSEN (1996)
- MORRIS, P. J.; BICKNESE, B.; JANSSEN, D. L.; SUTHERLAND-SMITH, M.;  
YOUNG, L. (1999)  
Chemical Immobilization of Exotic Swine at the San Diego Zoo.  
Proceedings American Association of Zoo Veterinarians, Columbus,  
150- 153
- MORTELMANS, J.; VERCRUYSSSE, J. (1961)  
Die Anwendung von Combelen<sup>®</sup> bei wilden Tieren im Antwerpener Zoo.  
Veterinärmedizinische Nachrichten 2, 178-183
- MORTELMANS, J.; VERCRUYSSSE, J. (1962)  
The Use of Succinylcholine to Restrain Captive Wild Animals.  
Nordisk Veterinärmedicin. 14 (1), 72-75
- MORTELMANS, J.; VERCRUYSSSE, J. (1971)  
Immobilisation and Analgesia in Wild Animals in Captivity.  
Verhandlungsbericht des 13. Internationalen Symposiums über die Er-  
krankungen der Zoo- und Wildtiere, Helsinki, 203-206
- MUIR, W. W. (1993a)  
Spezielle Injektionsnarkotika.  
In: MUIR, W. W.; HUBBELL, J. A. E.; SKARDA, R. T. (Hrsg.):  
Veterinärnästhesie.  
Schattauer Verlagsgesellschaft, Stuttgart, New York, 60-70
- MUIR, W. W. (1993b)  
Zur Prämedikation verwendete Pharmaka.  
In: MUIR, W. W.; HUBBELL, J. A. E.; SKARDA, R. T. (Hrsg.):  
Veterinärnästhesie.  
Schattauer Verlagsgesellschaft, Stuttgart, New York, 10-20
- NEAL, B. J. (1959)  
Techniques of trapping and tagging the collared peccary.  
Journal of Wildlife Management 23, 11-16  
zitiert nach KOHM (1976)

NIELSEN, L. (1996)

Chemical Immobilisation of Free-Ranging Terrestrial Mammals.

In: THURMON, J. C.; TRANQUILLI, W. J.; BENSON, G. J. (Hrsg.):

Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia.

Williams & Wilkins, Baltimore, Philadelphia, 736-764

NIELSEN, L. (1999)

Chemical Immobilisation of Wild and Exotic Animals.

Iowa State University Press, Ames

NOWAK, R. M. (1999)

Walker's Mammals of the World. Vol. II.

6. Aufl. Johns Hopkins University Press, Baltimore, London

PADDLEFORD, R. R.; ERHARDT, W. (1992)

Anticholinergica und Anästhetika zur Prämedikation von Allgemeinanästhesien.

In: PADDLEFORD, R. R.; ERHARDT, W. (Hrsg.): Anästhesie bei Kleintieren.

Schattauer Verlagsgesellschaft, Stuttgart, New York, 19-33

PARKE-DAVIS (1974)

Veterinary medical summary of CI-744.

Produktinformation

zitiert nach SCHERER (2001)

PASTERK, W. (1987)

Immobilisation des Parkwildes.

In: GABRISCH, K.; ZWART, P. (Hrsg.): Krankheiten der Wildtiere.

Schülersche Verlag, Hannover, 455-466

PETZSCH, H. (1992)

Urania Tierreich; Säugetiere.

Urania Verlag Leipzig, Jena, Berlin

PHARMACIA & UPJOHN

Tilest<sup>®</sup>, Anästhetikum für Katzen.

Produktinformation

- PIENAAR, V. (1969)  
The Use of Drugs in the Field Immobilisation and Restraint of Large Wild Mammals in South African National Parks.  
*Acta Zoologica et Pathologica Antverpiensia* 48, 163-177
- PIENAAR, V.; NIEKERK, VAN J. W.; YOUNG, E.; WYK, VAN P. (1966)  
Neuroleptic Narcosis of large wild herbivores in South African national parks with the new potent morphine analogues M-99 and M-183.  
*Journal of the South African Veterinary Medical Association* 37, 277-291
- PLUMB, D. C. (1994)  
Veterinary Drug Handbook.  
2. Aufl., Iowa State University Press, Ames
- POWELL, D. M. (2004)  
Pigs (*Suidae*).  
In: GRZIMEK, B.; HUTCHENS, M. (Hrsg.): Grzimek's Animal Life Encyclopedia. Vol. 15. Mammals IV.  
2. Aufl. Thomson Gale, Detroit, 275-290
- PUSCHMANN, W. (1989)  
Zootierhaltung Band 2; Säugetiere.  
VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Frankfurt/Main
- RADKE, R. (1991)  
Monographie des Warzenschweines (*Phacochoerus aethiopicus*).  
Bongo 18, Frädrich-Jubiläumsband, 119-134
- RANDI, E.; D'HUART, J. P.; LUCCHINI, V.; AMAN, R. (2002)  
Evidence of two genetically deeply divergent species of warthog, *Phacochoerus africanus* and *Phacochoerus aethiopicus* (Artiodactyla: Suiformes) in East Africa.  
*Mammalian Biology* 67 (2), 91-96
- ROHR, F.; MCKENZIE, A. A. (1993)  
Remote injection equipment.  
In: MCKENZIE, A. A. (Hrsg.): The Capture and Care Manual.  
The South African Veterinary Foundation, Pretoria, 116-130

ROMMELSPACHER, H. (1987)

Zur Wirkungsweise der Benzodiazepine über GABAerge Mechanismen.  
Beiträge zur Anaesthesiologie und Intensivmedizin 23, 15-21  
zitiert nach ALEF, M. und SCHMIDT-OECHTERING, G. U. (1993a)

RÖTTCHER, D. (1978)

Final Report. Veterinary Wildlife Research Officer, Zambia 1975-1978  
Unveröffentlichte Daten

RÜEDI, D.; VÖLLM, J. (1976)

Das Blasrohr - ein Narkosegerät zur Wildtierimmobilisation.  
Veterinärmedizinische Nachricht 1, 85-90

SAGNER, G.; HOFFMEISTER, F.; KRONEBERG, G. (1968)

Pharmakologische Grundlagen eines neuartigen Präparates für die  
Analgesie, Sedation und Relaxation in der Veterinärmedizin  
(Bay Va 1470).  
Deutsche Tierärztliche Wochenschrift 75 (22), 565-572

SAYER, P.; RÖTTCHER, D. (1993)

Immobilisation of East African Species.  
In: FOWLER, M. E. (Hrsg.): Zoo & Wild Animal Medicine:  
Current Therapy 3.  
W.B. Saunders Company; Philadelphia, 101-111

SCHAFTENAAR, W. (1991)

Treatment of a fractured tusk in a male babirusa (*Babyrusa babyrussa*)  
using a polyoxymethylene bolt.  
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 23, 364-366

SCHAFTENAAR, W. (1996)

Evaluation of four years experience with Medetomidine-Ketamine anaes-  
thesia in zoo animals.  
European Association of Zoo- and Wildlife Veterinarians, Rostock, 79-86

SCHERER, K. (2001)

Immobilisation von Muffelwild (*Ovis ammon musimon*) mit Tileta-  
min/Zolazepam-Xylazin – eine Feldstudie.

Dissertation, Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität  
Giessen

SCHMIDT, CH. R. (1988)

Schweine und Pekaris.

In: GRZIMEK, B. (Hrsg.): Grzimeks Enzyklopädie der Säugetiere.

Band 5.

Kindler Verlag GmbH, München, 18-55

SCHOBERT, E. (1987)

Telazol<sup>®</sup> use in wild and exotic animals.

Veterinary Medicine 10, 1080-1088

SCHOCH, P. (1987)

Die molekulare Pharmakologie des GABA/Benzodiazepin-Rezeptors.

Beiträge zur Anaesthesiologie und Intensivmedizin 23, 22-29

zitiert nach ALEF, M. und SCHMIDT-OECHTERING, G. U. (1993)

SCHÖNE, J. (2002)

Zur Distanzimmobilisation des Eurasischen Luchses (*Lynx lynx*)

Auswirkungen einer Medetomidin/Ketamin-Kombination auf Anästhesie-  
tiefe, Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen.

Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover

SCLATER, W. L. (1900)

The Fauna of South Africa. Volume I and II.

R. H. Porter, London

zitiert nach CUMMING 1975

SEAL, U. S.; ERICKSON, A. W.; MAYO, J. G. (1969)

Immobilisation of carnivora and other mammals with phencyclidine and  
promazine.

Federation Proceedings 28, 1410-1419

zitiert nach WALLACH und BOEVER (1983)

SEIDEL, B. (1971)

Erfahrungen mit Rompun (Bay-Va-1470) bei Immobilisation und Anäs-  
thesie von Wildtieren.

Verhandlungsbericht des 13. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere, Helsinki, 219-225

SIEMON, A. (1991)

Zum Einsatz von Pulsoxymetrie und elektronischer Atemfrequenzmessung bei Zoo- und Wildtieren.

Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilian-Universität München

SIEMON, A.; WIESNER, H.; VON HEGEL, G. (1992)

Die Verwendung von Tiletamin/Zolazepam/Romifidine zur Distanzimmobilisation von Wildschweinen.

Tierärztliche Praxis 20, 55-58

SKINNER, J. D. ; SMITHERS, R. H. N. (1990)

The Mammals of the Southern African Subregion.

University of Pretoria, Pretoria

SMUTS, G. L. (1975)

An Appraisal of Naloxone Hydrochloride as a Narcotic Antagonist in the Capture and Release of Wild Herbivores.

Journal of American Veterinary Medical Association 167 (7), 559-561

STIEGER, H. (1973)

Ein Beitrag zur Sedation von Wildschweinen mit Stresnil.

Tierärztliche Umschau 28 (8), 400

STIRL, R. (1997)

Untersuchung zur Tiletamin/Zolazepam Sedation bei der Abgottschlange (*boa constrictor*) unter besonderer Berücksichtigung der Umgebungstemperatur.

Dissertation, Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Giessen

- STIRLING, I.; SPENCER, C.; ANDRIASHEK, D. (1989)  
Immobilisation of polar bears (*Ursus maritimus*) with Telazol® in the Canadian Arctic.  
*Journal of Wildlife Diseases* 25 (2), 159-168
- STORCH, V.; WELSCH, U. (2004)  
Systematische Zoologie.  
6. Aufl. Spektrum Akademischer Verlag Gustav Fischer, Heidelberg, Berlin
- SWAN, G. E. (1993)  
Drugs used for the Immobilisation, Capture and Translocation of Wild Animals.  
In: MCKENZIE, A. A. (Hrsg.): *The Capture and Care Manual*.  
The South African Veterinary Foundation, Pretoria, 2-64
- TALBOT, L. M. (1960)  
Field immobilization of some East African wild animals and cattle.  
*East African Agricultural and Forestry Journal*, 29-102
- TALBOT, L. M.; TALBOT, M. H. (1962)  
Flaxedil® and other drugs in field immobilization and translocation of large mammals in East Africa.  
*Journal of Mammalogy* 43, 76-87
- TENDILLO, F. J.; MASCAS, A.; SANTOS, M.; SEGUA, I. A. G.; SAN ROMAN, F.; CASTELLO-OLIVARES, J. L. (1996)  
Cardiopulmonary and analgesic effects of xylazine, detomidine, medetomidine and the antagonist atipamezole in isoflurane-anesthetized swine.  
*Laboratory Animal Science* 46, 215-219
- THURMON, J. C. (1995)  
Dissociative and adjunctive anesthetics in swine.  
*Scandinavian Journal of Laboratory Animal Science* 1 (22), 26-31

- THURMON, J. C.; BENSON, G. J.; TRANQUILLI, W. J.; OLSON, W. A. (1988)  
The anesthetic and analgesic effects of Telazol<sup>®</sup> and xylazine in pigs.  
*Veterinary Medicine* 8, 841-845
- TILLEY, L. P. (1997)  
EKG bei Hund und Katze.  
Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover
- TRANQUILLI, W. J.; GRIMM, K. A. (1996)  
Pharmacology of drugs used for anesthesia and sedation.  
*Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice* 12 (3),  
501-529
- TRIM, M.; GILROY, B. A. (1985)  
Cardiopulmonary effects of a xylazine and ketamine combination in pigs.  
*Research in Veterinary Science* 38, 30-34
- VAN RENSBURG, P. J. J. (1993)  
Chemical capture of the bushpig *Potamochoerus larvatus*.  
In: MCKENZIE, A. A. (Hrsg.): *The Capture and Care Manual*.  
The South African Veterinary Foundation, Pretoria, 615-616
- VERCAMMEN, P.; MASON, D. R. (1993)  
The Warthogs (*Phacochoerus africanus* and *P. aethiopicus*).  
In: OLIVER, W. L. R. (Hrsg.): *Pigs, Peccaris, and Hippos: Status Survey  
and Conservation Action Plan*. IUCN/SSC Pigs and Peccaris Specialist  
Group & IUCN/SSC Hippo Specialist Group.  
<http://www.iucn.org/themes/ssc/sgs/pphsg/APchap4-2.htm>
- VERTESSEN, K. (1970)  
Immobilisation of wild pigs by means of azaperone and fentanyl.  
*Tijdschrift voor Diergeneeskunde* 95 (1), 541-543
- VIRTANEN, R. (1989)  
Pharmacological profiles of medetomidine and its antagonist,  
atipamezole.  
*Acta Veterinaria Scandinavica* 85, 29-37  
zitiert nach HAMMER (1999)

VODICKA, R. (2001)

Immobilisation bei Wildschweinen (*Sus scrofa*) und Pinselohrschweinen (*Potamochoerus porcus pictus*) im Zoo Prag.

21. Arbeitstagung der Zootierärzte im deutschsprachigen Raum, Halle

VÖLLM, J. (1992)

Wildtiere einfangen, transportieren und entlassen ins Gehege.

Vortrag anlässlich der Tagung „Tierärztliche Amtsfunktionen und Lebensmittelhygiene“, Tänikon/Schweiz

zitiert nach GIACOMETTI (1994)

VON ENGELHARDT, W. (2000)

Kreislauf.

In: VON ENGELHARDT, W.; BREVES, G. (Hrsg.): Physiologie der Haustiere.

Enke Verlag GmbH, Stuttgart, 171-189

VON ENGELHARDT, W.; HÖRNICKE, H.; HAMPEL, K. H. (1961)

Blutdruckmessung beim Schwein.

Berliner Münchner Tierärztliche Wochenschrift 74 (18), 349-368

WALLACH, J. D.; BOEVER, W. J. (1983)

Diseases of Exotic Animals.

W. B. Saunders Company, Philadelphia, London, Toronto

WALZER, CH. (1995)

Beitrag zur Immobilisation von Wildschweinen mit Tiletamin-Zolazepam.

Wiener Tierärztliche Monatsschrift 82, 29-31

WEILENMANN, P. (1971)

Einige Angaben über die im Zoologischen Garten Zürich und im Wildpark Langenberg verwendeten Sedativa, Tranquilizer und Narkotika.

Verhandlungsbericht des 13. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere, Helsinki, 207-211

WIESNER, E.; RIBBECK, R. (1991)

Wörterbuch der Veterinärmedizin.

Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart

WIESNER, H. (1991)

Zum aktuellen Stand der Distanzimmobilisation.

In: KLÖS, H.-G. (Hrsg.): Immobilisation von Zoo-, Gatter- und Wildtieren. Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft, Fachgruppe „Zootierkrankheiten“, Gießen, 27-43

WIESNER, H. (1998)

Tierschutzrelevante Neuentwicklungen zur Optimierung der Distanzimmobilisation.

Tierärztliche Praxis 26, 225-233

WIESNER, H.; RIETSCHEL, W.; GATESMAN, T. (1982)

Erfahrungen mit der Kombination von Immobilon<sup>®</sup> und Rompun beim Zootier.

Zeitschrift Kölner Zoo (25), 47-45

WIESNER, H.; VON HEGEL, G. (1985)

Praktische Hinweise zur Immobilisation von Wild- und Zootieren.

Tierärztliche Praxis 13, 113-127

WILHELMI, F. (2000)

Eine „wiederentdeckte“ Warzenschwein-Art: Beleg aus dem Ogaden Südostäthiopiens.

<http://www.nabu.de/nh/200/phacochoerus200.htm>

WOLKERS, J.; WENSING, T.; GROOT BRUINDERINK, G. W. T. A. (1994)

Sedation of Wild Boar (*Sus scrofa*) and Red Deer (*Cervus Elaphus*) with Medetomidine and the influence on some haematological and serum biochemical variables.

Veterinary Quarterly 16 (1), 7-9

WOOD, G. W.; JOHNSON, E. E.; BRENNEMAN, R. E. (1977)

Observations on the use of Succinylcholine Chloride to Immobilize Feral Hogs.

Journal of Wildlife Management 41 (4), 798-800

YOUNG, E. (1973)

The Capture and Care of Wild Animals.

Human & Rousseau, Cape Town, Pretoria

ZÖLLNER, M. (1987)

Einfluß der STH 2130-Sedation auf Kreislauf, Atmung, Blutparameter  
und Reflexe beim Deutschen Landschwein.

Dissertation, Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität  
Giessen

ZUROWSKI, W.; SAKOWICZ, M. (1965)

Effects of Succinylcholine Chloride on Wild Boars.

Journal of Wildlife Management 29 (3), 626-629

# Anhang

## Datentabellen

Tab. 14 – Erregbarkeit des Palpebralreflexes

<b>Zeit</b>	<b>n</b>	<b><math>x \pm s</math></b>	<b>Min.</b>	<b>Max.</b>
10	4	$1,00 \pm 0$	1	1
15	12	$1,08 \pm 0,29$	1	2
20	12	$1,00 \pm 0$	1	1
25	12	$1,00 \pm 0$	1	1
30	12	$1,00 \pm 0,43$	0	2
35	12	$1,00 \pm 0$	1	1
40	11	$1,18 \pm 0,40$	1	2
45	12	$1,08 \pm 0,29$	1	2
50	11	$1,09 \pm 0,30$	1	2
55	9	$1,44 \pm 0,73$	1	3
60	10	$1,30 \pm 0,48$	1	2
65	8	$1,50 \pm 0,53$	1	2
70	6	$2,00 \pm 0,63$	1	3
75	5	$2,20 \pm 0,45$	2	3

Tab. 15 – Erregbarkeit des Ohrreflexes

Zeit	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10	4	2,00 ± 1,15	1	3
15	12	2,50 ± 0,80	1	3
20	12	2,33 ± 0,98	0	3
25	12	2,08 ± 0,90	0	3
30	12	2,00 ± 0,95	0	3
35	12	2,00 ± 0,74	0	3
40	12	2,00 ± 0,89	0	3
45	12	2,50 ± 0,90	0	3
50	12	2,33 ± 1,07	0	4
55	11	2,45 ± 1,13	0	4
60	10	2,40 ± 0,97	0	3
65	8	2,50 ± 0,53	2	3
70	6	2,67 ± 0,52	2	3
75	5	2,80 ± 0,45	2	3

Tab. 16 – Erregbarkeit des Analreflexes

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10	4	1,25 ± 1,50	0	3
15	12	2,00 ± 1,21	0	4
20	12	1,58 ± 1,38	0	4
25	12	1,25 ± 1,22	0	3
30	12	1,33 ± 1,07	0	3
35	12	1,50 ± 1,17	0	3
40	12	1,64 ± 1,12	0	3
45	12	1,50 ± 1,45	0	4
50	12	1,92 ± 1,31	0	4
55	11	2,09 ± 1,51	0	4
60	10	2,30 ± 1,34	0	4
65	8	1,88 ± 1,64	0	4
70	6	2,50 ± 1,05	1	4
75	5	3,00 ± 1,22	1	4

Tab. 17 – Ausprägung des Muskeltonus

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10	4	2,00 ± 0,82	1	3
15	12	2,83 ± 0,83	2	4
20	12	2,83 ± 0,94	1	4
25	12	2,83 ± 0,72	2	4
30	12	2,83 ± 0,58	2	4
35	12	2,75 ± 0,75	2	4
40	11	2,82 ± 0,75	2	4
45	12	2,92 ± 0,67	2	4
50	12	3,08 ± 0,67	2	4
55	11	3,18 ± 0,75	2	4
60	10	3,20 ± 0,79	2	4
65	8	3,25 ± 0,89	2	4
70	6	3,33 ± 0,82	2	4
75	5	3,60 ± 0,55	3	4

Tab. 18 – Herzfrequenz [ $\text{min}^{-1}$ ]

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10	4	90,5 ± 15,2	75	108
15	12	78,8 ± 15,3	58	108
20	12	77,8 ± 15,3	57	107
25	12	74,6 ± 12,7	56	96
30	12	72,3 ± 12,5	53	91
35	12	71,7 ± 12,5	56	93
40	11	67,3 ± 12,4	51	87
45	12	70,9 ± 13,1	52	95
50	12	71,0 ± 14,7	50	103
55	10	68,0 ± 13,5	51	95
60	10	70,5 ± 14,4	54	96
65	7	62,0 ± 12,0	50	87
70	5	64,8 ± 10,0	54	81
75	3	68,0 ± 11,4	60	81

Tab. 19 – EKG PQ-Zeit [sec]

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10/15	12	0,14 ± 0,02	0,10	0,16
20/25	12	0,15 ± 0,03	0,10	0,20
30/35	12	0,15 ± 0,03	0,10	0,20
40/45	10	0,16 ± 0,04	0,10	0,20
50/55	9	0,16 ± 0,04	0,10	0,20
60/65	8	0,16 ± 0,04	0,10	0,22
70/75	4	0,17 ± 0,06	0,10	0,22

Tab. 20 – EKG QT-Zeit [sec]

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10/15	12	0,30 ± 0,06	0,20	0,40
20/25	12	0,31 ± 0,05	0,24	0,40
30/35	12	0,33 ± 0,04	0,28	0,40
40/45	10	0,34 ± 0,04	0,28	0,40
50/55	9	0,33 ± 0,04	0,28	0,36
60/65	8	0,36 ± 0,04	0,28	0,40
70/75	4	0,38 ± 0,02	0,36	0,40

Tab. 21 – Systolischer arterieller Blutdruck [mmHg]

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10/15	12	139,7 ± 16,7	111	161
20/25	12	142,2 ± 21,3	104	170
30/35	12	143,0 ± 22,3	106	181
40/45	12	137,7 ± 24,6	102	190
50/55	11	136,0 ± 21,1	112	187
60/65	8	126,9 ± 29,6	83	181
70/75	5	135,2 ± 22,4	115	161

Tab. 22 – Diastolischer arterieller Blutdruck [mmHg]

<b>Zeit [min]</b>	<b>n</b>	<b><math>x \pm s</math></b>	<b>Min.</b>	<b>Max.</b>
10/15	12	89,7 ± 20,2	67	144
20/25	12	85,8 ± 19,6	66	126
30/35	12	87,3 ± 22,7	66	128
40/45	12	83,3 ± 22,1	67	123
50/55	11	81,4 ± 18,4	66	123
60/65	8	71,8 ± 9,5	62	93
70/75	5	70,0 ± 6,9	61	79

Tab. 23 – Mittlerer arterieller Blutdruck [mmHg]

<b>Zeit [min]</b>	<b>n</b>	<b><math>x \pm s</math></b>	<b>Min.</b>	<b>Max.</b>
10/15	12	106,3 ± 17,5	82	149
20/25	12	104,5 ± 18,6	81	141
30/35	12	105,9 ± 20,1	79	139
40/45	12	101,6 ± 21,7	79	141
50/55	11	99,6 ± 17,9	81	133
60/65	8	90,1 ± 15,5	72	122
70/75	5	91,4 ± 11,3	81	105

Tab. 24 – Atemfrequenz [ $\text{min}^{-1}$ ]

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10	4	32,0 ± 10,8	24	48
15	12	32,7 ± 14,3	18	64
20	12	31,0 ± 13,0	18	58
25	12	30,3 ± 11,1	18	52
30	12	30,5 ± 9,4	20	46
35	12	33,0 ± 12,5	20	58
40	11	30,9 ± 9,4	22	50
45	11	31,8 ± 11,8	22	58
50	11	31,9 ± 12,6	20	64
55	10	32,4 ± 9,8	22	54
60	10	33,5 ± 11,6	20	60
65	8	29,5 ± 5,6	22	38
70	6	30,7 ± 6,2	22	40
75	5	32,8 ± 6,4	24	40

Tab. 25 – Periphere Sauerstoffsättigung [%]

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10	4	88,3 ± 5,7	83	95
15	12	86,2 ± 5,2	78	93
20	12	88,0 ± 4,8	79	96
25	12	86,8 ± 5,5	73	94
30	12	87,5 ± 4,6	76	92
35	12	89,4 ± 2,7	84	93
40	11	89,7 ± 2,1	87	93
45	12	90,0 ± 4,4	78	95
50	12	90,5 ± 3,9	80	95
55	10	89,7 ± 4,4	82	94
60	10	90,4 ± 3,8	84	98
65	7	90,7 ± 3,6	85	96
70	5	91,2 ± 4,2	87	97
75	3	91,0 ± 4,6	87	96

Tab. 26 – Venöser Sauerstoffpartialdruck [mmHg]

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10/15	12	61,2 ± 9,8	50	78
30/35	12	64,3 ± 6,4	54	73
50/55	12	67,3 ± 4,5	57	74

Tab. 27 – Venöser Kohlendioxidpartialdruck [mmHg]

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10/15	12	43,0 ± 5,6	36	52
30/35	12	45,5 ± 5,7	39	55
50/55	12	42,5 ± 6,5	34	54

Tab. 28 – Venöser Basenüberschuss [mmol/l]

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10/15	12	7,9 ± 2,1	4,3	11,7
30/35	12	10,2 ± 2,5	7,0	16,4
50/55	12	10,1 ± 3,8	3,6	16,1

Tab. 29 – pH-Wert

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10/15	12	7,49 ± 0,03	7,44	7,54
30/35	12	7,50 ± 0,03	7,45	7,53
50/55	12	7,52 ± 0,03	7,45	7,56

Tab. 30 – Venöses Bikarbonat [mmol/l]

Zeit [min]	n	$\bar{x} \pm s$	Min.	Max.
10/15	12	31,3 ± 2,7	27,2	35,8
30/35	12	33,9 ± 3,2	29,8	40,5
50/55	12	33,4 ± 4,5	26,1	39,9

Tab. 31 – Venöses Gesamtkohlendioxid [mmol/l]

<b>Zeit [min]</b>	<b>n</b>	<b><math>x \pm s</math></b>	<b>Min.</b>	<b>Max.</b>
10/15	12	32,5 ± 2,9	28,2	37,3
30/35	12	35,2 ± 3,3	30,9	42,0
50/55	12	34,7 ± 4,7	27,1	41,3

Tab. 32 – Körpertemperatur [°C]

<b>Zeit [min]</b>	<b>n</b>	<b><math>x \pm s</math></b>	<b>Min.</b>	<b>Max.</b>
10	4	38,8 ± 0,8	38,0	39,6
15	12	38,9 ± 0,7	37,8	39,9
20	12	38,9 ± 0,7	37,6	40,0
25	12	38,9 ± 0,7	37,7	40,1
30	12	38,8 ± 0,7	37,5	40,2
35	12	38,6 ± 0,8	37,3	40,2
40	11	38,5 ± 0,8	37,3	40,1
45	12	38,4 ± 0,8	37,2	40,1
50	12	38,3 ± 0,7	37,3	39,9
55	11	38,2 ± 0,8	37,3	39,9
60	10	38,2 ± 0,8	37,2	39,9
65	8	37,9 ± 0,5	37,2	38,7
70	6	37,6 ± 0,4	37,1	38,2
75	5	37,5 ± 0,5	36,8	38,2

## Verzeichnis der Abbildungen und Tabellen

### Abbildungen

<b>Abbildung 1</b> – Warzenschwein ( <i>P. africanus</i> ), ♀, ca. 6 Jahre	16
<b>Abbildung 2</b> – Die matriachale Warzenschweingruppe	19
<b>Abbildung 3</b> – Geographische Verbreitung von <i>Phacochoerus</i> modifiziert nach VERCAMMEN und MASON (1993) sowie D’HUART (1997)	22
<b>Abbildung 4</b> – Beschusszonen zur intramuskulären Distanzinjektion beim Warzenschwein	24
<b>Abbildung 5</b> – Nummerierungsschema der Warzenschweine mittels Ohrkerbung	62
<b>Abbildung 6</b> – Bau einer Warzenschweinhöhle nach der Empfehlung von Cumming (1975)	63
<b>Abbildung 7</b> – Warzenschwein unmittelbar nach dem Beschuss	67
<b>Abbildung 8</b> - Übersicht Messplatz	68
<b>Abbildung 9</b> – Wiegung des immobilisierten Warzenschweins mittels Federwaage	69
<b>Abbildung 10</b> – Warzenschweineber in der Aufwachboma	69
<b>Abbildung 11</b> – Strukturformel des Tiletamins	72
<b>Abbildung 12</b> – Strukturformel des Zolazepams	75
<b>Abbildung 13</b> – Strukturformel des Xylazins	78
<b>Abbildung 14</b> – Überprüfung des Zwischenzehenreflexes	88
<b>Abbildung 15</b> – Überprüfung des Schmerzempfindens	89
<b>Abbildung 16</b> – Messung des Blutdruckes	91
<b>Abbildung 17</b> – Pulsoxymetrie an der Zunge des Warzenschweins	93
<b>Abbildung 18</b> – Punktion der Ohrvene	94
<b>Abbildung 19</b> – Erregbarkeit des Pupillarreflexes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $\bar{x} \pm s$ )	101
<b>Abbildung 20</b> – Erregbarkeit des Ohrreflexes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $\bar{x} \pm s$ )	102
<b>Abbildung 21</b> – Erregbarkeit des Analreflexes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $\bar{x} \pm s$ )	102

---

<b>Abbildung 22</b> – Ausprägung des Muskeltonus im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	103
<b>Abbildung 23</b> – Verhalten der Herzfrequenz im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	105
<b>Abbildung 24</b> – Verhalten der PQ-Zeit im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	106
<b>Abbildung 25</b> – Verhalten der QT-Zeit im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	106
<b>Abbildung 26</b> – Verhalten des systolischen Blutdruckes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	107
<b>Abbildung 27</b> – Verhalten des mittleren diastolischen Blutdruckes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	108
<b>Abbildung 28</b> – Verhalten des arteriellen Mitteldruckes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	108
<b>Abbildung 29</b> – Verhalten der Atemfrequenz im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	109
<b>Abbildung 30</b> – Verhalten der peripheren Sauerstoffsättigung im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/ Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	110
<b>Abbildung 31</b> – Verhalten des venösen Sauerstoffpartialdruckes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	111
<b>Abbildung 32</b> – Verhalten des venösen Kohlendioxidpartialdruckes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	112
<b>Abbildung 33</b> – Verhalten des venösen Basenüberschußes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	113
<b>Abbildung 34</b> – Verhalten des venösen pH-Wertes im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	114
<b>Abbildung 35</b> – Verhalten des venösen Bikarbonates im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	115
<b>Abbildung 36</b> – Verhalten des venösen Gesamtkohlendioxides im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	116
<b>Abbildung 37</b> – Verhalten der Körpertemperatur im Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/ Zolazepam-Xylazin ( $x \pm s$ )	117

## Tabellen

<b>Tabelle 1</b> - Übersicht der Systematik der Schweine nach GROVES und GRUBB (1993).....	11
<b>Tabelle 2</b> - Medikamentelle Immobilisationsverfahren beim Warzenschwein.....	56
<b>Tabelle 3</b> – Basisdaten der Probanden .....	61
<b>Tabelle 4</b> – Zusammensetzung der Pellets .....	65
<b>Tabelle 5</b> – Handelsformen und Hersteller des Kombipräparates Tiletamin/Zolazepam.....	70
<b>Tabelle 6</b> – Dosierungen von Tiletamin/Zolazepam plus Xylazin in mg/kg KGW .....	82
<b>Tabelle 7</b> – Definitionen der Anästhesiephasen einer Wildtierimmobilisation.....	83
<b>Tabelle 8</b> – Beim anästhesierten Warzenschwein in dieser Studie gemessene klinische Parameter.....	85
<b>Tabelle 9</b> – Messzeitpunkte untersuchter klinischer Parameter.....	86
<b>Tabelle 10</b> – Immobilisationsergebnisse der Vorversuche mit Tiletamin/Zolazepam .....	98
<b>Tabelle 11</b> – Zeitlicher Verlauf der Immobilisation mit Tiletamin/Zolazepam-Xylazin .....	100
<b>Tabelle 12</b> – Dauer der Anästhesiephasen .....	100
<b>Tabelle 13</b> – Statistische Auswertung im Überblick .....	118
<b>Tabelle 14</b> – Erregbarkeit des Palpebralreflexes .....	176
<b>Tabelle 15</b> – Erregbarkeit des Ohrreflexes.....	177
<b>Tabelle 16</b> – Erregbarkeit des Analreflexes .....	177
<b>Tabelle 17</b> – Ausprägung des Muskeltonus .....	178
<b>Tabelle 18</b> – Herzfrequenz [ $\text{min}^{-1}$ ] .....	178
<b>Tabelle 19</b> – EKG PQ-Zeit [sec] .....	179
<b>Tabelle 20</b> – EKG QT-Zeit [sec] .....	179
<b>Tabelle 21</b> – Systolischer arterieller Blutdruck [mmHg].....	179
<b>Tabelle 22</b> – Diastolischer arterieller Blutdruck [mmHg] .....	180
<b>Tabelle 23</b> – Mittlerer arterieller Blutdruck [mmHg].....	180
<b>Tabelle 24</b> – Atemfrequenz [ $\text{min}^{-1}$ ].....	181
<b>Tabelle 25</b> – Periphere Sauerstoffsättigung [%].....	181
<b>Tabelle 26</b> – Venöser Sauerstoffpartialdruck [mmHg].....	182

**Tabelle 27** – Venöser Kohlendioxidpartialdruck [mmHg] ..... 182

**Tabelle 28** – Venöser Basenüberschuss [mmol/l] ..... 182

**Tabelle 29** – pH-Wert..... 182

**Tabelle 30** – Venöses Bikarbonat [mmol/l] ..... 182

**Tabelle 31** – Venöses Gesamtkohlendioxid [mmol/l] ..... 183

**Tabelle 32** – Körpertemperatur [°C]..... 183

## Abkürzungen

Abb.	Abbildung
BE	Basenüberschuss
ggr.	geringgradig
h	Stunden
HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Bikarbonat
i.m.	intramuskulär
i.v.	intravenös
KGW	Körpergewicht
Max.	kleinster Wert einer Stichprobe, Minimum
min	Minuten
Min.	größter Wert einer Stichprobe, Maximum
n	Stichprobenumfang
P.	Phacochoerus
p.i.	post injectionem
PA <sub>diast</sub>	diastolischer arterieller Blutdruck
PA <sub>mean</sub>	mittlerer arterieller Blutdruck
PA <sub>syst</sub>	systolischer arterieller Blutdruck
pCO <sub>2</sub>	Kohlendioxidpartialdruck
pH	pH-Wert
pO <sub>2</sub>	Sauerstoffpartialdruck
s	Standardabweichung einer Stichprobe
s.c.	subcutan
sec	Sekunden
SO <sub>2</sub>	periphere Sauerstoffsättigung
Tab.	Tabelle
tCO <sub>2</sub>	Gesamtkohlendioxid
x	Arithmetisches Mittel einer Stichprobe

## Danksagung

Prof. Dr. Klaus H. Bonath danke ich für die Überlassung dieses interessanten Themas und seine, in einer unkomplizierten und herzlichen Art, gewährte fachliche Unterstützung. Seine Erfahrungen in der Wildtierimmobilisation gaben wertvolle Anregungen und Hinweise zur Durchführung der Arbeit sowie zur Auswertung der Versuche. Ferner danke ich ihm für die Korrektur der Arbeit, die zur Verfügung gestellten finanziellen Mittel und Messapparaturen.

Mein besonderer Dank gilt Dr. Dieter Röttcher (Kenia), ohne dessen Hilfe bei der Organisation des Umsiedlungsprojektes in Nairobi, diese Arbeit nicht möglich gewesen wäre. Ganz herzlich bedanke ich mich für seine tatkräftige Unterstützung bei der Immobilisation und dem Transport der Warzenschweine sowie die Bereitstellung der Weide für die vorübergehende Unterbringung der Tiere. Ein großes Dankeschön möchte ich vor allem seiner großzügigen Gastfreundschaft aussprechen.

Auch möchte ich einen herzlichen Dank an Mrs. Loredana und Mr. Carlo Demanega richten, die den Fang der Tiere in ihrem Garten ermöglichten und wichtige Informationen zu den Familienverbänden sowie dem Alter der einzelnen Warzenschweine gaben.

Den fleißigen Helfern Ibrahim, Evans und Simon sage ich herzlichen Dank für das Graben der Höhlen, der Errichtung der Einzäunung, dem Bau der Aufwachboma und die Hilfe beim Wiegen und Transportieren der Warzenschweine.

Vielen Dank an Tierärztin Vanessa Klippel und Dr. Christian Hackenbroich für die Unterstützung bei der Protokollführung und der Durchführung der Versuche. Besonders danke ich Dr. Christian Hackenbroich für die kompetente Betreuung des theoretischen Teils dieser Arbeit.

---

Dr. Matthias Schneider danke ich herzlich für die Ratschläge bei der Auswertung der Elektrokardiogramme.

Für die freundliche Unterstützung bei der statistischen Auswertung und Aufarbeitung der Ergebnisse gilt Dr. Failing und Herrn Heiter ein großes Dankeschön.

Vielen Dank der Firma Pharmacia & Upjohn GmbH, Erlangen für die großzügige Bereitstellung von Tilst<sup>®</sup> und der Firma S+B medVET GmbH, Babenhausen für die Leihgabe des Blutdruckmessgerätes.

