

Aus dem Leibniz Institut für Zoo- und Wildtierforschung

# Zur Reproduktionsbiologie der Fossa (*Cryptoprocta ferox*)

**Inaugural - Dissertation**  
zur Erlangung des Grades eines  
Doktors der Veterinärmedizin  
an der  
Freien Universität Berlin

vorgelegt von  
**Barbara Renate Vogler**  
Tierärztin aus Köln

Berlin 2008  
Journal - Nr: 3269

Gedruckt mit Genehmigung  
des Fachbereichs Veterinärmedizin  
der Freien Universität Berlin

Dekan: Prof. Dr. Leo Brunnberg

Erster Gutachter: Prof. Dr. Heribert Hofer

Zweiter Gutachter: Prof. Dr. Heike Tönhardt

Dritter Gutachter: Prof. Dr. Burkhard Meinecke

Deskriptoren (nach CAB - Thesaurus):

breeding season, breeding programs, carnivores, endangered species, endocrinology, Herpestidae, Madagascar, morphology, reproductive performance, spermatozoa, ultrasonography, volatile compounds, zoo animals, reproductive organs

Tag der Promotion: 13.02.2009

ISBN: 978-3-937524-81-8

# Inhalt

<b>1</b>	<b>Einleitung und Zielsetzung</b>	<b>9</b>
<b>2</b>	<b>Stand der Forschung</b>	<b>11</b>
2.1	Biologie der Fossa . . . . .	11
2.1.1	Erscheinungsbild . . . . .	11
2.1.2	Klassifizierung . . . . .	12
2.1.2.1	Taxonomische Kriterien für Carnivora . . . . .	12
2.1.2.2	Taxonomie und Phylogeographie von <i>C. ferox</i> . . . . .	13
2.1.3	Verbreitung . . . . .	14
2.1.4	Aktionsraum . . . . .	15
2.1.5	Lebensweise . . . . .	16
2.1.6	Nahrung, Feinde . . . . .	16
2.1.7	Häufigkeit, Status . . . . .	16
2.1.8	Fossas in menschlicher Obhut . . . . .	17
2.2	Kenntnisstand zur Reproduktionsbiologie . . . . .	17
2.2.1	Allgemeine Daten zur Reproduktion . . . . .	17
2.2.2	Morphologie des Geschlechtstraktes . . . . .	18
2.2.2.1	Morphologie des männlichen Geschlechtstraktes . . . . .	19
2.2.2.2	Morphologie des weiblichen Geschlechtstraktes . . . . .	19
2.2.3	Sexualhormonuntersuchungen . . . . .	21

---

<b>3</b>	<b>Material und Methoden</b>	<b>22</b>
3.1	Untersuchungsprotokoll . . . . .	22
3.2	Statistische Datenauswertung . . . . .	23
3.2.1	Aufbereitung der Daten . . . . .	24
3.2.2	Graphische Darstellung der Daten . . . . .	25
3.3	Computergestützte Bildauswertung . . . . .	25
3.3.1	Sonographie . . . . .	26
3.3.2	Lichtmikroskopie . . . . .	26
3.3.3	Elektronenmikroskopie . . . . .	26
3.3.4	Bildvermessung . . . . .	26
3.4	Untersuchte Tiere . . . . .	27
3.5	Immobilisation . . . . .	30
3.6	Morphologische Untersuchung . . . . .	33
3.6.1	Messung externer morphologischer Strukturen . . . . .	33
3.6.2	Messung interner morphologischer Strukturen . . . . .	34
3.6.2.1	Ultraschall . . . . .	34
3.6.2.2	Weibliche Tiere . . . . .	35
3.6.2.3	Männliche Tiere . . . . .	36
3.7	Hormonanalyse . . . . .	36
3.7.1	Sexualsteroid im Blutserum . . . . .	37
3.7.1.1	Blutprobengewinnung und -lagerung . . . . .	37
3.7.1.2	Bestimmung der Hormone im Blutserum . . . . .	37
3.7.1.3	Datenanalyse . . . . .	37
3.7.2	Metabolite von Sexualsteroiden im Kot . . . . .	38
3.7.2.1	Kotprobengewinnung und -lagerung . . . . .	38
3.7.2.2	Bestimmung der Hormonmetabolite im Kot . . . . .	38

---

3.7.2.3	Datenanalyse . . . . .	38
3.8	Spermatologische Untersuchung . . . . .	40
3.8.1	Elektroejakulation (EE) . . . . .	40
3.8.2	Klassische Spermatologische Untersuchung . . . . .	41
3.8.2.1	Volumen, grobsinnliche Untersuchung . . . . .	41
3.8.2.2	Motilität . . . . .	42
3.8.2.3	Konzentration . . . . .	42
3.8.2.4	Morphologie . . . . .	42
3.8.2.5	Datenanalyse . . . . .	42
3.8.3	Morphologische Beschreibung der Fossaspermien . . . . .	43
3.8.3.1	Lichtmikroskopie . . . . .	43
3.8.3.2	Elektronenmikroskopie . . . . .	43
3.9	Duftstoffanalyse . . . . .	46
3.9.1	Probennahme . . . . .	46
3.9.2	Probenaufbereitung und -analyse . . . . .	46
3.9.3	Datenanalyse . . . . .	47
<b>4</b>	<b>Ergebnisse</b>	<b>49</b>
4.1	Immobilisation . . . . .	49
4.2	Morphometrie . . . . .	49
4.2.1	Externe Morphologie . . . . .	49
4.2.1.1	Allgemeinzustand und Körpermaße . . . . .	49
4.2.1.2	Äußere Geschlechtsorgane . . . . .	50
4.2.2	Interne Morphologie . . . . .	60
4.3	Hormonanalyse . . . . .	72
4.3.1	Sexualsteroid im Blutserum . . . . .	72
4.3.2	Metabolite von Sexualsteroiden im Kot . . . . .	72

---

4.3.2.1	Männliche Tiere . . . . .	72
4.3.2.2	Weibliche Tiere . . . . .	75
4.4	Spermatologische Untersuchung . . . . .	78
4.4.1	Elektroejakulation . . . . .	78
4.4.2	Klassische Spermatologische Untersuchung . . . . .	78
4.4.2.1	Verunreinigungen . . . . .	78
4.4.2.2	Volumen . . . . .	79
4.4.2.3	Motilität und Konzentration . . . . .	80
4.4.2.4	Morphologie . . . . .	80
4.4.3	Morphologische Beschreibung der Fossaspermien . . . . .	85
4.4.3.1	Lichtmikroskopie . . . . .	85
4.4.3.2	Elektronenmikroskopie . . . . .	87
4.5	Duftstoffanalyse . . . . .	96
4.5.1	Körperregionen . . . . .	96
4.5.2	Geschlechts- und seasonspezifische Unterschiede . . . . .	96
<b>5</b>	<b>Diskussion</b>	<b>101</b>
5.1	Repräsentativität der Stichprobe . . . . .	101
5.2	Datenanalyse . . . . .	102
5.3	Untersuchungsumfang und Wahl der Methoden . . . . .	102
5.3.1	Morphologische Untersuchung . . . . .	103
5.3.1.1	Externe Morphometrie . . . . .	103
5.3.1.2	Interne Morphometrie (Ultraschall) . . . . .	103
5.3.2	Hormonanalyse . . . . .	104
5.3.2.1	Bluthormonanalyse - Stichproben . . . . .	104
5.3.2.2	Kothormonmetabolitanalyse - Jahresverlauf . . . . .	104
5.3.3	Ejakulatgewinnung und Spermatologische Untersuchung . . . . .	105

---

5.3.4	Duftstoffanalyse . . . . .	106
5.4	Reproduktionsbiologie . . . . .	107
5.4.1	Penismorphologie . . . . .	107
5.4.2	Spermienmorphologie . . . . .	108
5.4.3	Duftstoffe . . . . .	110
5.4.4	Altersabhängige Erscheinungen . . . . .	111
5.5	Rotfärbung und olfaktorische Kommunikation . . . . .	111
5.6	Saisonalität der Fortpflanzung . . . . .	113
5.6.1	Morphologie . . . . .	113
5.6.2	Hormone . . . . .	114
5.6.2.1	Serumhormone . . . . .	114
5.6.2.2	Kothormonmetabolite . . . . .	115
5.6.3	Spermatologische Untersuchung . . . . .	117
5.6.3.1	Elektroejakulation (EE) und klassische Parameter . . .	117
5.6.3.2	Morphologische Untersuchung . . . . .	118
5.6.4	Duftstoffe . . . . .	119
5.7	Maskulinisierung . . . . .	120
5.8	Reproduktionsstatus und Pathologien . . . . .	122
<b>6</b>	<b>Schlussbetrachtung und Ausblick</b>	<b>126</b>
<b>7</b>	<b>Zusammenfassung</b>	<b>130</b>
<b>8</b>	<b>Summary</b>	<b>132</b>
	<b>Zitierte Literatur</b>	<b>133</b>
	<b>Tabellen</b>	<b>142</b>
	<b>Abbildungen</b>	<b>145</b>

---

<b>Abkürzungen</b>	<b>148</b>
<b>Anhang</b>	<b>I</b>
<b>A Protokolle</b>	<b>I</b>
A.1 Serumhormon-Analyse . . . . .	II
A.2 Übersichtsfärbung nach Blottner . . . . .	III
A.3 Probenaufbereitung für die Rasterelektronenmikroskopie . . . . .	IV
A.4 Probenaufbereitung für die Transmissionselektronenmikroskopie . . . . .	V
<b>B Tabellenanhang</b>	<b>VII</b>
<b>Danksagung</b>	<b>XXX</b>
<b>Erklärung</b>	<b>XXXII</b>



# Kapitel 1

## Einleitung und Zielsetzung

Die Fossa (*Cryptoprocta ferox* Bennett, 1833) ist das größte Raubtier Madagaskars. Nach neuesten DNA-Analysen von Yoder *et al.* (2003) wird sie, gemeinsam mit den übrigen sieben endemischen Carnivora-Spezies, zur Familie Herpestidae (Mungoartige) gezählt. Als einziger natürlicher Feind der großen Lemurenarten spielt die Fossa eine wichtige ökologische Rolle.

Die Wildpopulation ist aufgrund von Habitatfragmentierung und Bejagung laut einer Schätzung aus dem Jahr 2002 auf unter 2500 adulte Individuen zurückgegangen (IUCN, 2006) und die Fossa wird seitdem auf der Roten Liste der bedrohten Tierarten geführt.

Schon seit Ende des 19. Jahrhunderts werden Fossas in zoologischen Einrichtungen außerhalb Madagaskars gehalten und sind derzeit in 16 europäischen Zoos, neun Zoos in Nordamerika und dem Zoo von Antananarivo, Madagaskar, vorzufinden. In Madagaskar wird die Fossa in verschiedenen Nationalparks geschützt.

Obwohl das wissenschaftliche Interesse gegenüber dieser interessanten Tierart in den letzten Jahren zugenommen hat (Doktorarbeiten von Hawkins (1998) und Dickie (2005)), bleiben viele Fragen zur Reproduktionsbiologie der Fossa offen.

In der vorliegenden Studie sollten die Ergebnisse aus vorhergehenden Arbeiten zur Fossa durch eine interdisziplinäre Herangehensweise geprüft und ergänzt werden: Die allgemeine Reproduktionsbiologie der Fossa sollte beschrieben und die Zoopopulation auf ihre reproduktive und genetische Gesundheit hin untersucht werden. Im Weiteren sollte die Hypothese getestet werden, dass die Fossa im Fell Duftstoffe besitzt, welche bei der olfaktorischen Kommunikation eine Rolle spielen könnten. Die Ergebnisse der Studie sollten zu dem allgemeinen Wissen über die Fossa beitragen und die

Bemühungen des Europäischen Erhaltungszucht-Programms (EEP) unterstützen.

Über einen Zeitraum von zwei Jahren wurden 16 männliche und 15 weibliche Tiere aus zehn Europäischen Zoos mehrmalig untersucht. Eine vergleichende Untersuchung der Freilandpopulation wurde angestrebt, allerdings wurden bei dem Feldforschungsaufenthalt in Madagaskar keine Fossas gefangen. Eine Kooperation mit Dr. Ed Louis vom Center for Conservation and Research (CCR), Omaha, ermöglichte neben dem Feldforschungsaufenthalt auch die Durchführung genetischer Untersuchungen. Auf eine Erläuterung dieser Untersuchungen wurde verzichtet, um den Rahmen der vorliegenden Arbeit nicht zu sprengen.

# Kapitel 2

## Stand der Forschung

### 2.1 Biologie der Fossa

#### 2.1.1 Erscheinungsbild

Die Fossa, auch als Frettkatze bekannt, ist das größte Raubtier Madagaskars und erinnert in ihrer äußeren Erscheinung an einen großen Jaguarundi (*Felis yagouaroundi*) oder einen kleinen Puma (*Felis concolor*) (Nowak, 1999), wobei der Kopf länger ist als bei den Felidae (Abb. 2.1). Sie weist eine Schulterhöhe von ca. 37 cm auf (Nowak und Paradiso, 1983) und wiegt zwischen 5 und 10 kg (Nowak, 1999). Die Fossa besitzt eine Kopf-Rumpf-Länge von 60 bis 90 cm (Schliemann, 1989; Hedrick, 1980) mit einem ähnlich langen Schwanz. Hawkins (1998) stellte anhand morphometrischer Daten einen Geschlechtsdimorphismus fest (männliche Tiere sind größer als weibliche); Ljungquist (1930) bemerkte, dass die Körpergröße der Fossas in freier Wildbahn von Ost nach Südwest hin zunahm. Das kurze, dichte Fell ist von rotbrauner Farbe; vereinzelt wurden auch dunklere Individuen bis hin zu Schwärzlingen beschrieben (Ljungquist, 1930). Der Brust- und Bauchbereich weist eine hellere Schattierung auf. Vosseler (1929) und Hawkins *et al.* (2002) beschrieben eine vermehrte Rotfärbung des Fells, welche auf die Zunahme eines öligen Sekrets zurückging, welches bei männlichen Tieren zur Paarungszeit (PZ) im Fell des Brust-Bauchbereiches zu finden war. Diese Beobachtung war jedoch in den Veröffentlichungen vor Vosseler (1929) nicht dokumentiert worden und wurde bei späteren Untersuchungen (Albignac, 1973) nicht bestätigt. Auch Dickie (2005) beobachtete und kommentierte die Rotfärbung im Rahmen ihrer Untersuchung

des Markierungsverhaltens von Fossas in Zoos. Derzeit wird das Vorkommen von zwei Zuchtlinien diskutiert: eine Linie weist sandfarbenes Fell im Bauchbereich auf, eine andere die genannte Rotfärbung (persönliche Mitteilung des Zuchtbuchführers Achim Winkler, 2006).



Abb. 2.1: Trächtige weibliche Fossa im Zoo von Omaha, Januar 2008

Bei ihrer Erstbeschreibung durch Bennett (1833) fiel diesem wohl besonders der in einer Hauttasche versteckte (griech. "crypt-") Anus (griech. "proct-") auf, was ihn zu der Namensgebung dieses Raubtieres (lat. "ferox" für "wild") verleitet haben mag (Köhncke und Leonhardt, 1986): *Cryptoprocta ferox*.

## 2.1.2 Klassifizierung

### 2.1.2.1 Taxonomische Kriterien für Carnivora

Die systematische Zuordnung der verschiedenen Tiergruppen innerhalb der Carnivora hat in den letzten zwei Jahrhunderten erhebliche Veränderungen zu verzeichnen.

Nachdem die Klassifizierung zunächst auf der vergleichenden Betrachtung der Häute und Schädel von Museumsexemplaren beruhte (Gesner, 1551; Linnaeus, 1758) nahm Cuvier (1800) schließlich noch die planti- bzw. digitale Fortbewegung als Kriterium hinzu. Turner (1848) sowie Flower und Lydekker (1891) entschieden sich schließlich für die Schädelbasis als Grundlage ihrer Klassifikation. Spätere taxonomische Einordnungen basieren auf dem Vergleich morphologischer Ähnlichkeiten des gesamten Schädels (Gregory und Hellman, 1939) und schließen auch ausgestorbene Taxa anhand von Fossilfunden und Zahnvergleichen ein (Simpson, 1945). Hunt (1974) erkennt die *Bulla tympanica*

als hochspezifische Struktur und erarbeitet eine präzise Klassifikation, die lediglich auf Vergleichen der *Bulla* beruht. Derzeit ist die Klassifikation nach Wozencraft (1989) gültig. Sie versucht die Analyse aller modernen morphologischen Schlüsselstrukturen in einem Stammbaum zu vereinen. Diese auf der Ausprägung phänotypischer Merkmale beruhende Klassifikation wird zurzeit durch die genetische Analyse hochkonservierter DNA-Bereiche überprüft.

### 2.1.2.2 Taxonomie und Phylogeographie von *Cryptoprocta ferox*

Wie sich die Kriterien zur Erstellung von Stammbäumen über die Zeit änderten, unterzog sich auch die Klassifizierung der Fossa einem wiederholten Wandel.

In seiner Erstbeschreibung charakterisierte Bennett (1833) die Fossa als ein viverrides (schleichkatzenartiges) Tier, wie später auch Flower (1869) oder Pocock (1916b,a), wobei ihr unter diesen z.T. auch eine eigene Unterfamilie ("Cryptoproctinae") eingeräumt wurde (Mivart, 1882; Simpson, 1945; Wozencraft, 1989). Zwischenzeitlich plädierte Lönnberg (1902) dafür, der Fossa eine eigene Ordnung zuzugestehen, da sie aufgrund verschiedener Merkmale mehreren Familien zugeordnet werden konnte. Gregory und Hellman (1939); Beaumont (1964) und Hemmer (1978) ordneten sie den Felidae (Katzenartige), Carlsson (1911) den Herpestidae (Mungoartigen) zu. Veron (1995) sah in der Fossa gar eine Schwestergruppe zu den Felidae.

Yoder *et al.* (2003) und Yoder und Flynn (2003) untersuchten die verwandtschaftlichen Beziehungen aller madagassischen Carnivora anhand von nukleärer und mitochondrialer DNA. Sie bestätigten die Zugehörigkeit von *C. ferox* zu den Herpestidae und wiesen die Monophylie aller madagassischen Carnivora nach. Desweiteren stellten Yoder *et al.* (2003) fest, dass die nächsten Verwandten der madagassischen Carnivora die afrikanischen und asiatischen Herpestidae sind, wobei die Hyaenidae die Schwestergruppe aller Herpestidae bildet (siehe Abb. 2.2).

Madagaskar ist bereits seit 121 bis 165 Millionen Jahren vom afrikanischen Festland und seit 88 Mio. Jahren von Indien getrennt; eine Aufspaltung der terrestrischen Carnivora in eine feliforme und caniforme Linie erfolgte erst vor 65 bis 45 Mio. Jahren. Die genetischen Untersuchungen von Yoder *et al.* (2003) ergaben, dass sich die madagassischen Carnivora vor 24 bis 18 Mio. Jahren in ihre Untergruppen aufgespalten haben. Folglich müssen diese einer herpestiden Urform des afrikanischen Festlandes entstammen, welche auf unbekannte Weise („over-water-dispersal“-Theorie; Simpson (1952)) Madagaskar erreicht hat (Yoder *et al.*, 2003).

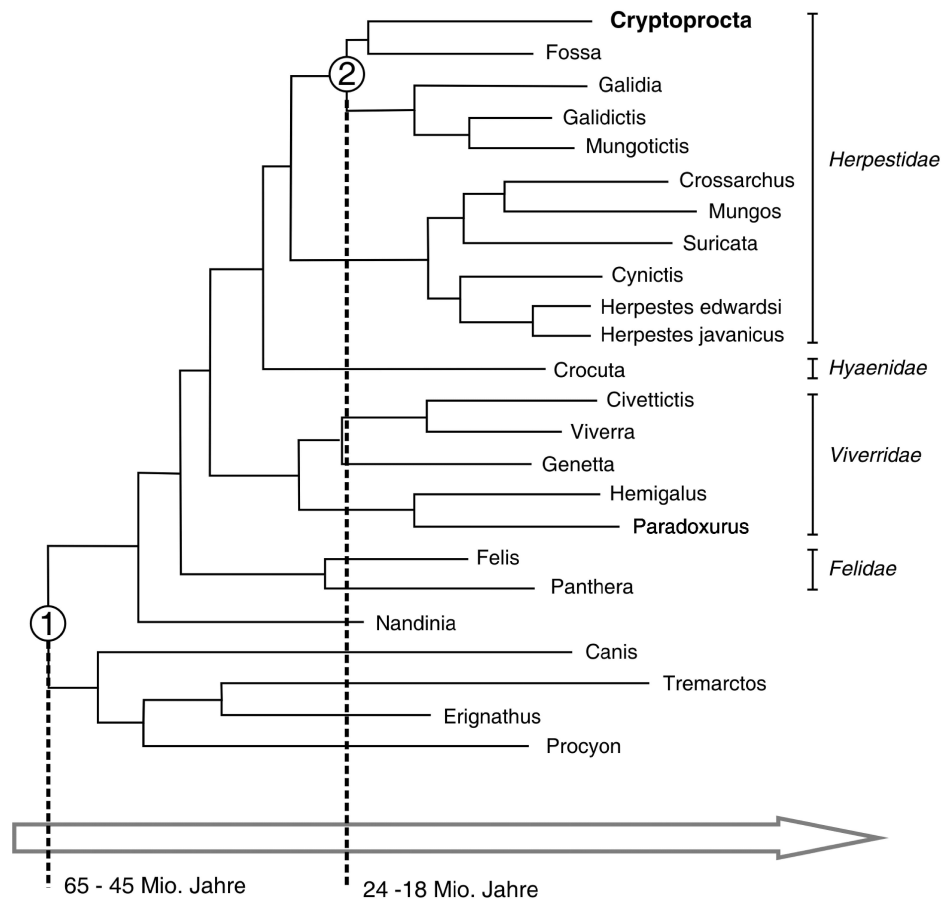


Abb. 2.2: Stammbaum von *C. ferox* nach Yoder *et al.* (2003)

- (1) Aufspaltung der Carnivora in caniforme und feliforme Linie
- (2) Aufspaltung der madagassischen Carnivora

### 2.1.3 Verbreitung

Alle madagassischen Carnivora, und somit auch die Fossa, sind auf Madagaskar endemisch (Abb. 2.3). Die Fossa lebt in Wäldern (Regen- und Trockenwald) und baumbestanden Savannen aller Klimazonen vom Küstentiefland bis auf 2000 m Höhe in den Berggebieten (Coetzee, 1977; Schliemann, 1989; Nowak, 1999). Besonders häufig ist sie im Nordwesten bei Bongolava (bei Majunga), im Osten bei Morondava und im Nordosten bei Analaha verbreitet (Albignac, 1973). Im zentralen Hochland ist sie nur begrenzt, wie z.B. im Andringitra Massiv, verbreitet (Garbutt, 1999). Kaudern (1915) berichtete seinerzeit auch von Fossa-Sichtungen auf der Insel Nosy Boraha (auch: Île Sainte-Marie).



Abb. 2.3: Verbreitungsgebiet der Fossa in Madagaskar

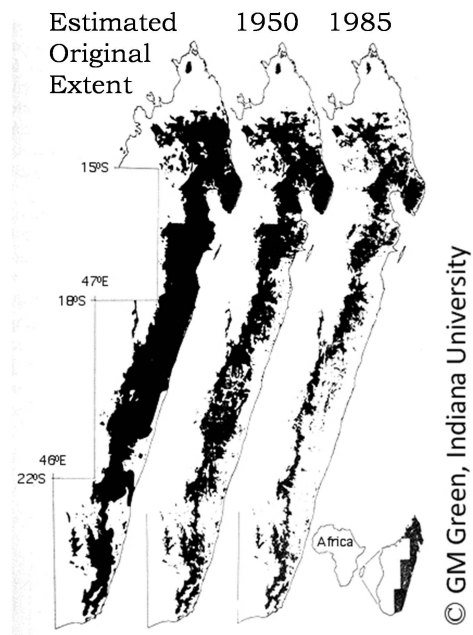


Abb. 2.4: Schwund der Regenwaldgebiete Madagaskars

### 2.1.4 Aktionsraum

Die Größe des individuellen Verbreitungsgebietes oder Aktionsraumes der Fossa schwankt mit dem Nahrungsangebot und somit mit den Jahreszeiten: die Verknappung der Nahrungsquellen in der Trockenzeit hat eine Vergrößerung des Gebietes zur Folge (Garbutt, 1999). In ihrer Freilandstudie im Kirindy Nationalpark ermittelte Hawkins (1998) einen mittleren Aktionsraum von 24 km<sup>2</sup> für männliche Fossas und von 10 km<sup>2</sup> für weibliche; es ergab sich eine Populationsdichte von 0,17 adulten Fossas pro km<sup>2</sup> mit einem Geschlechtsverhältnis von 1:1 (Hawkins, 1998). Die Aktionsräume von Weibchen waren stark gegeneinander abgegrenzt, überlappten sich aber mit denen von Männchen. Schliemann (1989) und Nowak (1999) beschrieben ein Markieren der Aktionsräume durch das Absetzen von Duftstoffen aus Drüsen des Analbereichs. In ihrer Studie von in Zoos gehaltenen Fossas differenzierte Dickie (2005) verschiedene Muster des Markierungsverhaltens, welches das Reiben verschiedener Körperteile an Gehegeeinrichtungen beinhaltet: weibliche Tiere markierten besonders häufig (36%) mit Kinn, Wange und Scheitel (“head rub“), während männliche Tiere vor allem (55%) den gesamten Körper zum Markieren einsetzen (“whole body drag“) und dabei Hals, Brust, Abdomen und Genitalien über das zu markierende Objekt rieben.

### 2.1.5 Lebensweise

Als Sohlengänger bewegt sich die Fossa bevorzugt am Boden fort, verfolgt ihre Beutetiere aber auch geschickt durch die Bäume (Wemmer und Wozencraft, 2001). So kann sie selbst von Baum zu Baum springen und kopfüber die Stämme hinunterlaufen. Insbesondere während der Paarungszeit halten sich die Fossas im Geäst von Bäumen auf (siehe 2.2.1). Durch ihre großen Augen, das ausgezeichnete Gehör und einen hervorragenden Geruchssinn (Hedrick, 1980) ist die Fossa vor allem als nacht- und dämmerungsaktiver Jäger bekannt (Albignac, 1972). Häufig wird sie auch tagsüber angetroffen und in zoologischen Einrichtungen problemlos als tagaktives Tier gehalten.

### 2.1.6 Nahrung, Feinde

Die Fossa ernährt sich vor allem von kleinen nachtaktiven und größeren tagaktiven Tieren. In der Regel jagt sie solitär; es wurde aber auch über das taktische gemeinsame Jagen zweier Fossas berichtet (Garbutt, 1999).

Das Beutespektrum hängt von der Jahreszeit und der Lage des individuellen Aktionsraumes ab. Während der Trockenzeit verzehrt die Fossa vermehrt Reptilien und Schlangen in der Winterstarre sowie Tiere im Winterschlaf (z.B. Tenreks). Im Hochgebirge frisst sie kleine Säugetiere und in Waldgebieten machen Lemuren bis über 50 % der Beute aus (Hawkins, 1998; Garbutt, 1999). Hierbei wurde die Fossa als opportunistisches Raubtier beschrieben, das größere Tiere erbeutet, als dies vom Eigengewicht erwartet werden könnte (Hawkins, 1998). In der Bevölkerung wird anekdotisch sogar über Angriffe auf größere landwirtschaftliche Nutztiere bis hin zu Ochsen (Nowak, 1999) berichtet. Sehr wohl erlegt die Fossa aber kleinere Nutztiere, insbesondere Geflügel, und wird als „Hühnerdieb“ von den Menschen bejagt (Garbutt, 1999).

### 2.1.7 Häufigkeit, Status

Zum Zeitpunkt der Aufnahme in die Rote Liste der gefährdeten Arten im Jahre 2000 wurde die Wildpopulation der Fossas auf weniger als 2500 adulte Tiere geschätzt (IUCN, 2006). Die Anzahl freilebender Fossas wird vermutlich durch Faktoren wie Habitatverlust und -fragmentierung (IUCN, 2006) infolge der weitergehenden Abholzung und traditionellen Brandrodung (Abb. 2.4) sowie der Bejagung als Hühnerdieb (Abschnitt 2.1.6) graduell abnehmen.



Durch ihre Stellung am Ende der Nahrungskette besitzt die Fossa eine wichtige ökologische Rolle. Inzwischen wird sie vor Ort in mehreren Schutzreservaten geschützt (Ankarana und Analamera Special Reserves, sowie die Nationalparke Ranomafana, Andasibe-Mantadia, Montagne d'Ambre) und ex situ wurde ein erfolgreiches Zuchtprogramm etabliert (EEP - Europäisches Erhaltungszucht-Programm, seit 1994).

### 2.1.8 Fossas in menschlicher Obhut

Bereits Ende des 19. Jahrhunderts wurden die ersten Fossas in Zoos außerhalb Madagaskars gehalten: Hornsey (1999) berichtete über die Haltung eines Einzeltieres in Paris im Jahr 1874 und Gewalt (1986) über die Haltung eines weiteren in London im Jahr 1890. Auch in den kommenden Jahren beschränkte sich die Fossahaltung lediglich auf eine Zur-Schau-Stellung von Einzeltieren. Zuchtbemühungen wurden schließlich in den 1970er Jahren angestrebt und waren zunächst im Zoo von Montpellier (1974: erstmalige Fossanachzucht in Gefangenschaft), später dann vor allem im Zoo Duisburg erfolgreich. Die heutige Zoopopulation beruht fast ausschließlich auf Nachzuchten von in den 1970er und 80er Jahren nach Montpellier, Basel und Neapel importierten Wildfängen (3 Männchen, 3 Weibchen). Obwohl die Wildfänge vermutlich zum Teil untereinander verwandt waren (Albignac, 1975), konnte besonders in der Anfangsphase weitgehend Inzucht vermieden werden. Die aktuelle Ausgabe des Zuchtbuches (Winkler, 2002) vom Oktober 2002 verzeichnet 58 Fossas (35 Männchen, 23 Weibchen) an 16 verschiedenen Standorten innerhalb Europas und 25 Tiere (13 Männchen, 12 Weibchen), davon sechs Wildfänge (4 Männchen, 2 Weibchen) an neun Standorten in den USA. Da bisher nicht alle Wildfänge an der Zucht beteiligt sind und die Zoos auch nicht genügend freie Gehegekapazitäten besitzen, nimmt derzeit die genetische Diversität der Zoopopulation rechnerisch zusehends ab (Dickie, 2005).

## 2.2 Kenntnisstand zur Reproduktionsbiologie

### 2.2.1 Allgemeine Daten zur Reproduktion

Die Paarungszeit der Fossa beschränkt sich in ihrer madagassischen Heimat auf die Monate September bis November (Garbutt, 1999), in den Zoos der Nordhalbkugel auf die Monate März/April bis Juli (Winkler, 2003). Die Östrusphase des Weibchens dauert in

freier Wildbahn bis zu sechs (Hawkins, 1998), in Gefangenschaft bis zu acht Tagen an (Hawkins *et al.*, 2002). Während dieser Zeit sucht das Fossaweibchen hochgelegene Äste (Albignac, 1975), bzw. erhöhte Gehegeeinrichtungen (Vosseler, 1929), auf und erwartet in dieser Position verharrend geeignete Paarungskandidaten. Hawkins (1998) beschrieb in diesem Zusammenhang für den Kirindy-Wald „traditionelle Paarungsbäume“, die alljährlich zur PZ nacheinander von einer Vielzahl weiblicher Fossas besetzt werden. Tagsüber verweilen die Weibchen durchschnittlich 5 1/2 Stunden auf dem gewählten Baum und paaren sich in dieser Zeit über drei Stunden mit verschiedenen Männchen. Der einzelne Kopulationsakt kann dabei bis zu 188 Minuten (Hawkins, 1998) andauern. Das Weibchen duldet keine Konkurrentinnen auf dem gleichen Baum und auch unerwünschte Kopulationspartner werden verscheucht.

War die Paarung erfolgreich, bringt die Fossa nach einer 53- bis 60tägigen Tragzeit zwei bis vier Junge in einer Geburtshöhle zur Welt (Schliemann, 1989). Fossas sind Nesthocker: bei einem Geburtsgewicht von ca. 100 g sind sie zahnlos und blind, weisen aber schon eine Behaarung auf (Köhncke und Leonhardt, 1986; Albignac, 1969).

Die postnatale Entwicklung verläuft im Vergleich zu den anderen madagassischen Carnivora relativ langsam (Albignac, 1984). Ein erstes Augenöffnen ist nach zwei bis drei Wochen zu beobachten (Albignac, 1969, 1975). Das erste selbständige Verlassen der Geburtshöhle sowie auch die Entwöhnung beginnt nach vier Monaten (Schliemann, 1989). Nach 15 bis 20 Monaten verlassen die jungen Fossas endgültig die Mutter (Nowak, 1999). Erst mit 20 Monaten ist das permanente Gebiss vollständig durchgebrochen (Albignac, 1973). Das Eintreten der Geschlechtsreife wird für beide Geschlechter im Allgemeinen mit drei Jahren angegeben (Schliemann, 1989), wobei nicht angeführt wird, wie diese definiert wurde (z.B. als Alter beim ersten beobachteten Paarungs-/Masturbationsverhalten oder bei der ersten erfolgreichen Paarung).

Die maximale Lebenserwartung in menschlicher Obhut beträgt ca. 20 Jahre (Albignac, 1972; Köhncke und Leonhardt, 1986). Aus dem Zoo Duisburg ein Sonderfall bekannt: dort verstarb eine Fossa im Alter von 23 Jahren (Winkler, 2003).

### 2.2.2 Morphologie des Geschlechtstraktes

Die Fossa ist die zurzeit morphologisch am genauesten beschriebene madagassische Carnivora-Spezies. Trotzdem ist der Kenntnisstand zur Reproduktionsbiologie unzureichend. Die männlichen Genitale wurden 1867 (Grandidier und Milne-Edwards), die

weiblichen Genitale (Filhol) im Jahre 1894 erstmalig beschrieben. Diese Einzelbefunde wurden im Laufe der Jahre durch weitere Einzeltierbeschreibungen sowie in neuerer Zeit (Hawkins *et al.*, 2002) durch eine umfangreichere Untersuchung an 43 wildlebenden und vier in menschlicher Obhut geborenen Fossas ergänzt.

### 2.2.2.1 Morphologie des männlichen Geschlechtstraktes

Die internen Geschlechtsorgane werden durch das Vorhandensein verschiedener Anhangsdrüsen inklusive der *Glandula prostatae* charakterisiert (Filhol, 1894). Die Testes liegen extraabdominal und postpenial; der Penis liegt cranial gerichtet und vom *Praeputium* umgeben median an der Bauchwand an (Carlsson, 1911). Er ist relativ lang ( $17,7 \pm 1,6$  cm; Hawkins (1998)) und wird zur Hälfte von der *Glans penis* eingenommen, welche zum Großteil scharfe Stacheln trägt und lediglich an ihrer distalen Spitze glatt ist (Carlsson, 1911). Auch das *Os penis* oder *Baculum* ist verhältnismäßig lang ( $7,4 \pm 0,8$  cm; Hawkins (1998)). Es weist eine Längsfurche auf und ist von keulenförmiger Gestalt: proximal am stärksten, in der Mitte verschmälert und am distalen Ende wieder leicht verdickt (Carlsson, 1911). Pocock (1916a) schließlich konzentrierte sich allein auf die männlichen sekundären Geschlechtsorgane und wies, wie auch Lönnberg (1902) und Carlsson (1911), darauf hin, dass die Länge des *Baculum*s für ein Tier aus der Gruppe der Feloidea besonders lang erscheint. Während ein Penisknochen bei den meisten Carnivora vorkommt (Gerhardt, n.d.), wurden Penisstacheln bisher lediglich bei Felidae (Katzen) beschrieben (Gerhardt, n.d.). Die Lage und Länge des Fossa-Penis entspricht den Verhältnissen bei den Viverridae (Schleichkatzen) (Carlsson, 1911).

### 2.2.2.2 Morphologie des weiblichen Geschlechtstraktes

Die Ovarien liegen am distalen Rand der Nieren auf der Höhe des dritten Lendenwirbels. Sie sind medialwärts durch das *Ligamentum ovarii* mit dem distalen Ende des *Cornu uteri* verbunden, sowie lateralwärts durch eine „Bauchfellduplikatur“ - vermutlich ist das *Mesovarium* gemeint - mit der Wirbelsäule. Sie sind von einer Peritonealtasche umgeben, die mit der Bauchhöhle kommuniziert (Carlsson, 1911). Die *Tuba Fallopii* weist einen geschlängelten Verlauf auf und ist vom *Cornu uteri* scharf abgesetzt (Lönnberg, 1902; Carlsson, 1911), indem sie direkt am Übergang in die *Tuba* eine besonders breite und abgerundete Gestalt besitzt (Carlsson, 1911).

Ausgestreckt erreichen die freien Teile des Uterus auf jeder Seite eine vergleichsweise geringe Länge von 8,5 cm (Carlsson, 1911) und eine Dicke von 4 cm (Vosseler, 1929). Gegenüber der Längsachse des Körpers nehmen sie eine rechtwinklige Lage ein (Lönnberg, 1902; Carlsson, 1911). Zwischen die freien *Cornua uteri* und den proximalen Teil der *Vagina* ist ein *Pseudocorpus uteri* geschaltet: die *Cornua* verlaufen hier in einer gemeinsamen Muskelscheide, ihre Lumina sind aber getrennt, so dass ein echter *Corpus uteri* nicht vorhanden ist (Lönnberg, 1902). Die *Vagina* erreicht eine besonders große Länge und lässt sich in einen proximalen birnenförmigen Teil von 6 cm Länge und 3,2 cm Breite (Lönnberg, 1902), der die *Portio vaginalis uteri* umschließt, sowie einen distalen röhrenförmigen Teil untergliedern (Carlsson, 1911). Die Schleimhaut von *Vagina* und *Portio vaginalis uteri* bildet große Papillen, welche in Längsreihen angeordnet sind und nach distal in der Höhe abnehmen, um im *Canalis urogenitalis* ganz zu fehlen (Carlsson, 1911).

Die Öffnung der *Vagina* dreht sich nach cranioventral, ist kreisrund und liegt 3 - 4,4 cm weit vom *Anus* entfernt. Sie wird von einer enormen, auf der Kranialseite stark mit Papillen besetzten *Clitoris* überdeckt, welche aus einer Praeputialtasche herausragt (Filhol, 1894; Lönnberg, 1902; Carlsson, 1911). Die *Clitoris* wird von einem nach dorsal konkav gebogenen Knochen (*Os clitoris*) von bis zu 1,8 cm (Carlsson, 1911) Länge (Hawkins *et al.* (2002):  $0,6 \pm 0,3$  cm, n = 4 Adulte bzw.  $1,5 \pm 0,5$  cm, n = 8 Juvenile) gestützt, der sich durch ein *Corpus fibrosum* fortsetzt, welches sich mit zwei Schenkeln an das Becken heftet (Carlsson, 1911). Die von Lönnberg (1902) beschriebene haarlose Erhebung zwischen der Vaginalöffnung und dem *Anus* wird durch die Bartolinischen Drüsen hervorgerufen (Carlsson, 1911).

**Transiente Maskulinisierung** Die beschriebene Ausprägung der *Clitoris* mit Stacheln und Klitorisknochen ist vor allem bei juvenilen Tieren zu finden, welche während des zweiten und dritten Lebensjahres eine Phase der sogenannten „transienten Maskulinisierung“ durchlaufen (Hawkins *et al.*, 2002). Hawkins (1998) schloss aus signifikant kleineren oder fehlenden Klitorisknochen bei adulten Fossas, dass sich der Knochen mit zunehmendem Alter zurückbildet. Filhol (1894) verglich die Erscheinung des (maskulinisierten) äußeren Genitale mit dem der Tüpfelhyäne (*Hyaena crocuta*). Während ein knorpeliges Äquivalent eines *Os clitoris* auch bei Feliden (Katzen) gefunden wird, ist das Vorkommen von Klitorisstacheln bei der Fossa einzigartig (Carlsson, 1911).

### 2.2.3 Sexualhormonuntersuchungen

Erste Sexualhormonuntersuchungen wurden im Rahmen der oben genannten Studie (Hawkins, 1998) zur „transienten Maskulinisierung“ durchgeführt: es wurde kein Zusammenhang zwischen Ausprägungsgrad der Maskulinisierung und der Serum-Konzentration männlicher Sexualsteroiden (Androstendion, Testosteron und Dihydrotestosteron) nachgewiesen. Männchen zeigten gegenüber Weibchen nicht-signifikant erhöhte Serum-Testosteronwerte. Eine weiterführende Studie beschäftigte sich mit den Sexualhormonmetaboliten in Fossakot (Dickie, 2005). Die Untersuchung von Progesteronmetaboliten im Kot von sieben Zuchtweibchen (Dickie, 2005) ließ bei sechs Weibchen auf eine spontane, bei einem Weibchen auf eine induzierte Ovulation schließen. Eine Untersuchung an vier männlichen Fossas (Dickie, 2005) zeigte ab Januar kontinuierlich ansteigende Testosteronwerte, die im März/April ihr Maximum erreichten und anschließend auf einen Basiswert abfielen.

# Kapitel 3

## Material und Methoden

### 3.1 Untersuchungsprotokoll

Die Untersuchungen (Kap. 3.4ff) beinhalteten die Proben- und Datensammlung am immobilisierten Tier, die Kotprobensammlung im Gehege und die Analyse der Proben im Labor. Die Proben- und Datensammlung am Tier erfolgte stets im Team, so dass die verschiedenen Arbeitsschritte zeitlich verschachtelt ablaufen konnten. Hierdurch wurde die Narkosedauer verkürzt. Im Einzelnen lief die Untersuchung am betäubten Tier folgendermaßen ab (Abb. 3.1):

Auf die Immobilisation der Tiere (Kap. 3.5, S. 33) folgte zunächst die Blutprobenentnahme für die Hormonanalyse (Kap. 3.7.2.3, S. 40) und das Scheren der entsprechenden Hautareale zur Sammlung von Haarproben für die Duftstoffanalyse (Kap. 3.9.3, S. 48) bzw. als Fenster für das Aufsetzen des Ultraschallkopfes während der Ultraschalluntersuchung (Kap. 3.6.2.3, S. 36). Sofern möglich wurde eine Kotprobe aus dem Rektum entnommen; bei den männlichen Tieren folgte ein Einlauf mit körperwarmem Wasser. Anschließend wurde die Ultraschalluntersuchung durchgeführt und die externe Morphometrie der Fossas (Kap. 3.6.2.3, S. 36) inklusive der Körpermasse vermerkt. Auf die Ultraschalluntersuchung folgte bei männlichen Fossas die Spermagewinnung und die Untersuchung mehrerer Ejakulatparameter für die spermatologische Untersuchung (Kap. 3.8.3.2, S. 46). Nach der Ultraschall- bzw. der Spermauntersuchung wurden die Tiere in den jeweiligen Aufwachbereich verbracht und die Aufwachphase von dem zuständigen Personal betreut.

Die Untersuchungen zur PZ erfolgten in den Monaten März bis Juni, diejenigen zur Nicht-Paarungszeit (NPZ) in den Monaten September bis November.

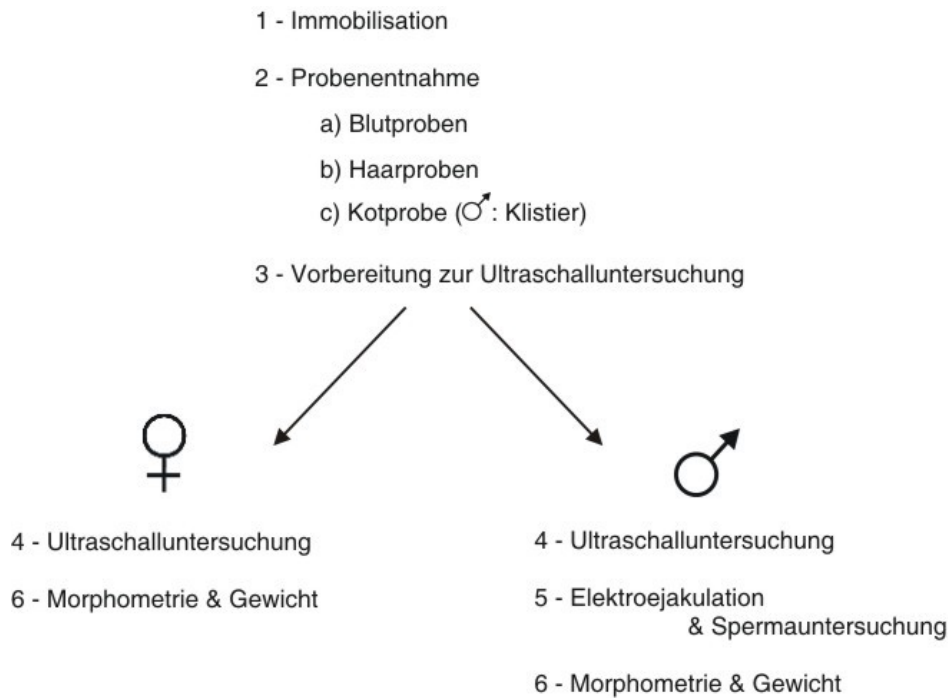


Abb. 3.1: Zeitlicher Ablauf der Fossauntersuchung

## 3.2 Statistische Datenauswertung

Sofern nicht anders angegeben, wurden die Daten aus der vorliegenden Studie durch die Angabe der drei Quartile (Medianwert (1. Quartil / 3. Quartil)), sowie z.T. von Minimum und Maximum beschrieben („deskriptive Statistik“).

Entsprechend der Empfehlung von Bortz und Lienert (1998) für die Hypothesenprüfung bei kleineren Stichproben wurden die Untersuchungsergebnisse anhand von verteilungsfreien statistischen Testverfahren gegen ein Zufallsergebnis abgesichert. Die Hypothese, dass saisonale Unterschiede zwischen PZ und NPZ existieren wurde mit dem Wilcoxon-Test für gepaarte Stichproben getestet (SPSS 8.0, SPSS Inc.) und das Ergebnis durch den p-Wert angegeben. Die Hypothese, dass Unterschiede zwischen den Geschlechtern bestehen wurde mittels Mann-Whitney-Test geprüft (SPSS 8.0) und das Ergebnis mit p- und U-Wert dokumentiert. Eine Korrelation der Hoden-Messwerte aus externer Morphometrie und Sonographie nach Spearman (SPSS 8.0) sollte die Vergleichbarkeit dieser Messverfahren testen. Das Ergebnis des Korrelationstests wurde

mit dem Spearman-Korrelationskoeffizient  $S_{cc}$  und dem p-Wert angegeben. Es wurden jeweils zweiseitige Tests durchgeführt, da den statistischen Erhebungen eine ungerichtete Alternativhypothese zugrundegelegt wurde.

In einigen Fällen wurden alternativ parametrische Testverfahren angewandt. Sollte gleichzeitig auf Unterschiede zwischen verschiedenen Parametern getestet werden, wurde eine Varianzanalyse mit Messwiederholung (SYSTAT 12, Systat Software Inc.) durchgeführt. Dies gilt für die Konzentration von Testosteron im Blutserum unter dem Einfluss von Saison und Geschlecht, die Konzentration geschlechtsspezifischer Duftstoffe unter dem Einfluss der Saison und die Spermienchwanzlänge in Abhängigkeit von Spermienkopftyp und Saison. Das Ergebnis der Varianzanalyse mit Messwiederholung wurde mit dem F-Wert und dem p-Wert angegeben. Für die Prüfung des Zusammenhangs zwischen Hodenvolumen und Länge des *Os penis* mit dem Alter bzw. der Länge des *Os clitoris* mit dem Alter wurde eine Partialkorrelation (SPSS 8.0) durchgeführt. Es wurde angenommen, dass die Variable SSL einen Einfluss auf den Zusammenhang haben könnte, da das Körperwachstum entsprechend der Wachstumskurve nach von Bertalanffy (1960) mit dem Alter korreliert. Nach Bortz (2005) gibt die Partialkorrelation den linearen Zusammenhang zweier Variablen an, aus dem der lineare Einfluss einer dritten Variable (hier: Kontrollvariablen = SSL und Saison) eliminiert wurde. Das Ergebnis der Partialkorrelationsanalyse wurde mit dem Korrelationskoeffizienten  $r$  und dem p-Wert angegeben. Auch hier wurde ein zweiseitiger Test durchgeführt.

Statistische Analysen bezüglich der Parameter Reproduktionsstatus (erfolgreich, erfolglos angepaart oder nicht angepaart) und Farbtyp (rot oder sandfarben) wurden nicht durchgeführt. Es wurde vermutet, dass die Angaben zum Reproduktionsstatus lückenhaft sind und besonders erfolglose Anpaarungen nicht immer von den Zoos vermerkt wurden. Das Vorkommen von Farbtypen stellte lediglich einen Nebenfund dar; ein Einfluss auf die reproduktionsbiologischen Parameter ist unwahrscheinlich.

Statistische Tests wurden nur für Stichproben mit  $n \geq 6$  durchgeführt. Als signifikant galten Wahrscheinlichkeitswerte mit  $p \leq 0,05$ .

### 3.2.1 Aufbereitung der Daten

Um einheitliche Voraussetzungen zu schaffen, wurden jeweils die Werte aus der ersten, für den entsprechenden Abschnitt vollständigen, Untersuchung eines adulten Tieres zur entsprechenden Jahreszeit für die statistische Auswertung gewählt. Eine Aus-



nahme hierzu bildete die Analyse der Daten aus der externen Morphometrie (äußere Körpermaße, Länge des *Os penis*) und aus der Vermessung des *Os clitoris*. Diese Messungen verlangten eine gewisse Routine und Geschicklichkeit, die erst im Laufe der Studie erworben wurde; außerdem sollte auch nicht auf saisonale Unterschiede geprüft werden. Bei Mehrfachmessungen wurde der Datensatz mit den größten Messwerten für die statistische Auswertung gewählt.

Zum Zwecke der statistischen Auswertung von saisonalen Unterschieden wurden nur gepaarte Proben, also Proben aus PZ und NPZ eines Tieres, in die statistische Analyse aufgenommen. In die deskriptive Statistik wurden auch die ungepaarten Werte miteinbezogen; auch hier wurde nach obiger Vorgehensweise nur eine Messung je Tier einbezogen.

Mit Ausnahme der statistischen Analysen, welche das Alter berücksichtigen, wurden die Messdaten der juvenilen Tiere (= Fossas unter drei Jahren, Schliemann (1989)) nicht in die statistische Auswertung miteinbezogen. Da die Mehrzahl der Juvenilen in den Folgeuntersuchungen ein Alter von drei Jahren überschritten, konnten die Daten aus diesen Untersuchungen gemeinsam mit denjenigen der übrigen Adulten analysiert werden. Es standen schließlich Messwerte von insgesamt 15 adulten Männchen und 15 adulten Weibchen für die Datenanalyse zur Verfügung.

### 3.2.2 Graphische Darstellung der Daten

Die Daten wurden als Liniendiagramme, Streudiagramme oder Boxplots dargestellt. In den Boxplots wurden Extremwerte mit einem Stern (\*) symbolisiert. Obere Extremwerte lagen weiter als drei Boxlängen oberhalb des 3. Quartils, untere Extremwerte drei Boxlängen unterhalb des 1. Quartils. Ausreißer, d.h. Werte zwischen 1,5 und drei Boxlängen oberhalb des 3. bzw. unterhalb des 1. Quartils, wurden mit einem Kreis gekennzeichnet.

## 3.3 Computergestützte Bildauswertung

Die computergestützte Bildauswertung beinhaltete das Erstellen von digitalen Standbildern mit nachfolgender Vermessung der gewünschten Strukturen. Abhängig von der Untersuchungsmethode wurden verschiedene Geräte und Software benötigt:

### 3.3.1 Sonographie

Die Ultraschalluntersuchung wurde durch die Kopplung des Ultraschallgerätes (DIASUS, Dynamic Imaging Inc., Scotland, UK und Sonosite 180, WA, USA) mit einem Videorecorder auf MiniDV-Kassetten aufgezeichnet. Mittels geeigneter Computersoftware (Adobe Premiere™ Pro 1.5, Adobe Systems Incorporated, USA) wurden aus diesen Filmen ausgesuchte Sequenzen digitalisiert und Standbilder im JPEG-Format erstellt.

### 3.3.2 Lichtmikroskopie

Für die Vermessung lichtmikroskopisch erfassbarer Spermienstrukturen wurden über eine digitale Kamera (DC 200, Leica Microsystems GmbH) mittels geeigneter Software (DC Viewer, Leica Microsystems GmbH) Standbilder vom Lichtmikroskop (Typ 020-519.010 LB30T, Leica Microsystems GmbH) in die Datenbank (DHS-Bilddatenbank, Dittermann und Heuser Solution GmbH) eines Computers überführt. Die Speicherung der Bilder erfolgte unter Angabe der genutzten Vergrößerung durch geeignete Software im TIFF-Format. Dieses Format enthielt neben den sichtbaren Bildinformationen ebenfalls Daten zu den Maßen des Ursprungsbildes.

### 3.3.3 Elektronenmikroskopie

Bei der Elektronenmikroskopie wurde wie bei der Lichtmikroskopie verfahren; eine Glasfaserschnittstelle (Adda II, Soft Imaging System GmbH) ersetzte hierbei die Digitalkamera.

### 3.3.4 Bildvermessung

Die Vermessung der ausgewählten Strukturen erfolgte jeweils mit AnalySIS™ (Soft Imaging System GmbH, Münster, Deutschland). Während die spermatologischen Bilder einen internen Maßstab besaßen (TIFF-Format), mussten die Ultraschallstandbilder (JPEG-Format) jeweils einzeln kalibriert werden, bevor die Vermessungen durchgeführt werden konnten. Die lichtmikroskopischen Bilder wurden auf 0,01  $\mu\text{m}$  genau, die Ultraschallbilder auf 0,01 mm genau vermessen.

### 3.4 Untersuchte Tiere

Im Rahmen der vorliegenden Studie wurden insgesamt 31 Fossas (16 männlich, 15 weiblich) in zehn verschiedenen Zoos in fünf europäischen Ländern untersucht (Tab. 3.1, Tab. 3.2). Dies entspricht 54 % der Fossas des Europäischen Zoobestandes (Winkler, 2002). Zehn Fossas konnten lediglich einmal untersucht werden: drei Fossas (M2, M3, F2) nur innerhalb und sieben Fossas (M7, M16, F4, F5, F7, F10, F15) nur außerhalb der Paarungszeit (PZ); weitere vier Fossas (M9, M15, F13, F14) konnten jeweils einmal innerhalb und einmal außerhalb der PZ untersucht werden. Die übrigen 17 Fossas wurden insgesamt dreimal untersucht. Hierbei wurden 11 Fossas (M8, M10-14, F6, F8, F11-13) zweimal in der Nicht-Paarungszeit (NPZ) und sechs Fossas (M1, M4-6, F1, F3) zweimal in der PZ untersucht (Tab. 3.1 und 3.2). Bei den männlichen Fossas wurde in diesem Zusammenhang stets eine Elektroejakulation durchgeführt, sofern durch den entsprechenden Zoo kein Widerspruch eingelegt wurde. Letzteres war der Fall bei der zweiten und dritten Untersuchung von M4 und M5.

Zum Zeitpunkt der ersten Untersuchung waren 26 Fossas adult und fünf Fossas (M3-5, F11, F12) juvenil. Alle juvenilen Tiere, mit Ausnahme des frühzeitig verstorbenen M3, hatten zum Zeitpunkt ihrer letzten Untersuchung das in der Literatur als adult angegebene Alter von drei Jahren (Schliemann, 1989) erreicht; die geringe Anzahl juveniler Tiere machte eine statistische Auswertung im Vergleich mit Adulten unmöglich. Während der Laufzeit dieser Studie verstarb Fossa M3 im Alter von zweieinhalb Jahren (05.05.2004) an Herz-Kreislaufversagen, Fossa F10 im Alter von sieben Jahren (Oktober 2005) an einer Lebensmittelvergiftung und Fossa F6 im Alter von acht Jahren (Oktober 2006) an Lebertumoren. Leider war es nicht möglich, an diesen Tieren *post mortem* Untersuchungen durchzuführen.

Als solitär lebende Spezies wurden die untersuchten Fossas in der Regel in getrennten Gehegen gehalten und nur zum Zwecke der Anpaarung für einige Tage vergesellschaftet. Lediglich die beiden Fossas des Amsterdamer Zoos (M8, F6) wurden ganzzeitig gemeinsam gehalten. Innerhalb des von dieser Studie abgedeckten Zeitraumes wurden zwei Anpaarungsversuche durchgeführt: die Fossas M9 und F7 (Chemnitz) sowie die Fossas M11 und F10 (Duisburg) teilten während der Fortpflanzungssaison im Frühjahr 2005 tagsüber ein Gehege. Aus letztgenannter Verpaarung gingen am 27.06.2005 zwei Nachkommen hervor. Aus den Vorberichten bzw. dem Zuchtbuch war ersichtlich, dass neun der 16 untersuchten Männchen (M1, M2, M7, M9, M11-14, M16) und acht der 15 untersuchten Weibchen (F1, F2, F5, F7, F9, F10, F13, F15) bereits vor Beginn der

Tab. 3.1: Aufzucht der untersuchten männlichen Fossas mit Angabe der Untersuchungszeitpunkte

ID	Zucht- status	Farb- Typ	ZB-Nr.	Geburts- datum	Haltungsort	PZ1 (2004)	NPZ1 (2004)	PZ2 (2005)	NPZ2 (2005)	Summe PZ	Summe NPZ
M1	A+	rot	0091	14.06.1997	Ustí nad Labem, CZ	+	+	+	-	2	1
M2	A+	n.b.	0100	30.06.1997	Dvur Kralové, CZ	+	-	-	-	1	0
M3	k.A.	rot	0154	22.06.2002	Bratislava, SL	+	-	-	-	1	0
M4	k.A.	rot	0152	22.06.2002	Bratislava, SL	+	-	+	+	2	1
M5	k.A.	rot	0153	22.06.2002	Bratislava, SL	+	-	+	+	2	1
M6	k.A.	n.b.	0092	14.06.1997	Berlin, D	+	-	+	+	2	1
M7	A+	n.b.	0085	23.06.1995	Colechester, UK	-	+	-	-	0	1
M8	A-	sand	0095	23.06.1995	Amsterdam, NL	-	+	+	+	1	2
M9	A+	rot	0077	31.08.1994	Chemnitz, D	-	+	+	-	1	1
M10	k.A.	rot	0129	19.06.2000	Duisburg, D	-	+	+	+	1	2
M11	A+	rot	0142	ca. 1996	Duisburg, D	-	+	+	+	1	2
M12	A+	sand	0089	23.06.1996	Duisburg, D	-	+	+	+	1	2
M13	A+	sand	0084	23.06.1995	Duisburg, D	-	+	+	+	1	2
M14	A+	sand	0067	22.06.1991	Duisburg, D	-	+	+	+	1	2
M15	k.A.	sand	0103	05.07.1998	Olomouc, CZ	-	-	+	+	1	1
M16	A+	sand	0073	12.06.1994	Frankfurt, D	-	-	-	+	0	1
Summe der Untersuchungen						6	9	12	11	18	19

A+ = erfolgreiche Anpaarung, A- = erfolglose Anpaarung, k.A. = bisher keine Anpaarung, PZ = Paarungszeit, NPZ = Nicht-Paarungszeit, ZB-Nr. = Zuchtbuchnummer, + = Untersuchung durchgeführt, - = keine Untersuchung durchgeführt, n.b. = nicht bekannt

Tab. 3.2: Auflistung der untersuchten weiblichen Fossas mit Angabe der Untersuchungszeitpunkte

ID	Zuchtstatus	Farb- Typ	ZB-Nr.	Geburts- datum	Haltungsort	PZ1 (2004)	NPZ1 (2004)	PZ2 (2005)	NPZ2 (2005)	Summe PZ	Summe NPZ
F1	A+	n.b.	0065	10.07.1990	Ustí nad Labem, CZ	+	+	+	-	2	1
F2	A+	n.b.	0068	22.06.1991	Dvur Kralové, CZ	+	-	-	-	1	0
F3	k.A.	rot	0096	23.06.1997	Berlin, D	+	-	+	+	2	1
F4	k.A.	sand	0126	25.06.1999	Colchester, UK	-	+	-	-	0	1
F5	A+	n.b.	0064	10.07.1990	Colchester, UK	-	+	-	-	0	1
F6	A-	n.b.	0110	14.07.1998	Amsterdam, NL	-	+	+	+	1	2
F7	A+	sand	0074	12.06.1994	Chemnitz, D	-	+	-	-	0	1
F8	A-	sand	0090	23.06.1996	Duisburg, D	-	+	+	+	1	2
F9	A+	sand	0087	23.06.1995	Duisburg, D	-	+	+	+	1	2
F10	A+	rot	0112	18.06.1998	Duisburg, D	-	+	-	-	0	1
F11	k.A.	sand	0156	02.07.2002	Duisburg, D	-	+	+	+	1	2
F12	k.A.	sand	0157	02.07.2002	Duisburg, D	-	+	+	+	1	2
F13	A+	sand	0072	20.06.1992	Duisburg, D	-	+	+	-	1	1
F14	k.A.	sand	0093	14.06.1997	Olomouc, CZ	-	-	+	+	1	1
F15	A+	sand	0078	31.08.1994	Frankfurt, D	-	-	-	+	0	1
Summe der Untersuchungen						3	11	9	10	12	21

A+ = erfolgreiche Anpaarung, A- = erfolglose Anpaarung, k.A. = bisher keine Anpaarung, PZ = Paarungszeit, NPZ = Nicht-Paarungszeit, ZB-Nr. = Zuchtbuchnummer, + = Untersuchung durchgeführt, - = keine Untersuchung durchgeführt, n.b. = nicht bekannt

Untersuchung erfolgreich Nachkommen produziert haben; bei der erfolgreichen Anpaarung von M9 und F7 im Jahr 2004 wurde ein Jungtier geboren, jedoch kurz nach der Geburt von dem Muttertier getötet. Weitere sechs Männchen (M3-6, M10, M15) und 5 Weibchen (F3, F4, F11, F12, F14) wurden bisher noch nicht zur Zucht eingesetzt. Fossa F8 wurde bereits während mehrerer Paarungssaisons mit einem Männchen zusammen gelassen; trotz vollzogener Paarung wurde nie eine Trächtigkeit oder eine Geburt beobachtet. Auch bei den stets gemeinsam gehaltenen Fossas M8 und F6 wurden trotz beobachteter Deckversuche des Männchens (pers. Mitteilung der Tierpfleger) keine Jungtiere geboren.

## 3.5 Immobilisation

Für die Untersuchungen und Probenentnahmen am Tier war die Immobilisation der Fossas unerlässlich. Diese wurde zumeist durch den entsprechenden Zootierarzt vorgenommen, so dass verschiedene Narkoseprotokolle zur Anwendung kamen (Tab. 3.3, Tab. 3.4). Alle Tiere waren zum Zeitpunkt der Immobilisation seit mindestens 24 Stunden nüchtern. Wann immer möglich wurden die Narkoseprotokolle durch die Verabreichung des Narkosegases Isofluran (Isoba™, ESSEX, 1.5 - 3 Vol%) in Kombination mit Sauerstoff (1-2 L/min) ergänzt. Hierdurch war die Narkosetiefe gut steuerbar und es konnte eine ausreichende Immobilisation der Tiere über den gesamten Untersuchungszeitraum gewährleistet werden. Das Gas wurde den Tieren über eine Gesichtsmaske zugeführt.

Die verschiedenen Protokolle der Zootierärzte können in folgende Kategorien der Narkoseeinleitung aufgliedert werden:

### 1. Distanzimmobilisation

Zur Durchführung der Immobilisation wurden die zu anästhesierenden Tiere einige Zeit vor der Applikation der Narkosemittel in kleinere, den Gehegen angeschlossene, Räume gesperrt. Die Immobilisation wurde durch Injektion von Narkosemitteln in die Schulter- bzw. Gesäßmuskulatur durchgeführt, welche mittels Blasrohr (Daninject) appliziert wurden (Abb. 3.2a). Es kamen 3-ml-Pfeile (Daninject) zur Anwendung. Die verwendeten Wirkstoff-Kombinationen, die für die Narkoseeinleitung und z.T. auch für die Aufrechterhaltung der Narkosetiefe eingesetzt wurden, sind in Tab. 3.3 aufgeführt.



(a) Distanzimmobilisation



(b) manuelle Applikation

Abb. 3.2: Applikation der Anästhetika

## 2. Einfangen der Tiere und manuelle Applikation der Anästhetika

Die manuelle Applikation der Anästhetika verlangte keine vorherige Einschränkung der Bewegungsfreiheit der Fossas. Das zu untersuchende Tier wurde durch einen Pfleger im Netz gefangen und durch den Zootierarzt medikamentell ruhiggestellt. Es ergaben sich 2 Vorgehensweisen:

- (a) Dem mechanisch immobilisierten Tier wurde vor Ort die gewünschte Menge einer Arzneimittelkombination (siehe Tab. 3.4) intramuskulär appliziert (Abb. 3.2b). Sobald die Arzneimittel ihre Wirkung zeigten, wurde das Tier in den Behandlungsraum verbracht und die Narkosetiefe, wie oben beschrieben, aufrechterhalten.
- (b) In Duisburg wurde das jeweilige Fossa durch den dortigen Tierarzt und den Hauptpfleger der Fossas in Teamarbeit im Netz gefangen und auf direktem Weg in die angegliederte Tierarztpraxis verbracht. Dort wurde das Narkosegas Isofluran direkt über eine Gesichtsmaske verabreicht.

Tab. 3.3: Wirkstoffkombination bei Distanzimmobilisation

Zoo	Wirkstoff	Dosierung
Amsterdam	Xylazin	1,0 - 3,0 mg/Tier
	Ketaminhydrochlorid	100 - 290 mg/Tier
	Diazepam	5,5 - 25,0 mg/Tier
	bzw.	
	Ketaminhydrochlorid	100 mg/Tier
Berlin	Medetomidin	1000 $\mu$ g/Tier
	Ketaminhydrochlorid	200 mg/Tier
	bzw.	
Chemnitz	Xylazin	10,0 - 20,0 mg/Tier
	Ketaminhydrochlorid	80,0 - 100,0 mg/Tier
	Xylazin	2,0 - 4,0 mg/Tier
Colchester	Ketaminhydrochlorid	100 - 150 mg/Tier
	Diazepam	5,0 - 8,0 mg/Tier
	Ketaminhydrochlorid	17,5 mg/Tier
Dvur Kralové	Medetomidin	3500 $\mu$ g/Tier
	Ketaminhydrochlorid	40,0 mg/Tier
Frankfurt	Medetomidin	5,0-10,0 $\mu$ g/Tier
	Xylazin	1,0 - 3,0 mg/Tier
	Ketaminhydrochlorid	100 - 120 mg/Tier
Olomouc	Diazepam	6,0 - 8,0 mg/Tier
	Xylazin	1,0 mg/Tier
	Ketaminhydrochlorid	70-90 mg/Tier
	Diazepam	6,0 - 8,0 mg/Tier

Während der gesamten Untersuchung wurden die Vitalfunktionen des Tieres, sowie die Narkosetiefe überwacht. In der Regel kam ein Pulsoximeter (Modell N-20 PE, Firma Nellcare, USA) zum Einsatz, so dass die Sauerstoffsättigung des Blutes und die Herzschlagfrequenz überprüft werden konnten. Nach Beendigung der aufgeführten Untersuchungen wurden die Tiere noch schlafend in einen abgegrenzten Bereich des Geheges verbracht. Die Überwachung der Aufwachphase wurde i.d.R. durch den entsprechenden Zootierarzt bzw. die zuständigen Tierpfleger durchgeführt.



Tab. 3.4: Wirkstoffkombination bei manueller Applikation

Zoo	Wirkstoff	Dosierung
Bratislava	Xylazin	12,0 mg/Tier
	Ketaminhydrochlorid	60,0 mg/Tier
Ustí nad Labem	Xylazin	2,0 - 5,0 mg/Tier
	Ketaminhydrochlorid	100,0 - 125,0 mg/Tier
	Diazepam	5,0 - 10,0 mg/Tier

## 3.6 Morphologische Untersuchung

Die morphologische Untersuchung der Fossa umfasste die Beurteilung des äußeren Gesundheitszustandes und die Morphometrie ausgewählter Strukturen. Die Erfassung externer morphometrischer Daten bei der Fossa sollte dazu dienen, einen Maßstab für den Ausprägungsgrad der Geschlechtsorgane im Verhältnis zur Größe des Tieres zu erhalten. Die Messung interner morphologischer Strukturen sollte eine topographische Übersicht über die Geschlechtsorgane und Vergleiche bzgl. des Ausprägungsgrades der Geschlechtsorgane ermöglichen. Es sollten jahreszeitliche und individuelle Unterschiede sowie der reproduktive Gesundheitsstatus ermittelt werden.

### 3.6.1 Messung externer morphologischer Strukturen

Die morphometrischen Daten wurden an allen Fossas (16 Männchen, 15 Weibchen) mit Hilfe eines handelsüblichen Maßbandes auf 0,5 cm genau bestimmt. Die Orientierung erfolgte hierbei überwiegend an palpablen Knochenpunkten. Die Längenmaße folgender anatomischer Strukturen wurden festgestellt (Abb. 3.3): Kopflänge (Nasenspitze bis *Protuberantia occipitalis externa*), Scheitel-Steiß-Länge (*Protuberantia occipitalis externa* bis Kreuzbein-Schwanzwirbel-Gelenk), Schwanzlänge (Kreuzbein-Schwanzwirbel-Gelenk bis knöchernen Schwanzspitze), Länge des Hinterfußes (*Tuber calcanei* bis distales Ballenende des physiologisch gestreckten 3. Zehengliedes).

Alle Weibchen (mit Ausnahme von F2) wurden auf Maskulinisierungsmerkmale im Bereich der Klitoris untersucht. Ein Weibchen wurde als maskulinisiert charakterisiert, wenn im Gewebe der *Clitoris* ein Klitorisknochen (*Os clitoris*) palpiert bzw. ultrasonographisch (s.u.) nachgewiesen werden konnte und zusätzlich auf der Kranialseite der *Clitoris* Stacheln (*Papillae clitorides*) gefunden wurden.

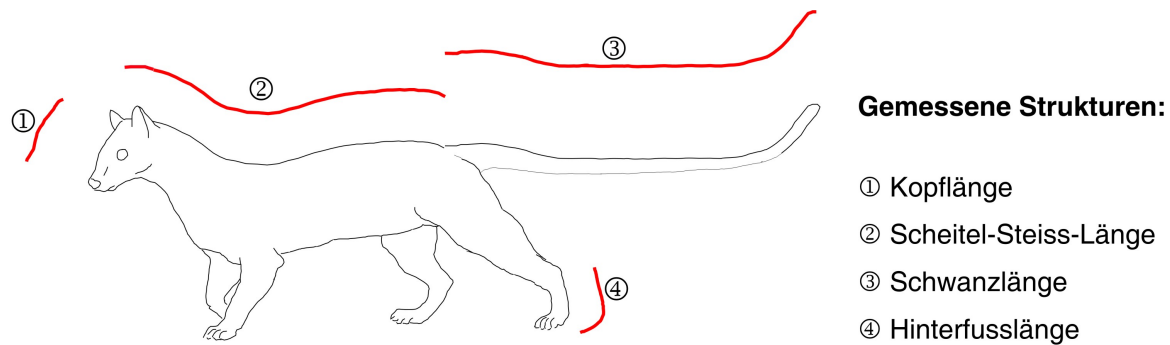


Abb. 3.3: Gemessene externe morphologische Strukturen

Bei den männlichen Fossas wurde die Länge des *Os penis* und die 3 Dimensionen des Hodens (Länge, Höhe, Breite) sowie die doppelte Stärke der *Scrotum*wand bestimmt. Hierzu wurde ein Orchimeter (Orchometer™, Seager Inc.) benutzt, welches die Maße bis auf 0,1 mm genau erfasste. Für die spätere Berechnung des Hodenvolumens wurde - nach Abzug der doppelten Stärke der *Scrotum*wand - die Volumenformel eines Ellipsoids ( $V = \frac{1}{6}\pi \times \text{Länge} \times \text{Höhe} \times \text{Breite}$ ) auf die durch Orchimetrie gewonnen Hodenmaße angewendet.

Bei der Mehrheit der Tiere ( $n_M=15$ ,  $n_W=11$ ) wurde neben den genannten Längenmaßen mit den jeweils vor Ort vorhandenen Waagen mit einer Messgenauigkeit von 100g die Körpermasse bestimmt.

### 3.6.2 Messung interner morphologischer Strukturen

Form und Struktur interner Organe des Urogenitaltraktes wurden in der vorliegenden Arbeit mit einem nicht-invasiven bildgebenden Verfahren am lebenden, immobilisierten Tier angewandt: transkutaner Ultraschall. Auf die Grundlagen der Sonographie bei Wildtieren soll in diesem Zusammenhang nicht weiter eingegangen werden. Hierfür kann die Doktorarbeit von Goeritz (1996) hinzugezogen werden.

#### 3.6.2.1 Ultraschall

Die transkutane Ultraschalluntersuchung der Fossas wurde unter Verwendung von Linearschallköpfen verschieden starker Detail-Auflösung und Eindringtiefe durchgeführt. Zumeist wurde ein 8-16 MHz Schallkopf mit einer Eindringtiefe  $\leq 6$ cm verwendet, aber

auch Schallköpfe mit 5-10 MHz, Eindringtiefe  $\leq 10$  cm, mit 10-22 MHz, Eindringtiefe  $\leq 5$  cm und mit 28 Mhz, Eindringtiefe  $\leq 1$  cm, kamen zum Einsatz. Bei den weiblichen Fossas konnten auf diese Weise der Klitorisknochen, die *Vagina*, die *Portio vaginae*, die *Zervix uteri*, der *Uterus* mit *Endometrium* und die Ovarien dargestellt werden. Bei den männlichen Tieren wurden die Hoden, die Prostata und die Praeskrotaldrüse<sup>1</sup> visualisiert.

Zur Vorbereitung auf die Untersuchung mussten die entsprechenden Hautareale gründlich von Haaren befreit (Nassrasur) und mit Alkohol (Ethanol vergällt mit Petroläther ca. 70% Vol, Alkohol Handelskontor GmbH, Berlin) entfettet werden. Um eine ausreichende Schall-Ankopplung zu gewährleisten, wurden die rasierten Hautareale großzügig mit Ultraschallgel bedeckt.

Die eingesetzten Ultraschallgeräte (DIASUS, Scotland, UK; Sonosite 180, WA, USA) verfügen über geräteeigene Messfunktionen, die eine ad hoc Vermessung der ausgewählten Strukturen ermöglicht. Hierbei wurde darauf geachtet, durch eine Veränderung des Winkels zwischen Schallkopf und Zielstruktur deren maximale Dimensionen bildlich darzustellen, bevor diese am Standbild vermessen wurden. Die Ultraschalluntersuchungen wurden allesamt auf Mini-DV Kassetten aufgezeichnet (Watchman GV-D900E PAL Mini DV, Sony); die Messungen konnten somit retrospektiv verifiziert und weitere Messungen durchgeführt werden (AnalySIS™, Soft Imaging System GmbH, Münster, Germany).

### 3.6.2.2 Weibliche Tiere

*Vagina*, *Portio vaginae*, *Cervix*, *Corpus* und *Cornua uteri* wurden sonographisch (i.d.R. 8-16 MHz Schallkopf) auf der abdominalen Medianen cranial und leicht innerhalb des Beckens aufgesucht und die jeweiligen Durchmesser ( $\emptyset$ ) bestimmt. Zusätzlich wurde die Stärke des *Endometriums* innerhalb der dem *Corpus uteri* nahegelegenen *Cornua uteri* vermessen und, wenn möglich, die Länge der *Cervix* bestimmt. Die Ovarien wurden jeweils links und rechts ventral des *Musculus longissimus dorsi* und caudal des Rippenbogens dargestellt. Es wurden die Länge und Höhe der Ovarien sowie das Vorkommen von Funktionskörpern vermerkt. Das Ovarvolumen wurde analog zur Ermittlung des Hodenvolumens (Kap. 3.6.1) - hier allerdings unter der Annahme, dass die Ovarhöhe dem Ovarquerdurchmesser entspricht - über die Formel eines Rotati-

---

<sup>1</sup>die Praeskrotaldrüse wurde im Rahmen der vorliegenden Studie erstmalig bei der Fossa beschrieben; die Namensgebung erfolgte aufgrund ihrer topographischen Lage (cranial des *Scrotums*)

onsellipse ( $V = \frac{1}{6}\pi \times \text{Ovarhöhe}^2 \times \text{Ovarlänge}$ ) errechnet. Das *Os Clitoris*, oder eine entsprechende bindegewebige Struktur, wurde durch Auflegen des Schallkopfes (8-16 MHz bis 28 MHz) auf die *Clitoris* von cranioventral sichtbar gemacht. Das Auftreten pathologischer oder besonderer Erscheinungen wurde im Protokoll vermerkt.

### 3.6.2.3 Männliche Tiere

Bei männlichen Fossas wurden zunächst die unmittelbar unter der Haut liegenden Testes und die leicht cranial der *Raphe scroti* gelegenen *Glandulae praescrotales* mittels transkutaner Sonographie erfasst. Zur Durchführung der Sonographie an Hoden und Nebenhoden wurde der Schallkopf entlang der Längsachse des Hodens aufgelegt. Durch das oben beschriebene Winkeln des Schallkopfes parallel zur Längsachse konnte der maximale Querdurchmesser des Hodens sowie die maximale Stärke des zentral im Hoden gelegenen *Rete testis* abgebildet werden. Desweiteren wurde, ebenfalls mit dem Schallkopf entlang der Längsachse des Hodens, die Messung von jeweils zwei Dimensionen des *Caput epididymidis* und der *Cauda epididymidis* im rechten Winkel zueinander durchgeführt; über die Flächenformel eines gleichschenkligen Dreiecks ( $A = \frac{\text{Länge} \times \text{Breite}}{2}$ ) wurde die maximale Längsschnittfläche von *Caput* und *Cauda epididymidis* errechnet. Auch der Durchmesser des *Corpus epididymidis* wurde festgestellt. Die Darstellung der *Glandulae praescrotales* sowie der inguinal gelegenen *Glandula prostatae* erfolgte zunächst durch den quer zur Medianen aufgesetzten Schallkopf. Auf diese Weise wurden zwei Dimensionen des maximalen Querdurchmessers dieser Drüsen ermittelt. Hieran schloss sich i.d.R. die Darstellung der Längsachse der beiden Drüsen an. Für die Ermittlung der maximalen Querschnittsfläche eines *Lobus* der *Glandula prostatae* sowie der *Glandula praescrotales* wurde die geometrische Form einer Ellipse ( $A = \frac{1}{4}\pi \times \text{Breite} \times \text{Höhe}$ ) angenommen.

## 3.7 Hormonanalyse

Die Hormonanalyse bei der Fossa bestand aus (1) einer Analyse der Serummetabolite von Sexualsteroiden zum Untersuchungszeitpunkt (Kap. 3.7.1) und (2) der Erhebung eines Jahresprofils der Hormonmetabolite im Kot (Kap. 3.7.2).

### 3.7.1 Sexualsteroid im Blutserum

#### 3.7.1.1 Blutprobengewinnung und -lagerung

Bei jedem Tier erfolgte zu jedem Untersuchungsdatum eine Blutprobenentnahme an der *V. cephalica* eines Vorderbeines oder alternativ an der *V. saphena medialis* eines Hinterbeines. Nach Palpation der Vene wurde ein ausreichendes Hautareal rasiert und mit medizinischem Alkohol (Ethanol vergällt mit Petroläther ca. 70% Vol, Alkohol Handelskontor GmbH, Berlin) gereinigt und desinfiziert. Die Vene wurde mittels einer kleinumigen Kanüle punktiert und das Blut in einem EDTA- sowie einem Serum-Röhrchen aufgefangen. Die gefüllten Serumröhrchen wurden vor Ort bei 500 g für 10 min zentrifugiert. Das Serum wurde anschließend abpipettiert und in 1ml-Fraktionen in 1,5 ml Safe-Lock Reaktionsgefäße (Eppendorf AG, Hamburg) überführt. Gemeinsam mit den EDTA-Proben wurden die Serumproben bei Kühlschranktemperatur gelagert. Sofort nach der Rückkunft im Institut wurden die Proben in einen -80°C-Gefrierschrank verbracht und dort bis zur Untersuchung aufbewahrt.

#### 3.7.1.2 Bestimmung der Hormone im Blutserum

In den gewonnen Serumproben wurde für die Männchen der Gehalt an Testosteron (T) und für die Weibchen der Gehalt an T, Progesteron (P4) und Estrogen (17 $\beta$ -Estradiol, E2) bestimmt. Die Extraktion der Steroide aus dem Blutserum und der folgende kompetitive ELISA wurden gemäß des Protokolls des Endokrinologielabors des IZW durchgeführt (Protokoll A.1, S. II).

#### 3.7.1.3 Datenanalyse

Es lagen Bluthormonwerte von 15 Weibchen ( $n_{PZ} = 10$ ;  $n_{NPZ} = 12$ ) und 16 Männchen ( $n_{PZ} = 10$ ;  $n_{NPZ} = 9$ ) vor. Die Anzahl der Proben je Saison beläuft sich auf sieben für die weiblichen Fossas (F1, F6, F8, F9, F11-13) und auf neun für die männlichen Fossas (M4, M8-15). Auf eine Untersuchung und somit auch Blutprobengewinnung wurde bei der trächtigen Fossa F10 verzichtet, so dass nur Bluthormonwerte von nicht-trächtigen Tieren ermittelt wurden.

## 3.7.2 Metabolite von Sexualsteroiden im Kot

### 3.7.2.1 Kotprobengewinnung und -lagerung

Das Sammeln der Kotproben wurde durch die zuständigen Tierpfleger der entsprechenden Zoos durchgeführt: die Probensammlung sollte von Ende März bis Ende Mai (PZ) bei den weiblichen Fossas zweimal, bei den männlichen Fossas einmal wöchentlich und im übrigen Jahr bei beiden Geschlechtern zweimal monatlich stattfinden. Im Falle einer Trächtigkeit sollte die zweimal wöchentliche Beprobung bis zwei Wochen nach dem Wurf der Jungen beibehalten werden. Den Pflegern wurden für die Probensammlung handelsübliche Kotprobensammelgefäße, sowie vorgefertigte Aufkleber zur datumsge-  
nauen Beschriftung der Proben übergeben. Die gefüllten Probengefäße wurden in den Zoos bis zur Abholung bei -20°C gelagert. Auf dem Weg ins Institut wurden sie gekühlt transportiert und dort bis zur Analyse wiederum bei -20°C tiefgefroren.

### 3.7.2.2 Bestimmung der Hormonmetabolite im Kot

Die Extraktion der Hormonmetabolite aus dem Kot sowie der anschließende Enzyme-Immuno-Assay (EIA) zur Messung der Metabolit-Konzentrationen und die Hochleistungs-Flüssigkeits-Chromatographie (HPLC - High Performance Liquid Chromatography) zur Identifikation der gemessenen Metabolite wurde entsprechend der Beschreibung von Goeritz *et al.* (1997) durchgeführt.

### 3.7.2.3 Datenanalyse

Für die Kothormon-Analyse wurden die Proben von 5 weiblichen und 5 männlichen Fossas, basierend auf unterschiedlichen reproduktiven Vorberichten (morphologische Untersuchungen, sowie Berichte der Fossahalter (siehe auch 3.4), ausgewählt:

Zwei der Weibchen (F9, F10) hatten bereits erfolgreich gezüchtet, wobei eines der beiden Weibchen (F10) während der Kotsammelperiode trächtig wurde und 2 Jungtiere warf. Entgegen des oben beschriebenen Protokolls wurde die Kotprobensammlung beim trächtigen Tier bereits vor der Geburt der Jungtiere aufgrund logistischer Umstände<sup>2</sup> eingestellt. Das dritte Weibchen (F14) war vor, und bis zum Ende der Sammelperiode,

---

<sup>2</sup>Ab drei Wochen vor und für einige Wochen nach dem errechneten Geburtstermin wurde die Gehegepflege auf ein Minimum reduziert, um den Stress für das Muttertier gering zu halten

Tab. 3.5: Anzahl der auf den Gehalt an Hormonmetaboliten untersuchten Kotproben männlicher (oben) und weiblicher (unten) Fossas

	M1	M2	M6	M8	M14	Summe <sub>M</sub>
2004	0	4	3	0	0	7
2005	22	20	20	14	10	86
2006	7	14	22	17	19	79
Summe	29	38	45	31	29	172

	F6	F8	F9	F10	F14	Summe <sub>W</sub>
2004	0	1	1	1	0	3
2005	14	30	29	21	15	109
2006	22	6	19	0	24	71
Summe	36	37	49	22	39	183

noch nie angepaart worden und bei den zwei letzten Weibchen (F6, F8) war eine Anpaarung bisher nicht erfolgreich. Eines dieser Weibchen (F6) war maskulinisiert und wurde mit einem männlichen Fossa (M8) in einem gemeinsamen Gehege gehalten.

Die Vorberichte zum reproduktiven Status der männlichen Fossas waren weniger unterschiedlich als die der weiblichen Tiere. Es wurden drei Männchen (M1, M2, M14) ausgewählt, die bisher mindestens einmal erfolgreich gezüchtet hatten, wobei eines dieser Tiere (M14) mit 15 Jahren das älteste männliche Studientier war und ein anderes Männchen (M1) durch ein besonders großes Hodenvolumen zur PZ auffiel. Das vierte Männchen (M6) war kryptorchid und das fünfte Männchen (M8) war ganzjährig mit einem Weibchen (F6) vergesellschaftet ohne je Nachkommen produziert zu haben.

Insgesamt wurden 183 Kotproben fünf weiblicher (davon 2005: 109 Proben, 2006: 71 Proben) und 172 Kotproben fünf männlicher Fossas (davon 2005: 86 Proben, 2006: 79 Proben) aus beiden Jahreszeiten ausgewertet (Tab. 3.5).

## 3.8 Spermatologische Untersuchung

Die Spermagewinnung wurde mittels Elektroejakulation am narkotisierten Tier durchgeführt. Standardparameter wie Volumen, Farbe, Motilität und Konzentration des Spermas wurden erfasst und die Morphologie der Spermien untersucht.

### 3.8.1 Elektroejakulation (EE)

Die EE wurde am IZW für verschiedene Säugetierarten etabliert und stellt bei Wildtieren die praktikabelste Methode der nicht-invasiven Spermagewinnung dar (Watson, 1978). In der Regel wurden alle männlichen Fossas nach jeder Ultraschalluntersuchung ejakuliert; lediglich bei der 2. und 3. Untersuchung der Fossas aus Bratislava (M4 und M5) wurde auf Wunsch der Zooleitung hierauf verzichtet.

Vor Beginn der Elektrostimulation wurde eine rektale Lavage mit lauwarmem Wasser durchgeführt, um genügend Platz für das Einführen der Sonde zu schaffen und eine gute Ankopplung der Elektroden an die Darmwand zu gewährleisten. Nach manueller Ausschachtung und Spülung des Penis mit steriler physiologischer Kochsalzlösung wurde eine für die Fossa geeignete Sonde (Durchmesser = 2,0 cm, Elektrodenlänge = 5,5 cm; Abb. 3.4a), unter Zuhilfenahme von Ultraschallgel als Gleitmittel, in das Rektum eingeführt (Abb. 3.5a). Um eine Erektion und eine anschließende Ejakulation auszulösen, musste die Sonde so platziert werden, dass die Elektroden oberhalb der Prostata lagen (Abb. 3.4b); die Lage dieser Drüse, insbesondere ihre Entfernung vom Anus, wurde jeweils bei der vorhergehenden Ultraschalluntersuchung festgestellt. Die Prostata wurde daraufhin durch kontrollierte elektrische Impulse mit geringer Voltzahl stimuliert (Seager Electrostimulation Unit, Model 14, Dazell USA Medical Systems): die Stromspannung und Stärke wurden langsam und kontinuierlich gesteigert (max. 6 V bei max. 100 mA), der individuelle Maximalwert für ein bis zwei Sekunden konstant gehalten und wieder langsam und kontinuierlich reduziert. Nach jeweils 3 solcher 10-15 sekundiger dynamischer Stimulationszyklen, wurde die Harn-Samenröhre von der Peniswurzel in Richtung Penisspitze hin ausmassiert. Die jeweilige Fraktion des Ejakulates wurde in einem sterilen Plastikgefäß (50 ml, Greiner Bio-One GmbH) aufgefangen, welches während des jeweiligen Stimulationszyklus über den Penis gestülpt worden war (Abb. 3.5b). Je Tier und Untersuchungszeitpunkt wurden maximal 5 der beschriebenen Stimulationszyklen durchgeführt.



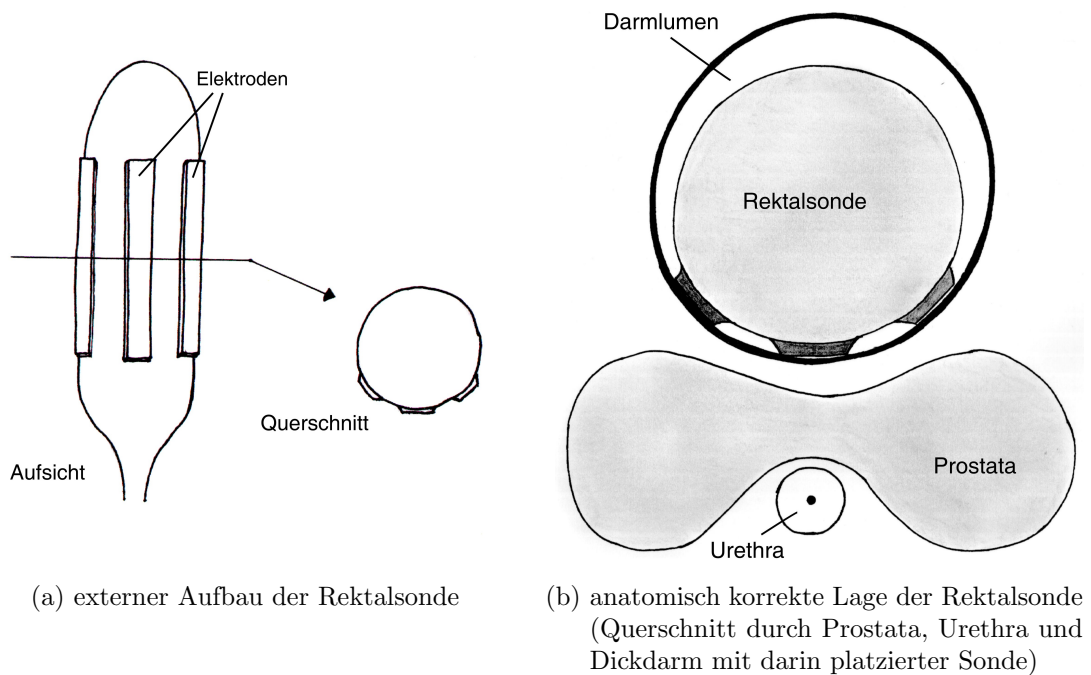


Abb. 3.4: Rektalsonde für die Elektroejakulation (Schemata)

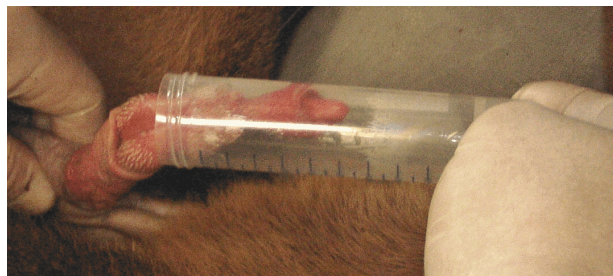
### 3.8.2 Klassische Spermatologische Untersuchung

#### 3.8.2.1 Volumen, grobsinnliche Untersuchung

Die aufgefangenen Ejakulatfraktionen wurden jeweils mittels einer volumetrischen Pipette (10-100  $\mu\text{l}$  Pipette, Eppendorf AG) in ein beschriftetes und vorgewärmtes 1,5 ml Safe-Lock Reaktionsgefäß (Eppendorf AG) überführt und dabei das Volumen bis auf 0,01 ml genau bestimmt. Im Weiteren wurde die Farbe und Konsistenz eingeschätzt, um mögliche Verunreinigungen mit Urin zu erfassen.



(a) Einführen der Sonde



(b) Auffangen des Ejakulates

Abb. 3.5: Elektrostimulation bei der Fossa

### 3.8.2.2 Motilität

Die Gesamtmotilität (Einzelbewegung) wurde als prozentualer Anteil der beweglichen Zellen im Vergleich zu der Gesamtheit der Zellen abgeschätzt. Hierzu wurde ein Tropfen des nativen Ejakulates auf einen Objektträger gegeben und mit einem Deckgläschen abgedeckt. Mit Hilfe eines Phasenkontrast-Mikroskopes (Phasenkontrastmikroskop CH40 RF200, Olympus) wurden bei 100facher Vergrößerung (10er Okular, 10er Objektiv) verschiedene Gesichtsfelder eingestellt und für jedes Gesichtsfeld die Vorwärtsbeweglichkeit festgestellt. Der Mittelwert der Schätzungen stellte den Wert für die Gesamtmotilität dar.

### 3.8.2.3 Konzentration

Für die Bestimmung der Spermienkonzentration, wurden die unkontaminierten Ejakulatfraktionen gepoolt. Ein Aliquot dieser gepoolten Fraktionen wurde 1:1 mit Wasser verdünnt und in einer Neubauerkammer die Zellzahl pro ml bzw. pro Ejakulat bestimmt.

### 3.8.2.4 Morphologie

Von jeder Ejakulatfraktion wurden Ausstriche angefertigt, die der Bestimmung der Morphologie dienten. Die Präparate wurden mit der Übersichtsfärbung nach Blottner *et al.* (1989) (siehe auch A.4) angefärbt und in Roti™-Histokitt II eingebettet. So konnten die Ausstriche als Dauerpräparate wiederholt begutachtet werden. Die klassische Vorgabe zur Beurteilung der Spermienmorphologie nach Art und Anzahl morphologischer Abweichungen wurde für die Fossa modifiziert: je Ausstrich wurden 100 Zellen bei 400facher Vergrößerung betrachtet und nach dem Kopfkappentyp (Typ 1-5, siehe Kap. 4.4.2.4) eingeteilt. Zusätzlich wurden für jedes dieser Spermien die Kategorien Geißelmorphologie (intakt, nicht intakt, fehlend) und Vorkommen von Plasmotropfen erfasst.

### 3.8.2.5 Datenanalyse

War das Ejakulat, oder auch nur ein Teil dessen, durch Urin kontaminiert, konnte lediglich die Morphologie beurteilt werden; alle Ergebnisse zu den übrigen Untersuchungen (Volumen, Konzentration, Motilität) wurden nicht verwertet.

### 3.8.3 Morphologische Beschreibung der Fossaspermien

Die Beschreibung der Fossaspermienmorphologie basierte (1) auf der lichtmikroskopischen Darstellung gefärbter Ejakulatausstriche und (2) auf raster- und transelektronenmikroskopischen Aufnahmen von in Glutaraldehyd fixierten Spermien. Neben der Beschreibung der Spermien, mit Schwerpunkt auf den verschiedenen Kopfkappentypen, sollten ausgewählte Strukturen vermessen werden.

#### 3.8.3.1 Lichtmikroskopische Morphometrie von Fossaspermien

Die detaillierte Charakterisierung der Spermienmorphologie erfolgte an digitalisierten Einzelaufnahmen von gefärbten Fossaspermien.

**Kopfmorphometrie (1000fache Vergrößerung).** Die Parameter der Kopfstrukturen wurden exemplarisch an einem Individuum (M1) erstellt. Es wurden für Ausstriche der PZ und der NPZ je Kopfkappentyp 4 Spermienköpfe vermessen. Folgende Parameter wurden bestimmt: Breite des Kopfes (basaler und apikaler Kopfbereich, breiteste Stelle), Länge des Kopfes (unterhalb und oberhalb des Äquatoralsegments, Äquatoralsegment), Kopfumfang und -fläche, sowie die Länge und apikal breiteste Stelle des Akrosoms (Abb. 3.6).

**Schwanzlänge.** Die durchschnittliche Länge der Fossaspermienchwänze wurde bei 400facher Vergrößerung an Einzelzellen von 6 Männchen (M1, M9, M10, M11, M12, M13) aus beiden Jahreszeiten (PZ, NPZ) ermittelt. Die Spermien wurden zunächst den 5 Kopfkappentypen zugeordnet und daraufhin an 3 Spermien jeden Typs die Schwanzlänge gemessen.

#### 3.8.3.2 Elektronenmikroskopie

Für die Elektronenmikroskopie wurde natives Sperma in einem 2 ml Eppendorf-Gefäß in einem Verhältnis von 1:10 mit 3 %igem Glutaraldehyd versetzt, gekühlt gelagert und baldmöglichst entsprechend standardisierter Protokolle aufgearbeitet (Anhang A.4)

**Rasterelektronenmikroskopie (SEM)** Die Beurteilung der Proben wurde anhand des Rasterelektronenmikroskopes ZEISS DSM 940A (Fa. Zeiss, Oberkochen, Deutsch-

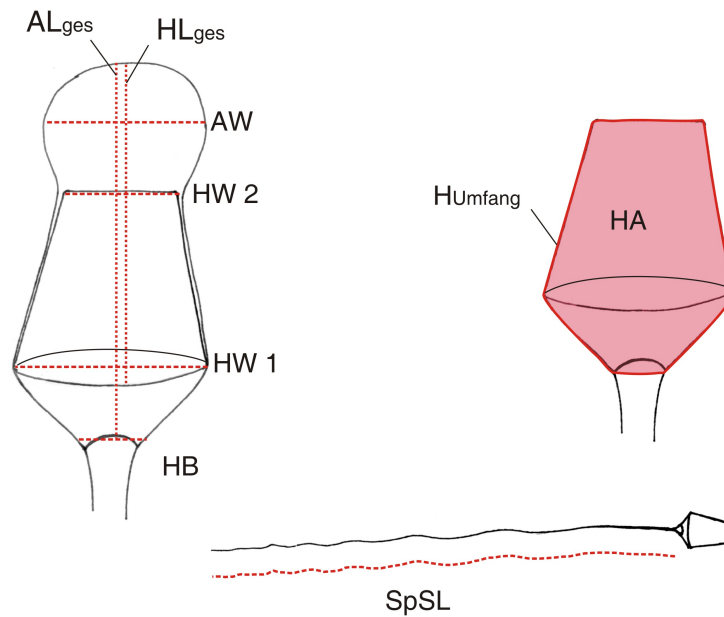


Abb. 3.6: Morphometrie lichtmikroskopisch erfassbarer Strukturen des Fossa-Spermiums (Schema): HB = Kopfbasis, HW1 = Kopfbreite in Höhe des Äquatorialssegments, HW2 = Kopfbreite in Höhe der Kernspitze,  $HL_{ges}$  = gesamte Kopflänge, HA = Wurzel aus der Fläche des Kopfes,  $AL_{ges}$  = gesamte Akrosomlänge, AW = maximale Breite des Akrosoms

land) bei 15 kV durchgeführt. Es konnten ausgesuchte Strukturen (Länge, Breite, Dicke des Kopfes, Breite des Geißelansatzes) vermessen werden (Abb. 3.7).

**Transmissionselektronenmikroskopie (TEM)** Die Ultradünnschnitte (Schichtdicke ca. 50 - 80 nm) der Fossaspermien wurden mittels des Transmissionselektronenmikroskopes EM 902A (Zeiss AG) beurteilt. Das Hauptaugenmerk lag in der ultrastrukturellen Darstellung (1) von sagittalen Schnittebenen des Kopfbereiches der verschiedenen Kopfkappen-Typen und (2) von transversalen Schnittebenen der aufeinanderfolgenden Schwanzabschnitte: Mittelstück, Hauptstück, Endstück (Abb. 3.8).

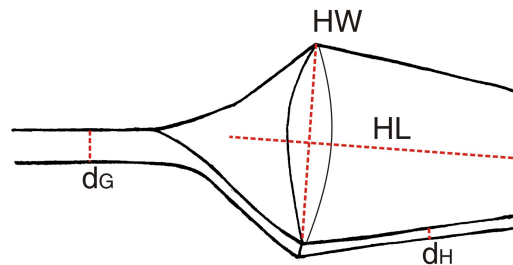


Abb. 3.7: Morphometrie rasterelektronenmikroskopisch erfassbarer Strukturen des Fossa-Spermiums (Schema): HW = max. Kopfbreite, HL = Kopflänge, dG = Durchmesser des Geißelansatzes, dH = Dicke des Kopfes

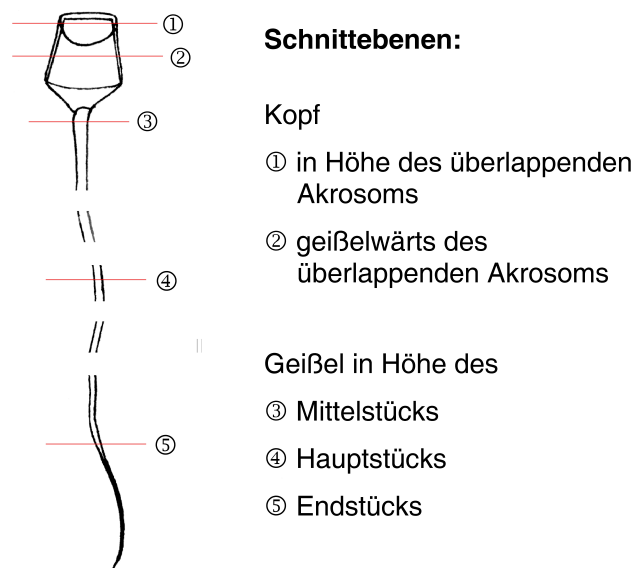


Abb. 3.8: Ultradünnschnittebenen durch das Fossa-Spermium

## 3.9 Duftstoffanalyse

In der Duftstoffanalyse sollte geprüft werden, ob Unterschiede bezüglich der verschiedenen Körperregionen festzustellen sind und ob sich geschlechts- bzw. seasonspezifische Muster abzeichnen.

### 3.9.1 Probennahme

Entsprechend des von Dickie (2005) beschriebenen Markierungsverhaltens (2.1.4) wurden vier Körperregionen (Abb. 3.9) für die Analyse ausgewählt: ventral am Hals (direkt oberhalb der 1. Rippe), ventral am Rippenbogen (vor dem Abknicken der Rippen in Richtung Sternum), an der Seite (fingerbreit caudal der letzten Rippe, fingerbreit ventral des M. longissimus dorsi), an der Schwanzunterseite (fingerbreit distal vom Schwanzansatz). Aus diesen Bereichen wurden von allen adulten Tieren (16 Männchen, 15 Weibchen) Haarproben mittels elektrischen Scherapparates entnommen; zehn Männchen und sieben Weibchen wurden während beider Saisons beprobt. Zusätzlich wurden während einer PZ Tupferproben des Analdrüsensekrets von acht männlichen und sieben weiblichen adulten Fossas angefertigt. Es wurde stets mit Einmal-Handschuhen gearbeitet, um die Proben nicht zu verunreinigen. Die abgeschorenen Haare, bzw. die Tupfer, wurden in Glasgefäße (Szintillations-Fläschchen, VWR International GmbH, Darmstadt) überführt und luftdicht verschlossen. Bis zur Analyse wurden die Proben bei  $-18^{\circ}\text{C}$  gelagert.

### 3.9.2 Probenaufbereitung und -analyse

Für die Analyse der flüchtigen Substanzen in Fossahaaren wurden 0,1g der jeweiligen Haarprobe anhand einer Präzisionswaage (PM 600, Mettler) in spezielle GCMS-Szintillationsgefäße (GCMS Fläschchen 20 ml, Shimadzu) eingewogen. Die Analdrüsentupfer wurden vollständig in das Szintillationsgefäß überführt. Bei der Befüllung der GCMS Fläschchen musste darauf geachtet werden, dass die Haare oder der Tupfer nicht in den Innenraum der oberen Zweidrittel des Probenröhrchens ragten, damit die später eingeführte Faser hierdurch keinen Schaden nehmen konnte. Als interner Standard wurde jeder Probe  $0,8 \mu\text{g}$  Campher - gelöst in  $4 \mu\text{l}$  Isopropanol - zugesetzt. Die Gefäße wurden mit Einmal-Verschlusskappen aus Metall und Gummi (GCMS Kappe magnetisch 20 ml, Shimadzu) versiegelt. Verbleibende Probenreste wurden für eventu-

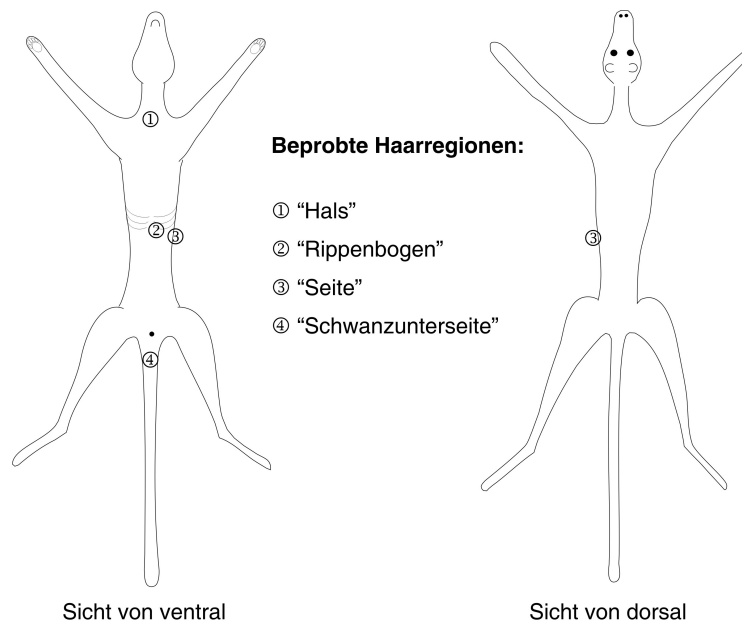


Abb. 3.9: Topographische Übersicht über beprobte Haarregionen für die Duftstoffanalyse (Schema)

elle weitere Analysen wieder bei  $-18^{\circ}\text{C}$  eingefroren.

Aus den derartig aufbereiteten Proben wurden entsprechend der Beschreibung von Vogler *et al.* (2007) die flüchtigen Substanzen mittels Solid Phase Micro Extraction (SPME) in einem CTC Combi Pal System Auto Injector extrahiert und die flüchtigen Substanzen dabei an eine  $85\ \mu\text{m}$  Carboxen/ PDMS beschichtete StableFlex Faser (Sigma) gebunden. Die Faser wurde anschließend automatisch in den „Injector port“ eines Gaschromatographen (GC) mit eingebautem Massenspektrometer (MS) (GC-MS - QP5050A, Shimadzu, LabSolutions) überführt. Hier wurden die Substanzen molekulspezifisch von der Faser desorbiert und chromatographisch und massenspektrometrisch aufgetrennt (Vogler *et al.*, 2007). Nach erfolgter Analyse wurden die Analysegefäße wiederum bei  $-18^{\circ}\text{C}$  eingefroren, um sie für eventuelle Wiederholungsuntersuchungen bereithalten zu können.

### 3.9.3 Datenanalyse

Die Massenspektrometrie wurde im TIC-Modus (TIC = engl.: Total Ion Current/ Chromatogram = Totalionenstrom/ Totalionenchromatogramm) durchgeführt. Der TIC wird i.d.R. vom MS-System errechnet und im Verhältnis zur Zeit oder Scan-Zahl ge-

setzt. Es zeigt die Summe aller Signalintensitäten eines einzelnen Scan-Spektrums an und liefert somit einen Maßstab für die Evaporation/ Ionisation einer Probe über die Zeit der gesamten Messung. Die jeweiligen Massenspektrometren wurden durch einen Abgleich mit der MS-Datenbank (NIST107.lib - Version 107 der Sammlung des National Institute of Standards and Technology) identifiziert und in Einzelfällen dieses Ergebnis durch einen Vergleich mit den authentischen Standards verifiziert. Die Standard Chemikalien wurden dem gleichen Protokoll unterzogen wie die Proben.

Die Auswertung der Rohdaten erfolgte mittels der geräteeigene Software (GCMS-PostrunAnalysis<sup>TM</sup>, Lab Solution). Zur Ermittlung der Gesamtmenge der flüchtigen Substanzen je Gramm Haarprobe wurde die Gesamtfläche aller Peaks oberhalb des Grundrauschens (Grundrauschen wurde definiert als Peakfläche  $\leq 200.000$  Einheiten) festgestellt. Von diesen wurden 20 Peaks für vergleichende Untersuchungen ausgewählt. Die detektierten geschlechts- und seasonspezifischen Unterschiede wurden durch die jeweilige Fläche unterhalb der Peaks definiert. Die Substanzen wurden entsprechend der Retentionszeit (Rz) ihrer Peaks angesprochen (z.B. „Substanz Rz 19,95“).



# Kapitel 4

## Ergebnisse

### 4.1 Immobilisation

Die Narkose wurde i.d.R. vom zuständigen Zootierarzt durchgeführt, so dass verschiedene Narkose-Regimes angewendet wurden (Kap. 3.5). Hieraus ergaben sich unterschiedlich lange Einschlaf- und Aufwachphasen. Selten wurde eine Aufwachdauer von über zwei Stunden bis zum Vierpfoten-Stand der Tiere beobachtet. Die rein auf der Basis von Injektionsanästhetika immobilisierten Tiere zeigten z.T. noch am Folgetag eine vermehrte Müdigkeit. Durch die Verabreichung von Inhalationsanästhetika konnten die Einschlaf- und Aufwachphasen verkürzt werden; Tiere, die allein durch letztere immobilisiert wurden, waren oft bereits wenige Minuten nach Narkose-Ende wieder bei vollem Bewusstsein und standen auf.

### 4.2 Morphometrie

#### 4.2.1 Externe Morphologie

##### 4.2.1.1 Allgemeinzustand und Körpermaße

Das allgemeine Erscheinungsbild der Fossa entsprach weitgehend den Angaben aus der Literatur (Kap. 2.1.1). Bei den untersuchten Tieren konnten zudem nach der Fellfarbe zwei Typen unterschieden werden: der sandfarbene und der rote Typ. Dreizehn Männchen und elf Weibchen waren eindeutig jeweils einem dieser Typen zuzuordnen;

der überwiegende Teil der Tiere gehörte zum sandfarbenen Typ (6 Männchen, 9 Weibchen). Dem roten Typ konnten lediglich zwei Weibchen, aber sieben Männchen zugeordnet werden. Die von Hawkins (1998) beschriebene Rotfärbung des Fells an Brust und Bauch zur Paarungszeit war nicht bei allen untersuchten Tieren vorhanden. Trat aber eine Färbung auf, so war diese unabhängig von der Jahreszeit im Bereich von Hals und Brust am intensivsten. Die in den Zoos gehaltenen Fossas wirkten im Allgemeinen leicht adipös. Bei fünf Männchen und sechs Weibchen fielen haarlose Stellen auf, insbesondere die Schwanzunterseite war häufig betroffen. Zudem waren bei mehreren Tieren (mind. 3 Männchen, 3 Weibchen) das äußere Ohr infolge von Erfrierungen (persönliche Mitteilung der Pfleger) auffallend verkürzt und bei drei Tieren (F3, M2, M4) die Schwanzspitzen infolge von Verletzungen amputiert worden.

Männliche Fossas waren in allen erfassten Parametern signifikant größer (Tab. 4.1) und schwerer als weibliche Tiere (Tab. 4.1, Abb. 4.1), mit Ausnahme der Schwanzlänge. Die erfassten Maximalwerte wurden ausschließlich von männlichen Fossas erreicht, die Minimalwerte - mit Ausnahme der SL - jeweils nur von weiblichen Tieren.

#### 4.2.1.2 Äußere Geschlechtsorgane

**Männliche Tiere - Lage und Erscheinungsbild** Das behaarte *Scrotum* mit den darinliegenden wachteilegroßen Hoden war cranioventral des in einer Analtasche gelegenen Anus zu finden (Abb. 4.2). Die Hoden hatten eine derbe Konsistenz und der Nebenhoden war palpatorisch abgrenzbar. Bei zwei Tieren lag jeweils nur ein Hoden (M6: rechter Hoden, M9: linker Hoden) im *Scrotum* (= unilateraler Kryptorchismus). Der zweite Hoden war palpatorisch nicht auffindbar, konnte aber sonographisch lokalisiert werden. Leicht cranial des *Scrotums* befand sich eine haselnussgroße Erhebung auf der Medianen. Diese wurde in der späteren Ultraschalluntersuchung (Kap. 4.2.2) als Drüse identifiziert und aufgrund ihrer Lage bis auf weiteres als Praeskrotaldrüse od. *Glandula praescrotalis* bezeichnet. Rechts und links der Medianen war im Bereich der Erhebung jeweils eine stecknadelkopfgroße Schwarzfärbung sichtbar, die als Mündung von Drüsenausführungsgängen gedeutet wurde. Bei einigen Tieren (M1, M4, M7, M8) konnten hieraus wenige  $\mu\text{l}$  eines weiß-gelblichen Sekrets ausgedrückt werden. Der *Penis* lag im entspannten Zustand innerhalb des *Praeputiums* ventral der Bauchdecke an und konnte bei der narkotisierten Fossa vorgelagert werden. Bei den Männchen M9 und M14 war die Haut des *Praeputiums* korkig verdickt und bei M1 und M7 war der vorgelagerte *Penis* stark mit dem jeweiligen Einstreumaterial verschmutzt (Abb. 4.4). Auf

Tab. 4.1: Werte der externen Längenmaße [cm] und der Körpermasse [kg] bei der adulten weiblichen und männlichen Fossa; die p-Werte beziehen sich auf die Unterschiede zwischen männlichen und weiblichen Tieren ermittelt durch den Mann-Whitney-U Test

	Quartile		Min	Max	n <sub>M</sub> ; n <sub>W</sub>	Quartile <sub>M</sub>		Quartile <sub>W</sub>		U-Wert	p-Wert
KM	9,5	(7,2 / 10,6)	5,9	18,0	14; 11	10,2	(9,5 / 11,7)	7,4	(6,8 / 8,3)	15,0	≤ 0,001
KL	16,0	(14,5 / 16,8)	9,0	19,0	14; 15	16,5	(16,0 / 17,6)	16,0	(13,5 / 16,0)	47,5	0,010
SSL	65,0	(61,0 / 69,3)	56,0	93,0	15; 14	67,0	(65,0 / 72,0)	61,0	(59,4 / 65,9)	45,5	0,008
SL	65,5	(62,0 / 72,0)	54,0	79,0	13; 14	71,0	(63,0 / 73,5)	63,5	(61,1 / 69,3)	56,5	0,094
HFL	13,0	(13,0 / 14,4)	12,0	15,5	14; 15	14,1	(13,7 / 15,1)	13,0	(12,5 / 13,5)	33,5	0,001

Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil); KM = Körpermasse; KL = Kopflänge; SSL = Scheitel-Steiß-Länge; SL = Schwanzlänge; HFL = Hinterfußlänge; W = weibliche Fossa; M = männliche Fossa

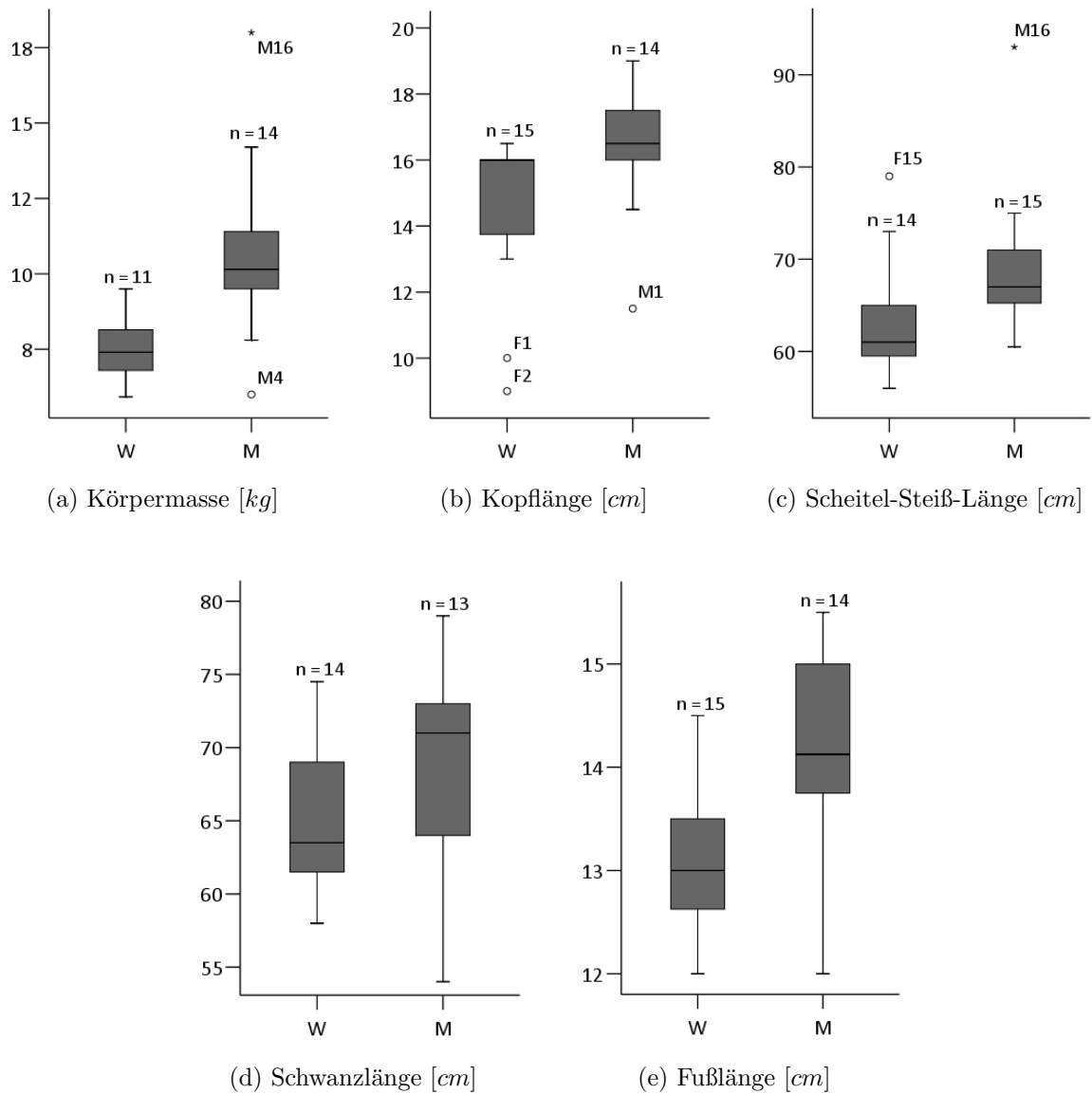
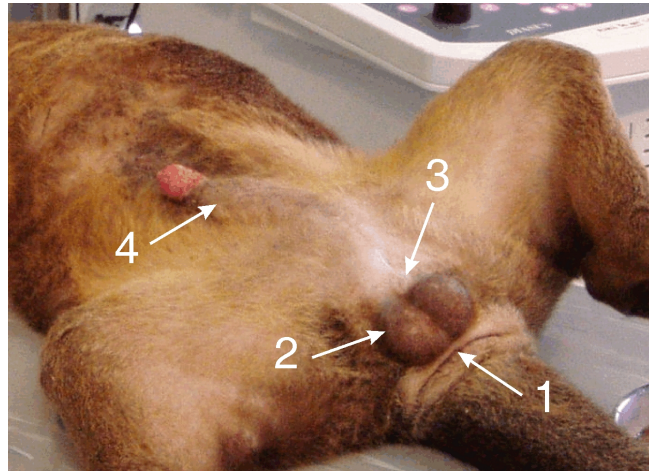


Abb. 4.1: Darstellung der Messwerte zur externen Morphologie männlicher (M) und weiblicher (W) Fossas



1 - Analtasche, 2 - Scrotum mit Hoden, 3 - Glandula praescrotalis, 4 - Praeputium

Abb. 4.2: Topographische Lage der externen Geschlechtsorgane bei der männlichen Fossa

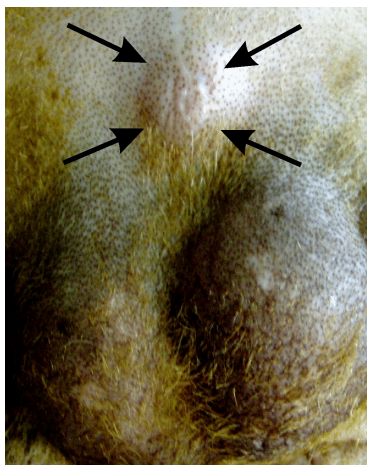


Abb. 4.3: Glandula praescrotalis

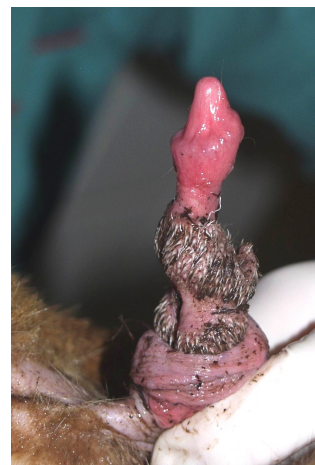


Abb. 4.4: Verschmutzter Penis

Nachfrage berichteten die Pfleger über ein häufiges Masturbieren dieser Tiere. Auch M10 masturbierte nach Angaben der Pfleger regelmäßig: die Haut vor dem *Praeputium* war wundgescheuert.

Der distale Teil des *Penis* wurde durch einen bis zu 9,2 cm langen Penisknochen unterstützt, der bis zur äußersten Spitze der *Glans penis* vorragte. Entlang der ventralen, konkav gebogenen Seite des *Os penis* verlief die Harnröhre, welche wenige Millimeter vor der distalen Spitze des *Penis* mündete. Der eigentliche Schaft des *Penis* hatte einen geschätzten Durchmesser von 10 bis 15 mm, wobei der Gesamtdurchmesser durch kissenartige Auftreibungen - im weiteren als Peniskissen bezeichnet - stark vergrößert wurde. In diesem Bereich betrug der geschätzte maximale Durchmesser bei erigiertem *Penis* 4 cm; bei nicht-erigiertem *Penis* waren die Peniskissen flacher und der Durchmesser in diesem Bereich daher geringer. Am Schaft konnten ein proximales und ein distales Peniskissen unterschieden werden. Beide saßen dem Penisschaft von ventral sattelartig auf und waren mit derben bis zu 3 mm langen Stacheln besetzt. Während das distale Peniskissen den Schaft nahezu vollständig umschloss, war das proximale dorsal deutlich unterbrochen (Abb. 4.5).

**Männliche Tiere - Morphometrie** Jede männliche Fossa besaß einen Penisknochen (mediane Länge 7,7 cm; 1. und 3. Quartil: 7,0 bzw. 8,5). Der kleinste Penisknochen wurde bei dem juvenilen Fossa M3 gemessen (4,5 cm), während der größte Penisknochen bei dem ältesten untersuchten Fossa (M14) mit 9,2 cm bestimmt wurde (Tab. 4.2, Abb. 4.6). Zwischen der Länge des Penisknochens und dem Alter bzw. dem Hodenvolumen wurde unter Eliminierung des Einflusses der SSL und der Saison ein signifikanter Zusammenhang festgestellt (Partialkorrelation,  $r = 0,766$ ,  $p = 0,002$  bzw.  $r = 0,752$ ,  $p = 0,005$ ; Abb. 4.6). Das Hodenvolumen korrelierte ebenfalls mit dem Alter ( $r = 0,749$ ,  $p = 0,005$ ).

Das Hodenvolumen wurde bei 14 Männchen für beide Hoden, bei M6 und M9 jeweils für den ins *Scrotum* abgestiegenen Hoden mittels Orchimeter bestimmt. Die bei weitem geringsten Rechenwerte für die Hodenvolumina adulter Tiere ( $\text{Testis}_V = 5,4 \text{ cm}^3$  und  $\text{Testis}_V = 5,9 \text{ cm}^3$ ) wurden bei M10 und M15 während der NPZ festgestellt; die juvenilen Fossas M5 und M4 zeigten zur NPZ einen Wert von  $\text{Testis}_V = 4,3$  bzw.  $4,8 \text{ cm}^3$ . Der Medianwert für die adulten Fossas lag bei  $\text{Testis}_V = 8,8 \text{ cm}^3$  (1. und 3. Quartil: 7,2 bzw. 10,6) mit einem Maximum von  $15,4 \text{ cm}^3$ . Der Maximalwert sowie das zweitgrößte Hodenvolumen ( $\text{Testis}_V = 14,5 \text{ cm}^3$ ) wurden von den kryptorchiden Fossas M9 bzw.

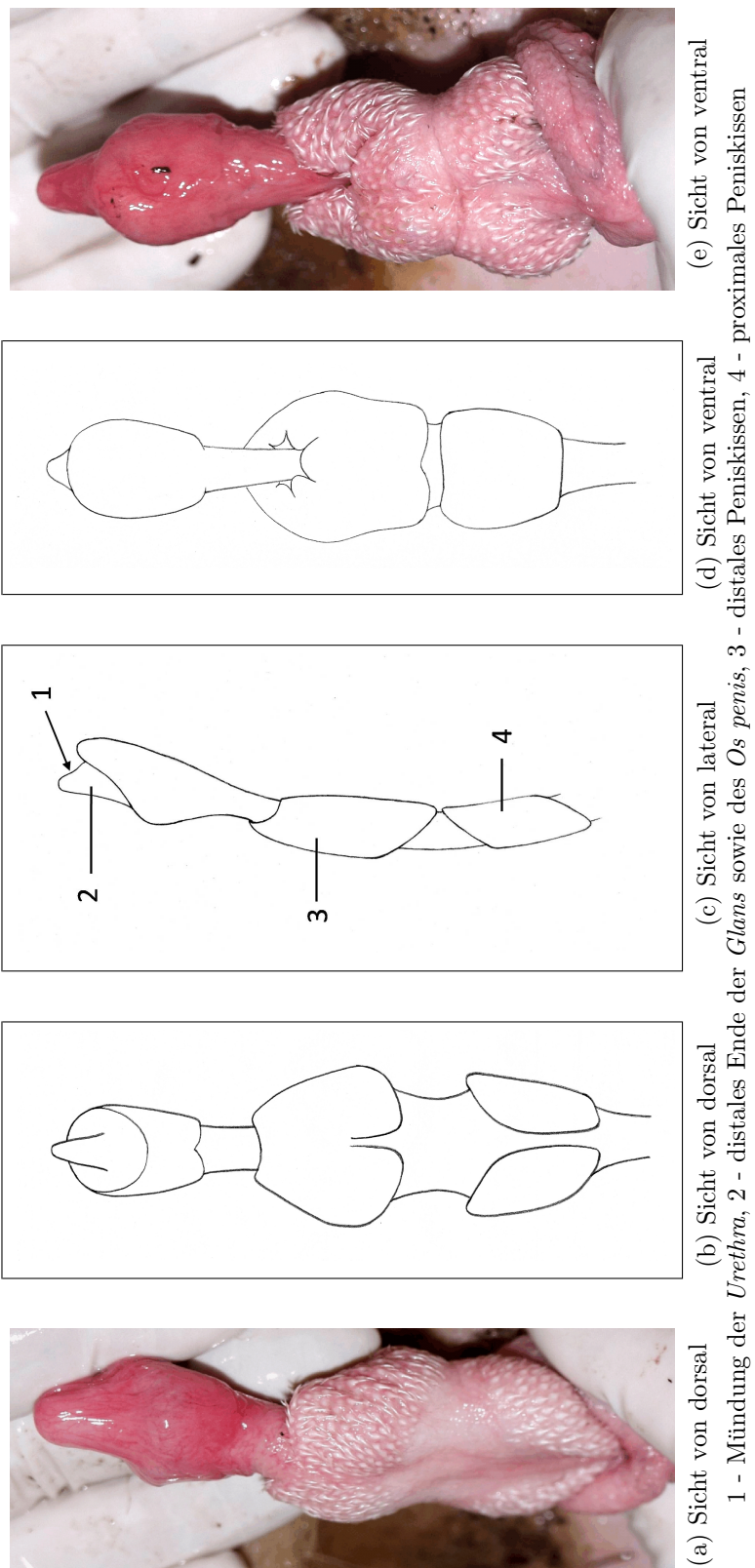


Abb. 4.5: Darstellung des Fossapenis (Fotos und Schemata)

Tab. 4.2: Werte der männchenspezifischen externen Maße [in  $\text{cm}^3$  bzw.  $\text{cm}$ ] bei der adulten Fossa; der p-Wert (Wilcoxon-Test für gepaarte Stichproben) bezieht sich auf die Unterschiede zwischen PZ und NPZ)

	Quartile	Min	Max	$n_{PZ}$ ; $n_{NPZ}$	Quartile <sub>PZ</sub>	Quartile <sub>NPZ</sub>	$n_{(PZ+NPZ)}$	p-Wert
Testisy	7,8 (5,9 / 10,3)	4,4	15,2	12; 12	9,0 (6,6 / 11,8)	6,3 (5,4 / 7,9)	12	0,002
Os penis	7,7 (7,0 / 8,5)	4,5	9,2	5;10				

Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil), PZ = Paarungszeit, NPZ = Nicht-Paarungszeit,  $n_{PZ}$  = Anzahl der vermessenen Tiere in der PZ,  $n_{NPZ}$  = Anzahl der vermessenen Tiere in der NPZ,  $n_{(PZ+NPZ)}$  = Anzahl der Tiere die innerhalb beider Saisons vermessen wurden (gepaarte Stichproben); Testisy = mittleres Hodenvolumen; Os penis = Länge des *Os penis*



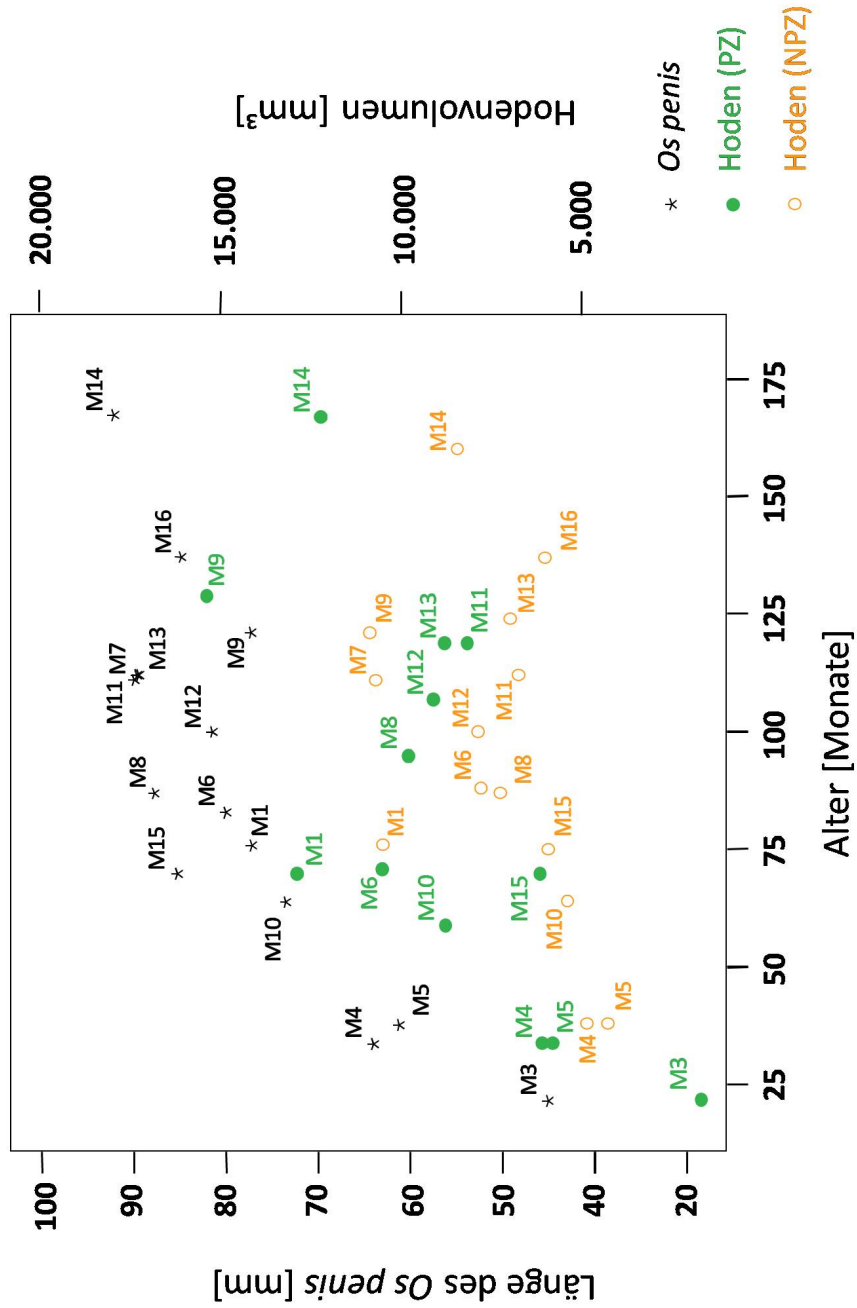


Abb. 4.6: Korrelation zwischen dem Alter und der Länge des *Os penis* (Partialkorrelation mit Kontrollvariablen SSL und Saison:  $r = 0,766$ ,  $p = 0,002$ ); auch die Länge des *Os penis* und das Hodenvolumen korrelierten ( $r = 0,752$ ,  $p = 0,005$ )

M6 zur PZ erzielt. Des Weiteren nahm, unter Eliminierung des Einflusses von SSL und Saison, das Hodenvolumen mit dem Alter der Tiere signifikant zu (Partialkorrelation: s.o., Tab. 4.3, Abb. 4.6). Auch ein saisonaler Einfluss auf das Hodenvolumen war feststellbar: während der PZ war das Volumen signifikant ( $p \leq 0,005$ ) höher als während der NPZ (Tab. 4.2, Abb. 4.6).

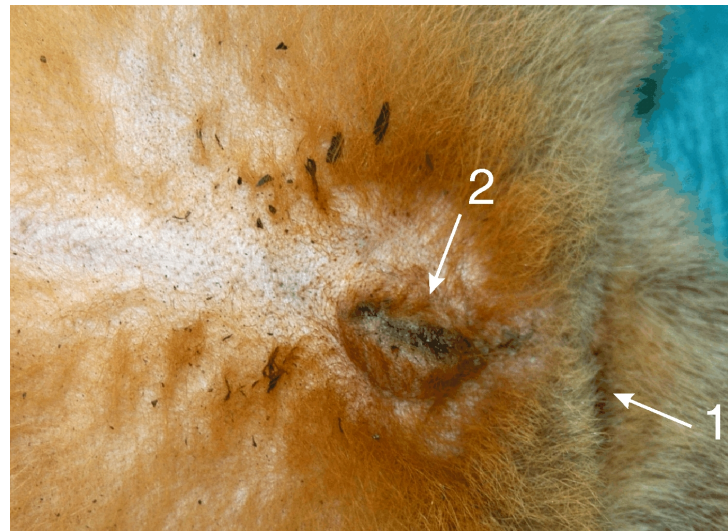
Tab. 4.3: Partialkorrelation von Alter, Länge des *Os penis* und Hodenvolumen unter Eliminierung des Effekts von SSL und Saison ( $n = 15$ ); angegeben sind der Korrelationskoeffizient  $r$  und der  $p$ -Wert

	Alter	$p$	Testis <sub>V</sub>	$p$
Os penis	0,766	0,002	0,752	0,005
Testis <sub>V</sub>	0,749	0,005		

$p$  = zweiseitige Signifikanz; Alter = Alter in Monaten; Os penis = Länge des *Os penis* in mm;  
Testis<sub>V</sub> = mittleres Volumen des linken und rechten Hodens in mm<sup>3</sup>

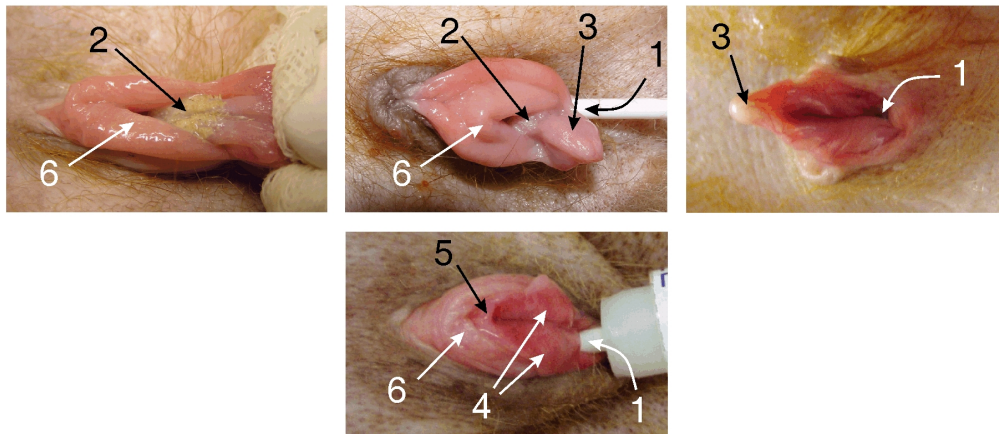
**Weibliche Tiere - Lage und Erscheinungsbild** Die *Vulva* der Fossa lag wenige Zentimeter cranioventral des *Anus* (Abb. 4.7). Wie von Hawkins *et al.* (2002) bei Wildtieren beschrieben, wurden auch bei den Fossas der vorliegenden Studie Maskulinisierungserscheinungen festgestellt: wurde die ca. fünfcentstück große *Vulva* auseinandergespreizt, waren die verschiedenen Strukturen der *Clitoris* je nach Maskulinisierungsgrad unterschiedlich deutlich zu differenzieren (Abb. 4.8).

Das Vorkommen von Maskulinisierungsmerkmalen wurde bei 14 der 15 weiblichen Fossas überprüft. Bei zwölf dieser Tiere wurde ein *Os clitoris* bzw. bei der anschließenden ultrasonographischen Untersuchung eine analoge bindegewebige Struktur nachgewiesen. Drei Weibchen (F3, F6, F12) zeigten zusätzlich zum Klitorisknochen Stacheln an der cranialen Fläche der *Clitoris* und galten demnach als maskulinisiert (Kap. 3.6.1). Bei zwei Weibchen (F1, F13) wurden keinerlei Maskulinisierungsmerkmale festgestellt. Die Länge des *Os clitoris* wurde für diese Individuen mit 0,0 mm erfasst. Außer den maskulinisierten Strukturen konnten innerhalb der *Vulva* das *Praeputium clitoridis*, die *Labia minora*, sowie das *Ostium vaginae* differenziert werden (Abb. 4.8).



1 - Analtasche, 2 - Vulva

Abb. 4.7: Topographische Lage der externen Geschlechtsorgane bei der weiblichen Fossa

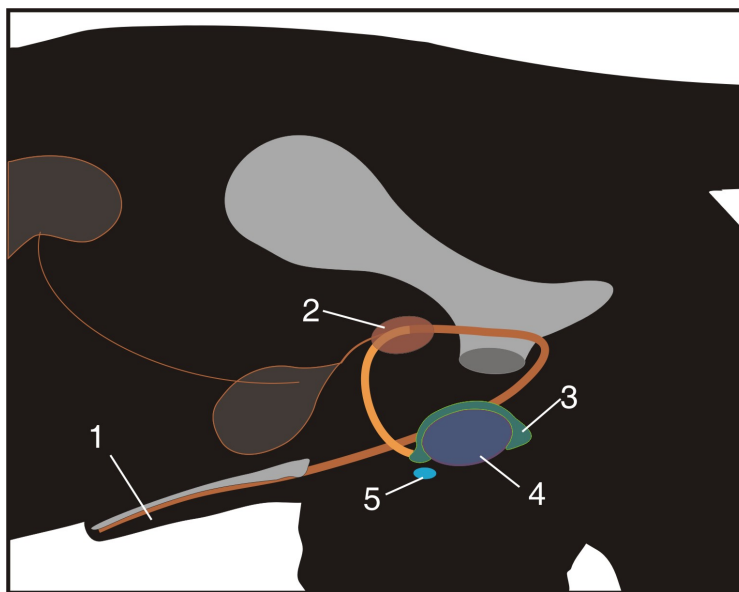


1 - Ostium vaginae, 2 - Papillae clitorides, 3 - Os clitoris, 4 - Labii minora, 5 - Clitoris, 6 - Praeputium clitoridis

Abb. 4.8: Strukturen innerhalb der Vulva: maskulinisiertes Weibchen (obere Reihe), nicht-maskulinisiertes Weibchen (untere Reihe); links = cranial, rechts = caudal

### 4.2.2 Interne Morphologie

Die Ultraschalluntersuchung konnte zu jedem Untersuchungszeitpunkt bei allen 16 männlichen und 15 weiblichen Tieren durchgeführt werden. Es ergab sich eine Gesamtzahl von 30 Ultraschalluntersuchungen während der PZ (18 beim Männchen, 12 beim Weibchen) und 40 Ultraschalluntersuchungen während der NPZ (19 beim Männchen, 21 beim Weibchen). Infolge schlechter Organausprägung oder logistischer Umstände konnten jedoch nicht bei jedem Tier zu jedem Untersuchungszeitpunkt alle Organe ausreichend dargestellt werden.

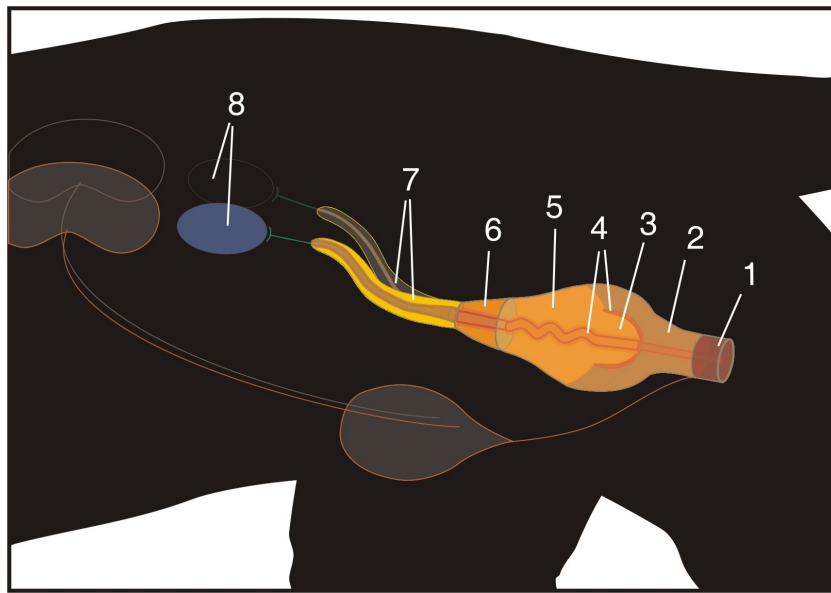


1 - *Os penis*; 2 - *Glandula prostatica*; 3 - *Epididymis*; 4 - *Testis*; 5 - *Glandula praescrotalis*

Abb. 4.9: Schema der topographischen Lage der Geschlechtsorgane und -drüsen bei der männlichen Fossa

Erstmalig wird hier eine sonographische Darstellung des Geschlechtstraktes männlicher sowie weiblicher Fossas beschrieben. Neben der Darstellung der Struktur (Echotextur) wurden die Größenverhältnisse der verschiedenen Geschlechtsorgane und Anhangsdrüsen untereinander und im Vergleich zu den Körpermaßen erfasst und auf diese Weise eine Vorstellung der topographischen Gegebenheiten *in vivo* erlangt (Abb. 4.9, Abb. 4.10).

**Männliche Tiere - Topographische Anatomie und Morphometrie** Die Prostata zeigte die für Säugetiere typische Morphologie mit zwei lateralen Lappen, die über einen *Isthmus* miteinander verbunden sind (Abb. 4.12). Sie lag ca. 7 cm kranial

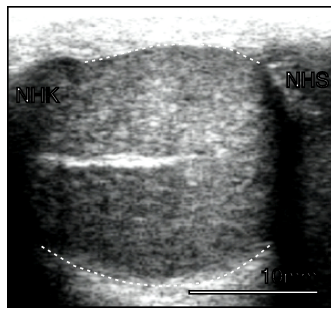


1 - *Vestibulum vaginae*; 2 - *Vagina*; 3 - *Portio vaginae*; 4 - *Mucosa*; 5 - *Cervix uteri*; 6 - *Corpus uteri*; 7 - *Cornua uteri*; 8 - *Ovarii*

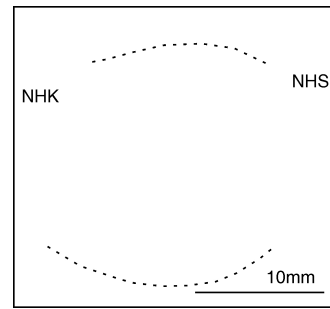
Abb. 4.10: Schema der topographischen Lage der Geschlechtsorgane und -drüsen bei der weiblichen Fossa

des *Anus* der *Urethra* von dorsal auf. Die lateralen Lappen wurden mit einer Länge von 8 bis maximal 34 mm ( $n = 11$ ) gemessen; der *Isthmus prostatae* besaß eine mediane Höhe von 6 mm (1. und 3. Quartil: 3,7 bzw. 10,2 mm;  $n = 11$ ) (Tab. 4.4). Die Hodenmorphologie folgte ebenfalls dem charakteristischen Bauplan aus Hoden mit median gelegenen *Rete testis* und Nebenhoden inkl. *Corpus*, *Caput* und *Cauda epididymidis* (Abb. 4.11 und 4.11). Die Gestalt des Hodens entsprach einem Ellipsoid; *Caput* und *Cauda epididymidis* saßen dem cranialen bzw. caudalen Pol des Hodens kappenförmig auf. Die in Kap. 4.2.1.2 erwähnte, innerhalb der Haut gelegene Praeskrotaldrüse zeigte in der sonographischen Darstellung eine Aufteilung in einen rechten und linken Lappen mit jeweils eigenem Ausführungsgang (Abb. 4.12). Diese Aufteilung in zwei halbrunde Drüsenteile war nicht in allen Fällen deutlich darstellbar, so wurde für die Morphometrie jeweils der Querdurchmesser der gesamten Drüse ermittelt.

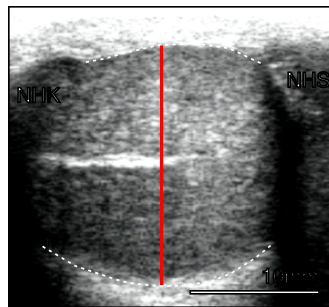
**Männliche Tiere - Statistische Auswertung der Morphometrie** Die Vermessung der männlichen Geschlechtsorgane und -drüsen (Abb. 4.13 und 4.14) zeigte signifikant höhere Messwerte während der PZ für den Querdurchmesser der Hoden, die Längsschnittsfläche von Nebenhodenkopf und -schwanz sowie für die Querschnittsfläche eines Prostatalappens und den Querdurchmesser des *Isthmus prostatae* (Tab. 4.4). Die



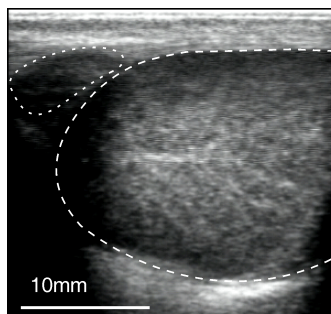
(a) Hoden, Sonogramm



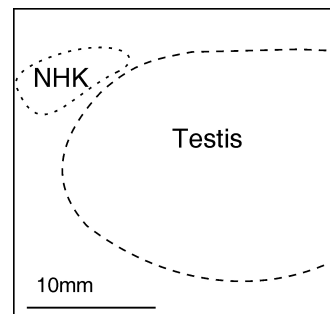
(b) Hoden, Schema



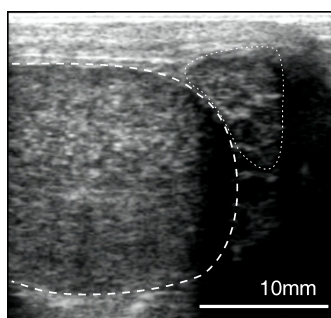
(c) Hoden, Messung



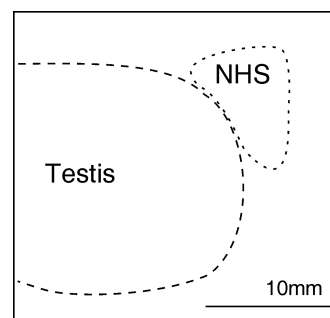
(d) NHK, Sonogramm



(e) NHK, Schema

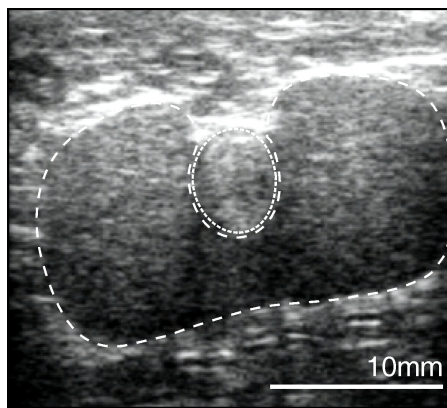


(f) NHS, Sonogramm

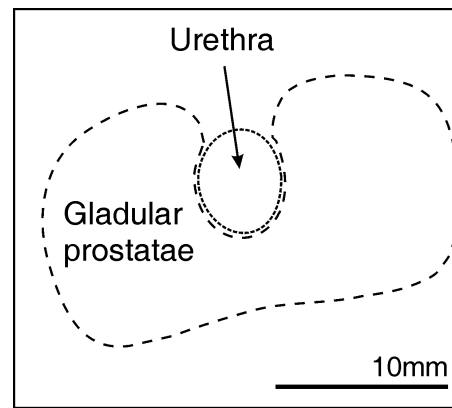


(g) NHS, Schema

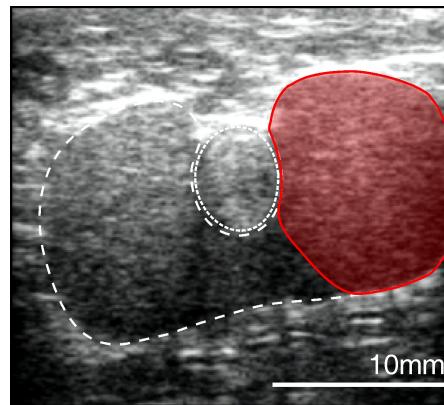
Abb. 4.11: Sonographische Darstellung und Vermessung des Hodens (a-c) und des Nebenhodens (d-g) als virtuelle Längsschnitte; NHK = Nebenhodenkopf, NHS = Nebenhodenschwanz



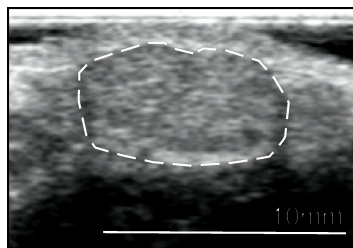
(a) Prostata, Sonogramm



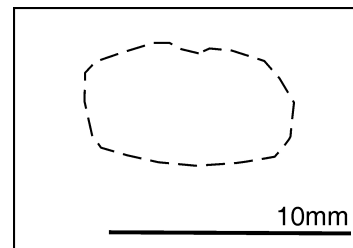
(b) Prostata, Schema



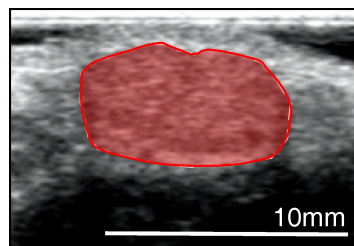
(c) Prostata, Messung



(d) PSD, Sonogramm



(e) PSD, Schema



(f) PSD, Messung

Abb. 4.12: Sonographische Darstellung und Vermessung der Prostata (a-d) und der Praeskrotaldrüse (e-g) im virtuellen Querschnitt; PSD = Praeskrotaldrüse

Tab. 4.4: Sonomorphometrische Werte der männlichen Geschlechtsorgane und -drüsen [mm bzw. mm<sup>2</sup>]; die p-Werte basieren auf dem Vergleich geparter seasonspezifischer Werte mittels Wilcoxon-Test

	Quartile	Min	Max	n <sub>PZ</sub> ; n <sub>NPZ</sub>	Quartile <sub>PZ</sub>	Quartile <sub>NPZ</sub>	n <sub>(PZ+NPZ)</sub>	p-Wert
Testis <sub>∅</sub>	19,0 (17,6 / 20,2)	16,1	25,7	11; 12	19,4 (19,1 / 22,6)	17,6 (17,0 / 18,0)	11	0,006
Rete <sub>∅</sub>	1,3 (1,0 / 1,4)	0,8	1,7	11; 12	1,3 (1,1 / 1,4)	1,1 (0,8 / 1,4)	11	0,306
Caput <sub>A</sub>	34,8 (30,5 / 40,5)	22,5	78,3	11; 12	34,8 (31,9 / 44,1)	33,59 (27,2 / 35,8)	11	0,016
Cauda <sub>A</sub>	58,1 (49,7 / 67,0)	41,8	98,4	11; 12	66,6 (58,6 / 71,2)	50,4 (45,1 / 59,5)	11	0,013
Corpus <sub>∅</sub>	0,9 (0,7 / 1,1)	0,5	1,4	11; 9	0,8 (0,6 / 1,1)	1,0 (0,8 / 1,1)	9	0,173
Prostata <sub>A</sub>	110,2 (64,6 / 220,4)	42,2	585,5	9; 11	227,7 (187,0 / 320,7)	65,2 (54,2 / 78,6)	9	0,008
Prost <sub>Isthm</sub>	6,0 (3,7 / 10,2)	3,0	12,4	11; 11	10,2 (8,1 / 11,2)	3,7 (3,6 / 4,4)	10	0,005
PSD <sub>A</sub>	40,6 (34,7 / 52,6)	14,3	81,4	9; 9	43,3 (39,5 / 55,0)	39,0 (33,4 / 42,0)	7	0,866

Testis<sub>∅</sub>, Rete<sub>∅</sub>, Corpus<sub>∅</sub> = Durchmesser des Hodens, des Rete testis bzw. des Corpus epididymidis; Caput<sub>A</sub>, Cauda<sub>A</sub>, Prostata<sub>A</sub> bzw. PSD<sub>A</sub> = Längsschnittfläche des Caput bzw. der Cauda epididymidis und Querschnittsfläche der Prostata bzw. Praesekretaldrüse, Prost<sub>Isthm</sub> = Höhe des Isthmus prostatae; Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil), PZ = Paarungszeit, NPZ = Nicht-Paarungszeit, n<sub>PZ</sub> = Anzahl der vermessenen Tiere in der PZ, n<sub>NPZ</sub> = Anzahl der vermessenen Tiere in der NPZ, n<sub>(PZ+NPZ)</sub> = Anzahl der Tiere die innerhalb beider Seasons vermessen wurden (gepaarte Stichproben)



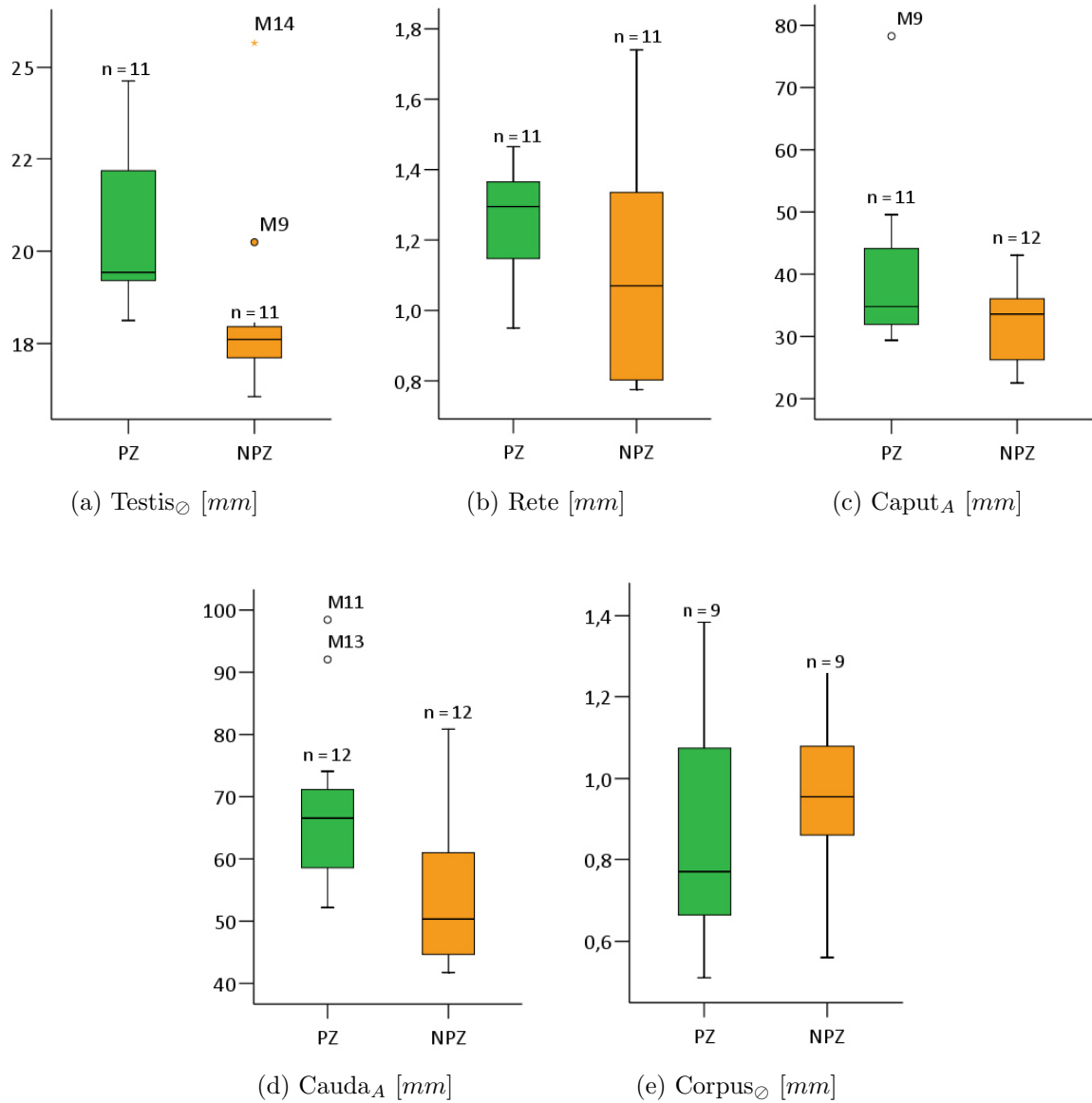


Abb. 4.13: Darstellung der Messwerte zur Morphologie der inneren männlichen Geschlechtsorgane zur PZ und NPZ; Teil 1

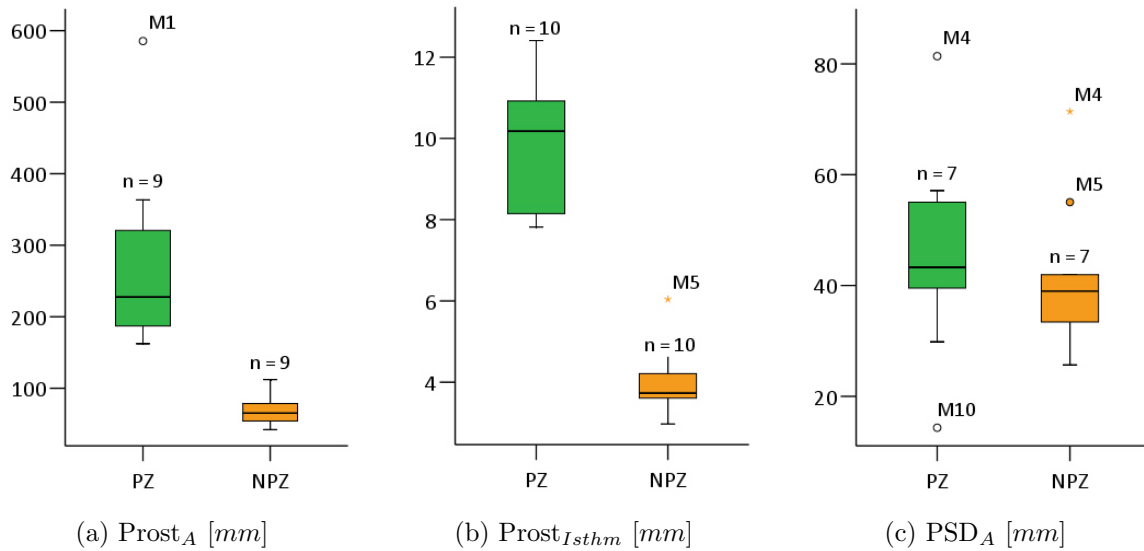


Abb. 4.14: Darstellung der Messwerte zur Morphologie der inneren männlichen Geschlechtsorgane zur PZ und NPZ; Teil 2

Messwerte für den Durchmesser des *Rete testis* und den *Corpus epididymis* sowie die Querschnittsfläche der Praeskrotaldrüse zeigten keine signifikanten saisonalen Unterschiede. Die Hodenmesswerte aus der externen Vermessung und der Messung sonographischer Bilder zeigten einen signifikanten Zusammenhang (Spearman-Korrelation,  $SCC = 0,486$ ,  $p < 0,001$ ,  $N = 52$ ; Abb. 4.15).

**Weibliche Tiere - Topographische Anatomie und Morphometrie** Der innere Geschlechtstrakt der weiblichen Fossa folgte dem Grundbauplan weiblicher Säugetiere mit einem *Uterus bicornis*. Auffällig ist die zitronenförmig aufgetriebene *Cervix uteri* (Abb. 4.16): während *Vagina* und *Corpus uteri* einen medianen Durchmesser von jeweils 7 mm (1. und 3. Quartil: 5,6 bzw. 9,5 mm und 4,8 bzw. 8,2 mm) aufwiesen, betrug der mediane Durchmesser der *Cervix* im Bereich der *Portio* fast 17 mm (1. und 3. Quartil: 13,2 bzw. 22,6 mm). Die Länge der *Cervix uteri* wurde mit 24,8 mm (1. und 3. Quartil: 16,8 bzw. 25,8 mm) für  $n = 10$  Tiere (NPZ) erfasst. Ungewöhnlich war auch die sonographische Struktur der Ovarien: bei 11 von 13 Tieren waren die Ovarien mit einer Vielzahl hyperechogener punktförmiger Strukturen durchsetzt (Abb. 4.17). Lediglich bei F3 und F6 waren diese Strukturen nicht zu finden. Bei diesen beiden Tieren waren zu keinem Untersuchungszeitpunkt Funktionskörper auf den Ovarien nachzuweisen. Während der NPZ 2004 konnten auch bei dem Weibchen F13 keine Funktionskörper auf dem Ovar festgestellt werden. In der Folgeuntersuchung zur PZ 2005 fiel bei diesem

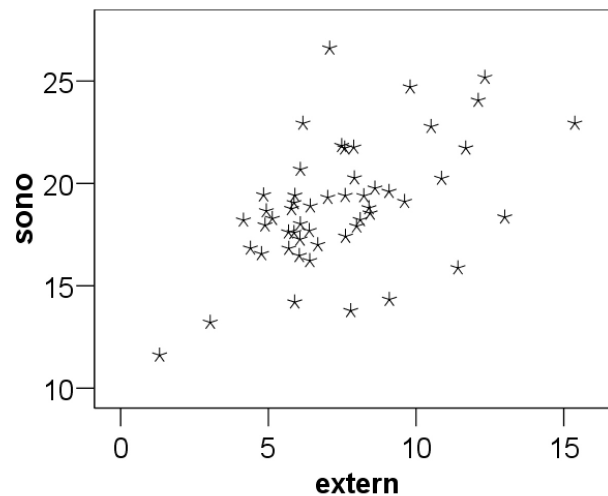
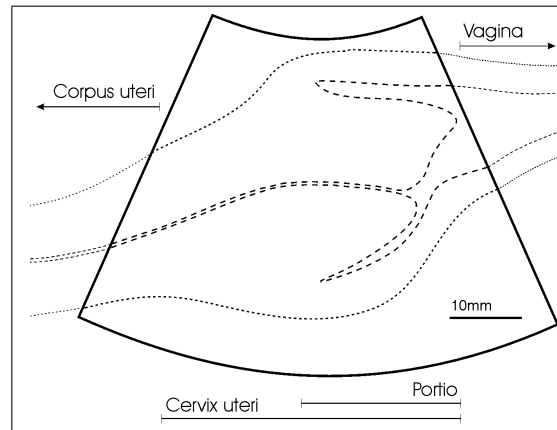


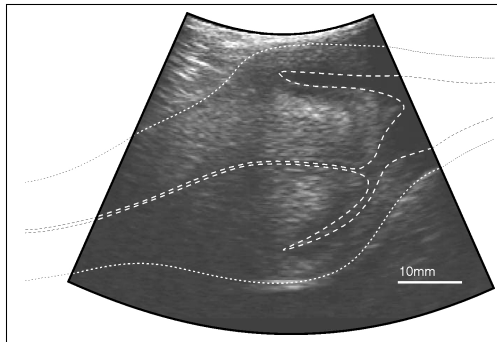
Abb. 4.15: Vergleichende Darstellung der durch externe Morphometrie („extern“, Hodenvolumen in  $\text{mm}^3$ ) und Sonographie („sono“, Querdurchmesser in mm) ermittelten Hodenmesswerte

Tier eine deutliche Zystenbildung (Durchmesser: 5,1 mm) im Ovar auf. Alle anderen untersuchten Weibchen zeigten während der PZ eine Follikelanbildung; auch in der NPZ konnten bei den meisten Tieren Follikel oder *Corpora lutea* nachgewiesen werden. Das Weibchen F1 hatte eine zystische Struktur im *Oviduct* (7,6 x 17,6 mm) sowie im Ovar (Durchmesser: 3,6 mm). Bei dem Weibchen F9 war zum Untersuchungszeitpunkt zur PZ 2005 eine kleine Zyste (Durchmesser: 1,1 mm) im *Endometrium* erkennbar. In der Folgeuntersuchung (NPZ 2005) war diese nicht auffindbar. Eine Besonderheit des weiblichen Genitaltraktes der Fossa ist das Vorkommen eines sogenannten *Os clitoris*, einer bindegewebigen bis knöchernen Struktur, die longitudinal in die *Clitoris* eingebettet ist. Je nach Ausprägungsgrad war eine Auftreibung am proximalen Pol erkennbar. Zudem war das *Os clitoris* - analog dem Peniskonchen - nach ventral leicht konkav gebogen (Abb. 4.18).

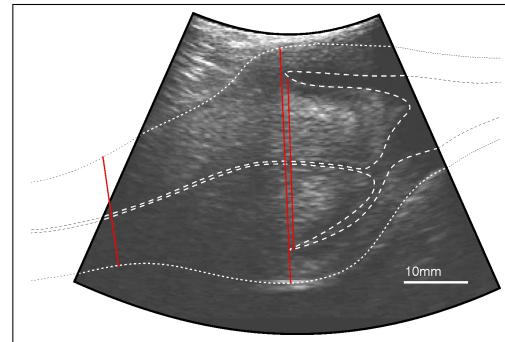
**Weibliche Tiere - Statistische Auswertung zur Morphometrie** Die statistische Auswertung der Ultraschalluntersuchungen neun weiblicher Fossas während der PZ und der NPZ ergab für die Querdurchmesser von *Vagina* und *Cervix* ( $Vagina_{\emptyset}$ ,  $Cervix_{\emptyset}$ ) signifikant höhere Werte für die PZ (Tab. 4.5). Die Messwerte für die Ovarien ( $Ovar_A$ ) zeigten keine signifikanten saisonalen Unterschiede (Tab. 4.5). Aufgrund der geringen Anzahl von Messwerten für die übrigen Parameter ( $Portio_{\emptyset}$ ,  $Corpus_{\emptyset}$ ,  $Cornu_{\emptyset}$ ,  $Endomet_{\emptyset}$ ) wurde für diese kein statistischer Test durchgeführt; eine Tendenz



(a) Cervix uteri, Schema

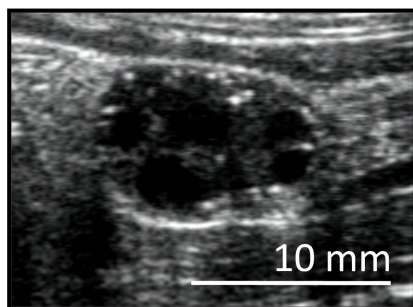


(b) Cervix uteri, sonographisches Bild

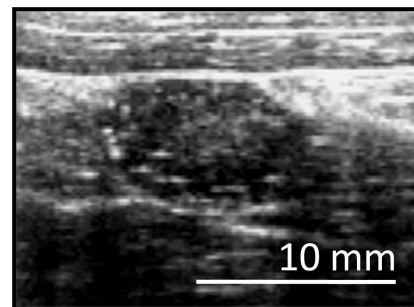


(c) Cervix uteri, Messung

Abb. 4.16: Schema und Sonographische Darstellung und Vermessung der *Cervix uteri* (Längsschnitt)



(a) F14, Ovar in der PZ



(b) F1, Ovar in der NPZ

Abb. 4.17: Sonographische Darstellung eines Ovars mit Follikeln zur PZ und eines Ovars zur NPZ. Eine Besonderheit sind die weißen Punkte innerhalb des Ovargewebes.

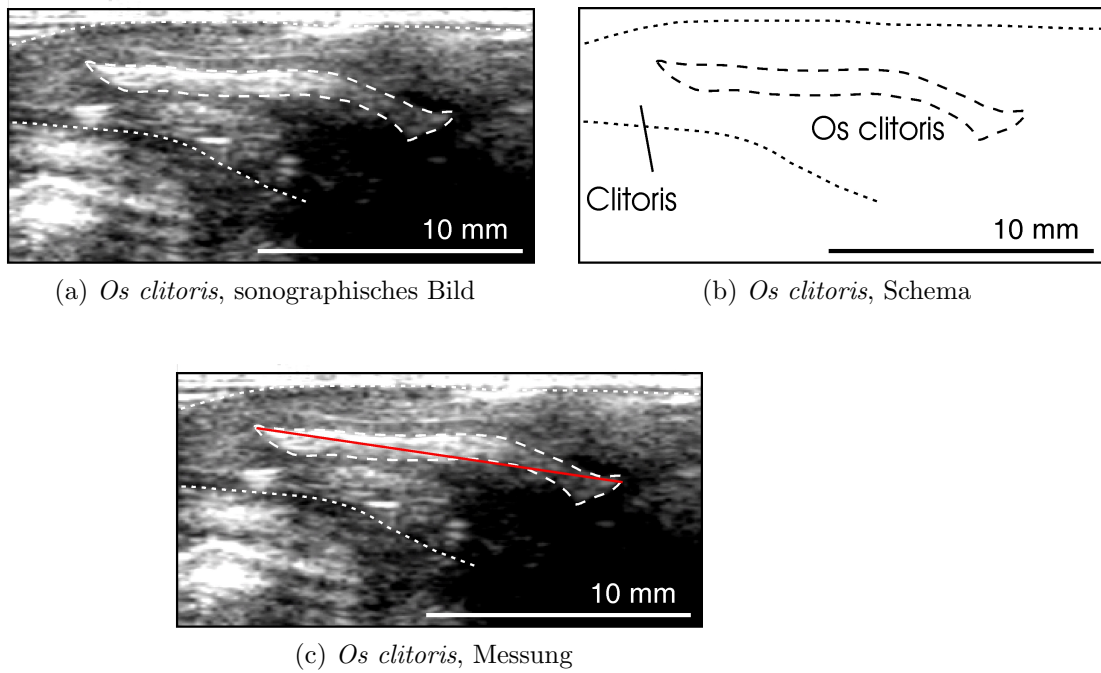


Abb. 4.18: Sonographische Darstellung und Vermessung des *Os clitoris*

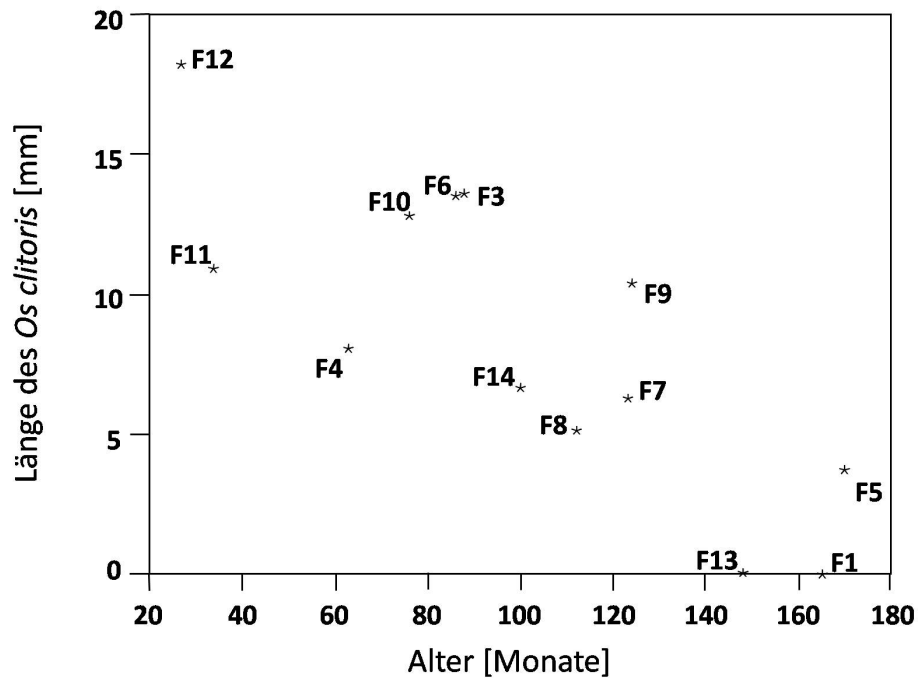


Abb. 4.19: Korrelation zwischen der Länge des *Os clitoris* [mm] und dem Alter [Monate] von  $n = 13$  Tieren; Partialkorrelation mit Kontrollvariable SSL:  $r = -0,804$ ,  $p = 0,003$

zu größeren Messwerten in der PZ war jedoch ersichtlich (Abb. 4.20). Die Länge des *Os clitoridis* nahm mit dem Alter des entsprechenden Tieres signifikant ab (Partialkorrelation mit Kontrollvariable SSL,  $r = -0,804$ ,  $p = 0,003$ ; Abb. 4.19).

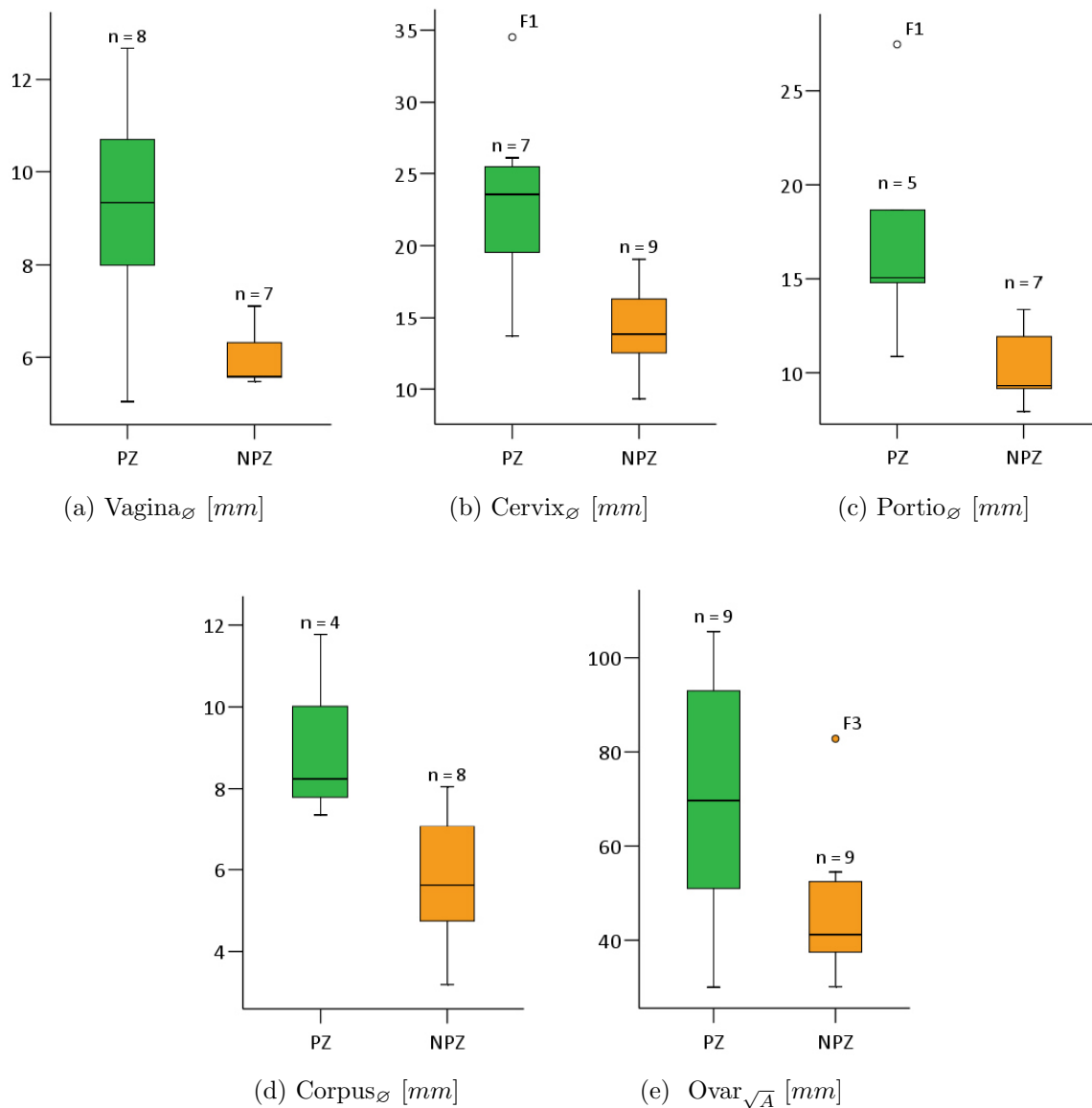


Abb. 4.20: Darstellung ausgewählter Messwerte zur Morphologie der internen weiblichen Geschlechtsorgane zur PZ und NPZ

Tab. 4-5: Sonomorphometrische Werte der weiblichen Geschlechtsorgane [mm bzw. mm<sup>2</sup>]; die p-Werte, basierend auf dem Vergleich saisonspezifischer Werte mittels Wilcoxon-Test, wurden nur für Parameter mit  $n_{(PZ+NPZ)} \geq 6$  berechnet; die Länge des *Os clitoris* wurde nicht auf saisonspezifische Änderungen getestet

	Quartile	Min	Max	$n_{PZ}$ ; $n_{NPZ}$	Quartile <sub>PZ</sub>	Quartile <sub>NPZ</sub>	$n_{(PZ+NPZ)}$	p-Wert
Vagina $\emptyset$	7,1 (5,6 / 9,5)	5,1	5,1	8; 7	9,3 (7,5 / 11,1)	5,6 (5,6 / 6,7)	7	0,028
Cervix $\emptyset$	16,5 (13,2 / 22,6)	9,3	34,5	6; 9	21,6 (17,9 / 25,1)	13,8 (11,6 / 16,5)	6	0,046
Cervix <sub>L</sub>	25,6 (17,5 / 26,21)	10,0	31,10	10; 1	24,8 (16,8 / 25,8)	26,6 ( / )	1	
Portio $\emptyset$	12,1 (9,2 / 15,0)	7,9	27,5	5; 7	15,1 (12,8 / 23,5)	9,3 (9,1 / 13,3)	5	
Corpus $\emptyset$	7,1 (4,8 / 8,2)	3,2	11,8	4; 8	8,2 (4,6 / 10,9)	5,6 (4,7 / 7,8)	4	
Cornu $\emptyset$	5,4 (2,8 / 5,9)	2,1	10,6	7; 6	5,9 (5,5 / 6,2)	2,7 (2,5 / 3,9)	4	
Endomet $\emptyset$	3,0 (1,0 / 3,4)	0,4	3,9	6; 4	3,3 (3,0 / 3,6)	0,9 (0,4 / 2,0)	1	
Ovar <sub>A</sub>	52,0 (36,5 / 75,1)	30,0	105,5	9; 9	69,7 (42,2 / 95,8)	41,2 (35,3 / 53,5)	9	0,086
Os clitoris	9,2 (0,0 / 13,2)	0	14,5	2; 11				

Vagina $\emptyset$ , Cervix $\emptyset$ , Portio $\emptyset$ , Corpus $\emptyset$ , Cornu $\emptyset$ , Endomet $\emptyset$  = maximaler Querdurchmesser der *Vagina*, der *Cervix uteri*, der *Portio vaginae*, des *Corpus uteri*, des *Cornu uteri* und Stärke des *Endometrium*s; Cervix<sub>L</sub> = Länge der *Cervix*; Ovar<sub>A</sub> = mittlere Längsschnittfläche des rechten und linken Ovars; Os clitoris = Länge des *Os clitoris*; Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil), PZ = Paarungszeit, NPZ = Nicht-Paarungszeit,  $n_{PZ}$  = Anzahl der vermessenen Tiere in der PZ,  $n_{NPZ}$  = Anzahl der vermessenen Tiere in der NPZ,  $n_{(PZ+NPZ)}$  = Anzahl der Tiere, die innerhalb beider Saisons vermessen wurden (gepaarte Stichproben)

## 4.3 Hormonanalyse

### 4.3.1 Sexualsteroid im Blutserum

Folgende Steroide konnten bei der Fossa im Blutserum bestimmt werden: Testosteron (T),  $17\beta$ -Estradiol (E2) und Progesteron (P4).

Die Testosteronwerte der männlichen Tiere lagen signifikant über denen der weiblichen (ANOVA mit Meßwiederholung:  $F(1, 14) = 18,024$ ,  $p \leq 0,001$ ) und auch zwischen den Saisonen war ein signifikanter Unterschied festzustellen (ANOVA mit Meßwiederholung:  $F(1, 14) = 15,790$ ,  $p \leq 0,001$ ). Außerdem war eine signifikante Wechselwirkung zwischen Saison und Geschlecht festzustellen (ANOVA mit Meßwiederholung:  $F(1, 14) = 16,488$ ,  $p \leq 0,001$ ): in der PZ waren die Testosteronwerte der Männchen erhöht, in der NPZ diejenigen der Weibchen (Abb. 4.21a und 4.21b, Tab. 4.6).

Die Serumspiegel für Estradiol beim Weibchen zeigten eine Tendenz zu höheren Werten in der PZ (Wilcoxon-Test,  $p = 0,063$ ), abweichend davon wurden bei zwei Tieren (F1 und F6) höhere Serumwerte in der NPZ gemessen (Abb. 4.21c, Tab. 4.6). Die Progesteronwerte zeigten hohe individuelle Differenzen und erreichten in der NPZ ein höheres medianes Niveau als in der PZ (Wilcoxon-Test,  $p = 0,176$ ); lediglich bei einem Tier (F1) war ein höherer Progesteronwert in der PZ gegenüber der NPZ festzustellen (Abb. 4.21d).

### 4.3.2 Metabolite von Sexualsteroiden im Kot

#### 4.3.2.1 Männliche Tiere

Die HPLC-Profile der Kotproben männlicher Fossas zeigten eine hohe Immunreaktivität (ca. 83% der Gesamt-Immunreaktivität) an der Position für Dihydrotestosteron (DHT); an der Position für Testosteron (T) war lediglich eine sehr geringe Immunreaktivität nachzuweisen. Die quantitative Analyse der DHT-Konzentration im Jahresverlauf zeigte neben intra- (Vergleich der Proben aus zwei Jahren) und interindividuellen Unterschieden für alle fünf analysierten Männchen (M1, M2, M6, M8, M15) deutlich erhöhte Konzentrationen während der Monate März und April (PZ) (Tab. 4.7, Abb. 4.22). Eine geringgradige Erhöhung der DHT-Konzentration war auch im Oktober, der NPZ, festzustellen.



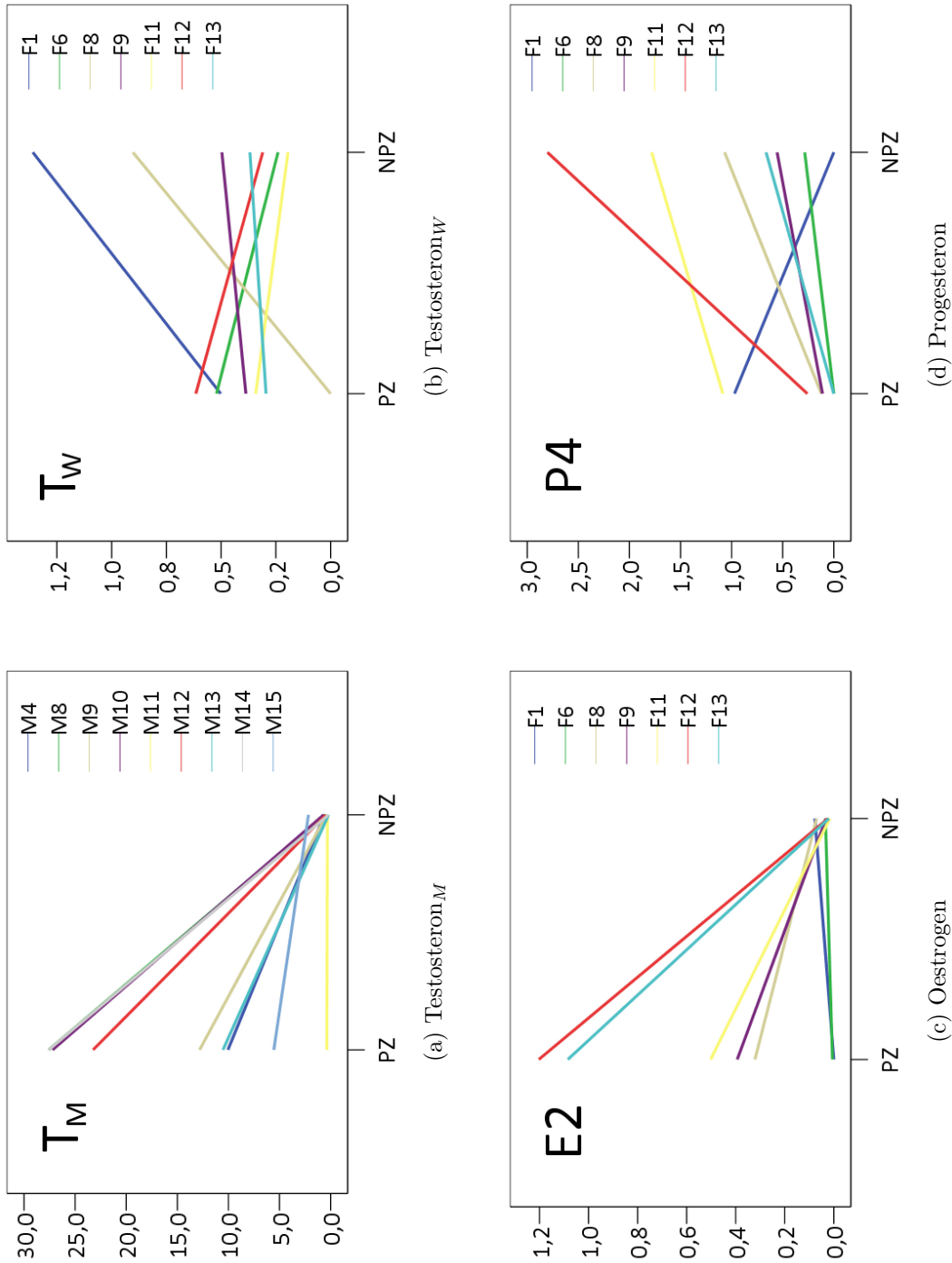


Abb. 4.21: Individuelle jahreszeitliche Unterschiede der Sexualhormonwerte [ng/ml Blutserum]: (a) Testosteron bei der männlichen Fossa, (b) Testosteron, (c) Estrogen und (d) Progesteron bei der weiblichen Fossa

Tab. 4.6: Gehalt ausgewählter Sexualsteroidoide im Blutserum der männlichen und weiblichen Fossa in ng/ml; für Estrogen und Progesteron wurden anhand gepaarter saisonspezifischer Werte Wilcoxon-Tests durchgeführt (p-Werte)

	Quartile	Min	Max	$n_{PZ}$ ; $n_{NPZ}$	Quartile <sub>PZ</sub>	Quartile <sub>NPZ</sub>	$n_{(PZ+NPZ)}$	p-Wert
Testosteron <sub>M</sub>	1,42 (0,39 / 15,43)	0,14	27,6	9; 9	12,82 (7,81 / 27,40)	0,45 (0,26 / 0,64)	9	
Testosteron <sub>W</sub>	0,36 (0,29 / 0,51)	0	1,36	10; 12	0,38 (0,31 / 0,51)	0,31 (0,25 / 0,52)	7	
Estrogen	0,03 (0,02 / 0,34)	0	1,20	10; 12	0,36 (0,01 / 0,91)	0,03 (0,02 / 0,04)	7	0,063
Progesteron	0,57 (0,12 / 1,00)	0	2,80	10; 12	0,19 (0,00 / 1,00)	0,63 (0,31 / 1,04)	7	0,176

Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil), PZ = Paarungszeit, NPZ = Nicht-Paarungszeit,  $n_{PZ}$  = Anzahl der gemessenen Tiere in der PZ,  $n_{NPZ}$  = Anzahl der gemessenen Tiere in der NPZ,  $n_{(PZ+NPZ)}$  = Anzahl der Tiere, die innerhalb beider Saisons vermessen wurden (gepaarte Stichproben), M = Männchen, W = Weibchen

Tab. 4.7: Gehalt von Dihydrotestosteron [ng/g] im Kot männlicher Fossas

	Quartile	Min	Max	Probenzahl
M1	379 (118 / 564)	31	2.314	28
M2	1.224 (620 / 2.936)	49	17.468	37
M6	459 (163 / 1.413)	17	2.806	45
M8	403 (226 / 780)	44	2.842	30
M15	370 (114 / 724)	46	3.312	28

Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil)

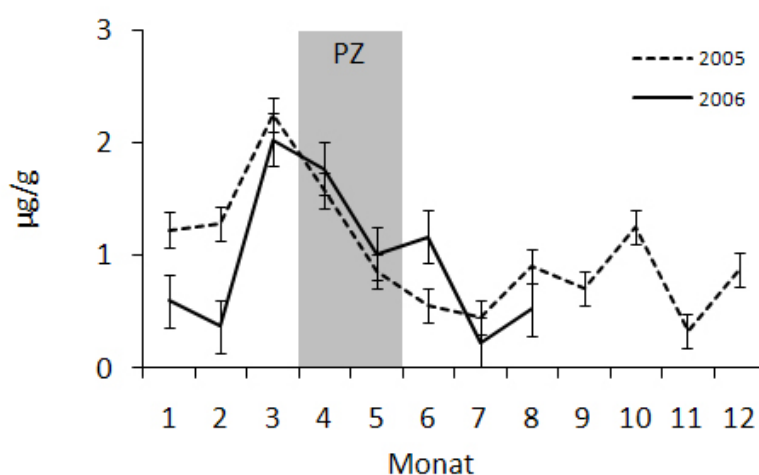


Abb. 4.22: Jahresverlauf der Dihydrotestosteron-Konzentration im Kot fünf männlicher Fossas (M1, M2, M6, M8, M15) aus zwei aufeinanderfolgenden Jahren; die Linien verbinden die monatlichen Mittelwerte und die Fehlerbalken zeigen den Standardfehler; der grau hinterlegte Bereich kennzeichnet die Paarungszeit (PZ)

#### 4.3.2.2 Weibliche Tiere

Die HPLC-Analyse für die weiblichen Fossas zeigte eine hohe Immunreaktivität im Bereich von  $5\alpha$ -pregnan- $3\beta$ -ol-20-one ( $5\alpha$ -P); natives Progesteron wurde nicht detektiert. Der dem  $5\alpha$ -P ähnliche, aber unbekannt Metabolit im Fossa-Kot wird zur Vereinfachung im Folgenden als  $5\alpha$ -P bezeichnet. Anhand des detektierten Metaboliten konnte im EIA die Lutealaktivität bei der Fossa im Jahresverlauf dargestellt werden.

Tab. 4.8: Gehalt von  $5\alpha$ -P [ng/g] im Kot weiblicher Fossas

	Quartile	Min	Max	Probenzahl
F6	1.310 (845 / 1.812)	438	4.011	36
F8	1.425 (1.077 / 1.990)	162	4.573	37
F9	2.500 (1.688 / 3.628)	100	9.059	49
F10	2.092 (1.491 / 7.080)	446	81.566	22
F14	1.961 (1.103 / 3.364)	234	17.466	41

Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil)

Die Hormondaten aus wiederholten Kotsammlungen während der gleichen Monate zweier aufeinanderfolgender Jahre zeigten hohe intra- und interindividuelle Schwankungen (Tab. 4.8). Folgende individuelle Muster wurden erkennbar:

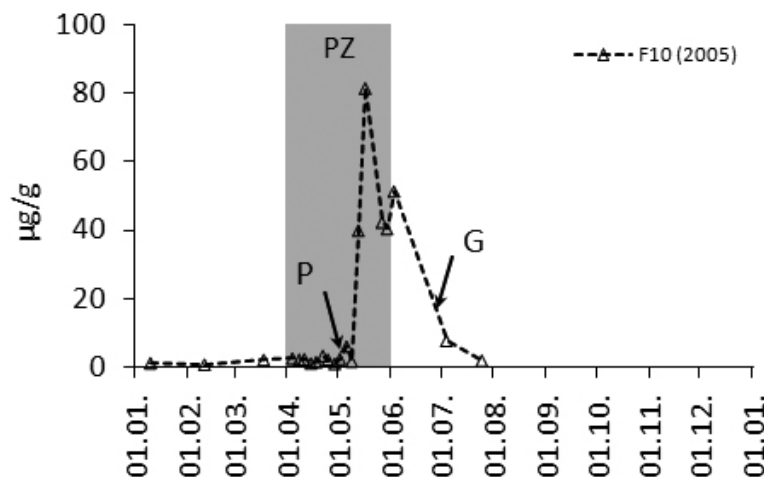


Abb. 4.23: Jahresverlauf der  $5\alpha$ -P-Konzentration im Kot der trächtigen Fossa F10; P = Paarung (04. bis 09.Mai), G = Geburt der Jungtiere (25.Juni); der grau hinterlegte Bereich kennzeichnet die Paarungszeit (PZ)

Das am besten abgrenzbare Muster war bei dem trächtigen Weibchen (F10) festzustellen. Die Konzentration von  $5\alpha$ -P stieg nach der Konzeption (Deckakte fanden zwischen dem 04. und dem 09.05.2005 täglich statt) steil an und erreichte während der Trächtigkeit mit einer maximalen Konzentration von  $81,6 \mu\text{g/g}$  Kot eine gegenüber dem Basisniveau bis zu achtzigfach erhöhte Konzentration. Nach dem Wurf zweier Jungtiere am 25.06.2005 sank die Konzentration wieder auf das Ausgangsniveau herab (Abb. 4.23).

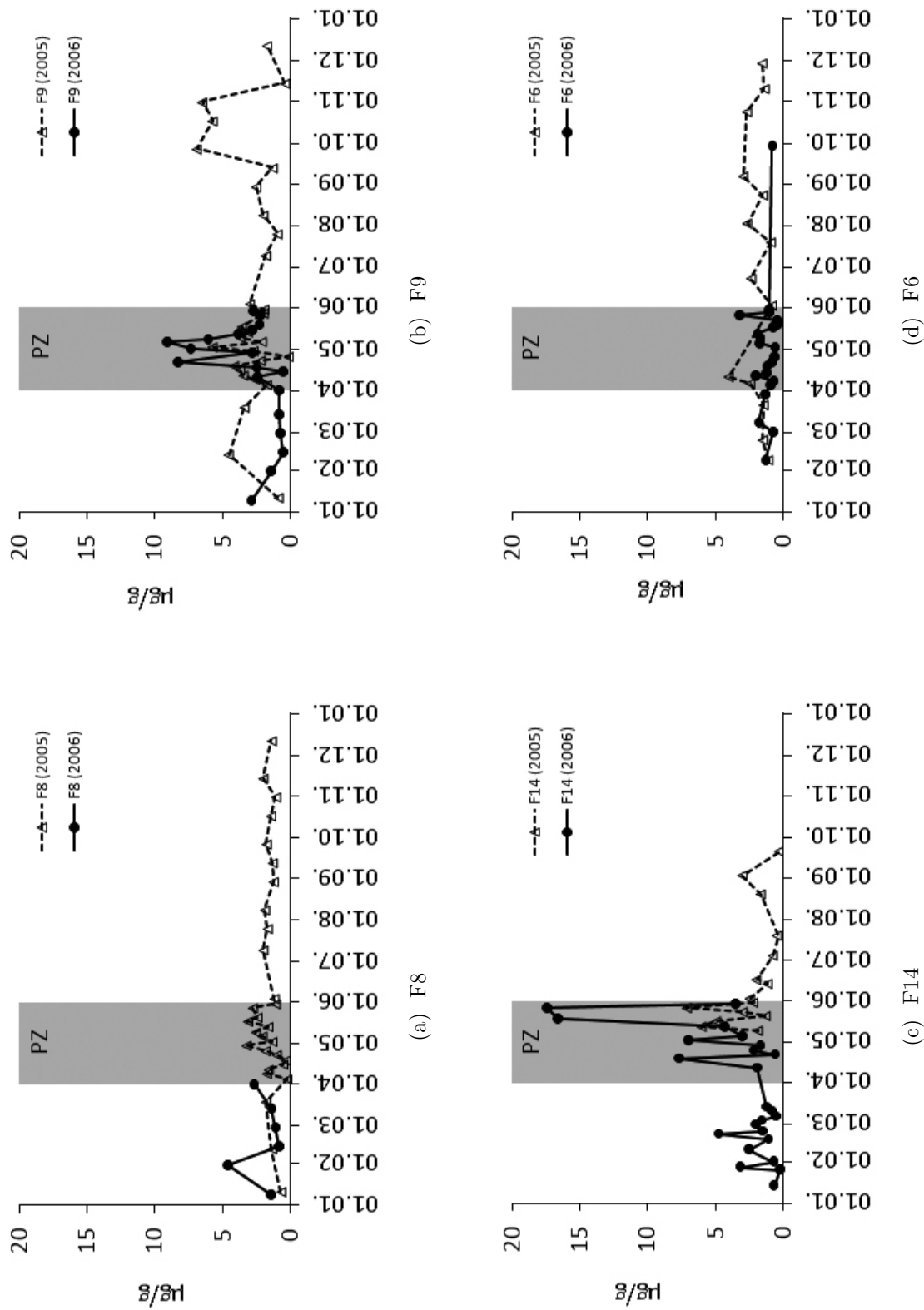


Abb. 4.24: Jahresverlauf der  $5\alpha$ -Progesteron-Konzentration im Kot vier nicht-trächtiger Fossas aus zwei aufeinanderfolgenden Jahren; der grau hinterlegte Bereich kennzeichnet die Paarungszeit (PZ)

Die  $5\alpha$ -P - Kurven der als „nicht-trächtig“ klassifizierten Fossas zeigten unterschiedliche Ausprägungen. Zwei Tiere (F9, F14) zeigten eine deutlich erhöhte  $5\alpha$ -P-Konzentration während der PZ, die am Ende der Saison wieder auf das Basisniveau zurück fiel; in der NPZ stieg die Metabolit-Konzentration erneut kurzzeitig an (Abb. 4.24b und 4.24c). Die anderen nicht-trächtigen Fossas (F6, F8) zeigten im Jahresverlauf nur geringe Schwankungen der  $5\alpha$ -P-Konzentrationen (Abb. 4.24d und 4.24a).

## 4.4 Spermatologische Untersuchung

### 4.4.1 Elektroejakulation

Die Elektroejakulation (EE) konnte bei der Fossa innerhalb und außerhalb der PZ erfolgreich eingesetzt werden: Während der PZ 2004/2005 und der NPZ 2004/2005 wurden insgesamt 35 EE (PZ: 17 EE, NPZ: 18 EE) bei 16 Tieren durchgeführt (Tab. 4.9). Hierbei konnten 22 unkontaminierte Ejakulate (PZ: 11, NPZ: 11) von zehn Tieren (PZ: 9, NPZ: 6) gewonnen werden. Während der PZ waren vier EE bei vier Tieren erfolglos (vs. 3 Ejakulationen bei 3 Tieren in der NPZ) und zwei Ejakulate von zwei Tieren waren mit Urin kontaminiert (vs. 4 Ejakulaten bei 4 Tieren in der NPZ). Für die vergleichende Untersuchung ergab sich somit eine Gesamtzahl von neun Tieren (M1, M6, M8 - M14), von denen gepaarte Proben aus PZ und NPZ vorlagen; bei einem dieser Tiere (M9) war während der NPZ jedoch lediglich ein kontaminiertes Ejakulat gewonnen worden. Hier konnte allein die Morphologie beurteilt werden.

### 4.4.2 Klassische Spermatologische Untersuchung

#### 4.4.2.1 Verunreinigungen

Wie oben erwähnt, waren sechs Ejakulate von sechs Tieren (PZ: n=2, NPZ: n=4) mit Urin kontaminiert (Tab. 4.9). Bei allen vier Tieren, deren Ejakulate während der NPZ Urinkontaminationen aufwiesen, konnte in der folgenden PZ ein kontaminationsfreies Ejakulat gewonnen werden. Drei dieser Tiere wurden in der NPZ 2005 erneut stimuliert; auch hier wurde ein unkontaminiertes Ejakulat gewonnen. Zu den zwei Tieren, die innerhalb der PZ ein kontaminiertes Ejakulat lieferten, gab es keine Wiederholungsuntersuchung. Bei allen kontaminierten Ejakulaten handelte es sich um die jeweils erste

Tab. 4.9: Anzahl und Ergebnis der durchgeführten Elektroejakulationen (EE) je Tier und Untersuchungszeitpunkt

ID	PZ	NPZ	PZ	NPZ	Summe	Summe
	2004	2004	2005	2005	(PZ)	(NPZ)
M1	+	+	+	-	2	1
M2	+*	-	-	-	1*	0
M3	(+)	-	-	-	1	0
M4	(+)	-	-	-	1	0
M5	(+)	-	-	-	1	0
M6	+	(+)	+	+	2	(1) + 1
M7	-	-	+*	-	1*	0
M8	-	(+)	+	+	1	(1) + 1
M9	-	+*	+	-	1	1*
M10	-	+*	+	+	1	1* + 1
M11	-	+*	+	+	1	1* + 1
M12	-	+*	+	+	1	1* + 1
M13	-	+	+	+	1	2
M14	-	+	+	+	1	2
M15	-	-	(+)	(+)	(1)	(1)
M16	-	-	-	+	0	1
$\sum$ (Stimulationen)	6	9	11	9	17	18
$\sum$ (Ejakulate)	3	7	10	8	13	15
$\sum$ (unkontaminierte E.)	2	3	9	8	11	11

+ = Elektroejakulation (EE) erfolgreich durchgeführt, - = keine EE durchgeführt, (+) = trotz EE keine Ejakulatgewinnung möglich, \* = Urinkontamination

Durchführung einer EE bei dem entsprechenden Tier. - War das Ejakulat, oder auch nur ein Teil dessen, durch Urin kontaminiert, konnte lediglich die Morphologie beurteilt werden; alle Ergebnisse zu den übrigen Untersuchungen (Volumen, Konzentration, Motilität) wurden nicht verwertet.

#### 4.4.2.2 Volumen

In Kap. 4.4.1 wurde bereits darauf hingewiesen, dass bei vier Tieren innerhalb der PZ und 3 Tieren in der NPZ trotz EE kein Ejakulat gewonnen werden konnte (Tab. 4.9). Drei dieser Tiere aus der PZ (M3, M4, M5) waren junge Männchen, sie wurden nur im Rahmen der Erstuntersuchung stimuliert. Bei dem vierten Tier (M15) konnte we-

der innerhalb der PZ noch während der NPZ ein Ejakulat gewonnen werden. Vom Männchen M8 konnte bei der Erstuntersuchung in der NPZ kein Ejakulat gewonnen werden, bei der Folgeuntersuchung in der PZ jedoch schon. Das Männchen M6 konnte während zwei PZ und einer NPZ durch EE ejakuliert werden, lediglich bei der ersten EE (NPZ 2004) war dies nicht möglich. Konnten unkontaminierte Ejakulate gewonnen werden, so hatten diese ein medianes Volumen von  $90 \mu\text{l}$  (1. und 3. Quartil: 10 bzw. 190;  $n = 9$ ). Für die PZ ergab sich ebenfalls ein Medianwert von  $90 \mu\text{l}$  (1. und 3. Quartil: 63 bzw. 280;  $n = 9$ ), für die NPZ ein Medianwert von  $88 \mu\text{l}$  (1. und 3. Quartil: 69 bzw. 140;  $n = 6$ ). Aufgrund der hohen individuellen Schwankungen konnten keine signifikanten Unterschiede (Wilcoxon-Test) zwischen den Saisons festgestellt werden (s. auch Tab. 4.10).

#### 4.4.2.3 Motilität und Konzentration

Die Motilität der Spermatozoen wurde aufgrund der geringen Volumina und der hohen Zahl an kontaminierten Proben nicht für jedes Ejakulat abgeschätzt. Als Medianwert ergab sich eine Motilität von 49 % ( $n=7$ ) mit tendenziell höheren Werten in der PZ. Auch die Konzentration der Spermienzellen je Ejakulat konnte nicht für alle Ejakulate ermittelt werden. Es ergab sich eine mediane Zellkonzentration von  $0,82 \times 10^6$  je Ejakulat ( $n=8$ ).

#### 4.4.2.4 Morphologie

**Einteilung der Kopfkappen-Typen.** Die Fossaspermien zeigten eine hohe Diversität der Kopfkappenmorphologie. Es wurden fünf Kopfkappen-Typen nach Form des Akrosoms, augenscheinlicher Festigkeit der Umhüllung des Kopfes und Anhaftung am Äquatoralsegment differenziert (Abb. 4.25 und Tab. 4.11): Typ 1 zeichnete sich durch ein am Kopf eng anliegendes Akrosom mit umgeklapptem apikalen Rand aus. Bei Typ 2 war das Akrosom in Höhe der apikalen Kopfspitze faltig und der apikale Rand des Akrosoms aufgerichtet. Typ 3 zeigte ein aufgeweitetes Akrosom, das am Äquatoralsegment verankert war, aber dem Kopf nicht mehr unbedingt eng anliegt. Typ 4 war durch ein vergrößertes, unsymmetrisches Akrosom gekennzeichnet, welches nur locker den Kopf umgab und vom Äquatoralsegment gelöst war. Bei Typ 5 fehlte das Akrosom vollständig.



Tab. 4.10: Auswertung der klassischen Spermaparameter; aufgrund der geringen Datenmengen wurde mit Mittelwerten gerechnet; der p-Wert basiert auf dem Vergleich saisonspezifischer Mittelwerte mittels Wilcoxon-Test

	Quartile	Min	Max	$n_{PZ}$ ; $n_{NPZ}$	Quartile <sub>PZ</sub>	Quartile <sub>NPZ</sub>	$n_{(PZ+NPZ)}$	p-Wert
Volumen [ $\mu$ l]	90 (70 / 190)	25	930	9; 6	90 (63 / 280)	88 (60/140)	6	0,249
Motilität [%]	49 (34 / 55)	22	67	3; 6	55 (55 / 67)	43 (24 / 49)	2	
Konzentration*	0,82 (0,04 / 5,30)	0,01	8,54	6; 7	0,04 (0,03 / 2,99)	1,44 (0,79 / 7,32)	5	

\*Konzentration = Zellen  $\times 10^6$ /Ejakulat

Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil), PZ = Paarungszeit, NPZ = Nicht-Paarungszeit,  $n_{PZ}$  = Anzahl der vermessenen Tiere in der PZ,  $n_{NPZ}$  = Anzahl der vermessenen Tiere in der NPZ,  $n_{PZ+NPZ}$  = Anzahl der Tiere die innerhalb beider Seasons vermessen wurden („gepaarte Stichproben“)

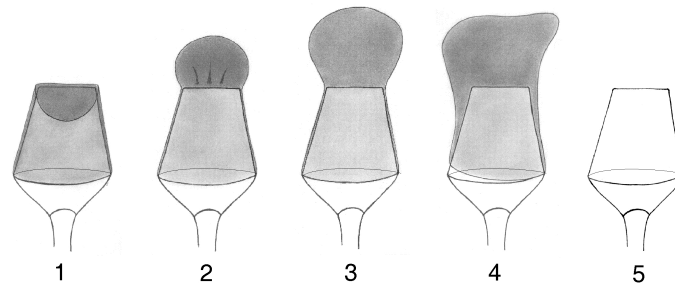


Abb. 4.25: Fünf Erscheinungsformen der Fossa-Spermien: 1 umgeklapptes, 2 faltiges, 3 aufgeweitetes Akrosom, 4 Akrosom in Ablösung, 5 fehlendes Akrosom

Tab. 4.11: Einteilung der fünf Kopfkappen-Typen nach Zustand des Akrosoms

Akrosom	Typ 1	Typ 2	Typ 3	Typ 4	Typ 5
Form	apikal umgeklappt	apikal faltig	aufgeweitet, symmetrisch	aufgeweitet, asymmetrisch	A. fehlt
Umhüllung d. Spermienkopfes	eng	eng	eng, apikal evtl. gelöst	gelöst	A. fehlt
Haftung am ÄS*	anhaftend	anhaftend	anhaftend	gelöst	A. fehlt

\* ÄS = Äquatoralsegment; A. = Akrosom

Tab. 4.12: Einteilung der Fossaspermien nach den drei Kategorien Kopfmorphologie, Geißelmorphologie und Vorkommen von Plasmatropfen

Kopfmorphologie	Geißel	Plasmatropfen
Typ 1 (A. umgeklappt)	fehlend	nicht vorhanden
Typ 2 (A. faltig)	nicht intakt	vorhanden
Typ 3 (A. aufgeweitete)	intakt	
Typ 4 (A. in Ablösung)		
Typ 5 (A. fehlend)		

A. = Akrosom

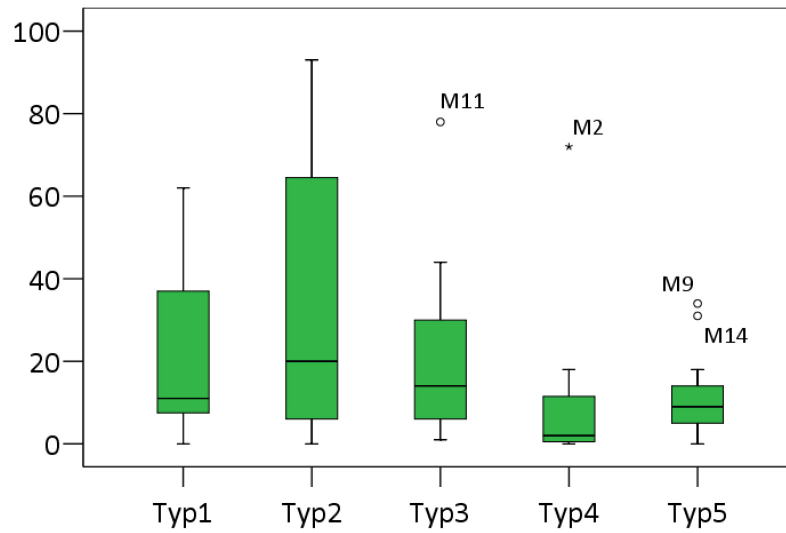
**Prozentuale Verteilung der Kopfkappen-Typen.** In nahezu jedem Ejakulat lagen alle fünf beschriebenen Kopfkappen-Typen gleichzeitig vor. Die prozentuale Verteilung der Typen unterschied sich hinsichtlich der PZ im Vergleich zur NPZ: während in der PZ die Ejakulate i.d.R. von Typ 1 und 2 dominiert wurden, kamen in der NPZ die Typen 4 und 5 am häufigsten vor (Abb. 4.26, Tab. 4.13).

Tab. 4.13: Prozentuale Zusammensetzung der Ejakulate zu PZ und NPZ in Beziehung zu den fünf Kopfkappen-Typen (den Gesamtquartilen liegen die Werte von zwölf Tieren zugrunde; die p-Werte basieren auf einem Wilcoxon-Test für gepaarte Stichproben mit  $n = 9$  Tieren)

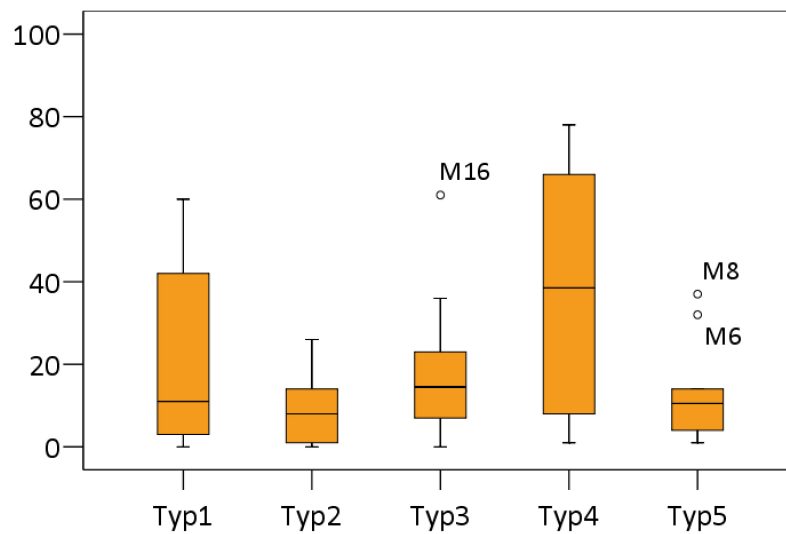
	Quartile	Min	Max	Quartile <sub>PZ</sub>	Quartile <sub>NPZ</sub>	p-Wert
Typ 1	11 (5 / 44)	0	62	11 (10 / 50)	15 (2 / 45)	0,678
Typ 2	10 (3 / 28)	0	93	20 (6 / 65)	7 (5 / 14)	0,086
Typ 3	14 (6 / 30)	0	78	14 (6 / 40)	14 (4 / 19)	0,484
Typ 4	8 (1 / 54)	0	78	2 (5 / 12)	42 (16 / 68)	0,012
Typ 5	9 (44 / 164)	0	37	10 (7 / 25)	12 (4 / 23)	0,944

Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil), PZ = Paarungszeit, NPZ = Nicht-Paarungszeit)

**Zusammenhang zwischen Kopfkappen-Typ und Geißelmorphologie sowie Kopfkappen-Typ und Vorkommen von Plasmotropfen.** Betrachtete man die Geißelmorphologie im Zusammenhang mit den fünf Kopfkappen-Typen, war festzustellen, dass der relative Anteil der Spermien mit intakter Geißel (68 bis 99 %) gegenüber denen mit nicht intakter (1-11 %) oder fehlender (bis 23 %) Geißel für alle Kopfformen deutlich erhöht war; von Typ 1 zu Typ 5 nahm dabei der relative Anteil der Spermien mit intakten Geißeln ab, während der Prozentsatz der Spermien mit nicht intakten oder fehlenden Geißeln zunahm. Der Anteil der Spermien mit intakten Geißeln lag (mit Ausnahme von Typ 2) bei allen Kopfkappen-Typen innerhalb der PZ höher als in der NPZ. Plasmotropfen kamen innerhalb der PZ bei bis zu 8 % der Spermien vor, während in der NPZ bis zu 43 % der Spermien Plasmotropfen aufwiesen. Innerhalb beider Saisons nahm das prozentuale Vorkommen von Plasmotropfen von Kopfkappen-Typ 1 zu Typ 5 hin ab. Bei Kopfkappen-Typ 4 und 5 wurden während der Paarungszeit keine Spermien mit Plasmotropfen vorgefunden (Tab. 4.14).



(a) PZ



(b) NPZ

Abb. 4.26: Häufigkeitsverteilung [in %] der fünf Kopfkappen-Typen während der PZ und der NPZ

Tab. 4.14: Prozentuales Vorkommen von Spermien nach Zuordnung der Attribute Kopfmorphologie, Schwanzmorphologie und Vorkommen von Plasmatropfen

PZ (n = 9)	Typ 1	Typ 2	Typ 3	Typ 4	Typ 5
Schwanz fehlt	0,0	0,0	0,0	2,0	6,7
Schwanz nicht intakt	1,3	2,9	0,9	8,0	11,2
Schwanz intakt	98,7	97,1	99,1	90,0	82,1
Plasmatropfen vorhanden	3,5	4,0	7,5	0,0	0,0

NPZ (n = 9)	Typ 1	Typ 2	Typ 3	Typ 4	Typ 5
Schwanz fehlt	1,0	1,3	3,4	12,0	23,0
Schwanz nicht intakt	2,1	1,3	6,0	2,8	8,7
Schwanz intakt	96,9	97,3	90,6	85,2	68,3
Plasmatropfen vorhanden	42,9	37,3	35,0	5,1	4,0

Gesamt (n = 9)	Typ 1	Typ 2	Typ 3	Typ 4	Typ 5
Schwanz fehlt	0,5	0,3	1,2	10,9	14,6
Schwanz nicht intakt	1,7	2,6	2,7	3,4	10,0
Schwanz intakt	97,9	97,1	96,1	85,7	75,3
Plasmatropfen vorhanden	21,4	11,2	17,3	4,5	1,9

### 4.4.3 Morphologische Beschreibung der Fossaspermien

#### 4.4.3.1 Lichtmikroskopie

Bei der lichtmikroskopischen Betrachtung gefärbter Ausstriche von Fossaejakulaten fiel zunächst die für Säugetiere enorme Größe der Fossaspermien ins Auge; nicht nur der Schwanz zeigte eine erstaunliche Länge, auch der Kopf war verhältnismäßig groß. Die einzelnen Schwanzsegmente (Hals-, Mittel-, Haupt- und Endstück) konnten mit den angewandten Methoden nicht differenziert werden. Die Kopf-Akrosom-Struktur war bemerkenswert: wie bereits unter Kap. 3.8.2.4 beschrieben, lag das Akrosom im Bereich des spatelförmigen Kopfes in der Regel eng an und ragte ungewöhnlich weit über diesen hinaus.

**Kopfmorphometrie.** Zur morphometrischen Beschreibung des Spermienkopfes wurden beispielhaft am Fossa M1, unter Berücksichtigung von Saison und Kopfkappen-Typ, verschiedene Parameter (Längen- und Breitenmaße von Kopf und Akrosom, Umfang und Fläche des Spermienkopfes unter Vernachlässigung des Akrosoms) vermessen. Die deskriptive Statistik ließ insbesondere anhand veränderter Breitenmaße und daraus folgend den Parametern Umfang und Fläche eine Tendenz zu größeren Spermienköpfen während der PZ im Vergleich zur NPZ erkennen (Tab. 4.15). Beim Vergleich der Kopfkappen-Typen zeigten die Längen- und Breitenmaße des Kopfes inklusive Umfang und Fläche eher unwesentliche Veränderungen, wobei die Maße für das Akrosom von Typ 1 zu Typ 4 hin zunahmen: Die Spermien zeigten von Typ 1 zu Typ 4 eine kontinuierliche Zunahme der medianen Akrosombreite (von 4,2  $\mu\text{m}$  auf 5,2  $\mu\text{m}$ ). Die mediane Akrosomlänge hingegen nahm von Typ 1 nach Typ 4 diskontinuierlich zu: war bei Typ 3 und 4 eine Länge von 8,2 und 9,0  $\mu\text{m}$  gegenüber Typ 1 mit 7,8  $\mu\text{m}$  gemessen worden, so war bei Typ 2 lediglich eine Länge von 7,1  $\mu\text{m}$  zu verzeichnen. Ein durchschnittliches Fossaspermium von M1 hatte eine Kopflänge von 8,6  $\mu\text{m}$  (1. Quartil 8,3 / 3. Quartil 8,7  $\mu\text{m}$ ) und eine Breite von 4,9  $\mu\text{m}$  (1. Quartil 4,6 / 3. Quartil 5,2  $\mu\text{m}$ ). Das Akrosom war 7,9  $\mu\text{m}$  (1. Quartil 7,4 / 3. Quartil 8,8  $\mu\text{m}$ ) lang und 4,9  $\mu\text{m}$  (1. Quartil 4,3 / 3. Quartil 5,2  $\mu\text{m}$ ) breit.

Tab. 4.15: Maße [ $\mu\text{m}$ ] zu den Dimensionen des Fossaspermienkopfes (s. Kap. 3.8.3.1); ermittelt aus lichtmikroskopischen Aufnahmen von Ejakulaten des Fossas M1; Messung aller Parameter an 4 Spermien je Kopftyp (gilt nicht für  $AL_{ges}$  und AW bei Kopftyp 5)

	Quartile	Min	Max	Quartile <sub>PZ</sub>	Quartile <sub>NPZ</sub>
HB	2,1 (1,9 / 2,2)	1,7	2,5	2,2 (2,0 / 2,3)	1,9 (1,9 / 2,1)
HW1	4,9 (4,6 / 5,2)	4,4	5,3	5,2 (5,0 / 5,2)	4,6 (4,5 / 4,8)
HW2	3,4 (3,3 / 3,7)	3	4,3	3,6 (3,4 / 3,9)	3,3 (3,2 / 3,5)
$HL_{ges}$	8,6 (8,3 / 8,7)	8	9,5	8,6 (8,4 / 8,9)	8,5 (8,2 / 8,7)
$\sqrt{HA}$	5,8 (5,7 / 6,0)	5,4	6,2	6,0 (5,9 / 6,1)	5,7 (5,6 / 5,8)
Umfang	24,0 (23,4 / 24,8)	22,3	25,8	24,7 (23,9 / 25,4)	23,5 (23,0 / 24,1)
$AL_{ges}$	7,9 (7,4 / 8,8)	6,3	10,9	8,0 (7,4 / 8,6)	7,8 (7,2 / 9,0)
AW	4,9 (4,3 / 5,2)	3,9	6,4	5,0 (4,9 / 5,2)	4,4 (4,1 / 5,1)

HB = Kopfbasis, HW1 = Kopfbreite in Höhe des Äquatorialssegments, HW2 = Kopfbreite in Höhe der Kernspitze,  $HL_{ges}$  = gesamte Kopflänge,  $\sqrt{HA}$  = Wurzel aus der Fläche des Kopfes,  $AL_{ges}$  = gesamte Akrosomlänge, AW = max. Breite des Akrosoms; Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil), PZ = Paarungszeit, NPZ = Nicht-Paarungszeit

**Schwanzlänge.** Die Messung der Spermenschwänze von sechs Männchen ergab eine mediane Länge von  $150 \mu\text{m}$  (1. und 3. Quartil:  $147$  bzw.  $170 \mu\text{m}$ ) mit Werten von  $151 \mu\text{m}$  (1. und 3. Quartil:  $148$  bzw.  $170$ ) zur PZ und  $148 \mu\text{m}$  (1. und 3. Quartil:  $146$  bzw.  $153 \mu\text{m}$ ) zur NPZ (Abb. 4.27). Es konnte kein Unterschied in der Spermenschwanzlänge zwischen den einzelnen Kopftypen festgestellt werden (ANOVA mit Messwiederholung,  $F(4, 25) = 0,807$ ,  $p = 0,532$ ), wobei die Spermenschwanzlänge während der PZ deutlich erhöht war ( $F(1, 25) = 18,011$ ,  $p \leq 0,001$ ). Eine Wechselwirkung zwischen Kopftyp und Saison war nicht nachweisbar ( $F(4, 25) = 0,328$ ,  $p = 0,856$ ).

Die Abbildung 4.27 zeigt, dass die saisonalen Längenunterschiede i.d.R. sowohl bei den Spermien des gleichen Tieres (intraindividuell) als auch beim Vergleich der verschiedenen Kopfkappentypen (interindividuell) nachweisbar sind. Die Längen der verschiedenen Schwanzabschnitte (Mittelstück, Hauptstück, Endstück) konnten bei gegebener Methodik nicht unterschieden werden. Als alternative Methode wurden die Längen indirekt über die Anzahl der Anschnitte in den Ultradünnschnitten der Transmissionselektronenmikroskopie bestimmt (s.u.).

#### 4.4.3.2 Elektronenmikroskopie

Die Elektronenmikroskopie stellte sich als sehr hilfreiches Verfahren zur Beschreibung der Ultrastruktur von Fossaspermien heraus. Trotz geringer Spermienkonzentrationen war es möglich, eine ausreichende Anzahl an Raster- und Transmissionselektronenmikroskopischen Aufnahmen zu generieren, um den Spermenschwanz sowie alle fünf Kopfkappen-Typen darstellen und beschreiben zu können.

**Rasterelektronenmikroskopie (SEM).** Die Spermien zeichneten sich durch einen flachen (Stärke ca.  $3,9 \mu\text{m}$ ) Kopfteil aus. Es konnte der akrosomfreie Kopfbereich, das Äquatoralsegment, sowie das dem Kern aufliegende und das freie anteriore Akrosom unterschieden werden. Bei einigen Präparaten fiel das in der Regel glatte Akrosom im Bereich des Kernes durch eine Vielzahl kraterartiger Einziehungen auf. Die durch die lichtmikroskopische Darstellung charakterisierten Kopfkappen-Typen konnten allesamt in der Rasterelektronenmikroskopie aufgefunden werden. Die übrigen Messungen zu Kopflänge ( $7,8 \mu\text{m}$ ), Kopfbreite ( $3,9 \mu\text{m}$ ), Akrosomlänge ( $5,5 \mu\text{m}$ ), Mittelstückstärke ( $0,87 \mu\text{m}$ ) wurden, wie die Messung der Kopfstärke, exemplarisch durch mehrfache Messungen an Spermien drei verschiedener Tiere durchgeführt.

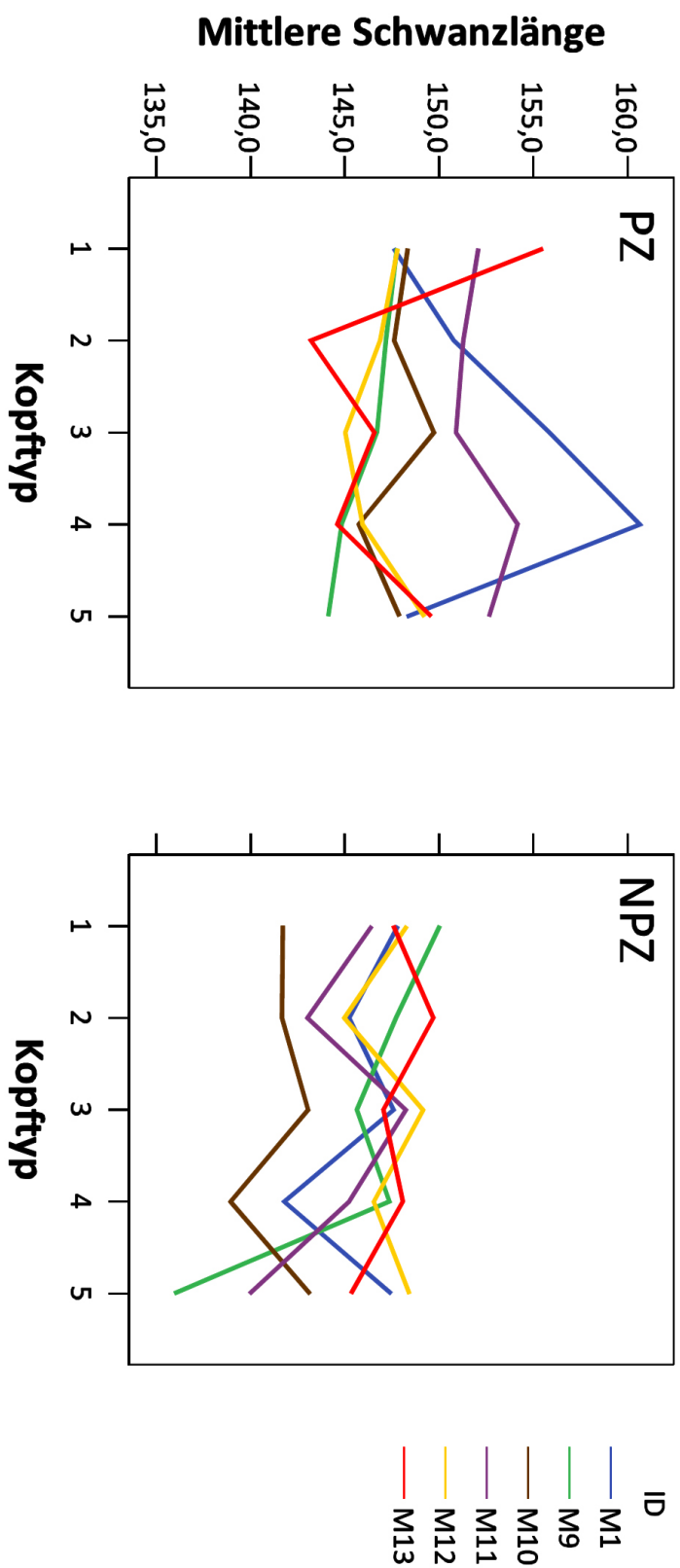
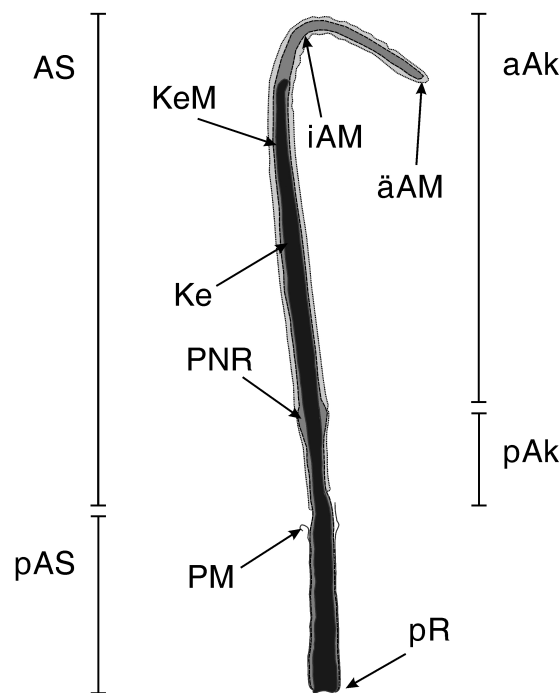


Abb. 4.27: Darstellung der saisonalen Unterschiede in der Spermienschwanzlänge von sechs Männchen (M1, M9-M13); die Daten für die Diagramme beruhen auf je drei Schwanzlängenmessungen pro Kopfkappentyp, Tier und Saison (= 15 Werte je Tier und Saison)



**Transmissionselektronenmikroskopie (TEM).** Das Ziel der transmissionselektronenmikroskopischen Darstellung von Fossaspermien war es, die Ultrastruktur ausgesuchter Schnittebenen der Fossaspermien darzustellen und zu beschreiben. Das Hauptaugenmerk lag in der Darstellung (1) von sagittalen Schnittebenen des Kopfbereiches der verschiedenen Kopfkappen-Typen und (2) von transversalen Schnittebenen der aufeinanderfolgenden Schwanzabschnitte.

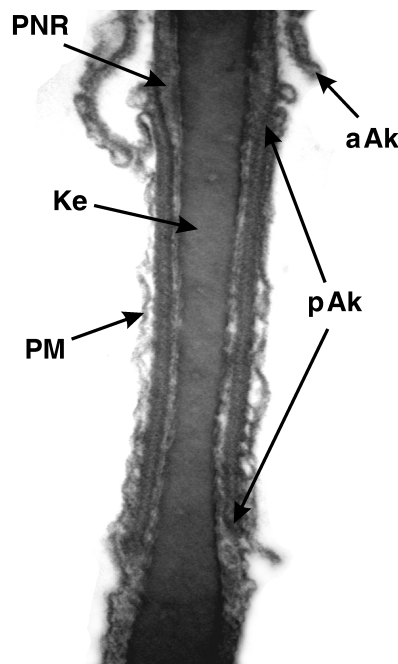


AS akrosomales Kopfsegment, pAS postakrosomales Kopfsegment, Ke Kern, KeM Kernmembran, PNR perinukleärer Raum, PM Plasmamembran, pR posteriorer Ring  
aAk anteriores Akrosom, pAk posteriores Akrosom bzw. Äquatorialsegment, iAM innere Akrosommembran, äAM äußere Akrosommembran

Abb. 4.28: Skizze zur TEM-Darstellung eines Typ 1 Spermienkopfes, Sagittalschnitt (Plasmamembran ist unvollständig)

**(1a) Kopf.** Der Sagittalschnitt durch den Kopf eines Typ 1 Spermiums (Abb. 4.28) zeigte beispielhaft, dass der Aufbau des Fossaspermienkopfes dem von Toshimori und Ito (2003) beschriebenen Grundbauplan eines Säugetierspermienkopfes folgt: Der Spermienkopf war von einer Plasmamembran (PM) umhüllt, die am posterioren Ende mit der Kernmembran zum sogenannten posterioren Ring (pR) verschmolz. Der Spermienkopf gliederte sich in ein akrosomales (AS) und ein postakrosomales Segment (pAS). Die beiden Hauptstrukturen des Spermienkopfes waren der Kern (Ke) mit Kernmem-

bran (KeM) und umgebendem perinukleären Raum (PNR), und das Akrosom mit innerer (iAM) und äußerer Akrosommembran (äAM). Der Kern machte den Hauptanteil des Kopfes aus und wurde im anterioren Bereich vom Akrosom bedeckt. Letzteres unterteilte sich in das anteriore (aAk) und das posteriore Akrosom (pAk), auch Äquatoralsegment genannt. Die anteriore akrosomale Region wurde nur teilweise vom Kern unterstützt, und überlappte diesen im apikalen Bereich bei der Fossa großzügig. Die innere akrosomale Membran wich in diesem Bereich unterschiedlich weit von der Kernmembran ab, so dass ein mehr oder weniger stark vergrößerter perinukleärer Raum entstand. Auch im anterioren Bereich des Äquatoralsegmentes war der perinukleäre Raum wulstartig erweitert. Das Äquatoralsegment selbst stellte sich elektronendichter dar, als die anteriore akrosomale Region; der Kern war in diesem Bereich auffallend verjüngt (Abb. 4.29).



PNR perinukleärer Raum, Ke Kern, PM Plasmamembran, aAk anteriores Akrosom, pAk posteriores Akrosom bzw. Äquatoralsegment

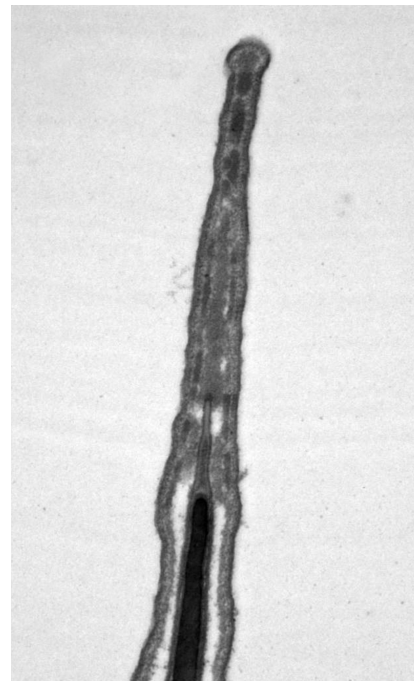
Abb. 4.29: TEM-Aufnahme eines Fossaspermienkopfes im Bereich des Äquatoralsegmentes, Sagittalschnitt

In den TEM-Aufnahmen konnten auch sagittale Schnittebenen zu jedem der fünf Kopfkappen-Typen der Fossaspermien unterschieden werden. Es war ersichtlich, dass die Köpfe der Spermientypen 1 bis 4 von einer durchgehenden Plasmamembran umgeben waren. Im apikalen Kopfbereich umgab die Membran die Akrosomkappe recht

locker, am Äquatoralsegment und im Akrosomfreien Kopfbereich lag sie eng an. Bei den Spermienköpfen vom Typ 2, 3 und 4 erschien die Plasmamembran z.T. aufgeweitet und überragte den apikalen Kopfbereich oft großzügig (Abb. 4.30b und Abb. 4.32a). Bemerkenswert war die Ausprägung der Plasmamembran im apikalen Bereich der Typ 1 Spermienköpfe: die Membran spannte sich verhältnismäßig straff zwischen dem umgeklappten apikalen Akrosomanteil und dem Rest des Kopfes, so dass der umgeklappte Anteil durch die Plasmamembran an den Kopf gespannt zu werden schien (Abb. 4.30a). Die Abbildung 4.31 gibt einen vergleichenden Überblick über die licht- und elektronenmikroskopische Gestalt der 5 Kopfkappentypen.



(a) Fossaspermienkopf Typ 1



(b) Fossaspermienkopf Typ 3

Abb. 4.30: Ausprägung der Plasmamembran des Fossaspermienkopfes, Sagittalschnitt

Im Weiteren war auffällig, dass der erweiterte PNR an der apikalen Kernspitze auch bei sich lösendem (Typ 4) bzw. abgelöstem (Typ 5) Akrosom sichtbar war (Abb. 4.32).

**(1b) Hals.** Posterior folgt auf den Kopf der Halsbereich, der beim Fossaspermium in 30.000facher Vergrößerung dargestellt wurde (Abb. 4.33): Es wurden die Implantationsgrube (IG) am Spermienkopf, korrespondierend dazu die Basalplatte im Halssegment, der Streifenkörper (StK), das proximale Zentriol (pZ), sowie der Beginn der Begleitfasern (BF), der Achsenfasern (AF), sowie der Anfang der Mitochondrienscheide (MiS) des Mittelstücks identifiziert.

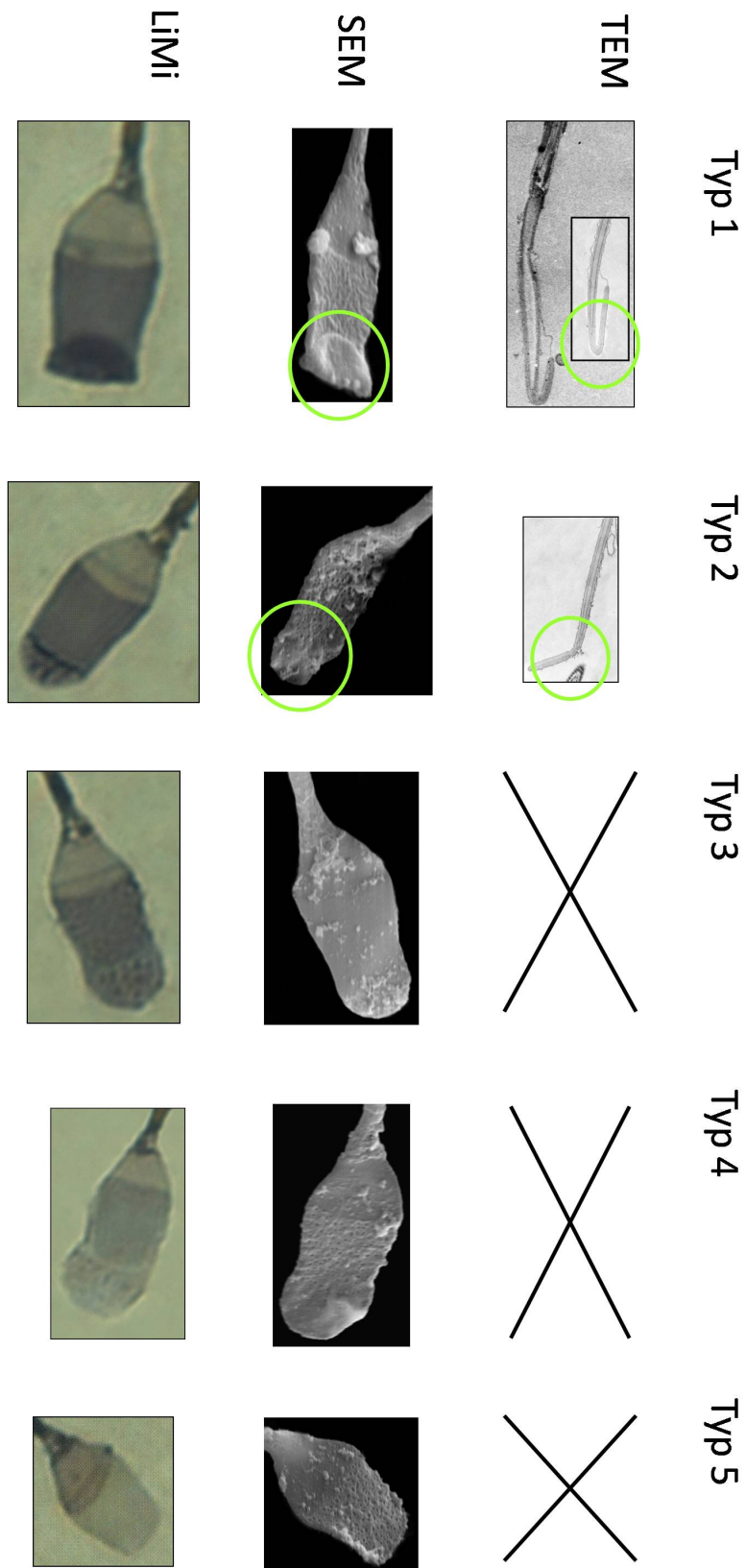
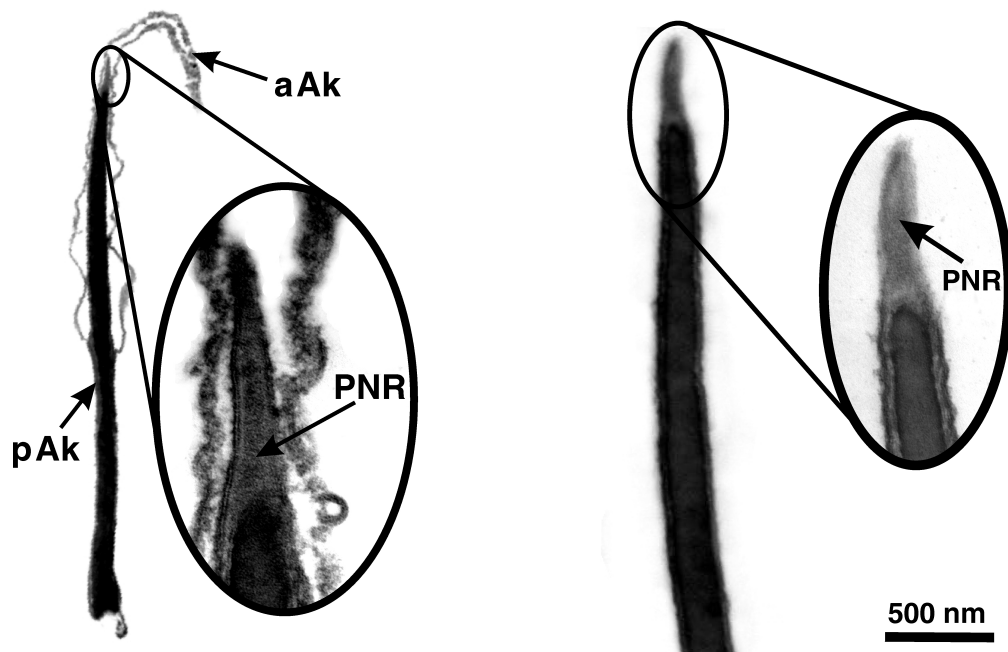


Abb. 4.31: Vergleichende Darstellung der fünf verschiedenen Kopfkappentypen: TEM, SEM und Lichtmikroskopie (LiMi)



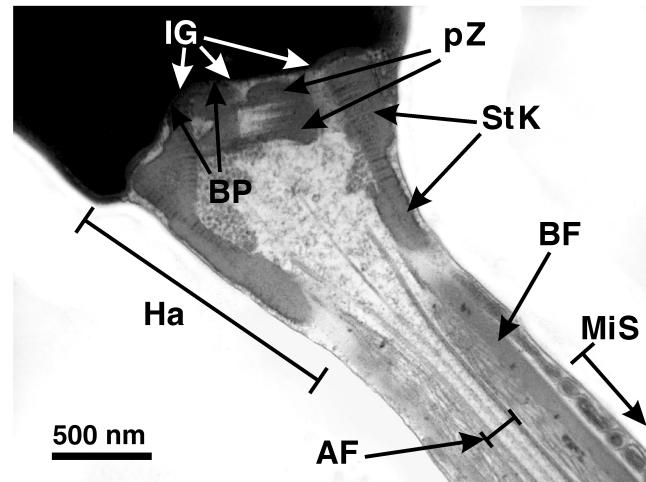
(a) KAS-Typ 4

(b) KAS-Typ 5

aAk anteriores Akrosom, pAk posteriores Akrosom, PNR perinukleärer Raum

Abb. 4.32: TEM-Aufnahme des apikalen Kopfbereichs eines Fossaspermiums, Sagittalschnitt; auffällig ist der erweiterte PNR bei gelöster Akrosomkappe

(2) **Schwanz.** Vom Spermischwanz schließlich wurden transmissionselektronische Aufnahmen der Querschnitte beurteilt. Auch hier entspricht die Ultrastruktur dem Grundschemata für Säugetierspermien wie von Bloom und Fawcett (1997) beschrieben. Die Ultradünnschnitte belegen das Vorkommen der entsprechenden Strukturen für die verschiedenen Schwanzbereiche (Abb. 4.34): Der gesamte Spermischwanz ist, beginnend am Halssegment, von einem Achsenfaden (AF) aus zwei zentralen Mikrotubuli mit neun umgebenden Doppel-Mikrotubuli (sog.  $2 \times 9 + 2$  Schema) durchzogen. Im Mittelstück (Durchmesser:  $0,6 - 1,0 \mu\text{m}$ ; Tab. 4.16) ist der Achsenfaden zunächst von neun longitudinal verlaufenden Begleitfasern (BF) umgeben, welche wiederum von einer Mitochondrienscheide (MiS) umfasst werden. Mit dem distalen Ende der Mitochondrienscheide enden ebenfalls zwei der Begleitfasern. Das sich anschließende Hauptstück (Durchmesser:  $0,5 - 0,8 \mu\text{m}$ ) ist durch das Vorhandensein der übrigen sieben Begleitfasern gekennzeichnet, welche von einer elektronendichten Faserscheide umgeben werden. Das Ende dieser Faserscheide bildet den Übergang zum Endstück (Durchmesser:  $0,3 - 0,7 \mu\text{m}$ ). Es besteht lediglich aus dem Achsenfaden mit umgebender Plasmamembran.



IG Implantationsgrube, BP Basalplatte, Ha Halssegment, StK Streifenkörper, pZ proximales Zentriol, BF Begleitfasern, MiS Mitochondrienscheide, AF Achsenfasern

Abb. 4.33: TEM Aufnahme des Halsbereiches eines Fossaspermienkopfes, Längsschnitt in der Frontalebene (Plasmamembran fehlt)

Zum Ende hin löst sich bei der Fossa das strenge  $2 \times 9 + 2$  Schema auf und auch die Fixierung als Doppeltubuli scheint verloren zu gehen: im Querschnitt konnten bis zu elf Mikrotubuli-Querschnitte nachgewiesen werden.

Tab. 4.16: Messwerte für den medianen Durchmesser der verschiedenen Schwanzsegmente [in  $\mu\text{m}$ ]

	Quartile	Minimum	Maximum	n
Mittelstück $\varnothing$	0,920(0,838 / 0,937)	0,639	0,969	7
Hauptstück $\varnothing$	0,577(0,486 / 0,674)	0,457	0,817	23
Endstück $\varnothing$	0,420(0,40 / 0,449)	0,322	0,652	31

$\varnothing$  = Durchmesser; Quartile = Median (1. Quartil / 3. Quartil)

Da es aus methodischen Gründen nicht möglich war die Länge der verschiedenen Schwanzabschnitte zu bestimmen, wurde diese indirekt durch das differenzierte Auszählen der Schwanzanschnitte bestimmt: innerhalb zufällig gewählter Gesichtsfelder wurde die Anzahl der in dem entsprechenden Ultradünnschnitt vorhandenen Schwanzanschnitte notiert. Bei einer Gesamtzahl von 225 Anschnitten (=100%) wurden 10 Anschnitte (=4,4%) als dem Mittelstück zugehörig, 110 (=48,9%) dem Hauptstück und 104 (=46,7%) dem Endstück zugehörig identifiziert. Es konnte somit auf die tatsächliche Länge des entsprechenden Schwanzabschnittes rückgeschlossen werden.

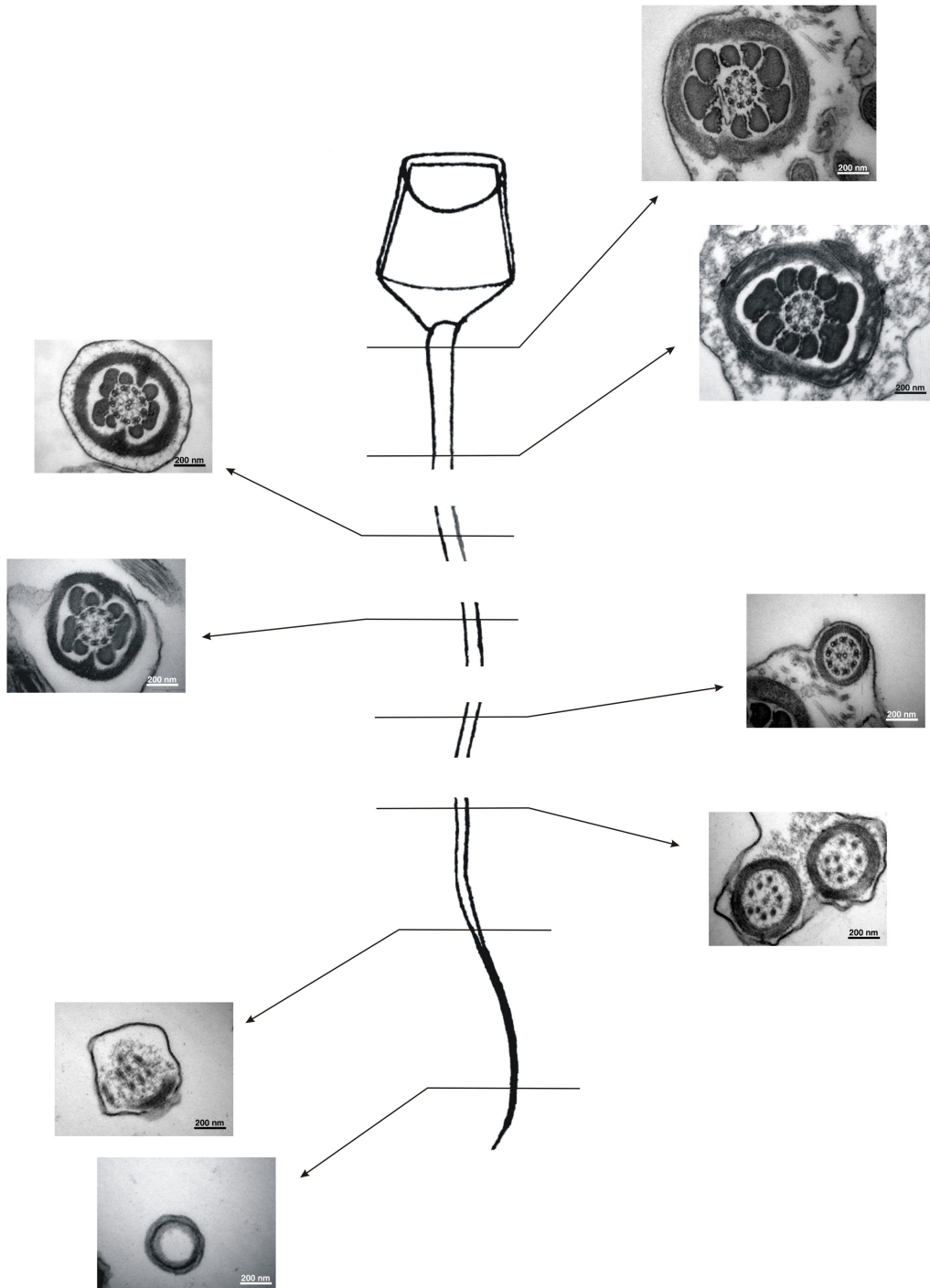


Abb. 4.34: Transversale Ultradünnschnittebenen durch den Fossaspermischwanz

## 4.5 Duftstoffanalyse

### 4.5.1 Körperregionen

Die verschiedenen Körperregionen variierten hinsichtlich der gemessenen Duftstoffkonzentration (Abb. 4.35): bei beiden Geschlechtern wurde außerhalb (beim Männchen auch innerhalb) der PZ die höchste Konzentration in den Haaren des Schwanzes nachgewiesen. Die Weibchen zeigten in der PZ geringfügig höhere Werte im Halsbereich. Die Zusammensetzung der Duftstoffe differierte nur wenig zwischen den beprobten Körperregionen. Ein Vergleich der Duftstoffmuster während der PZ und NPZ jedoch offenbarte deutliche Unterschiede zwischen den Geschlechtern (Abb. 4.36). Das Analdrüsensekret wies gegenüber den Haaren ein markant anderes Duftstoffmuster auf (Abb. 4.37). Für die nachfolgenden Untersuchungen zu geschlechts- und seasonspezifischen Unterschieden im Duftstoffmuster wurden die Analysen der Schwanzregion herangezogen.

### 4.5.2 Geschlechts- und seasonspezifische Unterschiede

Die vergleichende Analyse der 20 ausgewählten Peaks enthüllte vier geschlechtsspezifische Substanzen. Drei dieser Substanzen zeigten eine höhere Konzentration bei männlichen Tieren (ANOVA mit Messwiederholung, Rz 9,85:  $F(1, 15) = 17,801$ ,  $p \leq 0,001$ , Rz 19,95:  $F(1, 15) = 9,131$ ,  $p = 0,009$ , Rz 20,95:  $F(1, 15) = 26,548$ ,  $p \leq 0,001$ ). Rz 9,85 und Rz 20,95 unterlagen dabei einem saisonalen Einfluss (Rz 9,85:  $F(1, 15) = 6,457$ ,  $p = 0,023$ , Rz 20,95:  $F(1, 15) = 9,123$ ,  $p = 0,009$ ), wobei Saison und Geschlecht in Wechselwirkung traten (Rz 9,85:  $F(1, 15) = 6,457$ ,  $p = 0,023$ , Rz 20,95:  $F(1, 15) = 3,730$ ,  $p = 0,073$ ). Bei beiden Substanzen waren die Konzentrationen bei Männchen zur PZ höher als zur NPZ und wurden bei den Weibchen in der NPZ nicht detektiert. Die Konzentration der Substanz Rz 19,95 zeigte keinen saisonalen Einfluss ( $F(1, 15) = 0,997$ ,  $p = 0,339$ ) und auch keine Interaktion zwischen Saison und Geschlecht ( $F(1, 15) = 0,141$ ,  $p = 0,713$ ) (Tab. 4.17). Eine weitere Substanz (Rz 13,7) wurde als weibchenspezifisch angesehen. Die Konzentration bei Weibchen lag deutlich über derjenigen der Männchen (ANOVA mit Messwiederholung,  $F(1, 15) = 7,414$ ,  $p = 0,016$ ) mit einer Tendenz zu saisonalem Einfluss ( $F(1, 15) = 4,449$ ,  $p = 0,052$ ) und Tendenz zu einer Wechselwirkung zwischen Saison und Geschlecht ( $F(1, 15) = 3,101$ ,  $p = 0,099$ ). Die Konzentration war bei Weibchen zur NPZ erhöht (Tab. 4.17).



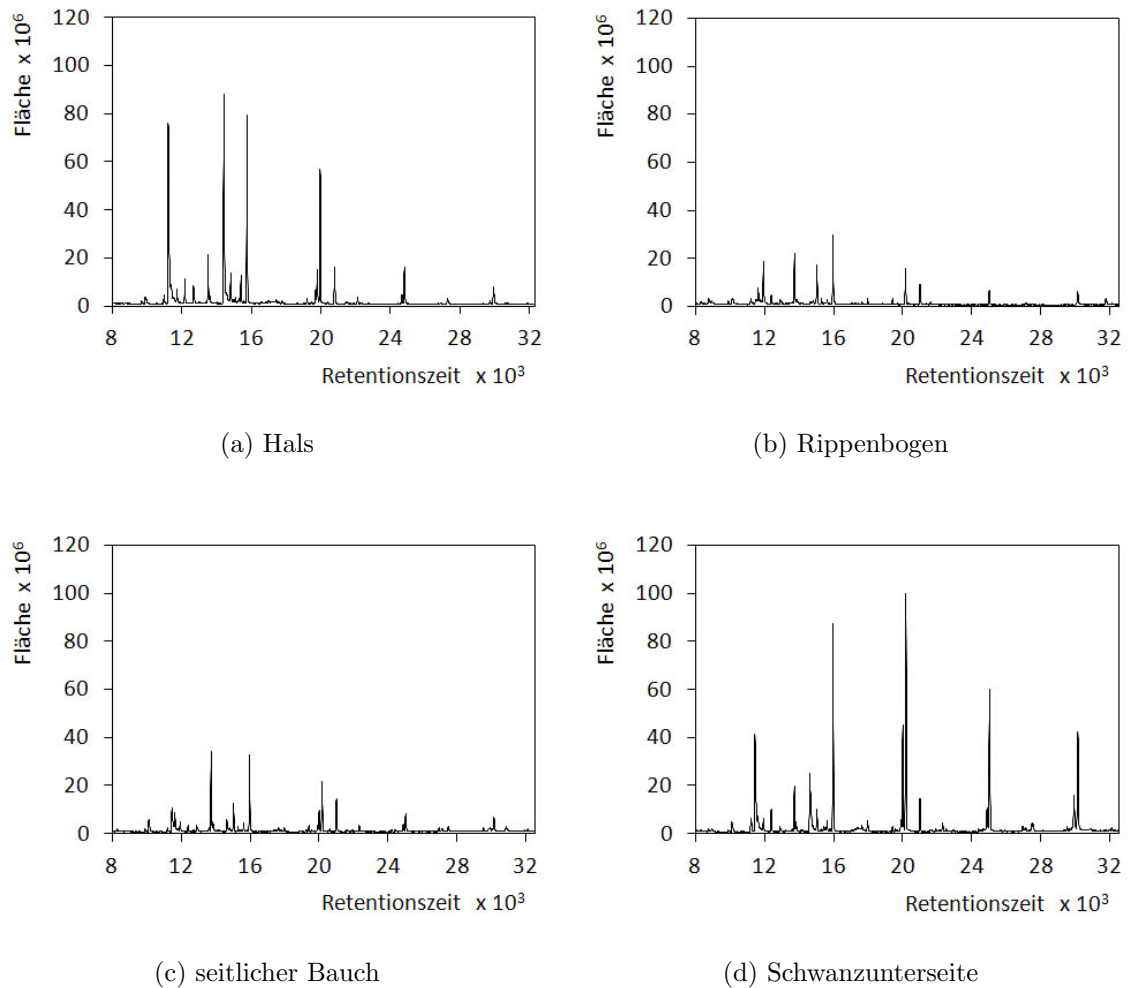
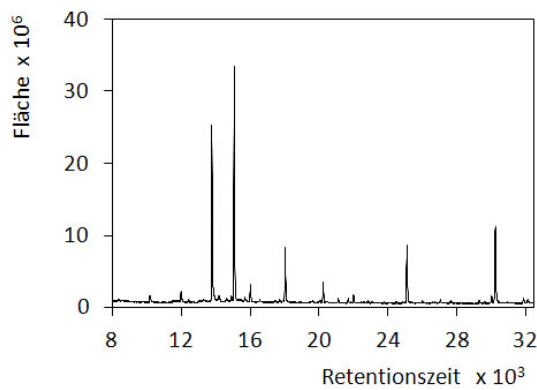


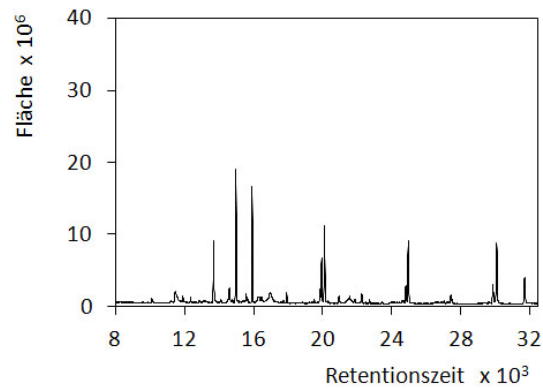
Abb. 4.35: Muster flüchtiger Substanzen aus Haaren verschiedener Körperregionen (a-d) der männlichen Fossa M14. Dargestellt ist der aufgrund SPME und folgender GCMS-Analyse ermittelte Totalionenstrom (TIC)

Die mediane Konzentration der Substanz Rz 30,20 wurde mit großen interindividuellen Schwankungen bei beiden Geschlechtern zur NPZ als erhöht detektiert. Statistisch waren weder deutliche geschlechtsspezifische Unterschiede ( $F(1, 15) = 0,000$ ,  $p = 0,996$ ) noch ein saisonaler Einfluss ( $F(1, 15) = 0,139$ ,  $p = 0,714$ ) oder eine signifikante Wechselwirkung zwischen Saison und Geschlecht ( $F(1, 15) = 1,872$ ,  $p = 0,191$ ) nachweisbar.

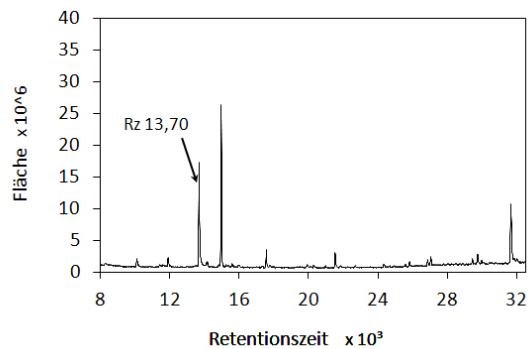
Die Substanz Rz 19,95 wurde durch den Vergleich des Massenspektrums mit der MS-Datenbank zunächst als 2-nonen-1-ol identifiziert. Der Vergleich mit dem kommerziellen 2-nonen-1-ol-Standard hingegen zeigte zwar eine hohe Übereinstimmung der Massenspektren, eine deutlich abweichende Retentionszeit lies jedoch ein ähnliches Molekül mit längerer Kettenlänge als 2-nonen-1-ol vermuten. Die Substanz Rz 20,95 wurde über den



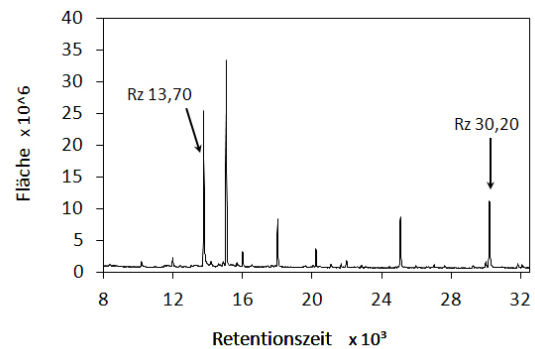
(a) Männchen M6 zur PZ



(b) Männchen M6 zur NPZ



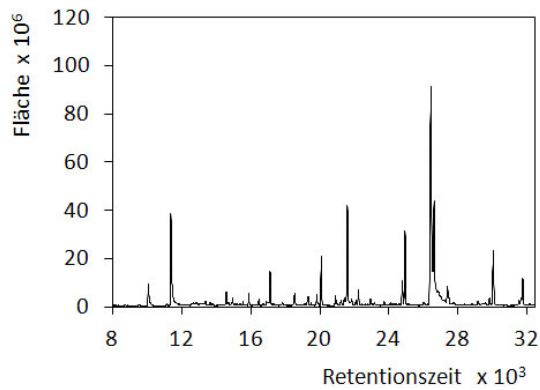
(c) Weibchen F3 zur PZ



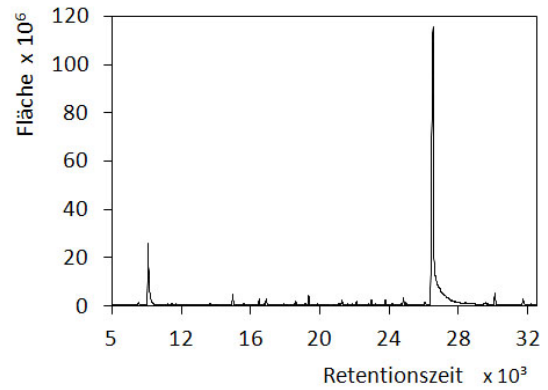
(d) Weibchen F3 zur NPZ

Abb. 4.36: Duftstoffmuster der Haare von der Schwanzunterseite während PZ und NPZ bei der männlichen (a, c) und weiblichen Fossa (b, d). Die Pfeile markieren geschlechtsspezifische Peaks

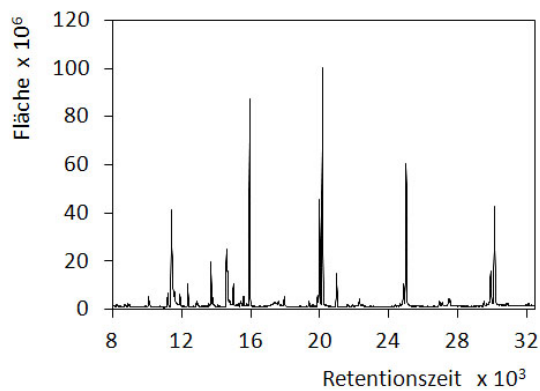
Vergleich mit der MS-Datenbank als 6,10-dimethyl-5,9-undecadien-2-one (Geranylacetone) identifiziert. Dies wurde durch einen Vergleich mit dem authentischen Standard (Massenspektrum und Retentionszeit) verifiziert. Für Rz 13,70 zeigte das Massenspektrum ein typisches Benzaldehyd Ion. Die Substanz Rz 30,20 wurde durch den Vergleich mit der MS-Datenbank als Isopropyl Myristat (IPM) identifiziert und dieses Ergebnis durch den Abgleich mit einem kommerziellen Standard bestätigt.



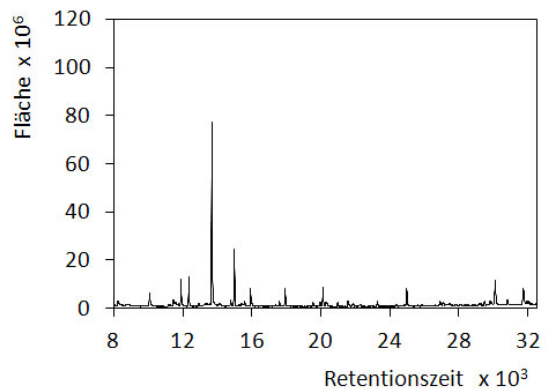
(a) Analdrüsensekret, Männchen M14



(b) Analdrüsensekret, Weibchen F13



(c) Schwanzhaare, Männchen M14



(d) Schwanzhaare, Weibchen F13

Abb. 4.37: Die Zusammensetzung der flüchtigen Substanzen des Analdrüsensekrets (obere Reihe) eines Männchens (links) und eines Weibchens (rechts) unterscheidet sich deutlich von derjenigen der Haare (untere Reihe).

Tab. 4.17: Gehalt (Fläche unter der Kurve) der als geschlechtsspezifisch definierten Substanzen, charakterisiert durch ihre Retentionszeit (RZ), in den Haaren der Schwanzregion, Angaben als Quartile: Median (1. Quartil / 3. Quartil);  $n_M$ ;  $n_W$  = 10;7

Rz	$M_{Pz}$	$W_{Pz}$	$M_{NPz}$	$W_{NPz}$	Substanz
9,85	1,9 (1,4 / 3,5)	0,0 (0,0 / 0,0)	0,0 (0,0 / 0,0)	0,0 (0,0 / 0,0)	unbekannt
13,70	28,9 (18,8 / 50,1)	57,6 (35,1 / 317,7)	29,1 (18,3 / 41,3)	77,3 (58,6 / 133,3)	unbekannt
19,95	10,6 (5,3 / 19,7)	0,0 (0,0 / 1,1)	8,5 (4,1 / 24,9)	2,1 (0,0 / 5,2)	Ähnlichkeit mit 2-Nonen-1-ol
20,95	37,4 (19,2 / 46,6)	1,6 (0,0 / 8,3)	13,9 (10,1 / 18,7)	0,0 (0,0 / 0,0)	6,10-Dimethyl-5,9-Undecadien-2-one
30,20	2,0 (0,0 / 25,3)	6,6 (0,0 / 20,6)	39,5 (14,1 / 67,9)	10,8 (5,4 / 26,9)	Isopropyl Myristat (IPM)

Rz = Retentionszeit, M = Männchen, W = Weibchen, Pz = Paarungszeit, NPz = Nicht-Paarungszeit

# Kapitel 5

## Diskussion

### 5.1 Repräsentativität der Stichprobe

Für die vorliegende Studie wurden 31 Fossas (15 Männchen, 16 Weibchen) und somit 53,5% der Fossas des Europäischen Zoobestandes (Winkler, 2002) untersucht. Dies ist für den Bereich der Zoo- und Wildtierforschung eine große Stichprobenzahl, da ein großer Anteil der Population erfasst wurde und somit dem Ziel der Studie gerecht wird eine Population zu beschreiben. Obwohl nicht alle Tiere zum ersten Untersuchungszeitpunkt adult waren, war die Anzahl der Untersuchungen an juvenilen Tieren zu gering, um diese Tiergruppe im Detail zu analysieren. Für die meisten Untersuchungen an den adulten Tieren konnten Wiederholungsuntersuchungen durchgeführt werden, so dass für eine Vielzahl von Analysen gepaarte Stichproben vorlagen.

Im Rahmen der Freilanduntersuchung wurden leider keine Fossas gefangen. Ein Vergleich zwischen im Zoo gehaltenen und freilebenden Fossas konnte somit nicht durchgeführt werden. Für weitere Untersuchungen wäre es sinnvoll, den Stichprobenumfang um juvenile Tiere sowie freilebende Fossas zu erweitern. Es sollten alle nachstehend genannten Methoden Anwendung finden, sofern dabei die Gesundheit der Tiere selbst, oder deren Nachkommen nicht gefährdet wird.

## 5.2 Datenanalyse

Wie unter Kap. 3 erläutert wurde für die Datenanalyse jeweils der erste vollständige Datensatz zu einem Untersuchungsgang oder alternativ für die externe Morphometrie der jeweils größte Messwert ausgesucht. Diese Vorgehensweise war für die Datenauswertung innerhalb dieser Studie von Vorteil, da hierdurch die unvermeidlich auftretenden Messfehler verringert wurden; durch eine gleiche Vorgehensweise bei sämtlichen Analysen war eine leichte Verschiebung aller Endwerte zu erwarten und somit bei Vergleichen innerhalb der Studie irrelevant. Auch ein Vergleich der Analyse-Werte mit Werten aus anderen Studien sollte durch die geringgradige Verschiebung nur unwesentlich beeinträchtigt werden, sind doch alle Studien mit individuell spezifischen systematischen Messfehlern behaftet.

Für die statistische Beschreibung der Daten wurde der Median sowie das 1. und 3. Quartil gewählt. Der Median halbiert die Verteilung der Daten und ist daher - im Vergleich zum arithmetischen Mittel - robuster gegenüber Ausreißern und besonders für kleine Stichproben geeignet. Die statistische Analyse richtete sich nach der Empfehlung von Bortz und Lienert (1998) für die Hypothesenprüfung bei Stichproben mit  $N < 30$  verteilungsfreie Testverfahren anzuwenden: obwohl die vorliegende Studie Untersuchungsdaten zu 31 Tieren (16 Männchen, 15 Weibchen) umfasste, standen für die einzelnen statistischen Analysen die Daten weit weniger Tiere zur Verfügung. Entsprechend der genannten Empfehlung wurden für den Vergleich einzelner Parameter zwischen den Saisonen bzw. den Geschlechtern die verteilungsfreien Testverfahren nach Wilcoxon- bzw. Mann-Whitney angewandt. Sollten mehrere Parameter miteinander verglichen bzw. verschiedene Parameter unter Konstanthaltung von Einflußvariablen auf einen Zusammenhang geprüft werden, wurden hierfür alternativ parametrische Verfahren, namentlich eine ANOVA mit Messwiederholung bzw. eine Partialkorrelation eingesetzt, da für „multivariate Zusammenhänge- oder Unterschiedshypothesen [...] keine eigenständigen verteilungsfreien Verfahren“ (Bortz und Lienert, 1998) existieren.

## 5.3 Untersuchungsumfang und Wahl der Methoden

Um die Reproduktionsbiologie der Fossa umfassend abzudecken, beinhaltete die Untersuchung verschiedene Methoden: neben den herkömmlichen Verfahren zur Evaluierung des reproduktiven Status (Hormonanalysen, Ultraschalluntersuchungen, spermatologi-

sche Untersuchungen) wurde die Duftstoffanalyse miteinbezogen, um mögliche saisonale und geschlechtsspezifische Unterschiede zu analysieren.

### 5.3.1 Morphologische Untersuchung

Die morphologische Untersuchung wurde genutzt, um zunächst einen Überblick über den Allgemeinzustand des Tieres zu erlangen. So wurde bei der Beurteilung des allgemeinen Gesundheitszustandes die Praeskrotaldrüse entdeckt und auch das Auftreten haarloser Stellen beobachtet.

#### 5.3.1.1 Externe Morphometrie

Die Vermessung externer morphologischer Strukturen erlaubte den Vergleich der Maße der Geschlechtsorgane und -drüsen mit denjenigen der skeletalen Größe der Tiere. Für die angedachte Freilanduntersuchung im Rahmen der Doktorarbeit sollten die Werte zur externen Morphologie als Maßstab dienen, um eine bessere Vergleichbarkeit der übrigen morphometrischen Werte zu erzielen. Die positive Korrelation der Hodenmesswerte aus der externen Morphometrie mit den sonographischen Messungen belegte die Vergleichbarkeit der Messwerte.

#### 5.3.1.2 Interne Morphometrie (Ultraschall)

Die Methodik des bildgebenden Ultraschallverfahrens ist seit ihrer Einführung in die Tiermedizin in den späten 1970er Jahren bereits in vielen tierärztlichen Kliniken und Praxen etabliert (Nyland und Mattoon, 1995). Auch im Bereich der Zoo- und Wildtiermedizin bzw. -forschung nimmt die Einsatzhäufigkeit des bildgebenden Ultraschallverfahrens zu (Hildebrandt und Goeritz, 1999). Die Ultrasonographie ist nicht-invasiv und erlaubt es, in Echtzeit die Strukturen virtueller Organ- oder Gewebeschnitte in hochauflösenden Bildern darzustellen, Organ- und Flüssigkeitsbewegungen zu untersuchen und Messungen durchzuführen (Hildebrandt und Goeritz, 1999). Ergebnisse in diesem Umfang vermögen ähnlich komplikationslos einsetzbare bildgebende Verfahren, wie Röntgen, Magnet-Resonanz oder Endoskopie nicht zu erbringen. Eine intensivere Betrachtung der inneren Geschlechtsorgane der Fossa könnte lediglich durch post mortem Untersuchungen erreicht werden, wie sie bereits durch Lönnberg (1902), Carlsson (1911) und Vosseler (1929) an einzelnen, meist frisch toten Tieren oder Museumsexem-

plaren (siehe Kap. 2.2.3) durchgeführt wurden. Für die vorliegende Studie war demnach die Ultrasonographie das Mittel der Wahl, um die bisher durch Einzeltieruntersuchungen gewonnenen Erkenntnisse an einer größeren Tierzahl zu prüfen und zu ergänzen.

Die Ultrasonographie eignete sich sehr gut, um die physiologische Ausprägung der Geschlechtsorgane zu dokumentieren und ihre topographische Lage *in vivo* darzustellen. Zusätzlich konnte der reproduktive Gesundheitsstatus der untersuchten Tiere festgestellt werden. Das hier verwendete hochauflösende Ultraschallgerät (Diasus, 28 MHz Schallkopf) war dazu geeignet auch kleinste, oberflächlich liegende Strukturen, wie das *Os clitoris* oder die Praeskrotaldrüse, darzustellen und zu vermessen.

### **5.3.2 Hormonanalyse**

Die Validierung der Hormonanalysen aus Blut- und Kotproben erfolgte für die Fossa komplikationslos.

#### **5.3.2.1 Bluthormonanalyse - Stichproben**

Die Bluthormonanalysen erlaubten eine Momentaufnahme des Hormonstatus der einzelnen Tiere. Es konnten direkte Vergleiche zwischen den Saisons angestellt und die Serumhormonkonzentrationen mit den Ergebnissen anderer Untersuchungen des gleichen Datums verglichen werden. Der Nachteil der Analyse von Serumhormonen liegt in der kurzen biologischen Halbwertszeit (HWZ) dieser im Blut und der diskontinuierlichen Ausschüttung aus den endokrinen Organen. Für eine bessere Vergleichbarkeit der Werte wäre es sinnvoll, Blutproben zur jeweils gleichen Tageszeit zu entnehmen. Dies war bei der Untersuchung der Fossas nicht möglich.

#### **5.3.2.2 Kothormonmetabolitanalyse - Jahresverlauf**

Der Einsatz des „nicht-invasiven Hormonmonitoring“ hat sich bereits bei verschiedenen Wildtierarten - darunter auch Carnivora, wie z.B. Bär (Dehnhard *et al.*, 2006), Luchs (Jewgenow *et al.*, 2006) und andere Feliden (Brown *et al.*, 2001) - zur Zyklusanalyse sowie zur Bestimmung von Ovulationszeitpunkten bewährt. Für die Fossa konnten durch diese Methode Grundlageninformationen zum Zyklusgeschehen gesammelt werden. Um ein deutlicheres Bild zu erlangen, sollten in zukünftigen Untersuchungen vor allem Trächtigkeiten oder fehlgeschlagene Anpaarungen analytisch begleitet werden.



Die Vorteile dieser Methode liegen in der fehlenden Invasivität und somit unkomplizierten Probenbeschaffung, welche wiederum die Erhebung von Daten über einen längeren Zeitraum ermöglicht. Ein deutlicher Nachteil der Methode ist die oft schwierige Anpassung der Tests an verschiedene Spezies infolge des speziesspezifischen Hormonmetabolismus. Auch weist der Hormonmetabolismus individuelle Unterschiede auf, so dass das typische Hormonmuster einer Spezies im Jahresverlauf jeweils auf Verlaufsuntersuchungen einzelner Tiere beruht, deren Metabolitkonzentrationen miteinander nicht verglichen werden können. Für eine gesicherte Aussage bezüglich einer Population ist es bei dieser Methode besonders wichtig die Werte möglichst vieler Tiere dieser Population zu erheben. Die Bestimmung der Konzentration der Hormonmetabolite im Kot weist zudem nur indirekt die systemischen Hormonkonzentrationen nach: die mitunter schwankende Kotkonsistenz und -menge, sowie Beimengungen von Haaren oder Einstreumaterial beeinflussen die Messwerte.

### 5.3.3 Ejakulatgewinnung und Spermatologische Untersuchung

Die Elektroejakulation unter Verwendung von Rektalsonden ist in der Wildtiermedizin die gängigste Methode zur Ejakulatgewinnung (Martin, 1978; Watson, 1978; Wildt, 1986). Alternative Methoden sind die penile Vibrostimulation (z.B. bei Krallenaffen, Schneiders (2005)), die Nebenhodenpunktion, die Masturbation oder die Prostata-massage (z.B. beim Elefanten, Schmitt und Hildebrandt (1998)). Während die erstgenannten Methoden unter Allgemeinanaesthesie durchgeführt werden müssen - die beim Handling von Raubtieren i.d.R. unerlässlich ist - setzen die zwei letztgenannten Methoden ein Training der Tiere voraus und wurden daher nicht in Betracht gezogen. Die penile Vibrostimulation fand bisher vor allem bei kleinen Primaten Anwendung. Die Nebenhodenpunktion wurde aufgrund ihrer Invasivität nicht in Erwägung gezogen.

Bei der Fossa wurde die Elektroejakulation zur Spermagewinnung genutzt, da sie außer der zuvor genannten Nachteile der anderen Methoden im Allgemeinen leicht für eine neue Tierart modifiziert werden kann, i.d.R. gute Ergebnisse liefert und nicht invasiv ist. Der Nachteil der Elektroejakulation ist die Notwendigkeit der chemischen Immobilisation. So können bestimmte für die Narkose eingesetzte Arzneimittel (z.B. Meditomedin, Azaperon (Meltzer *et al.*, 1988)) zu einer Urinkontamination der Ejakulate führen. Auch in der vorliegenden Studie wurde vom zuständigen Tierarzt bei zwei männlichen Tieren Meditomedin eingesetzt: in beiden Fällen wurden die Ejakulatproben durch Urin kontaminiert. Generell ist das Problem einer Urinkontamination

besonders bei Spezies der Familie Felidae anzutreffen (Seager, 1976), welche gemeinsam mit den Herpestidae zu der Überfamilie Feloideae gehört.

Die spermatologische Untersuchung (Ejakulatvolumen, Motilität und Konzentration der Spermien) und Beurteilung der Morphologie ist in der Tiermedizin ein essentieller Teil der andrologischen Untersuchung und ein wichtiges Mittel zur Beurteilung der reproduktiven Gesundheit des entsprechenden Tieres. Die für domestizierte Tiere beschriebene Beurteilung der Morphologie (Weitze, 2001) wurde für die Fossa modifiziert und am IZW etabliert.

Die am IZW für die lichtmikroskopische Beurteilung der Spermienmorphologie gängige Färbung nach Blottner *et al.* (1989), Anhang A.2, wurde auch bei der Fossa erfolgreich eingesetzt. Das Mittelstück konnte mit dieser Färbemethode nicht dargestellt werden; sollte eine genauere Betrachtung dieser Struktur (z.B. Messung der Länge) in Zukunft gewünscht sein, so wäre eine Mitochondrienfärbung (z.B. Hämatoxylinfärbung nach Harris) heranzuziehen.

Die Rasterelektronenmikroskopie (SEM) unterstützte die in der Lichtmikroskopie gewonnenen Erkenntnisse zur externen Morphologie der Spermien. Sie eignete sich besonders, um eine Vorstellung der räumlichen Struktur der Fossaspermien zu erlangen. Messungen an rasterelektronischen Aufnahmen sind aufgrund der vermeintlichen Dreidimensionalität stets fehlerbehaftet und sollten durch andere Verfahren ergänzt werden. In der vorliegenden Studie wurden die ermittelten Werte teils durch die Vermessung lichtmikroskopischer, teils durch die Vermessung transelektronenmikroskopischer (TEM) Aufnahmen verifiziert. Anhand der TEM-Schnittbilder durch verschiedene Ebenen von Spermienkopf und -schwanz konnte der ultrastrukturelle Aufbau der Fossaspermien beschrieben werden. Auch konnte die Mittelstücklänge indirekt über die TEM-Aufnahmen als prozentualer Anteil der aufgefundenen Mittelstück-Querschnitte zu den Gesamtspermienchwanz-Querschnitten erfasst werden. Die Kombination beider Verfahren (Licht- und Elektronenmikroskopie) kann als Mittel der Wahl für die Beschreibung von Ultrastrukturen bezeichnet werden.

### 5.3.4 Duftstoffanalyse

Die Duftstoffanalyse wurde im Rahmen der vorliegenden Studie erstmalig und mit Erfolg bei der Fossa angewandt. Die SPME ist das gängige Verfahren flüchtige Substanzen aus festem Probenmaterial zu extrahieren. Die GCMS stellt derzeit das Mittel der Wahl

für die Analyse von Duftstoffen dar. Sie wurde bereits bei verschiedenen Tierarten zur Untersuchung saisonaler Unterschiede im Zusammenhang mit der Reproduktion eingesetzt (z.B. Dehnhard *et al.* 2003, 2005). Eine Modifikation des Verfahrens für die Fossa war problemlos möglich.

Die Auswertung der resultierenden Daten (inkl. Chromatogrammen und Massenspektren) war sehr komplex und bedurfte einer intensiven Einarbeitung und Diskussion mit Experten.

## 5.4 Reproduktionsbiologie

### 5.4.1 Penismorphologie

Ein Vergleich der Penismorphologie der Fossa mit Angaben aus der Literatur zur Morphologie anderer Säugetierarten (Gerhardt, n.d.) bekräftigte die Vermutung, dass diejenige der Fossa als recht ungewöhnlich angesehen werden kann.

Die unter Kap. 4.2.2 beschriebenen „Peniskissen“ können aufgrund ihrer Volumenzunahme beim erigierten Penis als Schwellkörper angesehen werden. Das Vorkommen solch abgegrenzter, der Glans aufgelagerter Schwellkörper wurde bisher für keine andere Spezies in der Literatur beschrieben. Penisstacheln wurden für die Felidae beschrieben und ein Penisknochen ist bei den meisten Carnivora zu finden (Gerhardt, n.d.).

In Ihrer Doktorarbeit diskutierte Dickie (2005) ausführlich die möglichen Funktionen der Penismorphologie der Fossa. Sie vermutete eine Funktion des *Os penis* bei der Aufrechterhaltung der ungewöhnlich langen Kopulationsdauer (bis zu 188 Minuten (Hawkins, 1998)) oder als mögliches Mittel der post-kopulatorischen Partnerwahl („post-copulatory mate choice“). Die Penisstacheln sah Dickie als Instrument zur Stimulation des weiblichen Genitale mit eventuell resultierender Ovulation und somit Verkürzung der Rezeptivität, zur Entfernung von Seminalplasmampfropfen („Seminal Plugs“) oder gar zur Verletzung des Genitaltraktes, um den Intervall zwischen den einzelnen Kopulationen zu verlängern. Im Weiteren kann angenommen werden, dass die Lokalisation der Penisstacheln auf den Schwellkörpern zu einer Reizverstärkung im weiblichen Genitaltrakt führt.

### 5.4.2 Spermienmorphologie

Die in der Licht- sowie Elektronenmikroskopie erfassbaren Strukturen der Fossaspermien wurden im Rahmen der vorliegenden Studie erstmals beschrieben. Die Spermien fielen durch eine Fossa-typische Morphologie des Spermienkopfes und eine für die Carnivora ungewöhnliche Länge von Spermienkopf und -schwanz auf.

Die Akrosomenkappe zeigte ein ausgeprägtes apikales Segment, wie es bisher für keine andere Tierart beschrieben wurde. Das Vorkommen von 5 Kopfkappentypen in den Ejakulaten aller untersuchten Männchen (inklusive Vartiere) ließ darauf schließen, dass es sich um die physiologisch vorkommenden Formen der Fossaspermien handelt. Vermutlich verkörperten diese verschiedene Reifestadien der Spermien, da die 5 Kopfkappentypen in Ejakulaten aus PZ und NPZ mit unterschiedlicher Häufigkeit vorkommen. In der PZ waren vor allem Spermien des Typs 2 in den Ejakulaten zu finden: wenn die Annahme richtig ist, dass innerhalb der PZ mehr befruchtungsfähige Spermien vorkommen sollten als in der NPZ, dann würden Typ 2 Spermien die höchste Befruchtungsfähigkeit aufweisen.

Die mediane Kopflänge (ohne Akrosom) der Fossa wurde mit  $8,6 \mu\text{m}$  ( $n = 1$ ) erfasst. Ein Vergleich mit Werten aus der Literatur (Gage, 1998) zeigte, dass dies für die Carnivora (Mittelwert für 12 verschiedene Spezies:  $6,4 \mu\text{m}$ ) eine beachtliche Länge darstellt. In Relation zur Gesamtlänge des Spermiums hingegen wirkte der Spermienkopf mit  $5,4\%$  der Gesamtlänge gegenüber dem Carnivora-Mittelwert von  $10,7\%$  verhältnismäßig klein. Dies ist durch die außergewöhnliche Länge des Fossaspermienchwanz bedingt, welcher im Median mit  $150 \mu\text{m}$  ( $n = 5$ ) gemessen wurde. Der Mittelwert, der durch Gage (1998) für 11 Carnivora Spezies ermittelt wurde, beträgt  $56,6 \mu\text{m}$ ; der Maximalwert wurde mit  $70,8 \mu\text{m}$  für *Ursus arctos* aufgeführt. Der Anteil des mitochondrientragenden Mittelstücks am Gesamtspermienchwanz wird für die 11 Carnivora Spezies mit  $18,4\%$  angegeben; bei der Fossa beträgt dieser durch indirekte Berechnung (siehe Kap. 5.3.4) ermittelte Anteil lediglich  $4,4\%$  (Tab. 5.1).

Der Einfluss der Spermienlänge auf die Befruchtungsfähigkeit („Spermienkonkurrenz“) wurde bereits an verschiedenen Tierarten untersucht. Für Säugetiere zeigte eine Untersuchung an Primaten und Nagern (Gomendio und Roldan, 1991) längere Spermienchwänze bei Tieren, deren Weibchen sich, wie auch die Fossa, mit mehreren Männchen verpaaren und, dass längere Spermienchwänze mit einer höheren Schwimgeschwindigkeit einhergehen. Am Rothirsch demonstrierte Malo *et al.* (2006), dass die

Tab. 5.1: Längenmaße von Spermien verschiedener Carnivora-Spezies nach Gage (1998) sowie der Fossa

Spezies	GesL ( $\mu\text{m}$ )	SpKL ( $\mu\text{m}$ )	SpSL ( $\mu\text{m}$ )	SpKL (%)	MStL (%)	FIL (%)
<b>Canidae</b>						
<i>Canis familiaris</i>	60,7	6,1	57,0	10,0	18,9	81,1
<i>Canis lupus</i>	61,6	6,8	54,6	11,0	19,8	80,2
<i>Vulpes vulpes</i>	64,0	7,6	61,0	11,9	20,3	79,7
<b>Ursidae</b>						
<i>Ailuropoda melanoleuca</i>	51,2	5,0	46,2	9,8	15,6	84,4
<i>Ursus arctos</i>	73,8	7,4	70,8	10,0	16,2	83,8
<b>Mustelidae</b>						
<i>Martes foina</i>	70,3	7,0	65,9	10,0	17,5	82,5
<i>Mustela eversmanni</i>	78,6	8,0	70,5	10,2	18,9	81,1
<i>Mustela vison</i>	43,0	7,0	36,0	16,3	16,7	83,3
<b>Felidae</b>						
<i>Acinonyx jubatus</i>	56,0	5,4	50,0	9,6	20,0	80,0
<i>Felis catus</i>	59,5	5,4	54,0	9,1	15,6	84,4
<i>Panthera pardus</i>	62,1	4,7	56,8	7,6	22,5	77,5
<i>Panthera tigris</i>	43,6	5,8		13,3		
<b>Mittelwert</b>	60,4	6,4	56,6	10,7	18,4	81,6
<i>Cryptoprocta ferox</i>	158,6	8,6	150,0	5,4	4,4	95,6

GesL = Gesamtlänge, SpKL = Spermienkopflänge, SpSL = Spermienschwanzlänge, SpKL % = Spermienkopflänge in % der Gesamtlänge, MStL % = Mittelstücklänge in % der Spermienschwanzlänge, FIL % = Flagellumlänge (Haupt- und Endstück) in % der Spermienschwanzlänge

Schwimmgeschwindigkeit positiv mit Kopf- und Schwanzlänge, aber negativ mit der Mittelstücklänge korreliert. Andererseits fanden Gage und Freckleton (n.d.) bei ihrer Literaturstudie zu Hodenvolumen und Spermiendimensionen keinen Zusammenhang zwischen Spermienkonkurrenz und Spermienlänge. Sie vermuteten, dass die Spermienmorphologie eher durch verschiedene morphologische oder biochemische Prozesse im weiblichen Genitale beeinflusst wird. - Wie dem auch sei: trifft die Vermutung zu, dass die Befruchtungsfähigkeit von Spermien zur PZ am höchsten ist, spricht die Tendenz zu saisonal längeren Spermienschwänzen der Fossa während der PZ für eine erhöhte Befruchtungsfähigkeit dieser längeren Spermien. Das beschriebene Paarungsverhalten

spricht deutlich für das Vorkommen von Spermienkonkurrenz. Es wäre sinnvoll im Weiteren die Spermien-Maße von Männchen mit unterschiedlichem reproduktivem Hintergrund auf individuelle Unterschiede zu prüfen und auch mit Spermienmaßen freilebender Fossas zu vergleichen. In diesem Zusammenhang sollte auch eine Färbung des Mittelstücks vorgenommen werden, um festzustellen, ob dieser Parameter mit der Gesamtschwanzlänge variiert. Ebenfalls wäre eine vergleichende Studie an den übrigen madagassischen Mungoartigen sowie den Mungoartigen des Festlandes zu empfehlen.

### 5.4.3 Duftstoffe

Es wurde vermutet, dass die Fossa aufgrund des beschriebenen Paarungs- und Markierungsverhaltens und der geschilderten Farbveränderung der männlichen Tiere zur PZ olfaktorische Kommunikationsmechanismen zur Partnerwahl einsetzen. Bei der Analyse auf saison- und geschlechtsspezifische Duftstoffe wurden mehrere männchen- und eine weibchenspezifische Substanz identifiziert. Zwei der drei männchenspezifischen Substanzen (6,10-dimethyl-5,9-undecadien-2-one (Geranylaceton) und eine Substanz mit großer Ähnlichkeit zu 2-nonen-1-ol) wurden bisher bei verschiedenen Insektenpezies als Pheromone beschrieben ([www.pherobase.com](http://www.pherobase.com)); bei Säugetieren wurde das Vorkommen von 6,10-dimethyl-5,9-undecadien-2-one zusätzlich für Rotfüchse (*Vulpes vulpes* L.) während der PZ beschrieben (Jorgensen *et al.*, 1978). Die in der NPZ im Median vermehrt vorkommende Substanz Isopropyl Myristat (IPM) ist aus der Parfüm-Industrie als Lösungsvermittler bekannt: IPM erhöht die Verteilbarkeit der Duftstoffe auf der Haut und sorgt für einen länger anhaltenden Duft.

Die geschlechts- und seasonspezifische Duftstoffexpression bei einem solitär lebenden Tier mit kurzer PZ lässt eine Pheromonfunktion<sup>1</sup> der Duftstoffe vermuten. Sie könnten somit dem Weibchen in der PZ bei der Wahl des Partners helfen; auch zur Verteidigung der Grenzen des Aktionsraumes könnten olfaktorische Informationen in Form der beschriebenen Setzung von Duftmarken (Dickie, 2005) von Nutzen sein. So unterstützt das vermehrte Vorkommen von Rz 13,7 bei der weiblichen Fossa während der NPZ die Beobachtung, dass die weiblichen Fossas insbesondere in der NPZ keine Überlappungen der Aktionsräume zeigen (Hawkins, 1998), diese Gebiete also gegenüber anderen Fos-

---

<sup>1</sup>„Pheromone“ = Chemische, häufig flüchtige Substanzen [...], die von einem Individuum einer Art von speziellen Organen [...] nach außen abgegeben werden und anderen Individuen der gleichen Art nach Aufnahme mittels spezieller Rezeptoren [...] Informationen vermitteln (Biokommunikation) und ganz spezifische Verhaltensweisen auslösen. (Wiesner und Ribbeck, 1999)

sas abgrenzen. Das statistisch nicht gesicherte vermehrte Vorkommen von IPM zur NPZ wäre in diesem Zusammenhang besonders sinnvoll, da hierdurch vermutlich die Haltbarkeit der Markierungsstoffe verlängert wird.

Zur genaueren Charakterisierung der geschlechts- und seasonspezifischen Duftstoffmuster wäre es sinnvoll, zusätzliche geschlechts- und seasonspezifische Duftstoffe zu identifizieren und vergleichende Untersuchungen an freilebenden Fossas durchzuführen. In diesem Zusammenhang wäre es von besonderem Interesse, Bio-Tests mit Standardsubstanzen der identifizierten Duftstoffe durchzuführen, um eine Pheromonfunktion nachzuweisen. Der Ursprung der Duftstoffe ist derzeit unklar.

#### 5.4.4 Altersabhängige Erscheinungen

Die Penisknochenlänge und das Hodenvolumen nahmen ungeachtet der SSL mit dem Alter zu. Nach Gage und Freckleton (n.d.) kann die Hodenmasse als Indikator für das Vorkommen von Spermienkonkurrenz betrachtet werden, da größere Hoden mehr Spermien produzieren (Gage, 1995). Bei der Fossa hätten demnach vermutlich ältere Männchen eine höhere Chance das Weibchen mit dem sie sich gepaart haben zu befruchten, als jüngere, die sich mit dem gleichen Weibchen gepaart haben. Interessant wäre es zu prüfen, ob sich die Spermaparameter inklusive Kopfkappen-Typ-Anteile mit dem Alter verschieben. Die altersabhängige Größenabnahme des *Os clitoris* wird unter Kap. 5.7 diskutiert.

Auch das Vorkommen der multiplen hyperechogenen Bereiche im Ovargewebe wurde als eine altersabhängige Erscheinung betrachtet: vermutlich handelte es sich hierbei um Vernarbungen nach erfolgten Ovulationen.

### 5.5 Rotfärbung und olfaktorische Kommunikation

Vosseler (1929) und Hawkins *et al.* (2002) beschrieben eine vermehrte Rotfärbung des Fells, welche auf die Zunahme eines öligen Sekrets zurückging, welches bei männlichen Tieren zur PZ im Fell des Brust-Bauchbereiches zu finden war. Dies wurde erneut von Dickie (2005) bestätigt, die diese Färbung im Rahmen ihrer Untersuchung des Markierungsverhaltens von Fossas im Zoos kommentierte. Aus diesen Berichten ließ sich die Hypothese ableiten, dass die Rotfärbung männlicher Tiere, ein innerartliches visuelles Kommunikationssignal darstellt, welches durch ein olfaktorisches ergänzt wird.

Der Fund der innerhalb der Haut gelegenen männchen-spezifischen Praeskrotaldrüse ließ zunächst vermuten, dass diese an der beschriebenen Rotfärbung der Männchen zur PZ beteiligt ist. Eine Vermessung dieser Drüse zu PZ und NPZ zeigte jedoch keine deutlichen saisonalen Größenänderungen. Generell konnte die beschriebene saisonale Färbung bei den Untersuchungen der Zootiere nicht bestätigt werden: durch Wiederholungsuntersuchung derselben Tiere zu PZ und NPZ wurde die These der saisonalen Färbung für die untersuchten Tiere widerlegt. Hingegen konnten dreizehn Männchen und elf Weibchen entsprechend der Hypothese von Achim Winkler (persönliche Mitteilung), dass zwei Zuchtlinien existieren, eindeutig jeweils einem Farbtyp zugeordnet werden: sechs Männchen und neun Weibchen gehörten dem sandfarbenen Typ, sieben Männchen und zwei Weibchen dem roten Typ an.

Es ist daher möglich, dass es verschiedene Farbschläge der Fossa gibt bzw. dass die Fossas eines umgrenzten Gebietes die erwähnte Farbänderung zeigen: Hawkins *et al.* (2002) bezog sich auf Untersuchungen an Tieren aus dem Kirindy-Wald, wobei es sich vermutlich um eine abgegrenzte Population handelt; die Ursprungsregionen der Gründertiere der Europäischen Zoopopulation sind jedoch unbekannt. Eine klare Aussage könnte durch eine Freilandstudie an Fossas verschiedener gegeneinander klar abgegrenzter Populationen erzielt werden.

Die unterschiedliche Duftstoffkonzentration der verschiedenen Körperregionen spiegelte das durch Dickie (2005) beschriebene Markierungsverhalten (2.1.4) wider: innerhalb der PZ wurde bei Weibchen die höchste Konzentration im Halsbereich, bei Männchen im Schwanzbereich gemessen. Dies ließ darauf schließen, dass die Orangefärbung des Fells an Brust und Bauch (Abschnitt 2.1.1, Abschnitt 4.2.1.1 und Hawkins (1998)) nicht mit einer erhöhten Konzentration von Duftstoffen in diesem Bereich einhergeht. Die gefundene Orangefärbung dient vermutlich lediglich als optisches Signal.

Unklar blieb zunächst die Funktion der bei der Fossa erstmals beschriebenen Praeskrotaldrüse. Das Fehlen signifikanter Größenschwankungen zwischen PZ und NPZ ließ darauf schließen, dass die Praeskrotaldrüse keinen Einsatz im Reproduktionsgeschehen findet; dennoch wird vermutet, dass sie an der Exkretion von Duftstoffen beteiligt ist. Die hier als Praeskrotaldrüse bezeichnete Drüse scheint dabei nicht der bei Schleichkatzen beschriebenen Praeskrotal- oder Zibetdrüse zu entsprechen. Schaffer (1940) trug die morphologischen Beschreibungen der Zibetdrüse bei verschiedenen Schleichkatzen-Spezies zusammen: stets war diese bei männlichen sowie weiblichen Tieren anzutreffen und hatte die Gestalt einer mit Drüsenepithel ausgekleideten Höhle oder Einsenkung,



in welcher sich auch das Drüsensekret sammelte. Carlsson (1911) wies explizit auf das Fehlen der Praeskrotaldrüsen bei der Fossa hin und nahm dies als Indiz dafür, dass die Fossa den Herpestidae (und nicht den Viverridae) zuzuordnen sei. Dickie (2005) nannte einige für die Sekretion eventuell verantwortlichen Hautdrüsen im Brust-, Bauch und Schwanzbereich. Wie auch das Sekret der Praeskrotaldrüse sollte das Sekret der entsprechenden Drüsen isoliert und das Duftstoffmuster untersucht werden, um einen Zusammenhang dieser Drüsen mit dem Duftstoffmuster der Haare abzuklären. Es ist möglich, dass der Duftstoff der Haare aus den Sekreten verschiedener Drüsen originiert und auch, dass sich die anteilige Zusammensetzung des Sekrets mit den Jahreszeiten ändert.

## 5.6 Saisonalität der Fortpflanzung

### 5.6.1 Morphologie

Die stärkere Ausprägung der Sexualorgane der weiblichen (insbes. Vagina, Zervix) und der männlichen Tiere (Hoden, Nebenhoden, Prostata) in der PZ gegenüber der NPZ ist durch eine Aktivierung der Gewebe zur Fortpflanzungssaison zu erklären. Bei den weiblichen Tieren zeigte sich dies zusätzlich im vermehrten Vorkommen von Ovarialfollikeln in der PZ, während in der NPZ zwar teilweise auch Follikel, vornehmlich aber Gelbkörper zu finden waren. Nicht-signifikante Größenunterschiede zwischen PZ und NPZ sind z.T. auf die geringe Anzahl der Messungen zurückzuführen (*Portio, Corpus, Cornu, Endometrium*), aber auch durch Abweichungen von der Norm (Ovarien): die Längsschnittfläche der Ovarien von F3 und F6 war in der NPZ größer als zur PZ. Fehlerhafte Werte können aufgrund retrospektiver Wiederholungsmessungen ausgeschlossen werden, so dass vermutet werden kann, dass diese von der Norm abweichende Größenänderung mit der Maskulinisierung der beiden genannten Individuen zusammenhängt. Beide Tiere zeigten einen schlecht ausgeprägten Genitaltrakt und auf den Ovarien waren keine Vernarbungen zu finden. Die „normale“ Größenzunahme der Ovarien zur PZ bei dem dritten maskulinisierten Weibchen (F12) könnte dadurch zu erklären sein, dass dieses noch relativ jung ist, in der PZ stark erhöhte Estrogenwerte aufweist und ansonsten auch - im Gegensatz zu F3 und F6 - eine durchschnittliche Organausprägung zeigt.

## 5.6.2 Hormone

### 5.6.2.1 Serumhormone

**Estrogen** Die Estrogene werden beim weiblichen Tier insbesondere in den Granulosazellen der reifenden Ovarialfollikel, z.T. aber auch in der Plazenta und den *Corpora lutea* gebildet (Wiesner und Ribbeck, 1999). Wie erwartet lagen die Estrogen-Werte innerhalb der PZ bei den meisten Weibchen deutlich oberhalb der Konzentration zur NPZ. Lediglich bei den Weibchen F1 und F6 traf dies nicht zu; hier lagen die Estrogen-Konzentrationen zu beiden Saisonen auf einem niedrigen Niveau. Das Weibchen F1 zeichnete sich durch ein hohes Alter (zusammen mit F5 (leider ohne gepaarte Werte aus PZ und NPZ) ältestes untersuchtes Weibchen - 14 Jahre) und Zysten in *Oviduct* und Ovar aus. Es befand sich möglicherweise bereits in der postreproduktiven Phase. Das adulte Weibchen F6 war als maskulinisiert (= Vorhandensein von *Os clitoris* und Klitorisstacheln) einzuschätzen; die internen Geschlechtsorgane waren nur schwach ausgeprägt und die Ovarien zeigten im Ultraschall keine weißen Punkte. Die genannten Erscheinungen deuten darauf hin, dass dieses Tier vermutlich unfruchtbar ist. Besonders hohe Werte während der PZ zeigten das gerade als adult zu beurteilende und ebenfalls maskulinisierte Weibchen F12 (3 Jahre), sowie das alte Weibchen F13 (drittältestes Weibchen, 13 Jahre), welches eine Ovarialzyste aufwies. Bei F12 könnten die hohen Werte durch ihr junges Alter zu erklären sein: Songsasen *et al.* (2004) beschrieben für Mähnenwölfe, dass die Progesterin-Konzentrationen während der Lutealphase bei juvenilen und primiparen Tieren weit über denen älterer Mähnenwölfe liegen. Die hohen Estrogenwerte von F13 könnten durch die Ovarialzyste bedingt sein, sofern es sich hierbei um eine funktionelle, d.h. hormonbildende, Follikelzyste handelt.

**Progesteron** Die Progesteronwerte zeigten große individuelle Unterschiede mit i.d.R. höheren Werten in der NPZ als in der PZ. Lediglich das Weibchen F1 zeigte einen niedrigeren Wert in der NPZ. Progesteron wird vornehmlich vom *Corpus luteum* sezerniert. Die i.d.R. höheren Werte in der NPZ bei der Fossa stimmen mit dem sonographischen Befund überein, dass zu dieser Zeit bei einer Vielzahl der Tiere *Corpora lutea* festzustellen waren. Der niedrige Progesteronwert beim Weibchen F1 kann mit einer ausgebliebenen Ovulation zur vorhergehenden PZ erklärt werden.

**Testosteron** Die Testosteronwerte der weiblichen Fossas bewegten sich in PZ und NPZ i.d.R. auf einem niedrigen medianen Niveau. Lediglich die Fossas F1 und F8 zeigten deutlich höhere Testosteronwerte in der NPZ. Testosteron wird bei weiblichen Tieren in relativ geringen Mengen in den Ovarien sowie der Nebennierenrinde gebildet. Im Allgemeinen wären für die Weibchen erhöhte Testosteronwerte in der PZ zu erwarten, da sie in dieser Zeit ein oft sehr aggressives Verhalten zeigen (Hawkins, 1998). Die deutlich erhöhten Testosteronwerte der Fossa F1 zur NPZ könnten im Zusammenhang mit dem eher ungewöhnlichen Hormonmuster von Estrogen und Progesteron stehen. Die erhöhten Werte von Fossa F8 zur NPZ gingen mit verhältnismäßig hohen Progesteronwerten in der NPZ, sowie einem ungewöhnlichen, da unauffälligen  $5\alpha$ -P-Jahresverlauf (s.u.) einher.

Bei den männlichen Tieren wird das Testosteron vor allem in den Hoden, zu einem kleineren Anteil auch in der Nebennierenrinde gebildet. Erwartungsgemäß war die Testosteronkonzentration gegenüber den Weibchen erhöht und die Testosteronwerte waren während der PZ signifikant höher. Die erhöhten Testosteronkonzentrationen innerhalb der PZ gingen mit der festgestellten Vergrößerung des Hodengewebes einher und verdeutlichten gemeinsam die Aktivierung des Gewebes zur reproduktiven Phase. Auch das kryptorchide Männchen M9 zeigte deutlich unterschiedliche Konzentrationen zwischen PZ und NPZ. Auffallend waren lediglich die Werte der Männchen M11 und M15: M11, ein Wildfang und erprobtes Zuchttier, zeigte in PZ und NPZ die niedrigsten Testosteronlevel; auch bei M15 war der saisonale Unterschied nicht allzu stark ausgeprägt. Bei diesem Tier wurde in der PZ der zweitniedrigste Wert gemessen, in der NPZ zeigte es den höchsten Testosteronwert der beprobten Männchen. Eine Spermagewinnung war bei diesem Tier zu keinem Zeitpunkt möglich.

### 5.6.2.2 Kothormonmetabolite

Die DHT-Konzentration im Kot männlicher Fossas zeigte bei allen fünf Männchen eine deutliche Erhöhung in den Monaten März und April der PZ, sowie eine geringgradige Erhöhung im Oktober (NPZ). Der Anstieg der DHT-Werte zur PZ spiegelt hierbei die größeren Hodenvolumina wider, wie sie mittels Orchimetrie festgestellt wurden. Zeitlich versetzt kam es auch bei drei der fünf untersuchten Weibchen zu einem Anstieg der  $5\alpha$ -P-Konzentration in der PZ. Den deutlichsten  $5\alpha$ -P-Anstieg zeigte das trächtige Weibchen F10 Ende Mai nach der Konzeption. Die Weibchen F9 und F14 zeigten im April und Mai ebenfalls eine deutliche Konzentrationszunahme von  $5\alpha$ -P. Dies deutet

darauf hin, dass bei beiden Tieren eine spontane Ovulation stattgefunden hat. Weibchen F6 und F8 zeigten nur unwesentliche Erhöhungen der  $5\alpha$ -P-Level zur PZ. Beide Tiere waren bisher erfolglos angepaart worden. Das Weibchen F8 wurde als „dauerrollig“ (pers. Mitteilung der Pfleger) beschrieben und das Weibchen F6 war maskulinisiert (= *Os clitoris* und Klitorisstacheln vorhanden) und zeigte weder Aggression noch eine *Libido sexualis* gegenüber dem im gleichen Gehege untergebrachten Männchen M8. Die „Dauerrolligkeit“ von F8 spricht dafür, dass das Weibchen F8 eines Reizes für die Ovulation bedurft hätte, also lediglich induziert ovulieren kann. Eine Anpaarung zu einem früheren Zeitpunkt war bei diesem Tier jedoch nicht erfolgreich. Das Verhalten von F6 hingegen spricht dafür, dass dieses Tier kein Zyklusgeschehen aufweist. Für eine Folgestudie wäre es sinnvoll gleichzeitig Estrogen- und Progesteron-Metaboliten im Kot zu messen.

Interessant ist der erneute  $5\alpha$ -P-Anstieg bei den Weibchen F9 und F14 sowie des DHTs bei den Männchen. Es ist fraglich, ob ein Zusammenhang zur zeitlichen Verschiebung der PZ auf der Nordhalbkugel besteht, da die paarungsbereite Phase i.d.R. von der Tageslichtlänge bestimmt wird. Beide Tiere sind Nachzuchten europäischer Zoos und haben daher nie auf der Südhalbkugel gelebt. Ein Zusammenhang zur zeitlich verschobenen PZ kann somit nur bestehen, wenn ein von der Tageslichtlänge unabhängiger, evtl. innerer Reiz für die Auslösung des Östrusgeschehens verantwortlich ist. Diese Vermutung stimmt mit Beobachtungen an einem Fossaweibchen des Henry Doorly Zoos in Omaha, USA, überein: als nicht ausgewachsenes Jungtier wurde das Weibchen im April 2002 als Wildfang aus Madagaskar importiert. Seitdem wurde es, wie die übrigen Fossas in einem Nachttierhaus gehalten, dessen Tag-Nacht-Rhythmus über die Jahreszeiten hinweg gleich blieb. Dennoch kam das Weibchen im November zweier aufeinanderfolgender Jahre (2006 und 2007) in Östrus und wurde im Winter 2007 erfolgreich gedeckt (ein Manuskript zu diesem Thema wurde bereits im Juni 2008 bei dem Journal „Reproduction“ eingereicht).

Wie aus den Vorberichten der Tiere ersichtlich ist, können die Unterschiede in den Hormonkonzentrationen einer Saison durchaus individuell bedingt sein. Neben Pathologien dürften auch Umweltreize, wie z.B. der auditive, visuelle oder olfaktorische Kontakt männlicher und weiblicher Tiere eine Rolle spielen: die Anwesenheit von Tieren des anderen Geschlechts kann stimulierend wirken (z.B. weibliche Hauskatze: Lawler *et al.* (1993); männliches Breitmaulnashorn: Kretzschmar *et al.* (1986)), wobei andererseits Männchen auf andere Männchen supprimierend wirken können (z.B. Nas-

horn: Hermes *et al.* (2005), Elefant: Hildebrandt *et al.* (2000)). So könnte auch die geschlechtsspezifische zeitliche Verschiebung der paarungszeitlichen Erhöhung der Sexualhormonkonzentrationen durch eine gegenseitige Beeinflussung der Geschlechter bedingt sein. Demnach könnte sich zunächst die sexuelle Aktivität der Männchen, manifestiert durch die Erhöhung des Hodenvolumens, verstärken und dies die Zunahme der sexuellen Aktivität der Weibchen, manifestiert durch die Reifung und Ovulation der Follikel, auslösen. Für zukünftige Hormonuntersuchungen wäre es daher vorteilhaft Daten zu ausgewählten Umweltfaktoren und auch Verhaltensbeobachtungen für jeden Beprobungszeitpunkt in die Analyse mit aufzunehmen.

Das Vorkommen einer spontanen Ovulation steht im Gegensatz zu der morphologischen Erscheinung des Penis. Die großen, mit Stacheln versehenen Schwellkissen deuten auf eine starke Reizung des weiblichen Genitale hin und lassen vermuten, dass dieser Reiz eine Ovulation induzieren soll.

### 5.6.3 Spermatologische Untersuchung

#### 5.6.3.1 Elektroejakulation (EE) und klassische Parameter

Die Saisonalität der Fortpflanzung zeigt sich in der Regel auch in der Spermaqualität, wie z.B. für das Reh (Goeritz *et al.*, 2003) oder den Elefanten (Thongtip *et al.*, 2008) beschrieben wurde. Bei der Fossa zeigten die klassischen spermatologischen Parameter (Volumen, Konzentration, Motilität) keine signifikanten Differenzen zwischen PZ und NPZ - lediglich eine Tendenz zu erhöhten Werten während der PZ war zu erkennen. Insgesamt war die Anzahl der untersuchten Ejakulate infolge geringer Volumina oder dem Vorkommen von Kontaminationen recht gering; zusätzlich zeigten die untersuchten Parameter (insbesondere das Volumen) große individuelle Unterschiede.

Sowohl die geringen Volumina, als auch die Kontamination von Proben könnten auf die Ejakulationstechnik zurückzuführen, aber auch saisonal bedingt sein. Für ersteres spricht, dass es sich bei allen urinkontaminierten Proben (PZ = 2; NPZ = 4) um die jeweilige Erstuntersuchung der Tiere handelte. Allerdings ist die Kontamination der Ejakulate aus der PZ mit hoher Wahrscheinlichkeit auf das Narkoseregime (Verwendung von Meditomedin - s.o.) zurückzuführen - eine Kontamination von Ejakulaten zur NPZ spricht wiederum für einen saisonalen Effekt. Dieser Effekt zeigte sich in den Folgeuntersuchungen nicht: die Tiere produzierten in der folgenden PZ sowie der NPZ unkontaminierte Ejakulate.

Bei den erfolglos durchgeführten EE (PZ = 4, NPZ = 2) kann schon eher auf eine saisonal bedingte Ursache geschlossen werden, allerdings ist hierfür die Probenzahl zu gering: 3 der 4 erfolglosen Ejakulationsversuche in der PZ wurden an den zu diesem Zeitpunkt als juvenil (Alter: 22 Monate) anzusehenden Männchen M3, M4, M5 durchgeführt - sie wurden lediglich dieses eine Mal einer EE unterzogen. Das vierte Männchen (M15), welches zur PZ nicht ejakuliert werden konnte, sprach auch in der nachfolgenden NPZ nicht auf die EE-Technik an. Dieses Phänomen könnte allerdings auch mit der durch Ball (1976) für einzelne Individuen beschriebenen Reaktionslosigkeit auf die Methode erklärt werden. Die zwei Männchen, welche bei einer NPZ nicht ejakuliert werden konnten, zeigten zu ein bzw. zwei weiteren Paarungszeiten und einer NPZ eine positive Reaktion auf die EE. Aus den aufgeführten Ergebnissen ist ersichtlich, dass die im Allgemeinen leicht für andere Spezies modifizierbare Technik der EE bei der Fossa mit geringerem Erfolg eingesetzt wurde. Aufgrund der niedrigen Stichprobengröße kann nicht eindeutig beurteilt werden, ob es sich bei der Kontamination von Ejakulaten und der erfolglosen Anwendung der EE-Technik um einen saisonal bedingten Effekt oder um eine Reaktionslosigkeit von Einzeltieren handelt, oder die Ursache in einer schlecht angepassten Methodik zu suchen ist. Eingedenk der langen Kopulationsdauer (maximal beobachtete Dauer im Freiland: 188 Min. (Hawkins, 1998)) ist es auch möglich, dass zusätzliche Reize für eine erfolgreiche Ejakulation von Nöten sind.

Für weitere Untersuchungen wäre es sinnvoll, ausgewählte Tiere während einer PZ und einer NPZ mehrmalig einer EE zu unterziehen bzw. zu prüfen, ob sie auf andere Techniken, wie z.B. die Prostatamassage (in Narkose), mit einer Ejakulation reagieren.

### 5.6.3.2 Morphologische Untersuchung

Das signifikant erhöhte Vorkommen des Typ 2 Spermiums im Vergleich zum Typ 4 Spermium zur PZ in Verbindung mit einer verringerten Zahl intakter Spermienchwänze bei Typ 4 und 5 in beiden Saisons unterstützt die These, dass es sich bei den verschiedenen Spermientypen um Reifestadien handelt. Typ 2 kann somit als ausgereiftes, befruchtungsfähiges Spermium, Typ 4 und 5 als gealterte Spermientypen angesehen werden. Das vermehrte Vorkommen von Plasmatropfen bei den Spermien des Typ 1 - 3 gegenüber den Spermien des Typ 4 und 5 mit einer Erhöhung des Vorkommens bis um das 12fache in der NPZ wäre damit zu erklären, dass die Typ 1-3 jüngere Spermienformen sind als Typ 4 und 5 und dass die Spermienproduktion in der NPZ vermindert ist. Das vermehrte Vorkommen „älterer“ Spermientypen sowie die Häufung

---

von defekten oder fehlenden Spermenschwänzen kann durch eine verminderte sexuelle Aktivität (weniger Masturbation) in der NPZ erklärt werden; das vermehrte Vorkommen von Plasmatropfen spricht für eine Störung der Spermatogenese, wurde aber beispielsweise beim Eber auch als saisonale Besonderheit beschrieben (Weitze, 2001). Es wäre interessant die morphologischen Parameter mit quantitativen Beobachtungen von Masturbationsverhalten zu vergleichen.

Die anhand von Messungen bei sechs Männchen festgestellte größere Spermien-schwanzlänge in der PZ lässt auf veränderte Schwimmeigenschaften der Spermien in der PZ vs. der NPZ schließen (Malo *et al.* (2006), Kap. 5.4.2). Dem Test lag eine Vielzahl von Messungen bei nur wenigen Tieren zugrunde. Um das Testergebnis durch dieses Ungleichgewicht nicht zu beeinflussen wurden die Werte über die verschiedenen Kategorien von Kopftyp und Saison für jedes Individuum gemittelt und die statistische Analyse mit den Mittelwerten durchgeführt. Dennoch wäre es günstig eine Spermien-schwanzmessung bei einer größeren Stichprobe an Tieren durchzuführen und dabei, wie zuvor angemerkt (Kap. 5.4.2), die Länge des Mittelstücks unter Zuhilfenahme einer Mitochondrienfärbung separat zu vermessen.

Abschließend lässt sich zur spermatologischen Untersuchung sagen, dass die prozentuale Verteilung der Kopftypen bei der Fossa vermutlich ein geeigneteres Maß zur Beurteilung der Spermaqualität darstellt, als die für andere Tierarten herangezogene Bestimmung der klassischen Ejakulatparameter.

#### 5.6.4 Duftstoffe

Wie bereits unter Kap. 5.4.4 beschrieben und diskutiert, waren auch seasonspezifische Veränderungen der Duftstoffmuster bei männlichen und weiblichen Fossas zu finden. Das Markierungsverhalten wurde im Rahmen der vorliegenden Studie nicht beobachtet. Das Vorkommen haarloser Stellen, besonders an der Schwanzunterseite, fünf männlicher und sechs weiblicher Tiere zur PZ ließ jedoch annehmen, dass diese durch Haarabrieb infolge intensiven Markierens des Geheges entstanden sind.

## 5.7 Maskulinisierung

Die in Kap. 2.2.2.2 erwähnten Hauptmerkmale der von Hawkins (1998) beschriebenen „transienten Maskulinisierung“ (Stacheln an der Klitoris, Vorhandensein eines Klitorisknochens) juveniler Weibchen konnten z.T. auch bei den Fossas des europäischen Zoobestandes nachgewiesen werden.

Das *Os clitoris* ist ein Analogon des *Os penis* der männlichen Tiere und kommt bei verschiedenen Tierarten vor. Owen (1868) beschrieb ein *Os clitoris* bei Seehunden und Eisbären und ein Fehlen eines Knochens oder Knorpels bei den Viverridae und Felidae; Ellenberger und Baum (1900) berichteten von einer knorpeligen Struktur in der *Clitoris* der Hauskatze. Bei den Hyaenidae, den engsten Verwandten der Fossa auf dem Festland, wurde kein *Os clitoris* gefunden (Lönnberg, 1902). Das Vorkommen von Stacheln an der Klitoris wurde bisher für keine andere Spezies beschrieben. Carlsson (1911) wies explizit darauf hin, dass Klitorisstacheln weder bei der Katze noch bei den von ihm untersuchten Viverridae gefunden wurden. Die möglichen Funktionen von Maskulinisierungsmerkmalen haben sowohl Hawkins (1998) sowie Dickie (2005) für die Fossa ausführlich diskutiert und sollen hier nicht erneut wiedergegeben werden.

Durch die Vermessung von Ultrasonogrammen weiblicher Fossas verschiedenen Alters wurde festgestellt, dass die Länge des *Os clitoris*, wie zuvor auch Hawkins (1998) an wilden Fossas beschrieben hat, mit dem Alter abnimmt. Im Gegensatz zu der Studie von Hawkins war das Alter der untersuchten Tiere bekannt und die Detektions- und Messgenauigkeit wurde durch den Einsatz der Ultraschalltechnik deutlich erhöht. Während Hawkins lediglich bei vier von zehn adulten Fossas (= 40%) ein *Os clitoris* nachweisen konnte, wurde in der vorliegenden Studie bei 12 von 14 Fossas (= 86%) ein *Os clitoris* bzw. ein bindegewebiges Analogon gefunden. Lediglich bei F1 und F13, die zusammen mit F5 (mit 3,6 mm kürzestes *Os clitoris*) die 3 ältesten Weibchen der Studie waren, fehlte diese Struktur.

Die Darstellung des *Os Clitoris* in der maximalen Ausdehnung (= entlang der Längsachse) bedurfte einiger Geschicklichkeit und Routine. Dies wurde in der Datenauswertung berücksichtigt, indem nur der größte Messwert in die Analyse aufgenommen wurde. Obwohl der Messfehler durch diese Vorgehensweise möglichst gering gehalten wurde, muss dennoch beachtet werden, dass sich Messungen, die von der Längsachse des *Os clitoris* abwichen, aufgrund der geringen Größe der Struktur (Maximalwert in der vorliegenden Studie: 14,5 mm) zu starken Fehlern führten. Um derartige Messfehler



---

zu eliminieren und auch einen unmittelbaren Beweis für die Regression dieses Knochens führen zu können, wäre es wünschenswert eine Langzeitstudie an Einzeltieren durchzuführen. Zusätzlich wäre es interessant, die Klitorisknochenlängen anderer Spezies zu messen und mit dem Alter der Individuen zu vergleichen. Eine mögliche Funktion des Klitorisknochens ist nicht bekannt. Für die Regression mit zunehmendem Alter ist es denkbar, dass das Kalzium infolge von metabolischen Belastungen wie Krankheit oder Trächtigkeit (Kovacs und Kronenberg, 1997) aus dem Knochen mobilisiert wurde, aber eine erneute Einlagerung von Mineralien unterblieb.

Klitorisstacheln wurden bei drei Tieren bis zu einem Alter von sechs Jahren festgestellt. Die internen Geschlechtsorgane zweier maskulinisierter Weibchen (F3, F6, je sechs Jahre alt) waren aufgrund ihrer schlechten Ausprägung nur schwer messbar und auf den Ovarien waren - im Gegensatz zu den übrigen Fossas - zu keinem Zeitpunkt Follikel zu sehen; auch die typischen Vernarbungen waren nicht auffindbar. Das Hormonprofil im Jahresverlauf zeigte bei der Fossa F6 nur einen geringen Anstieg von 5- $\alpha$ -Progesteron. Das dritte maskulinisierte Weibchen (F12) war zum Zeitpunkt der Erstuntersuchung mit einem Alter von 27 Monaten noch als juvenil einzuschätzen. Die inneren Geschlechtsorgane dieses Tieres zeigten keine Auffälligkeiten und das gleichaltrige Geschwistertier zeigte keine Klitorisstacheln. Keines der maskulinisierten Weibchen hatte bis dahin Nachkommen produziert. Auch Hawkins (1998) wies nur bei sechs von acht untersuchten juvenilen Fossas Klitorisstacheln nach; bei adulten Tieren fand sie diese nie.

Abschließend lässt sich sagen, dass keines der untersuchten Tiere eine derartig ausgeprägte Maskulinisierung zeigte, wie dies durch Lönnberg (1902), Carlsson (1911) oder Hawkins (1998) beschrieben wurde. Die „transiente Maskulinisierung“ scheint demnach kein gesamtheitliches Phänomen bei juvenilen Fossas darzustellen, sondern lediglich bei einem Teil der Population, und hier insbesondere bei Jungtieren, aufzutreten. Das Vorkommen von Klitorisstacheln kann als ein Zeichen sexueller Unreife gedeutet werden, da sie bei einem juvenilen Tier sowie zwei Adulten mit schlecht ausgeprägtem Genitaltrakt zu finden waren. Hawkins (1998) vermutet, dass es sich bei der Ausprägung von Maskulinisierungsmerkmalen bei juvenilen Fossas um einen Schutzmechanismus handelt, durch welchen sie sexuellen Übergriffen entgehen können. Um das Phänomen der Maskulinisierung näher zu beleuchten, wäre es von großer Wichtigkeit, eine Studie an juvenilen Fossas durchzuführen und auch Vergleichsuntersuchungen mit anderen madagassischen Carnivora anzustellen.

## 5.8 Reproduktionsstatus und Pathologien

Über Jahre hinweg wurden Fossas in Zoos angepaart. Insbesondere in der frühen Zeit der Zoohaltung wurde bei der Zucht von Fossas dabei wenig auf bestehende verwandtschaftliche Verhältnisse geachtet. Dickie (2005) berichtete in ihrer Zuchtbuchanalyse, dass sich die Fossapopulation zwar gut entwickelt habe, aber derzeit nur auf insgesamt elf Gründertiere zurückginge. Sie prognostizierte einen ansteigenden Genverlust und riet dazu, die Zoopopulation möglichst bald um weitere Gründertiere zu vergrößern.

Um die Zucht genetisch hochwertiger Tiere sowie die möglichst artgerechte Unterbringung der Nachkommen zu gewährleisten, hat Zuchtbuchführer Achim Winkler, Zoo Duisburg, alle Fossa-haltenden Institutionen dazu aufgefordert zunächst von einer weiteren Verpaarung der Tiere abzusehen. Gezielt sollten im Zoo Duisburg genetisch wertvolle Tiere (insbes. Wildfang M11 und Wildfangtochter F10) für die Zucht genutzt werden.

Von den untersuchten Tieren waren u. a. aus oben genannten Gründen bisher nicht alle Tiere für die Zucht herangezogen worden. Es waren neun von 16 Männchen erfolgreich und eines (M8) erfolglos angepaart worden, bei den weiblichen Tieren produzierten bisher acht von 15 erfolgreich Nachkommen und zwei Weibchen (F6, F8) waren erfolglos verpaart worden.

Bei der morphologischen Beurteilung des männlichen Reproduktionstraktes fielen zwei unilateral kryptorchide Tiere auf (M6, M9). Interessant ist, dass es sich bei den Tieren um Halbgeschwister mit dem gleichen Muttertier handelt. Allerdings zeigte M1, der Vollbruder von M6, keinen Kryptorchismus. Weder die kryptorchiden noch die übrigen Männchen zeigten wesentliche Unterschiede in den Ejakulatqualitäten. Lediglich von M15, ein bisher nicht zur Zucht verwendetes Männchen, konnte weder zur PZ noch zur NPZ ein Ejakulat gewonnen werden. Die Fossas M8 und F3 sind Vollgeschwister von M15 (aus einem früheren Wurf). Männchen M8 konnte Weibchen F6 nicht erfolgreich decken, wobei F3 und F6 vermutlich unfruchtbar sind (s.u.). Der Verdacht liegt nahe, dass die eingeschränkte reproduktive Gesundheit in einigen Fällen genetisch bedingt sein könnte.

Das beschriebene Masturbationsverhalten der Fossas M1, M7, M9, M10 und M14 spricht für eine gut ausgeprägte *Libido sexualis* und ist unter den Aspekten der reproduktiven Gesundheit als positiv zu werten (Zusammenfassung: Tab. 5.2).

Tab. 5.2: Übersicht über den Reproduktionsstatus der untersuchten männlichen Fossas

ID	Zucht-status	SerumH	KotH	Pathologien/ Besonderheiten
M1	A+		+	masturbiert
M2	A+		+	
M3	k.A.			
M4	k.A.	+		
M5	k.A.			
M6	k.A.		+	unilateraler Kryptorchismus
M7	A+			masturbiert
M8	A-	+	+	
M9	A+	+		unilateraler Kryptorchismus, masturbiert
M10	k.A.	+		masturbiert
M11	A+	+		im Vergleich zu anderen Männchen niedrigster Testosteronlevel in PZ und NPZ
M12	A+	+		
M13	A+	+		
M14	A+	+		masturbiert
M15	k.A.	+	+	
M16	A+			

A+ = erfolgreiche Anpaarung, A- = erfolglose Anpaarung, k.A. = bisher keine Anpaarung, SerumH = Serum-Hormon-Analyse (gepaarte Proben), KotH = Kot-Hormon-Analyse, + = Untersuchung durchgeführt

Bei der morphologischen Untersuchung der weiblichen Tiere waren zunächst die drei maskulinisierten Weibchen auffällig: F3, F6, F12. Zwei dieser Tiere (F3, F6) zeigten zudem einen schlecht ausgebildeten Genitaltrakt. Auch die charakteristischen Vernarbungen auf den Ovarien waren nicht nachweisbar. Die Kothormonanalyse von F6 zeigte eine nur geringgradige Erhöhung von  $5\alpha\text{P}$  zur PZ. Eine Ovulation scheint demnach nicht stattgefunden zu haben. Zu F3 lagen keine Kothormon- oder gepaarten Bluthormonwerte vor. Es kann anhand der vorliegenden Ergebnisse davon ausgegangen werden, dass diese zwei Tiere azyklisch und somit derzeit nicht reproduktionsfähig sind. Das dritte maskulinisierte Weibchen war zum Zeitpunkt der Untersuchung erst 3 Jahre alt, so dass es sich im Stadium der transienten Maskulinisierung (Hawkins, 1998) befinden könnte (Kap. 5.7). Die extrem hohen E2-Werte zur PZ gingen mit einer starken Follikelbildung bei diesem Weibchen einher.

Im Weiteren wurden bei der morphologischen Untersuchung Zysten im Bereich des Ovars (F1, F3), im *Oviduct* (F1), sowie im *Endometrium* (F9) aufgefunden. Das Weibchen F1 zeigte zudem der Norm gegenläufige Bluthormonwerte: erhöhte P4-Werte zur PZ und erhöhte E2- und Testosteron-Werte zur NPZ. Eingedenk des fortgeschrittenen Alters (13 Jahre) ist anzunehmen, dass das Tier in dem derzeitigen Zustand nicht reproduktionsfähig ist. Die Erstellung eines Kothormonprofils wäre aber für eine endgültige Beurteilung unerlässlich. Bei F13 waren zusätzlich zu der gefundenen Zyste auffällig hohe E2-Werte zur PZ zu verzeichnen. Vermutlich entspringt die zystische Struktur aus dem Ovargewebe und ist für eine vermehrte Oestrogenproduktion verantwortlich. Die Zyste im *Endometrium* von F9 ist nach Stand der Untersuchungen die einzige morphologische Auffälligkeit bei diesem Tier. Auch endokrinologisch waren keine Besonderheiten festzustellen. Aus dem Vorbericht ging allerdings hervor, dass dieses Tier seit 2003 „dauerrollig“ sei (Mitteilung des Pflegers). Hierfür konnte kein Nachweis erbracht werden.

Im Vorbericht des Weibchens F8 wurde von einer „Dauerrolligkeit“ und von erfolglosen Anpaarungen berichtet. Morphologisch war das Tier unauffällig - die Kothormonanalyse zeigte jedoch eine nur geringgradige Erhöhung des  $5\alpha$ -P-Niveaus zur PZ. Da bei F8 im Gegensatz zu F6 allerdings Follikel und Vernarbungen auf den Ovarien festgestellt wurden, kann hier nicht von Azyklie im engeren Sinne gesprochen werden. Da die Follikel den Hormonkurven nach nicht zur Ovulation kamen, müsste man bei F8 von einem anovulatorischen Zyklusgeschehen sprechen (Zusammenfassung: Tab. 5.3).

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass vier der 16 Männchen (25%) reproduktive Auffälligkeiten zeigen. Nur eines dieser Tiere (M15) scheint jedoch unfruchtbar zu sein. Von den 15 Weibchen hingegen sind sechs Tiere (40%) reproduktiv auffällig. Drei dieser Weibchen (F3, F6, F8) scheinen unfruchtbar zu sein, während weitere drei (F1, F9, F13) vermutlich eingeschränkt fruchtbar sind.

Tab. 5.3: Übersicht über den Reproduktionsstatus der untersuchten weiblichen Fossas

ID	Zucht- status	SerumH	KotH	Pathologien/ Besonderheiten
F1	A+	+		E2- und T-Werte: PZ < NPZ; P4-Werte: PZ > NPZ Zyste in <i>Oviduct</i> und an Ovar
F2	A+			
F3	k.A.			schlecht entwickelter Genitaltrakt, keine Follikel und keine Narben auf Ovar, Ovarialzyste, maskulinisiert
F4	k.A.			
F5	A+			
F6	A-	+	+	E2-Werte in PZ < NPZ, 5 $\alpha$ P nur ggr. Erhöhung zur PZ; schlecht entwickelter Genitaltrakt, keine Follikel und keine Narben auf Ovar, maskulinisiert
F7	A+			
F8	A-	+	+	PZ < NPZ, 5 $\alpha$ P nur ggr. Erhöhung zur PZ
F9	A+	+	+	Zyste im <i>Endometrium</i> , seit PZ 2003 dauerrollig
F10	A+		+	Trächtigkeit 2005
F11	k.A.	+		
F12	k.A.	+		sehr hohe E2-Werte in Paarungszeit, maskulinisiert
F13	A+	+		sehr hohe E2-Werte in Paarungszeit, paraovarische Zyste
F14	k.A.		+	
F15	A+			

A+ = erfolgreiche Anpaarung, A- = erfolglose Anpaarung, k.A. = bisher keine Anpaarung, SerumH = Serum-Hormon-Analyse (gepaarte Proben), KotH = Kot-Hormon-Analyse, + = Untersuchung durchgeführt

# Kapitel 6

## Schlussbetrachtung und Ausblick

Die vorliegende Studie zeichnet sich durch ihre interdisziplinäre Herangehensweise und eine daraus resultierende umfassende Betrachtung der Reproduktionsbiologie einer einzelnen Spezies aus. Zusätzlich wird die reproduktive Gesundheit der Fossas des europäischen Zoobestands charakterisiert. Entsprechend der Zuchtbuchanalyse von Dickie (2005), die besagt, dass die Gendiversität der Zoopopulation aufgrund der geringen Zahl an Gründertieren derzeit rapide zurückgeht und dringend weitere Tiere in die Zucht aufgenommen werden müssen, war eine Häufung genetisch bedingter Fertilitätsstörungen zu erwarten (Wildt *et al.*, 1992). Obwohl eine recht hohe Anzahl von reproduktiven Auffälligkeiten gefunden wurde (25% der untersuchten Männchen und 40% der untersuchten Weibchen waren auffällig), basieren wahrscheinlich nur wenige auf genetischer Verarmung. Für den unilateralen Kryptorchismus kann eine genetische Ursache angenommen werden (Klonisch *et al.*, 2004), während die zystischen Veränderungen und die schlecht ausgeprägten Genitalorgane bei den Weibchen vermutlich umweltbedingt sind. Lange nicht-reproduktive Phasen können zu degenerativen Veränderungen bis hin zur irreversiblen Azyklie führen (Hermes *et al.*, 2004) und die Anwesenheit anderer Tiere der gleichen Spezies den Zyklus beeinflussen (Wildt *et al.*, 2001).

Die Studie soll eine Grundlage für die gezielte Zucht der als reproduktiv gesunden und nach dem Zuchtbuch genetisch wertvollen Tiere bieten und einen Anstoß geben die Gehege der Fossas so anzulegen, dass die spezies-interne Kommunikation positiv auf die Fertilität wirkt. Es wäre schön, wenn darüber hinaus die breitgefächerte Herangehensweise dieser Studie einen Anreiz bieten würde auch andere wenig bekannte Spezies in gleichem Umfang zu untersuchen und auf diese Weise eine Grundlage für deren Arterhaltung zu etablieren.

Die angewandten Verfahren entsprechen dem derzeitigen Stand der Forschung, ergänzen einander und wurden bei der Fossa meist erstmalig eingesetzt. Erstmals wurde bei der Fossa auch die sonographische Morphologie des männlichen und weiblichen Geschlechtstrakts sowie der Spermien beschrieben. Auch eine Analyse der in Haaren enthaltenen Duftstoffe wurde für diese Spezies erstmals durchgeführt.

In der Zoo- und Wildtierforschung steht in der Regel eine begrenzte Tierzahl für die Untersuchung zur Verfügung und Wiederholungsuntersuchungen können nicht immer durchgeführt werden. Einzelne Aspekte können durch die geringe Stichprobengröße oft nicht detailliert erfasst und nur selten statistisch abgesichert werden. Die für die vorliegende Studie beschriebene Vorgehensweise, möglichst viele Teilaspekte eines Gesamtbereichs abzudecken und dabei meist nur die wesentlichen Befunde zu erheben, ist somit ein Kompromiss, der aufgrund der kleinen Stichprobengröße eingegangen wurde. Statistisch konnten die Untersuchungsergebnisse daher lediglich gegen einen Zufallsbefund abgesichert werden.

Die Anwendbarkeit der verschiedenen Untersuchungsverfahren bei der Fossa sowie die Befunde aus der vorliegenden Studie sollen die Grundlage für nachfolgende Forschungsprojekte zur Reproduktionsbiologie der Fossa bilden. Hierbei wäre es im Hinblick auf die Wahl der zu untersuchenden Tiere sinnvoll

- den Stichprobenumfang um juvenile Fossas zu erweitern und eine vergleichende Untersuchung an freilebende Fossas durchzuführen
- Gruppen nach Alter und Reproduktionsstatus von mindestens sechs Tieren zu untersuchen
- eine vergleichende Studie an den übrigen madagassischen Mungoartigen sowie den Mungoartigen des Festlandes durchzuführen
- post mortem Untersuchungen an verstorbenen Fossas durchzuführen, um das Vorkommen von Hautdrüsen für das Markierungsverhalten zu identifizieren und die Geschlechtsorgane sowie die genannten Drüsen histologisch zu untersuchen

Zur weiteren morphologischen Beschreibung der Geschlechtsorgane sollte

- die Dynamik der Klitorisknochenlänge durch wiederholte Messungen an ausgewählten Individuen in einer Langzeitstudie von einigen Jahren beschrieben werden

- die Länge des *Os clitoris* unter Einbeziehung des Alters und Reproduktionsstatus mit derjenigen anderer Spezies verglichen werden
- eine vergleichende Untersuchung zur Ausprägung der Maskulinisierungsmerkmale (*Os clitoris* und Klitorisstacheln) bei Fossas unterschiedlichen Alters und Reproduktionsstatus sowie freilebenden Fossas und anderen madagassischen Carnivora durchgeführt werden
- für die Erfassung unterschiedlicher Farbtypen eine Freilandstudie inklusive genetischer Analyse verschiedener Freiland-Populationen durchgeführt und mit der Zoopopulation verglichen werden

Für künftige Hormonuntersuchungen wäre es vorteilhaft

- ausgewählte Umweltfaktoren und auch Verhaltensbeobachtungen zu jedem Beprobungszeitpunkt in die Analyse aufzunehmen
- die Kothormonmetabolit-Analyse an trächtigen und vergeblich angepaarten Tieren durchzuführen, um eine sichere Abgrenzung von Trächtigkeit und Scheinträchtigkeit zu ermöglichen
- neben Progesteron-Metaboliten auch Oestrogen-Metabolite im Kot zu bestimmen, um die zyklische Ovaraktivität genauer zu charakterisieren

Bei der spermatologischen Untersuchung wäre es empfehlenswert

- die Elektroejakulationstechnik durch eine wiederholte Anwendung in PZ und NPZ bei ausgewählten Tieren für die Fossa zu modifizieren bzw. alternative Methoden zur Ejakulat-Gewinnung, wie beispielsweise die Prostata-Massage in Narkose, zu testen
- das Masturbationsverhalten der Fossas in den Tagen und Wochen vor der Ejakulation zu beobachten und auch in kurzen Abständen Sperma zu gewinnen, um zu prüfen, ob die Kopfkappentyp-Anteile dadurch verschoben werden
- die Ermittlung von Spermienmaßen an Ejakulaten von Fossas mit unterschiedlichem Reproduktionsstatus durchzuführen und die Ergebnisse auf einen Zusammenhang zwischen Morphometrie und individueller Fruchtbarkeit zu prüfen



- 
- eine Mitochondrienfärbung von Ausstrichpräparaten von Fossas mit bekanntem Reproduktionsstatus und Masturbationsverhalten aus PZ und NPZ anzufertigen, um eine Veränderung der Mittelstücklänge im Vergleich zur Gesamtspermienlänge zu erfassen
  - vergleichend die Spermienmorphologie anderer madagassischer Carnivora zu beschreiben

Sollte die Duftstoffanalyse fortgesetzt werden, wäre es günstig

- die Sekrete der von Dickie (2005) beschriebenen Drüsen sowie der Praeskrotaldrüse zu isolieren und entsprechend der Faktoren Saison und Geschlecht vergleichend zu analysieren, um den Ursprung der Duftstoffe zu klären
- weitere geschlechts- und seasonspezifische Duftstoffe zu identifizieren und einen Vergleich mit freilebenden Fossas durchzuführen
- Bio-Tests mit Standardsubstanzen identifizierter Duftstoffe durchzuführen, um die Pheromonfunktion der Substanzen nachzuweisen

Im Weiteren wäre es sinnvoll

- die genetische Diversität der Fossas der Europäischen Zoopopulation mit derjenigen von freilebenden Fossas zu vergleichen, um auf diese Weise genetisch besonders wertvolle Individuen zu identifizieren und wenig wertvolle von der Zucht ausschließen zu können.

# Zusammenfassung

## Zur Reproduktionsbiologie der Fossa (*Cryptoprocta ferox*)

Die Fossa (*Cryptoprocta ferox* Bennet, 1833) gehört zu der Familie Herpestidae und ist das größte endemische Raubtier Madagaskars. Als einziger natürlicher Feind der großen Lemurenarten spielt sie eine potentiell wichtige Rolle im Räuber-Beute System der Insel. Seit 2002 wird sie auf der roten Liste der bedrohten Tierarten geführt. Die Fossa ist ein monöstrischer Einzelgänger mit einer kurzen Paarungszeit im Frühjahr.

In der vorliegenden Studie sollte die europäische Zoopopulation durch reproduktionsbiologische Parameter beschrieben, saison- und geschlechtsspezifische Unterschiede erfasst und der reproduktive Gesundheitsstatus erhoben werden. Hierzu wurden über den Zeitraum von zwei Jahren 16 männliche und 15 weibliche Fossas aus zehn europäischen Zoos, und somit über 50% des europäischen Zoobestandes, meist zu beiden Saisons - Paarungszeit (PZ) und Nicht-Paarungszeit (NPZ) - untersucht.

Die Körpermaße der Fossa wurden erfasst und der Penis detailliert beschrieben. Kranial des Skrotums wurde eine Erhebung entdeckt, die ultrasonographisch als zweilappige, in der Haut gelegene Drüse identifiziert und angesichts ihrer Lage als Praeskrotaldrüse bezeichnet wurde. Das Hodenvolumen und die Länge des *Os penis* wurden vermessen und dabei festgestellt, dass beide Größen mit dem Alter zunehmen. Das weibliche Genitale wurde auf das Vorkommen von *Os clitoris* und Klitorisstacheln untersucht und bei Vorkommen beider Merkmale das entsprechende Tier als maskulinisiert eingestuft. Das *Os clitoris* wurde aufgrund seiner geringen Größe ultrasonographisch dargestellt und vermessen - die Länge nahm mit dem Alter ab.

Die ultrasonographische Darstellung und Vermessung der inneren Geschlechtsorgane und -drüsen zeigten eine Tendenz zu größeren Volumina in der PZ; bei weiblichen Tieren wurde eine Follikelanbildung auf den Ovarien festgestellt. Zu den pathologischen Befunden zählten der unilaterale Kryptorchismus sowie Zysten und schlechte Ausprägung des weiblichen Genitaltrakts.

Die Hormonanalysen spiegelten die ultrasonographischen Befunde wider. Bei der Kothormonanalyse zeigten die Männchen, zwei nicht-trächtige sowie das trächtige Weibchen die höchsten Konzentrationen der gemessenen Sexualhormonmetabolite (Dihydrotestosteron bzw.  $5\alpha$ -Progesteron) innerhalb der PZ. Die Werte des trächtigen Weibchens überstiegen dabei die Konzentrationen der nicht-trächtigen um ein vielfaches und blieben bis kurz nach der Geburt auf einem deutlich erhöhten Niveau. Im Kot zweier weiterer nicht-trächtiger Weibchen wurden über den Jahresverlauf keine deutlichen Änderungen der Sexualhormonmetabolite festgestellt. Die Bluthormonanalyse wies bei Männchen höhere Testosteronwerte als bei Weibchen nach; saisonal waren diese bei Männchen in der PZ und bei Weibchen in der NPZ erhöht. Die bei Weibchen gemessenen Estrogenwerte waren in der PZ erhöht, die Progesteronwerte in der NPZ.

Die spermatologische Untersuchung umfasste die Erhebung der klassischen Ejakulatparameter sowie die ultrastrukturelle Beschreibung der Fossa-Spermien. Es zeichnete sich eine Tendenz zu höheren Ejakulatvolumina, höherer Motilität und geringerer Spermienkonzentration in der PZ ab. Morphologisch konnten fünf Kopftypen abgegrenzt werden, welche saisonal zu unterschiedlichen prozentualen Anteilen im Ejakulat vorkamen. Im Weiteren war in der PZ eine Tendenz zu längeren Spermien festzustellen.

Die Duftstoffanalyse an Fossa-Haaren zeigte saison- und geschlechtsspezifische Duftstoffmuster und es konnten einige geschlechtsspezifische Substanzen identifiziert werden.

# Summary

## On the Reproductive Biology of the Fossa (*Cryptoprocta ferox*)

The Fossa (*Cryptoprocta ferox* Bennet, 1833) belongs to the family herpestidae and is the largest endemic carnivore on Madagascar. It is the only predator of large lemur species and thus plays a potential key role in the predator-prey-relationship of this island. Since 2002 the fossa is listed in the red list of endangered species. The fossa is a solitary animal with a brief breeding season in spring.

The aim of the present study was to describe the European zoo population using reproductive parameters; seasonal and gender specific differences were to be detected and the reproductive health to be evaluated. Over the period of two years, 16 male and 15 female fossas of ten European zoos, and thus over 50% of the European zoo population, were assessed during both seasons: the breeding season (BS) and the non-breeding season (NBS).

The body size was depicted using morphometric measurements and the morphology of the penis was described in detail. A two-lobed gland was detected in the skin cranial to the scrotum and named by its location as "prescrotal gland". The testical volume and the length of the *Os penis* were measured; the size of both structures increased with the age of the animal. The female genitals were inspected for the existence of an *Os clitoris* and clitoridal spines; animals exhibiting both traits were classified as masculinised. Due to its small size, the *Os clitoris* was visualised and measured using ultrasonographic imaging: the length of the *Os clitoris* decreased with the age of the animal.

---

The ultrasonographic analysis of the internal reproductive organs and sexual glands showed a tendency towards larger volumes during the BS; in female animals ovarian follicles were detected. The reproductive organs showed several pathologies such as unilateral cryptorchism, cysts of the female genital tract or poor development of female reproductive organs.

The hormone analysis reflects the ultrasonographical findings. The assessment of faecal steroid metabolites (dihydrotestosterone, 5 $\alpha$ -progesterone) showed in males as well as in two non-pregnant and one pregnant females the highest concentrations during the BS. In the pregnant animal the concentrations exceeded the values of non-pregnant animals significantly and stayed elevated until shortly after parturition. The annual pattern of faecal steroid metabolites of the remaining two non-pregnant females did not show any significant changes in concentration. The analysis of serum testosterone showed higher values in males than in females with seasonally higher values in the BS for males and the NBS for females. The levels of estrogen were higher during BS and of progesterone during NBS - both hormones were measured in females only.

The spermatological analysis included the assessment of the classical semen parameters as well as the description of the ultra structure of fossa spermatozoa. The volume of the ejaculate and the motility of the spermatozoa were increased during the BS while the sperm-concentration was decreased. The morphological analysis revealed five different sperm-head categories showing a seasonal difference in abundance. Additionally, there was a tendency towards a greater total length in spermatozoa during the BS.

The analysis of volatiles in fossa hair showed seasonal and gender specific patterns and a number of gender specific substances were identified.

# Zitierte Literatur

- ALBIGNAC R. 1969. Naissance et Élevage en Captivité de Jeunes *Cryptoprocta Ferox*, Viverridés Malgaches. *Mammalia*, **33**, 93–97.
- ALBIGNAC R. 1972. *The Carnivora of Madagascar*. In: *Biogeography and ecology in Madagascar*. Dr. W. Junk B.V. Publishers, Den Haag. Pages 667–682.
- ALBIGNAC R. 1973. Mammifères Carnivores. *Faune de Madagascar*, **36**, 1–206.
- ALBIGNAC R. 1975. Breeding the Fossa (*Cryptoprocta ferox*) at Montpellier Zoo. *International Zoo Yearbook*, **15**, 147–150.
- ALBIGNAC R. 1984. *The Carnivores*. In: *Key Environments: Madagascar*. Pergamon Press, Oxford (UK).
- BALL L. 1976. *Electroejaculation*. In: *Applied Electronics for Veterinary Medicine*. Charles C. Thomas: Springfield, Illinois.
- BEAUMONT GD. 1964. Remarques sur la Classification des Féliidae. *Ecologiae Geologicae Helvetiae*, **57**, 837–845.
- BENNETT E. 1833. Notice of a Mammiferous Animal from Madagascar, Constituting a New Form among the Viverridous Carnivora. *Transactions of the Zoological Society of London*, **1**, 137–140.
- BLOOM DW UND FAWCETT W. 1997. *A Textbook of Histology*. A Hodder Arnold Publication.
- BLOTTNER S, FASINSKI M UND PITRA CH. 1989. Charakterisierung der In-Vitro-Kapazitation Motiler Bullenspermien durch die Hyamin-induzierte Akrosomenreaktion. *Archiv für experimentelle Veterinärmedizin*, 285–292.

- BORTZ J. 2005. *Statistik für Human- und Sozialwissenschaftler*. Springer Medizin Verlag, Heidelberg.
- BORTZ J UND LIENERT GA. 1998. *Kurzgefaßte Statistik für die Klinische Forschung - Ein Praktischer Leitfaden für die Analyse Kleiner Stichproben*. Springer Verlag, Berlin.
- BROWN JL, GRAHAM LH, WIELEBNOWSKI N, SWANSON WF, WILDT DE UND HOWARD JG. 2001. Understanding the Basic Reproductive Biology of Wild Felids by Monitoring of Faecal Steroids. *Journal of Reproduction and Fertility, Supplement*, **57**, 71–82.
- CARLSSON A. 1911. Über *Cryptoprocta ferox*. *Zoologische Jahrbücher: Abteilung für Systematik, Oekologie und Geographie der Tiere*, **30**, 419–470.
- COETZEE CG. 1977. *Order Carnivora*. In: *The Mammals of Africa: an Identification Manual*. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.
- CUVIER GLCFD. 1800. *Lecons d'Anatomie Comparée de G. Cuvier: Recueillies et Publiées sous ses Yeux par Duméril, Vol. 1*. Baudouin, Paris.
- DEHNHARD M, EULENBERGER K, OCHS A UND STRAUSS G. 2003. Headspace Solid-Phase Microextraction (SPME) and Gas Chromatography - Mass Spectrometry (GC/MS) for the Determination of 5 $\alpha$ - Androst-2-en-17-one and -17 $\beta$ -ol in the Female Asian Elephant: Application for Reproductive Monitoring and Prediction of Parturition. *Journal of Steroid Biochemistry*, **84**, 383–391.
- DEHNHARD M, HILDEBRANDT T, KNAUF T, OCHS A, RINGLEB J UND GOERITZ F. 2005. *Chemical Signals in Giant Panda Urine (Ailuropoda melanoleuca)*. In: *Chemical Signals in Vertebrates 10*. Springer, New York. Pages 110–117.
- DEHNHARD M, HILDEBRANDT T, KNAUF T, JEWGENOW K, KOLTER L UND GOERITZ F. 2006. Comparative Endocrine Investigations in Different Bear Species based on Urinary Steroid Metabolites and Volatiles. *Theriogenology*, **66**, 1755–1761.
- DICKIE LA. 2005. *The Reproductive Physiology of the Fossa in Captivity*. Dissertation, Queen Mary University of London.
- ELLENBERGER W UND BAUM H. 1900. *Lehrbuch der Vergleichenden Anatomie der Haussäugetiere*. Berlin.

- FILHOL H. 1894. Sur quelques Points de l'Anatomie du Cryptoprocte de Madagascar. Note de M. H. Filhol, présentée par M. Milne-Edwards. *Comptes Rendus Hebd. des Séances de l'Acad. des Sc. Paris T.*, 1060–1062.
- FLOWER WH. 1869. On the Value of the Characters of the Base of the Cranium in the Classification of the Order Carnivora, and on the Systematic Position of Bassaris and Other Disputed Forms. *Proceedings of the Royal Society of London, Series B*, 4–37.
- FLOWER WH UND LYDDEKKER R. 1891. *An Introduction to the Study of Mammals Living and Extinct*. Adam & Charles Black, London.
- GAGE MJG. 1995. Continuous Variation in Reproductive Strategy as an Adaptive Response to Population Density in the Moth *Plodia interpunctella*. *Proceedings of the Royal Society of London, Series B*, **261**, 25–30.
- GAGE MJG. 1998. Mammalian Sperm Morphometry. *Proceedings of the Royal Society of London, Series B*, **264**, 97–103.
- GAGE MJG UND FRECKLETON RP. Relative Testis Size and Sperm Morphometry across Mammals: No Evidence for an Association between Sperm Competition and Sperm Length. **270**(1515), 625.
- GARBUTT N. 1999. *Mammals of Madagascar*. Pica Press, Sussex.
- GERHARDT U. Morphologische und Biologische Studien über die Kopulationsorgane der Säugetiere. *Jenaische Zeitschrift für Naturwissenschaft (N.F.)*, **39**, 43–118.
- GESNER K. 1551. *Historiae Animalium. Vol 1: De Quadrupedibus Viviparis*. C. Fro-schovervm., Zürich.
- GEWALT W. 1986. Über einige seltenere Nachzuchten im Zoo Duisburg: 4. Fossa (*Cryptoprocta ferox*; Bennett). *Der Zoologische Garten*, **56**, 161–182.
- GOERITZ F. 1996. *Sonographie bei Zoo- und Wildtieren. Ultrasonography in Zoo-Kept and Free-Ranging Wild Animals*. Dissertation, Freie Universität Berlin.
- GOERITZ F, HILDEBRANDT TB, JEWGENOW K, WAGNER N, HERMES R, STRAUSS G UND MEYER HDD. 1997. Transrectal Ultrasonographic Examination of the Female Urogenital Tract in Nonpregnant and Pregnant Captive Bears (*Ursidae*). *Journal of Reproduction and Fertility, Supplement*, **51**, 303–312.



- GOERITZ F, QUEST M, WAGENER A, FASSBENDER M, BROICH A, HILDEBRANDT TB, JEWGENOW K, HOFMANN RR UND BLOTTNER S. 2003. Seasonal Timing of Sperm Production in Roe Deer: Interrelationship among Changes in Ejaculate Parameters, Morphology and Function of Testis and Accessory Glands. *Theriogenology*, **59**, 1487–1502.
- GOMENDIO M UND ROLDAN ERS. 1991. Sperm Size and Sperm Competition in Mammals. *Proceedings of the Royal Society of London, Series B*, **243**, 181–185.
- GREGORY WK UND HELLMAN M. 1939. On the Evolution and Major Classification of the Civets (Viverridae) and Allied Fossil and Recent Carnivora: Phylogenetic Study of the Skull and Dentition. *Proceedings of the American Philosophical Society*, **81**, 309–392.
- HAWKINS C, DALLAS J, FOWLER P, WOODROFFEE R UND RACEY P. 2002. Transient Masculinization in the Fossa (*Cryptoprocta ferox*) (Carnivora: Viverridae). *Biology of Reproduction*, **66**, 610–615.
- HAWKINS CE. 1998. *Behaviour and Ecology of the Fossa, Cryptoprocta ferox (Carnivora: Viverridae) in a Dry Deciduous Forest, Western Madagascar*. Dissertation, University of Aberdeen, Schottland.
- HEDRICK PW. 1980. *A Field Guide to the Mammals of Africa, including Madagascar*. Collins, London.
- HEMMER H. 1978. The Evolutionary Systematics of the Living Felidae. Present Status and Current Problems. *Carnivore*, **1**, 71–79.
- HERMES R, HILDEBRANDT TB UND GÖRITZ F. 2004. Reproductive Problems Directly Attributable to Long-Term Captivity – Asymmetric Reproductive Aging. *Animal Reproduction Science*, **82**, 49–60.
- HERMES R, HILDEBRANDT TB, BLOTTNER S, WALZER C, SILINSKI S, POTTONG ML, WIBBELT G, SCHWARZENBERGER F UND GÖRITZ F. 2005. Reproductive Soundness of Captive Southern and Northern White Rhinoceroses (*Ceratotherium simum simum*, *C.s. cottoni*): Evaluation of Male Genital Tract Morphology and Semen Quality Before and After Cryopreservation. *Theriogenology*, **63**, 219–238.

- HILDEBRANDT TB UND GOERITZ F. 1999. *Use of Ultrasonography in Zoo Animals. In: Zoo and Wild Animal Medicine. Current Therapy 4.* WB Saunders Company, Philadelphia. Chap. 8, pages 41–54.
- HILDEBRANDT TB, HERMES R, PRATT NC, FRITSCH G, BLOTTNER S, SCHMITT DL, RATANAKORN P, BROWN JL, RIETSCHEL W UND GÖRITZ F. 2000. Ultrasonography of the Urogenital Tract in Elephants (*Loxodonta africana* and *Elephas maximus*): an Important Tool for Assessing Male Reproductive Function. *Zoo Biology*, **19**, 333–345.
- HORNSEY T. 1999. Breeding the Fossa at Suffolk Wildlife Park. *International Zoo News*, **46**(296).
- HUNT RM. 1974. The Auditory Bulla in Carnivora: An Anatomical Basis for Reappraisal of Carnivore Evolution. *Journal of Morphology*, **143**, 21–76.
- IUCN. 2006. Red List of Threatened Species. [www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org). Downloaded on 15 September 2006.
- JEWGENOW K, NAIDENKO SV, GOERITZ F, VARGAS A UND DEHNHARD M. 2006. Monitoring Testicular Activity of Male Eurasian (*Lynx lynx*) and Iberian (*Lynx pardinus*) Lynx by Fecal Testosterone Metabolite Measurement. *General and Comparative Endocrinology*, **149**, 151–158.
- JORGENSEN JW, NOVOTNY M, CARMAC M, COPLAND GB UND WILSON SR. 1978. Chemical Scent Constituents in the Urine of the Red Fox (*Vulpes vulpes L.*) During the Winter Season. *Science*, **199**, 796–798.
- KAUDERN W. 1915. Säugetiere aus Madagaskar. *Arkiv för Zoologi*, **9**(18), 1–101.
- KÖHNCKE M UND LEONHARDT K. 1986. *Cryptoprocta ferox*. *Mammalian Species*, **254**, 1–5.
- KLONISCH T, FOWLER PA UND HOMBACH-KLONISCH S. 2004. Molecular and Genetic Regulation of Testis Descent and External Genitalia Development. *Developmental Biology*, **270**(1), 1–18.
- KOVACS CS UND KRONENBERG HM. 1997. Maternal-Fetal Calcium and Bone Metabolism During Pregnancy, Puerperium, and Lactation. *Endocrine Reviews*, **18**(6), 832–872.

- KRETZSCHMAR P, GANSLOSSER U UND DEHNHARD M. 1986. Relationship between Androgens, Environmental Factors and Reproductive Behavior in Male White Rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*). *Mammalian Species*, **254**, 1–5.
- LAWLER DF, JOHNSTON SD, HEGSTAD RL, KELTNER DG UND OWENS SF. 1993. Ovulation Without Cervical Stimulation in Domestic Cats. *Journal of Reproduction and Fertility, Supplement*, **47**, 57–61.
- LINNAEUS C. 1758. *Sytema Naturae per Regna Tri Naturae, Secundum Classis, Ordines, Genera, Species cum Characteribus, Differentiis, Synonymis Locis (10th ed.)*. Stockholm.
- LJUNGQUIST B. 1930. Madagaskars Rovdjur. *Fauna och Flora*, 255–262.
- LÖNNBERG E. 1902. On the Female Genital Organs of Cryptoprocta. *Bihang Till K. Svenska Vet.-Adac. Handlingar*, **28**, 1–11.
- MALO AF, GOMENDIO M, GARDE JJ, LANG-LENTON B, SOLER AJ UND ROLDAN ERS. 2006. Sperm Design and Sperm Function. *Biology Letters*, **2**, 246–249.
- MELTZER DGA, VUUREN, VAN M UND BOMMAN MS. 1988. The Suppression of Electro-Ejaculation in the Chacma Baboon (*Papia ursinus*) by Azaperone. *Journal Of The South African Veterinary Association*, **59**(1), 53.
- MILNE-EDWARDS A UND GRANDIDIER A. 1867. Observations Anatomiques sur quelques Mammifères de Madagascar. *Annales Des Sciences Naturelles*, **7**(5).
- MIVART SG. 1882. On the Classification and Distribution of the Aeluroidea. *Proceedings of the Zoological Society, London*, 135–208.
- NOWAK RM. 1999. *Mammals of the World. Volume 1*. Johns Hopkins University Press, Baltimore.
- NOWAK RM UND PARADISO JL. 1983. *Walker's Carnivores of the World*. Johns Hopkins University Press, Baltimore.
- NYLAND TG UND MATTOON JS. 1995. *Veterinary Diagnostic Ultrasound*. WB Saunders Company, Philadelphia.
- OWEN R. 1868. *Anatomy of Vertebrates, Vol. 3: Mammals*. Longmans, Green and Co., London.

- POCOCK RI. 1916a. The Alisphenoid Canal in Civets and Hyaenas. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 442–445.
- POCOCK RI. 1916b. On the External Characters of the Mongooses (Mungotidae). *Proceedings of the Zoological Society of London*, 349–412.
- REYNOLDS, E S. 1963. The Use of Lead Citrate at High pH as an Electron-Opaque Stain in Electron Microscopy. *Journal of Cell Biology*, **17**, 208–212.
- SCHAFFER F. 1940. *Die Hautdrüsenorgane der Säugetiere mit Besonderer Berücksichtigung ihres Histologischen Aufbaues und Bemerkungen über die Proctodäaldrüsen*. Urban & Schwarzenberg, Berlin.
- SCHLIEMANN H. 1989. *Viverrids*. In: *Grzimek's Encyclopedia of Mammals, Vol 3*. McGraw-Hill, New York.
- SCHMITT DL UND HILDEBRANDT TB. 1998. Manual Collection and Characterization of Semen from Asian Elephants (*Elephas maximus*). *Journal of Animal Reproduction Science*, **53**, 309–314.
- SCHNEIDERS A. 2005. *Ejakulatgewinnung und Ejakulatanalyse bei Krallenaffen (Calitrichidae; Platyrrhini; Primates)*. Dissertation, Justus-Liebig-Universität, Gießen.
- SEAGER SWJ. 1976. *Electroejaculation of Cats (Domestic and Captive Wild Felidae)*. In: *Applied Electronics for Veterinary Medicine*. Charles C. Thomas, Springfield, Illinois.
- SIMPSON GG. 1945. The Principles of the Classification and a Classification of Mammals. *Bulletin of the American Museum of Natural History*, **85**, 1–350.
- SIMPSON GG. 1952. Probabilities of Dispersal in Geologic Time. *Bulletin of the American Museum of Natural History*, **99**, 163–176.
- SONGSASEN N, RODDEN M, BROWN JL UND WILDT DE. 2004. Patterns of Fecal Gonadal Hormone Metabolites in the Maned Wolf (*Crysocyon brachyurus*). *Journal of Reproduction and Fertility, Supplement*, **57**, 1742–1749.
- THONGTIP N, SAIKHUN J, MAHASAWANGKUL S, KORNKAEWRAT K, PONGSOPAVIJITR P, SONGSASEN N UND PINYOPUMMIN A. 2008. Potential Factors Affecting Semen Quality in the Asian Elephant (*Elephas maximus*). *Reproductive Biology and Endocrinology*, **6**(9).

- TOSHIMORI K UND ITO C. 2003. Formation and Organization of the Mammalian Sperm Head. *Archives of Histology and Cytology*, **66**(5), 383–396.
- TURNER HN. 1848. Observations Relating to Some of the Foramina at the Base of the Skull in Mammalia and on the Classifications of the Order Carnivora. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 63–88.
- VERON G. 1995. La Position Systematique de *Cryptoprocta ferox* (Carnivora). Analyse Cladistique des Caracteres Morphologiques de Carnivores Aeluroidea Actuels et Fossiles.[The phylogenetic Position of *Cryptoprocta ferox* (Carnivora). Cladistic Analysis of Morphological Characters for Living and Fossil Aeluroidea Carnivores.]. *Mammalia*, **59**(4), 551–582.
- VOGLER BR, GOERITZ F, HILDEBRANDT TB UND DEHNHARD M. 2007. *Gender Specific Expression of Volatiles in Captive Fossas (Cryptoprocta ferox) During the Mating Season*. In: *Chemical Signals in Vertebrates 11*. Springer, New York. Pages 161–168.
- VON BERTALANFFY L. 1960. *Principles and Theory of Growth*. In: *Fundamental Aspects of Normal and Malignant Growth*. Elsevier, Amsterdam - London - New York - Princeton. Pages 137–259.
- VOSSELER J. 1929. Beitrag zur Kenntnis der Fossa (*Cryptoprocta ferox* Benn.) und ihrer Fortpflanzung. *Der Zoologische Garten*, **2**, 1–9.
- WATSON PF. 1978. A Review of Techniques of Semen Collection in Mammals. *Symposia of the Zoological Society of London*, **43**, 97–126.
- WEITZE KF. 2001. *Spermatologische Untersuchung*. In: *Veterinärmedizinische Andrologie - Physiologie und Pathologie der Fortpflanzung bei Männlichen Tieren*. Schattauer Verlag, Stuttgart.
- WEMMER C UND WOZENCRAFT WC. 2001. *Civets, Genets and Mongooses*. In: *The New Encyclopaedia of Mammals*. Oxford University Press, Oxford.
- WIESNER E UND RIBBECK R. 1999. *Lexikon der Veterinärmedizin, 4. Auflage*. Schattauer Verlag.
- WILDT DE, BAAS EJ, CHAKRABORTY PK, WOLFLE TL UND STEWARD AP. 1992. Influence of Inbreeding on Reproductive Performance, Ejaculate Quality and Testicular Volume in the Dog. *Theriogenology (USA)*, **17**, 445–452.

- WILDT DE, HOWARD J UND BROWN J. 2001. *Role of Reproductive Sciences in Carnivore Conservation*. In: *Conservation Biology 5: Carnivore Conservation*. Cambridge University Press. Pages 359–371.
- WINKLER A. 2002. *Fossa (Cryptoprocta ferox)*. *International Studbook*.
- WINKLER A. 2003. Neueste Erkenntnisse zur Biologie, Haltung und Zucht der Fossa (*Cryptoprocta ferox*). *Der Zoologische Garten*, **73**, 296–311.
- WOZENCRAFT W. 1989. *The Phylogeny of the Recent Carnivora*. In: *Carnivore Behavior, Ecology and Evolution*. Cornell University Press, Ithaca.
- YODER A UND FLYNN J. 2003. *Origin of Malagasy Carnivora*. In: *The Natural History of Madagascar*. University of Chicago Press.
- YODER A, BURNS M, ZEHR S, DELEFOSSE T, VERON G, GOODMAN S UND FLYNN J. 2003. Single Origin of Malagasy Carnivora from an African Ancestor. *Nature*, **421**, 734–737.

# Tabellen

3.1	Auflistung der untersuchten männlichen Fossas . . . . .	28
3.2	Auflistung der untersuchten weiblichen Fossas . . . . .	29
3.3	Wirkstoffkombination bei Distanzimmobilisation . . . . .	32
3.4	Wirkstoffkombination bei manueller Applikation . . . . .	33
3.5	Anzahl der auf Hormonmetabolitgehalt untersuchten Kotproben . . . . .	39
4.1	Werte der externen Längenmaße und der Körpermasse . . . . .	51
4.2	Werte der männchenspezifischen externen Maße bei der adulten Fossa .	56
4.3	Korrelation von Alter, Länge des <i>Os penis</i> und Hodenvolumen . . . . .	58
4.4	Sonomorphometrische Werte der männlichen Geschlechtsorgane und -drüsen	64
4.5	Sonomorphometrische Werte der weiblichen Geschlechtsorgane . . . . .	71
4.6	Sexualsteroid-Gehalt im Blutserum männlicher und weiblicher Fossas .	74
4.7	DHT-Konzentrationen im Kot männlicher Fossas . . . . .	75
4.8	5 $\alpha$ -P-Konzentration im Kot weiblicher Fossas . . . . .	76
4.9	Elektroejakulationen je Tier und Untersuchungszeitpunkt . . . . .	79
4.10	Auswertung der klassischen Spermaparameter . . . . .	81
4.11	Einteilung der fünf Kopfkappen-Typen nach Zustand des Akrosoms . .	82
4.12	Einteilung der Fossaspermien nach Kopfmorphologie, Geißelmorphologie und dem Vorkommen von Plasmotropfen . . . . .	82
4.13	Prozentuale Anteile der fünf Kopfkappen-Typen in Ejakulaten aus PZ und NPZ . . . . .	83

4.14	Prozentuales Vorkommen von Spermien nach Kopfmorphologie, Schwanzmorphologie und Vorkommen von Plasmotropfen . . . . .	85
4.15	Maße des Fossaspermienkopfes aus lichtmikroskopischen Messungen . .	86
4.16	Medianer Durchmesser der verschiedenen Schwanzsegmente . . . . .	94
4.17	Gehalt geschlechtsspezifischer Substanzen in Haaren der Schwanzregion	100
5.1	Längenmaße von Spermien verschiedener Carnivora-Spezies . . . . .	109
5.2	Übersicht über den Reproduktionsstatus männlicher Fossas . . . . .	123
5.3	Übersicht über den Reproduktionsstatus weiblicher Fossas . . . . .	125
B.1	Übersicht über die erfolgten Untersuchungen . . . . .	VIII
B.2	Externe Morphometrie der männlichen Fossa, Teil 1 . . . . .	IX
B.3	Externe Morphometrie der männlichen Fossa, Teil 2 . . . . .	X
B.4	Werte zur externen Morphometrie der weiblichen Fossa . . . . .	XI
B.5	Sonographische Morphometrie der männlichen Fossa: rechter Hoden . .	XII
B.6	Sonographische Morphometrie der männlichen Fossa: linker Hoden . . .	XIII
B.7	Sonographische Morphometrie der männlichen Fossa: Prostata und Praeskrotaldrüse . . . . .	XIV
B.8	Sonographische Morphometrie der weiblichen Fossa, Teil 1 . . . . .	XV
B.9	Sonographische Morphometrie der weiblichen Fossa, Teil 2 . . . . .	XVI
B.10	Messwerte der Steroidhormone im Blutserum . . . . .	XVII
B.11	Dihydrotestosteron-Werte im Kot: M1, M2, M6 . . . . .	XVIII
B.12	Dihydrotestosteron-Werte im Kot: M8, M15 . . . . .	XIX
B.13	5 $\alpha$ -P-Werte im Kot: F6, F8, F9 . . . . .	XX
B.14	5 $\alpha$ -P-Werte im Kot: F10, F14 . . . . .	XXI
B.15	Angaben zu den klassischen Spermametern . . . . .	XXII
B.16	Prozentuales Vorkommen von Spermien nach Kopfmorphologie, Schwanzmorphologie und Vorkommen von Plasmotropfen: PZ . . . . .	XXIII



---

B.17 Prozentuales Vorkommen von Spermien nach Kopfmorphologie, Schwanzmorphologie und Vorkommen von Plasmatrophen: NPZ . . . . .	XXIV
B.18 Messungen am Fossaspermienkopf: PZ . . . . .	XXV
B.19 Messungen am Fossaspermienkopf: NPZ . . . . .	XXVI
B.20 Messungen der Spermischwanzlänge: PZ . . . . .	XXVII
B.21 Messungen der Spermischwanzlänge: NPZ . . . . .	XXVIII

# Abbildungen

2.1	Trächtige weibliche Fossa im Zoo von Omaha, Januar 2008 . . . . .	12
2.2	Stammbaum von <i>C. ferox</i> nach Yoder <i>et al.</i> (2003) . . . . .	14
2.3	Verbreitungsgebiet der Fossa in Madagaskar . . . . .	15
2.4	Schwund der Regenwaldgebiete Madagaskars . . . . .	15
3.1	Zeitlicher Ablauf der Fossauntersuchung . . . . .	23
3.2	Applikation der Anästhetika . . . . .	31
3.3	Gemessene externe morphologische Strukturen . . . . .	34
3.4	Rektalsonde für die Elektroejakulation . . . . .	41
3.5	Elektrostimulation bei der Fossa . . . . .	41
3.6	Spermien-Morphometrie: lichtmikroskopisch erfassbare Strukturen . . . . .	44
3.7	Spermien-Morphometrie: rasterelektronenmikroskopisch erfassbare Strukturen . . . . .	45
3.8	Ultradünnschnittebenen durch das Fossa-Spermium . . . . .	45
3.9	Topographische Übersicht beprobter Haarregionen, Duftstoffanalyse . . . . .	47
4.1	Boxplots: externe Morphometrie männlicher und weiblicher Fossas . . . . .	52
4.2	Topographische Lage der externen männlichen Geschlechtsorgane . . . . .	53
4.3	<i>Glandula praescrotalis</i> . . . . .	53
4.4	Verschmutzter <i>Penis</i> . . . . .	53
4.5	Darstellung des Fossapenis . . . . .	55

---

4.6	Korrelation zwischen dem Alter und der Länge des <i>Os penis</i> bzw. dem Alter und dem Hodenvolumen . . . . .	57
4.7	Topographische Lage der externen weiblichen Geschlechtsorgane . . . . .	59
4.8	Strukturen innerhalb der <i>Vulva</i> . . . . .	59
4.9	Schema der topographischen Lage der Geschlechtsorgane und -drüsen bei der männlichen Fossa . . . . .	60
4.10	Schema der topographischen Lage der Geschlechtsorgane und -drüsen bei der weiblichen Fossa . . . . .	61
4.11	Sonogramme und Schemata von Hoden und Nebenhoden . . . . .	62
4.12	Sonogramme und Schemata der Prostata und Praeskrotaldrüse . . . . .	63
4.13	Boxplots zur Morphometrie interner männlicher Geschlechtsorgane zur PZ und NPZ, Teil 1 . . . . .	65
4.14	Boxplots zur Morphometrie interner männlicher Geschlechtsorgane zur PZ und NPZ, Teil 2 . . . . .	66
4.15	Streudiagramm zur vergleichenden Darstellung der durch externe Morphometrie und Sonographie ermittelten Hodenmesswerte . . . . .	67
4.16	Schema und Sonogramme der <i>Cervix uteri</i> . . . . .	68
4.17	Sonogramme des Ovars . . . . .	68
4.18	Sonogramme und Schema des <i>Os clitoris</i> . . . . .	69
4.19	Korrelation zwischen der Länge des <i>Os clitoris</i> und dem Alter . . . . .	69
4.20	Boxplots zur Morphometrie interner weiblicher Geschlechtsorgane zur PZ und NPZ . . . . .	70
4.21	Individuelle Serumhormonwerte in PZ und NPZ . . . . .	73
4.22	Jahresverlauf der DHT-Konzentration im Kot männlicher Fossas . . . . .	75
4.23	Jahresverlauf der $5\alpha$ -P-Konzentration im Kot einer trächtigen Fossa . . . . .	76
4.24	Jahresverlauf der $5\alpha$ -P-Konzentration im Kot nicht-trächtiger Fossas . . . . .	77
4.25	Schema der fünf Erscheinungsformen der Fossa-Spermien . . . . .	82
4.26	Boxplot: Häufigkeitsverteilung der Kopfkappen-Typen in PZ und NPZ . . . . .	84

---

4.27	Liniendiagramme: saisonale Unterschiede in der Spermenschwanzlänge	88
4.28	Skizze zur TEM-Darstellung eines Typ 1 Spermienkopfes, Sagittalschnitt	89
4.29	TEM-Aufnahme eines Fossaspermienkopfes im Bereich des Äquatorialsegmentes, Sagittalschnitt . . . . .	90
4.30	Ausprägung der Plasmamembran des Fossaspermienkopfes, Sagittalschnitt	91
4.31	Vergleichende Darstellung der fünf verschiedenen Kopfkappentypen: TEM, SEM und Lichtmikroskopie . . . . .	92
4.32	TEM-Aufnahme des apikalen Kopfbereichs eines Fossaspermiums, Sagittalschnitt . . . . .	93
4.33	TEM Aufnahme des Halsbereiches eines Fossaspermienkopfes, Längsschnitt in der Frontalebene . . . . .	94
4.34	Transversale Ultradünnschnittebenen durch den Fossaspermenschwanz	95
4.35	Muster flüchtiger Substanzen aus Haaren verschiedener Körperregionen	97
4.36	Duftstoffmuster der Haare von der Schwanzunterseite . . . . .	98
4.37	Zusammensetzung der flüchtigen Substanzen des Analdrüsensekrets . .	99

# Abkürzungen

A-	erfolglose Anpaarung
A.	Akrosom
A+	erfolgreiche Anpaarung
aAk	anteriores Akrosom
äAM	äußere Akrosommembran
AF	Achsenfasern
$AL_{ges}$	gesamte Akrosomlänge
AS	akrosomales Kopfsegment
ÄS	Äquatorialesegment
AW	max. Breite des Akrosoms
BF	Begleitfasern
BP	Basalplatte
CCR	Center for Conservation and Research, Omaha, Nebraska, USA
DAAD	Deutscher Akademischer Austausch Dienst
DHT	Dihydrotestosteron
EE	Elektroejakulation
EEP	Europäisches Erhaltungszucht Programm
EIA	engl.: Enzyme Immuno Assay
FIL	Flagellum Länge (= Hauptstück + Endstück)
GC	Gaschromatographie
GCMS	Gaschromatographie-Massenspektrometrie
GesL	Gesamtlänge (der Spermien)
ggr.	geringgradig
griech.	griechisch
$\sqrt{HA}$	Wurzel aus der Fläche des Kopfes
Ha	Halssegment

---

HB	Kopfbasis
HFL	mittlere Hinterfußlänge
HL <sub>ges</sub>	gesamte Kopflänge
HPLC	engl.: High Performance Liquid Chromatography - Hochleistungs-Flüssigkeits-Chromatographie
HW1	Kopfbreite in Höhe des Äquatorialssegments
HW2	Kopfbreite in Höhe der Kernspitze
HWZ	biologische Halbwertszeit (der Hormone)
iAM	innere Akrosommembran
IG	Implantationsgrube
IgG	Immunglobulin G
IPM	Isopropyl Myristat
IZW	Leibniz Institut für Zoo- und Wildtierforschung, Berlin
k.A.	bisher keine Anpaarung
KCl	Kalium Chlorid
Ke	Kern
KeM	Kernmembran
KL	Kopflänge
KM	Körpermasse
Mio.	Millionen
MiS	Mitochondrienscheide
MS	Massenspektrometrie
MStL	Mittelstücklänge
n	Anzahl
n <sub>NPZ</sub>	Anzahl der gemessenen Tiere in der NPZ
n <sub>PZ</sub>	Anzahl der gemessenen Tiere in der PZ
n <sub>PZ+NPZ</sub>	Anzahl der Tiere, die innerhalb beider Saisons vermessen wurden („gepaarte Stichproben“)
n.b.	nicht bekannt
NHK	Nebenhodenkopf
NHS	Nebenhodenschwanz
n.s.	nicht signifikant
NPZ	Nicht-Paarungszeit
P4	Progesteron
pAk	posteriores Akrosom

---

---

pAS	postakrosomales Kopfsegment
PM	Plasmamembran
PNR	Perinukleärer Raum
pR	posteriorer Ring
PZ	Paarungszeit
pZ	proximales Zentriol
Quartile	Median (1. Quartil / 3. Quartil)
RT	Raumtemperatur
Rz	Retentionszeit
SEM	engl.: Scanning Electron Microscopy - Rasterelektronenmikroskopie
SL	Schwanzlänge
SpKL	Spermienkopflänge
SpSL	Spermienschwanzlänge
SSL	Scheitel-Steiß-Länge
StK	Streifenkörper
STR	engl.: Short Tandem Repeats
T	Testosteron
TEM	engl.: Trans Elektron Microscopy - Transelektronenmikroskopie
TIC	engl.: Total Ion Current/Chromatogram - Totalionenstrom/-chromatogramm
Vol	Volumen
vs.	versus
ZB-Nr.	Zuchtbuchnummer
–	Kap. 4.4.3.2: keine Elektroejakulation durchgeführt
–	Kap. 3.4: keine Untersuchung durchgeführt
∅	Durchmesser
(+)	trotz Elektroejakulation keine Ejakulatgewinnung möglich
*	Urinkontamination
*	Boxplot: Extremwerte (Werte weiter als 3 Boxlängen oberhalb des 3. bzw. 3 Boxlängen unterhalb des 1. Quartils)
o	Boxplot: Ausreißer (Werte zwischen 1,5 und 3 Boxlängen oberhalb des 3. bzw. unterhalb des 1. Quartils)
+	Kap. 3.4: Untersuchung durchgeführt

---

+ Kap. 4.4.3.2: Elektroejakulation erfolgreich durchgeführt  
5 $\alpha$ -P 5 $\alpha$ -pregnan-3 $\beta$ -ol-20-one



**Anhang A**

**Protokolle**

## A.1 Analyse der Hormone im Serum

**Probenmaterial:** Blutserum

**Methode:** Extraktion, ELISA

### (a) Extraktion

- 100  $\mu$ l Serum + 2ml Ether in Reagenzglas pipettieren
- 30 Min. schütteln lassen
- 10-15 Min. bei  $-80^{\circ}\text{C}$  ausfrieren
- Überstand („Etherphase“) in frisches Reagenzglas kippen und bis  $55^{\circ}\text{C}$  erwärmen
- Etherphase im Evaporator mit technischem Stickstoff bedampfen

T/ P4 E2

1. 400  $\mu$ l 100  $\mu$ l 100%iges Methanol zur Etherphase pipettieren und vortexen
2. 600  $\mu$ l 150  $\mu$ l Aqua dest. hinzufügen und vortexen
3. 20  $\mu$ l 40  $\mu$ l der Lösung auf die vorbereitete Mikrotitrationsplatte überführen

### (b) ELISA

- IgG aus Ziege/ Esel (Niederfinow) auf die einzelnen Reaktionseinheiten der Platte verteilen (1. Antikörper)
- 100  $\mu$ l des 2. Antikörpers in jede Reaktionseinheit pipettieren
- je 100  $\mu$ l Probe und 100  $\mu$ l des Enzym-markierten Kunsthormons in die Reaktionseinheit pipettieren
- über Nacht auf Schüttler im Kühlschrank inkubieren
- mit kalter Tween80-Lösung waschen
- mit Tetramethylbenzidin färben
- 40 Min. schütteln
- Abstoppen der Reaktion mit 4N Schwefelsäure
- Messung der optischen Dichte (oD) bei  $\lambda$  450nm

#### Cave:

- bei Werten  $\geq 25$  pg / 20  $\mu$ l muss der ELISA nach einer Verdünnung des Extrakts wiederholt werden
- Umrechnung der pg/ 20  $\mu$ l (bei Estradiol pg/ 40  $\mu$ l) auf ng/ml

## A.2 Übersichtsfärbung nach Blottner

**Probenmaterial:** luftgetrocknete Ejakulatausstriche

**Methode:** Färbe- und Waschschrte

1. Gesättigte Kongorotlösung  
(einen Tropfen Zitronensäure zugeben) 2-3 Min.
2. Spülen mit Leitungswasser
3. 2%ige Gerbsäure 2-3 Min.
4. Spülen mit Leitungswasser
5. 3%ige Brillantkresylblau-Lösung 20-30 Sek.
6. spülen mit Leitungswasser
7. Lufttrocknen

Die genannten Zeiten gelten für die optimale Anfärbung der Präparate bei der Fossa. Sie sind tierartabhängig und müssen somit für den artübergreifenden Einsatz stets modifiziert werden.

### Verbrauchslösungen

**Kongorot** Es wird eine gesättigte Farblösung hergestellt. Diese wird mindestens 24 Stunden stehengelassen und dann nachverdünnt (ca. 100ml Farblösung + 5ml Aqua dest.). Die verdünnte Lösung ist im Kühlschrank max. 6 Monate haltbar, sofern sie nicht verunreinigt wurde (Pilze, Ablagerungen). Sollte die angesetzte Lösung während dieser Zeit an Volumen verlieren, kann dieses durch Auffüllen mit der unverdünnten Farblösung ausgeglichen werden.

**Tannic acid (Gerbsäure)** Diese Chemikalie ist im Handel als Pulver erhältlich. Benötigt wird hier eine 3%ige Lösung, welche durch eine Lösung des Pulvers in Aqua dest. erzielt wird.

**Blillant Cresyl Blue (wässrig)**

### A.3 Probenaufbereitung: Rasterelektronenmikroskopie (SEM)

**Probenmaterial:** Sperma in Glutaraldehyd

**Methode:** Rastereinbettung (alles bei 4°C)

1. Spülen mit Phosphatpuffer 3x5 Min.
2. Nachfixierung mit 1% Osmiumtetroxyd 30 Min.
3. Spülen mit Phosphatpuffer 3x5 Min.
4. Entwässerung über eine aufsteigende Alkoholreihe:  
35% Alkohol 20 Min.  
70% Alkohol 20 Min.  
85% Alkohol 20 Min.  
96% Alkohol 20 Min.  
abs. Alkohol 20 Min.
5. Trocknung mit Hexamethyldisilazane (HMDS) 10 Min.
6. Lufttrocknung 30 Min.

#### Bestücken des SEM und Beurteilung der Probe

- Montieren der Gewebstücke auf Probenteller mit Lighttabs-Klebefolie (beides: Plano, Wetzlar, Deutschland)
- Besputtern mit Goldpalladium (Sputter Coater Emitech K 550, Emitech, Taunusstein-Neuhof, Deutschland)
- Beurteilung der Proben bei 15 kV im SEM 940 A Zeiss (Fa. Zeiss, Oberkochen, Deutschland)

#### Verbrauchslösungen

Ethanol (35, 70, 85, 96%ig, absolut)	Natronlauge
3%iges Glutaraldehyd (4°C) (AGAR)	Osmiumtetroxyd
Goldpalladium	Paraformaldehyd PBS
Hexamethyldisilazane	

## A.4 Probenaufbereitung: Transmissionselektronenmikroskopie (TEM)

**Probenmaterial:** Sperma in Glutaraldehyd

**Methode:** Eponeinbettung

- |                                      |            |
|--------------------------------------|------------|
| 1. Gewebezerkleinerung               |            |
| Kantenlänge 1,0 mm                   |            |
| 2. Fixierung und Auswaschung         |            |
| 3% Glutaraldehyd (4°C)               | 1h 30 min  |
| Auswaschen mit PBS pH 7,2 (4°C)      | 3 x 15 min |
| 1% Osmiumtetroxid (4°C)              | 1h 30 min. |
| Auswaschen mit PBS pH 7,2            | 3 x 15 min |
| 3. Entwässerung                      |            |
| Ethanol 30%                          | 15 min     |
| Ethanol 50%                          | 15 min     |
| Ethanol 70%                          | 2x15 min   |
| Ethanol 96%                          | 2x15 min   |
| abs. Ethanol                         | 3x20 min   |
| Propylenoxid                         | 2x7,5 min  |
| 4. Durchdringung                     |            |
| Propylenoxid / Propylengemisch (1:1) | 45 min     |
| EPON 812                             | 1 h        |
| Einbringen in die Gussformen         |            |
| absinken in die Gussformen           | 10 min     |
| 5. Polymerisation                    |            |
| über Nacht 60°C                      |            |

### Bestücken des TEM und Beurteilung der Probe

- Anfertigung von Ultradünnschnitten mittels Ultramicrotom (Ultracut, Reichert-Jung, Wien, Österreich)
- Kontrastierung Uranylacetat und Bleicitrat nach Reynolds (1963)
- Begutachtung der Schnitte am Transelektronenmikroskop (Zeiss 902A, Oberkochen, Deutschland)

**Verbrauchslösungen**

3%iges Glutaraldehyd (4°C) (AGAR)	Propylenoxid / Propylengemisch (1:1)
PBS-Puffer pH 7,2 (4°C)	EPON 812 (Serva)
1%iges Osmiumtetroxid (4°C) (Serva)	Uranylacetat
Ethanol (30, 50, 70, 95%ig, absolut)	Bleicitrat nach Reynolds (1963)
Propylenoxid (Merck)	

# Anhang B

## Tabellenanhang

Der Tabellenanhang beinhaltet die zu den Auswertungen herangezogenen Rohdaten. Die Daten der GCMS-Analyse wurden nicht in den Tabellenanhang aufgenommen, da diese zu umfangreich sind. Sollte Einsicht in die Daten gewünscht werden, so können diese beim Verfasser dieser Arbeit angefordert werden.

Tab. B.1: Übersicht über die erfolgten Untersuchungen: Alter in Monaten des Tieres („Tier“) zum Zeitpunkt der Untersuchung („Datum“); der Saison (PZ/NPZ) wurde das Untersuchungskürzel („US“) mit den Parametern a-d zugeordnet (z.B. Untersuchung zur PZ 2004 = „a“)

Tier	Datum	Alter	Saison	US	ID	Datum	Alter	Saison	US
M1	13.04.2004	70	PZ	a	F1	13.04.2004	165	PZ	a
M1	18.10.2004	76	NPZ	b	F1	18.10.2004	171	NPZ	b
M1	12.04.2005	82	PZ	c	F1	12.04.2005	177	PZ	c
M2	15.04.2004	70	PZ	a	F2	15.04.2004	154	PZ	a
M3	04.05.2004	22	PZ	a	F3	21.04.2004	70	PZ	a
M4	04.05.2004	22	PZ	a	F3	23.05.2005	83	PZ	c
M4	04.05.2005	34	PZ	c	F3	18.10.2005	88	NPZ	d
M4	28.09.2005	38	NPZ	d	F4	07.09.2004	63	NPZ	b
M5	04.05.2004	22	PZ	a	F5	07.09.2004	170	NPZ	b
M5	04.05.2005	34	PZ	c	F6	09.09.2004	74	NPZ	b
M5	28.09.2005	38	NPZ	d	F6	19.05.2005	82	PZ	c
M6	19.05.2004	71	PZ	a	F6	30.09.2005	86	NPZ	d
M6	23.05.2005	83	PZ	c	F7	10.09.2004	123	NPZ	b
M6	18.10.2005	88	NPZ	d	F8	28.10.2004	100	NPZ	b
M7	07.09.2004	111	NPZ	b	F8	19.05.2005	107	PZ	c
M8	09.09.2004	87	NPZ	b	F8	13.10.2005	112	NPZ	d
M8	19.05.2005	95	PZ	c	F9	28.10.2004	112	NPZ	b
M8	30.09.2005	99	NPZ	d	F9	19.05.2005	119	PZ	c
M9	10.09.2004	121	NPZ	b	F9	13.10.2005	124	NPZ	d
M9	18.05.2005	129	PZ	c	F10	28.10.2004	76	NPZ	b
M10	28.10.2004	52	NPZ	b	F11	28.10.2004	27	NPZ	b
M10	19.05.2005	59	PZ	c	F11	19.05.2005	34	PZ	c
M10	13.10.2005	64	NPZ	d	F11	13.10.2005	39	NPZ	d
M11	28.10.2004	112	NPZ	b	F12	28.10.2004	27	NPZ	b
M11	19.05.2005	119	PZ	c	F12	19.05.2005	34	PZ	c
M11	13.10.2005	124	NPZ	d	F12	13.10.2005	39	NPZ	d
M12	28.10.2004	100	NPZ	b	F13	28.10.2004	148	NPZ	b
M12	19.05.2005	107	PZ	c	F13	19.05.2005	155	PZ	c
M12	13.10.2005	112	NPZ	d	F14	04.05.2005	95	PZ	c
M13	28.10.2004	112	NPZ	b	F14	30.10.2005	100	NPZ	d
M13	19.05.2005	119	PZ	c	F15	02.11.2005	135	NPZ	d
M13	13.10.2005	127	NPZ	d					
M14	28.10.2004	160	NPZ	b					
M14	19.05.2005	167	PZ	c					
M14	13.10.2005	172	NPZ	d					
M15	04.05.2005	70	PZ	c					
M15	30.10.2005	75	NPZ	d					
M16	02.11.2005	137	NPZ	d					



Tab. B.2: Werte zur externen Morphometrie bei der männlichen Fossa; Angaben in cm mit Ausnahme von KM in kg und der Länge des *Os penis* in mm (Teil 1: Körpermaße und Länge des *Os penis*)

Tier	US	KM	HL	SSL	SL	li HFL	re HFL	<i>Os penis</i>
M1	a	10,5	11,5	72,0	71,0	15,0	15,0	70,0
M1	b	9	16,5	68,0	74,0	13,5	13,5	77,2
M1	c	9,5	16,0	69,0	75,0	14,0	14,0	
M2	a	9,5		60,5				
M3	a	6,0	13,0	57,0	69,5	13,0	13,0	45,0
M4	a	6,0	14,5	56,0	76,0	13,5	13,5	
M4	c			63,0	44,0	13,0	13,0	64,0
M4	d	6,0	16,0	65,5	46,0	13,0	13,5	
M5	a	8,0	14,0	64,0	73,0	13,0	13,0	
M5	c	6,7	15,0	62,0	63,0	13,5	14,0	59,5
M5	d	7,8	16,0	62,5	64,0	13,5	14,0	61,2
M6	a		17,5	69,0	54,0	14,0	13,0	71,0
M6	c	9,5	17,5	62,0	54,0	15,0	15,5	80,0
M6	d		17,0	69,5	53,0	14,0	13,5	75,0
M7	b		17,0	67,0	74,0	15,5	15,5	90,0
M8	b	12,5	16,0	67,0	77,0	13,5	14,0	87,8
M8	c	14,0	17,0	68,0	73,0	15,5	15,0	75,0
M8	d	13,2						86,2
M9	b	11,4	18,0	67,0	73,0	15,0	15,5	77,3
M9	c			67,0	73,0	15,0		77,2
M10	b	9,7	17,5	68,5	79,0	14,0	14,5	71,0
M10	c	12,0	17,5	64,0	79,0	15,5	15,5	71,5
M10	d	10,8	17,5	73,5	80,0	14,5	14,0	73,5
M11	b	9,6	16,0	75,0	59,5	12,0	12,0	89,7
M11	c	8,6	16,0	65,0	63,0	13,5	13,5	84,0
M11	d	10,0	15,5	57,5	59,5	13,0	12,5	81,6
M12	b	9,8	18,0	65,0	65,5	14,0	14,0	81,5
M12	c	9,7	17,5	59,0	67,0	15,3	15,0	67,8
M12	d	11,0	17,5	64,5	64,0	13,5	14,0	77,0
M13	b	14,2	19,0	70,0	71,5	14,5	15,0	89,5
M13	c	12,6	18,5	67,0	74,0	16,0	16,0	74,2
M13	d	14,8	18,5	67,0	72,5	14,5	14,5	76,5
M14	b	10,6	17,5	65,5	72,0	14,0	13,5	85,0
M14	c	8,9	19,0	66,0	74,0	14,5	14,5	92,2
M14	d	10,6	17,0	67,5	72,5	14,5	13,5	78,4
M15	c	11,1	16,0	73,0	70,0	14,5	14,5	85,3
M15	d	9,3	16,5	67,0	70,5	14,5	14,0	72,7
M16	d	18,0	14,5	93,0	62,0	13,0	14,0	84,9

KM = Körpermasse; KL = Kopflänge; SSL = Scheitel-Steiß-Länge; SL = Schwanzlänge; re HFL = Hinterfußlänge, rechts; li HFL = Hinterfußlänge, links

Tab. B.3: Werte zur externen Morphometrie bei der männlichen Fossa; Angaben in mm (Teil 2: Hodenmaße)

Tier	US	rechter Hoden			linker Hoden			<i>Scrotum</i>
		1.	2.	3.	1.	2.	3.	
M1	a	27,2	29,2	40,7	25,3	28,3	43,3	0,3
M1	b	25,8	27,9	44,9	23,0	25,4	35,4	0,3
M1	c	26,5	27,5	39,2	28,6	29,0	37,2	3,7
M2	a							0,2
M3	a	15,5	16,5	24,0	14,0	15,0	20,0	0,3
M4	a	16,5	17,0	27,0	16,0	19,0	28,5	0,3
M4	c	21,2	21,9	32,7	20,1	22,0	33,3	2,3
M4	d	20,2	20,4	30,4	21,8	19,8	29,9	2,3
M5	a	17,0	18,0	26,0	16,0	18,0	27,5	0,2
M5	c	21,0	21,9	31,1	21,0	21,9	31,1	1,6
M5	d	19,0	20,3	30,2	18,8	19,6	30,1	2,3
M6	a				25,3	26,7	39,7	0,3
M6	c				28,0	29,5	43,2	2,6
M6	d				25,0	26,0	37,0	4,2
M7	b	26,9	29,8	34,6	26,4	26,6	33,2	0,5
M8	b	21,6	27,3	30,4	25,2	25,7	29,3	0,2
M8	c	26,5	23,8	32,7	30,4	26,6	36,4	2,7
M8	d	23,3	21,8	35,9	24,7	22,7	33,6	3,2
M9	b				25,2	29,7	36,1	0,3
M9	c				27,1	33,5	41,0	2,5
M10	b							
M10	c	21,9	26,0	39,2	23,0	24,8	36,5	2,2
M10	d	19,8	20,3	32,8	22,5	21,7	31,8	2,5
M11	b	22,0	25,0	36,0	21,0	22,0	34,0	0,3
M11	c	22,0	24,9	37,1	23,0	27,2	34,2	2,5
M11	d	20,1	23,9	33,7	21,6	21,5	29,9	2,6
M12	b	22,5	25,0	34,0	23,0	24,5	36,0	0,2
M12	c	22,3	25,7	37,0	23,7	26,8	36,9	2,2
M12	d	21,0	23,5	34,3	21,6	21,7	32,5	2,6
M13	b							
M13	c	21,6	20,3	35,3	26,2	28,4	36,5	2,1
M13	d	18,9	22,5	31,5	24,5	26,7	35,9	2,7
M14	b	23,0	27,5	32,0	27,0	27,0	37,0	0,3
M14	c	25,6	31,2	35,9	26,2	30,5	36,5	2,1
M14	d	21,4	26,6	33,9	23,8	25,5	34,2	2,4
M15	c	22,2	21,2	34,2	23,2	23,1	32,4	2,8
M15	d	22,8	21,2	32,1	23,9	21,1	29,5	2,3
M16	d	19,6	19,9	25,4	27,0	24,6	35,1	3,0

1., 2., 3. = Messung von Breite, Höhe und Länge des Hodens

Tab. B.4: Werte zur externen Morphometrie bei der weiblichen Fossa; Angaben in cm mit Ausnahme der KM (kg)

Tier	US	KM	HL	SSL	SL	li HFL	re HFL	Clit-St
F1	a	8,0	10,0	73,0	64,0	13,5	13,5	-
F1	b	8,0	16,0	62,0	65,0	14,0	14,0	-
F1	c	9,8	16,0	63,0	65,0	14,0	13,5	-
F2	a		9,0	65,0	58,0	13,0	13,0	
F3	a		14,0	68,0		14,0	14,0	-
F3	c	8,5	16,5	68,5		14,0	14,0	-
F3	d		16,5	69,0		14,0	14,5	+
F4	b		13,5	59,5	65,0	13,0	13,0	-
F5	b		16,0	61,0	62,0	13,5	13,5	-
F6	b	9,5	16,0	59,0	69,0	13,5	14,0	+
F6	c	9,4	17,0	59,0	70,0	15,0	15,0	+
F6	d	9,1						+
F7	b		16,5	62,0	70,0	14,5	14,5	-
F8	b	7,0	16,0	61,0	61,5	12,5	12,5	-
F8	c		16,0	60,0	62,0	14,0	14,0	-
F8	d	8,2	16,0	63,0	63,0	13,0	13,0	
F9	b	7,4	16,0	61,0	69,0	13,0	13,0	-
F9	c	7,8	16,0	57,0	70,0	14,0	14,0	-
F9	d	8,2	16,0	64,0	70,0	13,0	13,0	-
F10	b	6,2	14,5		60,0	12,0	12,0	-
F11	b	6,8	13,5	55,5	62,5	12,5	12,5	-
F11	c	6,0	16,0	57,0	63,0	13,5	13,5	-
F11	d	6,8	15,0	60,0	63,0	12,5	12,5	
F12	b	6,0	14,0	57,0	70,0	13,0	13,0	-
F12	c	5,9	13,0	56,0	72,0	13,0	13,0	+
F12	d				68,5	12,5	12,0	
F13	b	6,8	14,0	56,0	62,0	12,0	12,0	-
F13	c	7,1	15,5	57,0	64,0	13,5	13,5	-
F14	c	7,7	16,0	62,0	74,5	13,0	13,0	-
F14	d	7,2	15,5	65,0	68,0	13,0	13,0	-
F15	d	8,3	16,0	79,0	59,0	13,0	12,5	-

KM = Körpermasse; KL = Kopflänge; SSL = Scheitel-Steiß-Länge; SL = Schwanzlänge;  
 re HFL = Hinterfußlänge, rechts; li HFL = Hinterfußlänge, links; Clit-St = Clitorisstacheln;  
 + = vorhanden; - = fehlt

Tab. B.5: Werte zur sonographische Morphometrie der männlichen Fossa; Angaben in mm (Teil 1: rechter Hoden)

Tier	US	Testis $\emptyset$	Rete $\emptyset$	caput 1	caput 2	caud 1	cauda 2	Corpus $\emptyset$
M1	a							
M1	b	18,35	0,98					
M2	a							
M3	a							
M4	a							
M4	c	19,41	1,41	9,87	4,40	10,20	8,37	1,21
M4	d	16,56	1,61	8,01	3,61	10,82	5,22	
M5	a							
M5	c	20,68	1,11	7,91	5,12	10,04	7,53	0,68
M5	d	16,83	1,91	7,81	4,45	11,15	5,41	1,03
M6	a	22,77		8,47	6,21	10,60	7,73	1,55
M6	c	22,62	0,95	8,52	4,52	14,08	5,52	0,51
M6	d	20,94	0,92	8,51	5,31	12,97	6,28	0,93
M7	b							
M8	b	19,31	0,93	10,49	5,44	10,53	6,98	
M8	c	21,76	1,63	10,59	5,78	11,46	6,05	1,73
M8	d	16,22	1,11	8,21	4,21	11,59	7,17	1,21
M9	b							
M9	c							
M10	b	14,69	1,04	5,78	1,90	8,26	4,51	
M10	c	19,60	1,79	9,84	4,96	11,16	7,63	0,56
M10	d	17,96	0,52	7,38	3,96	10,22	5,05	0,52
M11	b	19,40		9,14	3,60	9,61	6,57	
M11	c	20,26	1,29	10,62	4,79	14,73	8,71	0,70
M11	d	17,27	0,94	8,77	5,14	11,96	9,10	1,04
M12	b	17,41	1,07	8,02	4,17	7,80	4,86	
M12	c	19,76	0,82	10,78	4,53	11,94	7,01	0,65
M12	d	17,69	0,95	9,57	4,59	9,70	7,23	0,69
M13	b	16,56	0,95	8,40	4,55	6,69	5,05	
M13	c	22,93	1,05	11,98	5,69	15,70	7,70	0,69
M13	d	19,43	1,70	10,82	6,28	11,70	7,37	0,59
M14	b	26,60	0,95	8,21	4,76	9,95	6,05	
M14	c	24,05	1,12	11,79	5,28	13,98	7,18	1,21
M14	d	21,72	0,79	9,21	5,30	10,23	5,69	1,30
M15	c	19,05	1,29	9,29	3,62	10,12	6,95	0,87
M15	d	16,47	1,38	10,95	4,40	8,73	6,92	1,13

Testis $\emptyset$ , Rete $\emptyset$ , Corpus $\emptyset$  = Durchmesser des Hodens, des Rete testis bzw. des Corpus epididymidis;  
 Caput 1 und Caput 2 bzw. Cauda 1 und Cauda 2 = Höhe und Länge von Caput bzw. Corpus epididymidis

Tab. B.6: Werte zur sonographische Morphometrie der männlichen Fossa; Angaben in mm (Teil 2: linker Hoden)

Tier	US	Testis $\varnothing$	Rete $\varnothing$	caput 1	caput 2	caud 1	cauda 2	Corpus $\varnothing$
M1	a							
M1	b	17,91	1,22	9,58	5,44	8,90	6,27	
M2	a							
M3	a	11,61		3,56	7,30	7,20	7,34	
M4	a	13,21		6,07	3,27	8,54	5,96	
M4	c	16,82	1,21	9,78	3,57	10,04	5,75	1,20
M4	d	18,65	1,12	7,45	4,39	12,14	6,63	1,12
M5	a							
M5	c	18,02	1,38	7,92	5,53	9,84	5,84	0,60
M5	d	18,20	1,57	6,97	3,60	11,52	5,05	0,98
M6	a							
M6	c							
M6	d							
M7	b							
M8	b	21,84	0,94	8,03	4,00	11,46	8,73	
M8	c	21,72	0,98	9,42	3,08	12,37	5,31	1,04
M8	d	17,00	0,97	9,89	4,45	10,26	6,36	0,95
M9	b	20,24	0,80	9,62	4,85	8,17	6,52	
M9	c	22,93	1,21	15,79	6,31	12,63	6,80	1,03
M10	b	16,79	1,11	8,44	3,90	11,69	7,66	
M10	c	18,54	1,14	7,09	3,88	12,13	7,29	0,98
M10	d	14,20	1,05	7,40	3,80	9,71	5,62	0,60
M11	b	17,59		8,75	3,63			
M11	c	18,80	1,55	9,80	5,43	15,02	8,14	0,78
M11	d	18,28	0,78	9,84	4,55	10,97	8,86	0,87
M12	b	18,22	0,75	8,97	5,05	8,60	7,42	
M12	c	19,11	0,98	8,97	4,35	10,78	7,91	0,56
M12	d	17,62	1,59	9,29	4,90	10,57	7,11	1,03
M13	b	22,32	0,84	9,02	4,20	8,32	5,26	
M13	c	15,87	1,12	8,87	5,86	12,87	8,71	
M13	d	14,33	0,91	8,95	4,81	11,52	6,88	0,80
M14	b	24,70	0,60	8,15	4,02			
M14	c	25,17	1,76	11,63	5,50	11,22	7,79	1,03
M14	d	19,39	1,17	7,80	5,35	8,60	5,32	0,68
M15	c	18,89	1,30	10,53	3,66	11,32	7,71	0,69
M15	d	18,76	1,50	7,26	4,56	10,17	5,34	1,39

Testis $\varnothing$ , Rete $\varnothing$ , Corpus $\varnothing$  = Durchmesser des Hodens, des Rete testis bzw. des Corpus epididymidis;  
 Caput 1 und Caput 2 bzw. Cauda 1 und Cauda 2 = Höhe und Länge von Caput bzw. Corpus epididymidis

Tab. B.7: Werte zur sonographische Morphometrie der männlichen Fossa; Angaben in mm (Teil 3: Prostata und Praeskrotaldrüse)

Tier		<i>Lobus prostatae</i> 1		<i>Lobus prostatae</i> 2		Prost <sub>L</sub>	Prost <sub>Isthm</sub>	PSG <sub>quer</sub>	PSG <sub>hoch</sub>
		1.	2.	1.	2.				
M1	a	21,83	34,15				10,00		
M1	b	8,64	6,42	8,43	7,70		3,61	8,60	2,42
M2	a	37,43	20,41	36,96	20,32		9,80		
M3	a	8,48	6,49	7,19	6,56		3,55		
M4	a	8,97	11,95	9,91	10,76		4,73	8,20	5,46
M4	c	13,94	14,29	13,91	15,37	8,05		12,70	8,16
M4	d	13,42	10,69	13,20	10,75	26,75	4,73	11,98	7,59
M5	a	11,21	9,89	11,03	9,46		6,21	8,18	4,63
M5	c	17,38	15,47	16,06	13,01	31,64	10,48	13,03	4,23
M5	d	11,48	11,92	13,11	10,52	27,23	6,04	11,09	6,32
M6	a	24,67	12,21	20,07	14,91	34,18	11,96		
M6	c	19,45	17,94	21,24	20,12		15,18	9,61	5,98
M6	d	9,52	8,46	10,84	8,51	19,06	2,97		
M7	b								
M8	b		12,12			26,35		14,04	5,84
M8	c	17,74	16,92	15,06			7,88	9,22	5,47
M8	d	11,47	7,26	12,15	8,45	26,55	3,60	10,06	4,89
M9	b		10,34			21,89		8,44	3,87
M9	c	17,55							
M10	b		9,06			25,66			
M10	c	19,48		20,18			9,17	5,65	3,23
M10	d	9,95	6,71	10,41	9,60	24,19	3,71	7,88	5,40
M11	b	10,95	5,95	9,31	8,19	24,89	4,74		
M11	c	21,49		19,78			8,15		
M11	d	11,18	10,66	9,85	9,77	29,72	3,22	10,52	3,90
M12	b	7,36	8,64	8,62	5,87	21,47	3,45		
M12	c	17,98	13,13				10,36	14,07	5,17
M12	d	8,49	5,85	9,29	6,23	24,28	3,98	13,73	3,89
M13	b	10,49	5,54	10,04	6,94	26,64	3,29	9,20	4,46
M13	c	21,74	19,43	21,47	18,37		10,92	11,60	4,34
M13	d	9,95	8,56	12,15	5,95	24,86	3,73	14,11	3,76
M14	b	9,70	6,94	11,96	6,41	19,42	4,04	11,05	4,95
M14	c	23,68	19,54				12,42	12,70	2,99
M14	d					25,81		10,29	3,91
M15	c	17,01	16,90	17,14	17,05	34,10	7,82	15,23	4,60
M15	d	8,34	6,64	8,80	8,70	21,30	4,38	9,60	5,17

*Lobus prostatae* 1 und 2 = linker und rechter *Lobus prostatae* (Seitenzuordnung war nicht in allen Fällen eindeutig); 1. und 2. = Höhe und Breite des entsprechenden Lobus; Prost<sub>L</sub> = Länge eines *Lobus prostatae*; Prost<sub>Isthm</sub> = Höhe des *Isthmus prostatae*; PSG<sub>quer</sub>, PSG<sub>hoch</sub> = Querdurchmesser bzw. Höhe der Praeskrotaldrüse

Tab. B.8: Werte zur internen Morphometrie bei der weiblichen Fossa; Angaben in mm (Teil 1)

Tier	US	Vagina $\emptyset$	Cervix $\emptyset$	Cervix $_L$	Portio $\emptyset$	Corpus $\emptyset$	Cornu $\emptyset$	Endomet $\emptyset$
F1	a	8,92			28,29		10,58	3,31
F1	b	5,59	16,67	25,8	13,33			
F2	a				26,98		10,71	4,37
F3	a							
F3	c	5,05						
F3	d	5,59	16,31			4,75	5,36	2,26
F4	b	6,54	13,40	18,9	8,98	6,67	6,04	2,98
F5	b		19,58	23,9	15,45		5,48	2,42
F6	b							
F6	c					7,36	3,11	
F6	d		9,32			3,19	2,59	0,60
F7	b	8,96	15,50	14,1	11,39		4,86	3,05
F8	b	10,35	17,52	25,6	10,18	5,44	3,71	1,98
F8	c	12,67	23,55				5,98	3,33
F8	d	5,55	15,95		10,52	4,74	3,35	0,36
F9	b	10,18	11,45	27,4	8,41	5,55		
F9	c	9,21	19,36		15,06	8,26	6,18	2,88
F9	d	6,68	13,04		9,18	8,05	2,59	
F10	b	8,34	17,45	31,1	11,99	7,13	6,20	2,88
F11	b	5,10	22,33	10	13,85			
F11	c	7,07	19,72		14,79	8,22	5,86	3,91
F11	d	5,48	12,50		9,31	6,38	2,07	
F12	b	5,81	8,50	16,1		4,54	4,32	1,21
F12	c	9,89	26,15		20,86	11,77	5,86	3,02
F12	d	5,95	10,65		7,94	4,86		
F13	b		19,05	25,6	13,36	7,09		
F13	c	9,46	24,78		18,66		5,54	3,55
F14	c	11,54	13,67	26,62				
F14	d	7,12	13,80		9,14	7,06	2,89	1,16

Vagina $\emptyset$ , Cervix $\emptyset$ , Portio $\emptyset$ , Corpus $\emptyset$ , Cornu $\emptyset$ , Endomet $\emptyset$  = maximaler Querdurchmesser der Vagina, der Cervix uteri, der Portio vaginae, des Corpus uteri, des Cornu uteri und Stärke des Endometriums; Cervix $_L$  = Länge der Cervix

Tab. B.9: Werte zur internen Morphometrie bei der weiblichen Fossa; Angaben in mm bzw. mm<sup>2</sup> (Teil 2)

Tier	US	linkes Ovar		rechtes Ovar		Ovar <sub>A</sub>		<i>Os clitoris</i>
		1.	2.	1.	2.	links	rechts	
F1	a	17,58	7,56	12,80	8,82	104,38	88,67	0,00
F1	b	10,60	6,52	11,85	5,38	54,28	50,07	0,00
F2	a							
F3	a			12,73	4,16		41,59	11,72
F3	c			7,51	5,09		30,02	11,04
F3	d	12,02	5,02	17,91	9,07	47,39	127,58	13,55
F4	b	10,51	5,20	8,24	4,44	42,92	28,73	8,06
F5	b	10,08	8,39	9,36	4,76	66,42	34,99	3,62
F6	b	8,62	4,74			32,09		14,11
F6	c	8,51	4,95	8,11	5,31	33,08	33,82	14,12
F6	d	8,91	4,89	10,37	5,53	34,22	45,04	13,49
F7	b	10,89	6,10	7,88	5,02	52,17	31,07	6,24
F8	b	9,77	5,49	9,12	6,74	42,13	48,28	0,00
F8	c	12,79	8,73	9,83	6,81	87,69	52,58	0,00
F8	d	9,08	5,23	8,12	6,97	37,30	44,45	5,18
F9	b	10,44	5,27	8,94	4,98	43,21	34,97	0,00
F9	c			13,20	7,00		72,57	0,00
F9	d	9,33	4,82	11,73	7,65	35,32	70,48	10,35
F10	b	7,65	4,36	8,32	4,76	26,20	31,10	12,73
F11	b	10,06	3,68	8,84	5,21	29,08	36,17	5,10
F11	c	7,97	5,77	12,97	6,63	36,12	67,54	10,93
F11	d	8,86	5,66	9,54	4,71	39,39	35,29	9,21
F12	b	7,57	4,56	8,11	4,20	27,11	26,75	18,19
F12	c	11,91	7,48	12,17	7,26	69,97	69,39	
F12	d	9,71	4,45	8,61	3,93	33,94	26,58	14,47
F13	b	10,17	5,92	7,59	3,56	47,29	21,22	0,00
F13	c	13,48	9,31			98,57		0,00
F14	c	14,18	8,35	13,97	8,11	92,99	88,98	1,90
F14	d	12,22	5,74	11,24	6,00	55,09	52,97	6,61

Ovar<sub>A</sub> = mittlere Längsschnittsfläche des rechten und linken Ovars; *Os clitoris* = Länge des *Os clitoris*



Tab. B.10: Auflistung der Messwerte für die Steroidhormone Testosteron (T), Progesteron (P4) und Estrogen (E2) in ng/ml Blutserum gemessen bei den männlichen Fossas M1 bis M16 und den weiblichen Fossas F1 bis F15 zu den Untersuchungszeiträumen a bis d

Tier	US	T	Tier	US	P4	E2	T
M1	a	14,6	F1	a	0,97		0,50
M1	c	14,5	F1	b	0,00	0,077	1,36
M2	a	11,7	F1	c	0,00	1,059	0,51
M3	a	4,7	F2	a	0,74	0,309	0,38
M4	a	10,1	F3	a	1,11	0,010	0,32
M4	c	8,5	F3	c	0,13	0,015	0,28
M4	d	0,6	F3	d	0,00	0,000	0,18
M5	a	7,3	F4	b	0,39	0,032	0,31
M5	c	22,5	F5	b	0,59	0,032	0,52
M6	a	0,6	F6	b	0,29	0,034	0,24
M6	c	12,4	F6	c	0,00	0,006	0,52
M7	b	37,4	F6	d	0,00	0,000	0,13
M8	b	0,5	F7	b	0,95	0,025	0,31
M8	c	27,6	F8	b	1,07	0,070	0,90
M8	d	0,5	F8	c	0,12	0,322	0,00
M9	b	0,4	F8	d	0,00	0,029	0,24
M9	c	12,8	F9	b	0,56	0,032	0,50
M10	b	0,7	F9	c	0,11	0,394	0,39
M10	c	27,2	F9	d	0,00	0,037	0,43
M10	d	0,5	F10	b	0,94	0,012	0,14
M11	b	0,3	F11	b	1,78	0,016	0,19
M11	c	0,4	F11	c	1,09	0,502	0,34
M11	d	0,3	F11	d	0,00	0,014	0,17
M12	b	0,4	F12	b	2,80	0,023	0,31
M12	c	23,2	F12	c	0,26	1,203	0,62
M12	d	0,8	F12	d	0,00	0,040	0,29
M13	b	0,2	F13	b	0,66	0,020	0,37
M13	c	10,5	F13	c	0,00	1,085	0,30
M13	d	0,2	F14	c	0,00	0,853	0,47
M14	b	0,2	F14	d	0,00	0,000	0,24
M14	c	27,6	F16	b	0,20	0,044	0,29
M14	d	0,2					
M15	c	5,6					
M15	d	2,2					
M16	b	0,6					

Tab. B.11: Auflistung der im Kot männlicher Fossas gemessenen Dihydrotestosteron-Werte [ng/g] (Teil 1: M1, M2, M6)

Tier	Datum	ng/g	Tier	Datum	ng/g	Tier	Datum	ng/g
M1	10.01.2005	395	M2	11.11.2004	1250	M6	10.01.2005	178
M1	21.01.2005	1250	M2	21.11.2004	1300	M6	07.02.2005	123
M1	01.02.2005	438	M2	11.12.2004	2237	M6	25.02.2005	195
M1	14.02.2005	83	M2	21.12.2004	371	M6	21.03.2005	135
M1	01.03.2005	340	M2	11.01.2005	1198	M6	04.04.2005	459
M1	15.03.2005	570	M2	21.01.2005	3115	M6	11.04.2005	176
M1	01.04.2005	34	M2	11.02.2005	2967	M6	14.04.2005	407
M1	15.04.2005	250	M2	11.02.2005	3640	M6	18.04.2005	162
M1	04.05.2005	1205	M2	21.03.2005	6020	M6	25.04.2005	281
M1	16.05.2005	2314	M2	11.04.2005	10110	M6	02.05.2005	1628
M1	18.05.2005	641	M2	22.04.2005	489	M6	09.05.2005	539
M1	01.06.2005	1072	M2	11.05.2005	923	M6	16.05.2005	192
M1	15.06.2005	244	M2	21.05.2005	363	M6	23.05.2005	2806
M1	04.07.2005	391	M2	11.06.2005	923	M6	26.05.2005	40
M1	07.07.2005	385	M2	21.06.2005	380	M6	30.05.2005	214
M1	19.07.2005	564	M2	11.07.2005	128	M6	27.06.2005	75
M1	03.09.2005	327	M2	22.07.2005	1828	M6	24.10.2005	564
M1	13.09.2005	391	M2	11.08.2005	1017	M6	07.11.2005	17
M1	19.10.2005	587	M2	22.08.2005	535	M6	21.11.2005	1153
M1	02.11.2005	66	M2	11.09.2005	1012	M6	06.12.2005	1716
M1	19.11.2005	494	M2	21.09.2005	49	M6	15.01.2006	1234
M1	14.12.2005	31	M2	11.10.2005	2843	M6	16.01.2006	1413
M1	05.01.2006	88	M2	21.10.2005	1059	M6	25.01.2006	1358
M1	15.01.2006	104	M2	11.03.2006	3710	M6	30.01.2006	173
M1	02.02.2006	118	M2	11.03.2006	8712	M6	30.02.2006	1487
M1	15.02.2006	74	M2	04.04.2006	351	M6	13.03.2006	1328
M1	03.03.2006	309	M2	11.04.2006	2300	M6	27.03.2006	1682
M1	23.03.2006	379	M2	14.04.2006	873	M6	10.04.2006	1944
M1	07.04.2006	215	M2	18.04.2006	79	M6	17.04.2006	1084
			M2	25.04.2006	17468	M6	24.04.2006	1675
			M2	02.05.2006	4012	M6	02.05.2006	203
			M2	09.05.2006	904	M6	08.05.2006	1419
			M2	16.05.2006	2258	M6	15.05.2006	1334
			M2	23.05.2006	238	M6	22.05.2006	2420
			M2	26.05.2006	1340	M6	29.05.2006	670
			M2	30.05.2006	962	M6	06.06.2006	1450
			M2	21.06.2006	1697	M6	12.06.2006	108
			M2	21.03.2006	5890	M6	19.06.2006	1694
						M6	26.06.2006	868
						M6	17.07.2006	28
						M6	24.07.2006	170
						M6	31.07.2006	163

Tab. B.12: Auflistung der im Kot männlicher Fossas gemessenen Dihydrotestosteron-Werte [ng/g] (Teil 2: M8, M15)

Tier	Datum	ng/g	Tier	Datum	ng/g
M8	07.02.2005	2225	M15	03.05.2005	917
M8	22.02.2005	565	M15	09.05.2005	133
M8	20.03.2005	2700	M15	20.05.2005	112
M8	05.04.2005	2842	M15	02.06.2005	1174
M8	18.04.2005	2128	M15	20.06.2005	370
M8	02.06.2005	165	M15	04.07.2005	103
M8	22.06.2005	613	M15	19.07.2005	114
M8	19.07.2005	113	M15	19.08.2005	617
M8	23.08.2005	1433	M15	02.09.2005	2323
M8	06.09.2005	438	M15	20.09.2005	1050
M8	29.09.2005	90	M15	07.01.2006	750
M8	24.10.2005	1217	M15	13.01.2006	187
M8	10.11.2005	44	M15	25.01.2006	136
M8	29.11.2005	218	M15	27.01.2006	483
M8	07.02.2006	403	M15	31.01.2006	609
M8	28.02.2006	299	M15	09.02.2006	450
M8	07.03.2006	871	M15	17.02.2006	46
M8	28.03.2006	290	M15	21.02.2006	420
M8	04.04.2006	223	M15	23.02.2006	64
M8	11.04.2006	388	M15	28.02.2006	291
M8	18.04.2006	229	M15	03.03.2006	3312
M8	25.04.2006	474	M15	06.03.2006	84
M8	02.05.2006	220	M15	10.03.2006	350
M8	09.05.2006	315	M15	13.03.2006	1121
M8	17.05.2006	111	M15	11.04.2006	724
M8	22.05.2006	689	M15	18.04.2006	324
M8	30.05.2006	689	M15	24.04.2006	64
M8	25.07.2006	519	M15	02.05.2006	419
M8	08.08.2006	334	M15	18.05.2006	49
M8	15.08.2006	282			
M8	22.08.2006	952			

Tab. B.13: Auflistung der im Kot weiblicher Fossas gemessenen Konzentration eines dem  $5\alpha$ -P ähnlichen Hormonmetaboliten [ng/g] (Teil 1: F6, F8, F9)

Tier	Datum	ng/g	Tier	Datum	ng/g	Tier	Datum	ng/g
F6	07.02.2005	1090	F8	29.12.2004	162	F9	29.12.2004	449
F6	22.02.2005	1502	F8	10.01.2005	656	F9	10.01.2005	853
F6	20.03.2005	1449	F8	11.02.2005	1343	F9	11.02.2005	4525
F6	05.04.2005	2426	F8	18.03.2005	1801	F9	18.03.2005	3360
F6	10.04.2005	4011	F8	04.04.2005	201	F9	04.04.2005	1705
F6	02.08.2005	2649	F8	08.04.2005	1724	F9	08.04.2005	2590
F6	23.08.2005	1492	F8	11.04.2005	1596	F9	11.04.2005	3436
F6	07.02.2006	1285	F8	15.04.2005	507	F9	15.04.2005	3668
F6	28.02.2006	734	F8	18.04.2005	306	F9	18.04.2005	4117
F6	07.03.2006	1787	F8	22.04.2005	996	F9	22.04.2005	2157
F6	28.03.2006	1336	F8	25.04.2005	1821	F9	25.04.2005	100
F6	04.04.2006	926	F8	29.04.2005	3257	F9	29.04.2005	2699
F6	07.04.2006	705	F8	02.05.2005	1318	F9	02.05.2005	5714
F6	11.04.2006	1999	F8	06.05.2005	2061	F9	06.05.2005	2079
F6	13.04.2006	1217	F8	09.05.2005	2542	F9	09.05.2005	3628
F6	18.04.2006	1198	F8	13.05.2005	1623	F9	13.05.2005	3100
F6	21.04.2006	854	F8	17.05.2005	3138	F9	17.05.2005	3551
F6	25.04.2006	652	F8	20.05.2005	2415	F9	27.05.2005	1955
F6	02.05.2006	609	F8	27.05.2005	2778	F9	30.05.2005	1903
F6	05.05.2006	1727	F8	30.05.2005	1077	F9	03.06.2005	2953
F6	09.05.2006	1691	F8	03.06.2005	1167	F9	09.07.2005	1784
F6	12.05.2006	1888	F8	09.07.2005	1990	F9	25.07.2005	931
F6	17.05.2006	760	F8	25.07.2005	1659	F9	08.08.2005	1968
F6	19.05.2006	438	F8	08.08.2005	1882	F9	29.08.2005	2500
F6	22.05.2006	487	F8	29.08.2005	1231	F9	12.09.2005	1269
F6	26.05.2006	3224	F8	12.09.2005	1294	F9	26.09.2005	6865
F6	28.05.2006	1071	F8	26.09.2005	1752	F9	17.10.2005	5714
F6	30.05.2006	1023	F8	17.10.2005	1425	F9	31.10.2005	6470
F6	02.06.2005	817	F8	31.10.2005	1054	F9	14.11.2005	362
F6	22.06.2005	2375	F8	14.11.2005	2002	F9	12.12.2005	1688
F6	19.07.2005	911	F8	12.12.2005	1359	F9	08.01.2006	2861
F6	06.09.2005	2946	F8	08.01.2006	1417	F9	30.01.2006	1416
F6	29.09.2006	796	F8	30.01.2006	4573	F9	13.02.2006	519
F6	24.10.2005	2664	F8	13.02.2006	802	F9	27.02.2006	711
F6	10.11.2005	1380	F8	27.02.2006	1056	F9	13.03.2006	839
F6	29.11.2005	1547	F8	13.03.2006	1366	F9	31.03.2006	800
			F8	31.03.2006	2627	F9	10.04.2006	2413
						F9	14.04.2006	506
						F9	17.04.2006	2463
						F9	21.04.2006	8282
						F9	28.04.2006	2810
						F9	01.05.2006	7319
						F9	06.05.2006	9059
						F9	08.05.2006	6012
						F9	12.05.2006	3780
						F9	15.05.2006	2785
						F9	19.05.2006	2244
						F9	26.05.2006	2222
						F9	29.05.2006	2668

Tab. B.14: Auflistung der im Kot weiblicher Fossas gemessenen Konzentration eines dem 5 $\alpha$ -P ähnlichen Hormonmetaboliten [ng/g] (Teil 2: F10, F14)

Tier	Datum	ng/g	Tier	Datum	ng/g
F10	29.12.04	3273	F14	09.05.2005	1834
F10	10.01.2005	931	F14	12.05.2005	6050
F10	11.02.2005	446	F14	16.05.2005	4947
F10	18.03.2005	1884	F14	20.05.2005	1237
F10	04.04.2005	2308	F14	23.05.2005	2969
F10	08.04.2005	1980	F14	26.05.2005	7143
F10	11.04.2005	2060	F14	30.05.2005	2168
F10	15.04.2005	840	F14	02.06.2005	2440
F10	18.04.2005	1199	F14	13.06.2005	1096
F10	22.04.2005	3029	F14	16.06.2005	1961
F10	25.04.2005	1990	F14	04.07.2005	707
F10	29.04.2005	750	F14	19.07.2005	401
F10	02.05.2005	2125	F14	19.08.2005	1625
F10	06.05.2005	5830	F14	02.09.2005	2984
F10	09.05.2005	1426	F14	20.09.2005	254
F10	13.05.2005	39800	F14	13.01.2006	682
F10	17.05.2005	81566	F14	25.01.2006	234
F10	27.05.2005	42214	F14	27.01.2006	3174
F10	30.05.2005	40298	F14	31.01.2006	685
F10	03.06.2005	51328	F14	09.02.2006	2565
F10	04.07.2005	7496	F14	17.02.2006	1111
F10	25.07.2005	1687	F14	21.02.2006	4771
			F14	23.02.2006	1523
			F14	28.02.2006	2033
			F14	03.03.2006	1581
			F14	06.03.2006	529
			F14	10.03.2006	815
			F14	13.03.2006	1245
			F14	11.04.2006	1947
			F14	18.04.2006	7712
			F14	21.04.2006	608
			F14	24.04.2006	2192
			F14	28.04.2006	1692
			F14	02.05.2006	7015
			F14	05.05.2006	3053
			F14	12.05.2006	4352
			F14	18.05.2006	16664
			F14	26.05.2006	17466
			F14	29.05.2006	3555

Tab. B.15: Angaben zu den klassischen Spermaparametern

Tier	US	F	Vol	Kont	Mot	Konz	Tier	US	F	Vol	Kont	Mot	Konz
M1	a	1	100	0	70	2,0	M11	c	1	10		55	
M1	a	2	700	0	80	2,0	M11	c	2	10		55	
M2	a	1	2000	1	0	5,0	M11	c	3	10		55	
M2	a	2	4000	1	5	4,0	M11	c	4	20		55	1,5
M6	a	1	120	0	50	85,0	M11	c	5	50		55	0,1
M6	a	2	250	0	50		M11	c	6				0,3
M6	a	3	450	1	50	10,0	M12	c	1	20			
M6	a	4	350	1	50		M12	c	2	20			
M6	b	1	0				M12	c	3	150			
M8	b	1	0				M12	c					0,2
M9	b	1	30		30	12,0	M12	c	4				0,1
M9	b	2	550	1	25	12,0	M13	c	1	30			0,0
M9	b	3	30	1	20	12,0	M13	c	2	20			0,0
M1	b	1	10		60	5,0	M13	c	3	30			0,0
M1	b	2	20		45	4,0	M13	c	4	10			
M10	b	1	5	0	59	11,0	M14	c	1	20			
M10	b	2	430	1	26		M14	c	2	20			
M11	b	1	200	1	54		M14	c	3	40			0,5
M11	b	2	300	1	57	7,0	M14	c	3				0,2
M11	b	3	600	1	47		M15	c		0			
M12	b	1	12	0	30	86,0	M6	d		80	0		18,0
M12	b	2	60	1	36		M8	d	1	0			
M12	b	3	80	1	37		M8	d	2	0			
M13	b	1	50		48	30,0	M8	d	3	10		70	
M14	b	1	40		57	120,0	M8	d	4	200		50	0,3
M14	b	2	20		31		M8	d	5	700		50	0,9
M1	c	1	10	0			M8	d	6	20		0	
M1	c	2	500	0	60		M8	d	7	5		0	
M1	c	3	500	0	55		M10	d	1	60	0	31	0,3
M1	c	4	50	0	50		M10	d	2	150	0		
M6	c	1					M10	d	3	50	0		
M6	c	2					M11	d	1	20		34	3,0
M6	c	3					M11	d	2	20			
M6	c				60	0,8	M11	d	3	100			
M8	c	1	5			0,0	M11	d	4	100			
M8	c	2	10			0,0	M12	d	1	100	0	7	3,0
M8	c	3	10				M12	d	2	100	0		
M8	c	4	50				M13	d	1	90		50	0,8
M9	c	1	25			0,0	M14	d	1	130		40	76,0
M10	c	1	50			0,2	M15			0			
							M16	d	1	40	0	64	13,0

F = Spermafraktion; Vol = Volumen in  $\mu\text{l}$ ; Kont = Kontamination (1 = kontaminiert, 0 = nicht kontaminiert); Mot = Gesamtmotilität in %; Konz = Zellzahl\* $10^6/\text{ml}$

Tab. B.16: Prozentuales Vorkommen von Spermien nach den Attributen Kopfmorphologie (K): Typ 1 bis 5, Schwanzmorphologie (S): 1= Schwanz fehlt, 2 = Schwanz defekt, 3 = Schwanz intakt und Vorkommen von Plasmotropfen (P): 1 = Plasmotropfen nicht vorhanden, 2 = Plasmotropfen vorhanden; Teil 1: PZ

K	S	P	M1	M6	M8	M9	M10	M11	M12	M13	M14
1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	2	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0
1	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	3	1	9	51	0	43	10	11	8	62	25
1	3	2	1	2	0	2	0	0	0	0	3
2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	2	1	3	5	0	0	0	0	0	0	0
2	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	3	1	57	15	28	7	61	4	71	10	1
2	3	2	5	0	2	1	2	0	0	0	1
3	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	2	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1
3	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	3	1	10	1	34	8	14	78	14	4	32
3	3	2	3	0	10	0	1	0	0	0	2
4	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0
4	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	2	1	0	4	0	0	0	0	0	0	0
4	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	3	1	1	11	8	5	0	0	0	18	2
4	3	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	1	1	0	0	0	1	0	0	3	0	5
5	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	2	1	2	1	0	1	3	0	1	2	5
5	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	3	1	9	9	18	32	6	7	2	4	23
5	3	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tab. B.17: Prozentuales Vorkommen von Spermien nach den Attributen Kopfmorphologie (K): Typ 1 bis 5, Schwanzmorphologie (S): 1= Schwanz fehlt, 2 = Schwanz defekt, 3 = Schwanz intakt und Vorkommen von Plasmatropfen (P): 1 = Plasmatropfen nicht vorhanden, 2 = Plasmatropfen vorhanden; Teil 2: NPZ

K	S	P	M1	M6	M8	M9	M10	M11	M12	M13	M14
1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	1	0
1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	2	1	2	0	1	0	0	0	0	0	0
1	2	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0
1	3	1	7	0	5	15	1	1	37	8	30
1	3	2	35	0	1	2	2	0	23	6	12
2	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
2	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	2	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
2	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	3	1	3	0	3	9	0	0	12	12	6
2	3	2	13	0	1	0	0	0	1	12	1
3	1	1	0	1	0	0	0	0	0	3	0
3	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	2	1	0	0	1	0	1	0	1	0	0
3	2	2	4	0	0	0	0	0	0	0	0
3	3	1	8	0	6	0	17	5	11	9	13
3	3	2	24	0	2	0	4	0	3	2	2
4	1	1	0	31	2	7	0	0	0	4	3
4	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	2	1	0	3	3	1	2	0	1	1	0
4	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	3	1	1	33	34	56	63	76	6	24	20
4	3	2	0	0	3	1	6	2	1	6	1
5	1	1	0	15	3	2	0	0	0	6	3
5	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	2	1	1	1	6	0	1	1	0	0	0
5	2	2	0	0	1	0	0	0	0	0	0
5	3	1	0	15	26	7	3	15	2	6	8
5	3	2	0	0	1	0	0	0	2	0	1



Tab. B.18: Maße [ $\mu\text{m}$ ] zu den lichtmikroskopischen Dimensionen des Fossaspermienkopfes des Fossas M1 - Teil 1: PZ

Typ	Nr.	HB	HW1	HW2	UHL	LHL	ES	HA	Umfang	AL1	AL2	AL <sub>ges</sub>	AW
1	1	2,14	4,66	3,91	3,26	2,51	1,16	30,11	22,09	7,23	2,52	9,75	4,20
1	2	2,08	4,89	3,72	4,72	2,89	1,08	35,76	24,58				4,42
1	3	2,23	5,22	3,98	4,88	2,58	1,25	35,68	25,52	5,72	2,15	7,87	4,95
1	4	2,11	5,31	3,54	5,22	2,43	0,98	35,41	24,89	5,68	2,42	8,10	3,86
1	5	2,19	5,17	3,26	4,44	2,49	1,34	36,31	25,14	5,55	2,02	7,57	4,94
1	6	2,29	5,21	3,54	4,56	2,50	1,57	34,08	24,05	5,52	1,98	7,50	4,39
2	1	2,23	5,47	4,13	4,85	2,92	1,30	36,48	24,64	7,49		7,49	4,81
2	2	2,09	5,29	3,66	4,52	2,90	1,29	36,35	25,04	7,69		7,69	4,79
2	3	2,37	5,50	3,63	4,76	2,68	1,34	37,68	24,68	7,53		7,53	4,56
2	4	2,04	5,00	3,59	4,25	2,48	1,34	33,19	23,39	7,27		7,27	4,90
2	5	2,30	5,24	3,32	4,52	2,49	1,26	35,75	23,78	6,30		6,30	4,89
2	6	2,27	5,21	3,89	4,55	2,81	1,32	35,20	24,71	7,41		7,41	4,52
2	7	2,40	5,26	3,71	4,47	2,45	1,49	35,33	23,80	7,07		7,07	4,92
3	1	2,55	5,94	3,53	4,69	2,61	1,02	36,95	24,51	8,83		8,83	5,90
3	2	2,30	4,98	3,18	5,07	2,59	0,96	34,65	23,88	9,03		9,03	5,99
3	3	2,15	5,06	3,66	5,62	2,49	1,17	37,46	25,67	8,21		8,21	5,12
3	4	2,14	5,31	3,99		2,67		35,78	25,01			0,00	5,10
3	5	1,94	5,00	4,33	5,43	2,44	1,20	37,94	25,75	8,27		8,27	4,96
3	6	2,04	5,31	4,30	5,74	2,62	1,12	37,87	25,57	9,02		9,02	5,32
3	7	2,16	5,19	3,40	4,36	2,62	1,51	31,96	22,91	7,95		7,95	5,03
4	1	2,24	4,96	3,77	5,30	2,51	1,32	35,03	24,53	8,51		8,51	5,64
4	2	1,93	5,40	3,63	4,94	2,91	1,29	36,47	24,70	8,68		8,68	5,89
4	3	1,98	5,19	3,99	5,07	2,45	1,52	37,44	25,44	7,99		7,99	5,72
4	4	2,46	4,99	3,63	4,63	2,43	1,51	34,21	24,09	7,98		7,98	5,19
4	5	2,23	5,04	3,69	5,19	2,51	1,04	36,64	24,76	8,84		8,84	6,06
4	6	2,33	4,91	3,32	5,18	2,40	1,37	35,86	24,72	9,20		9,20	6,36
4	7	2,09	4,81	3,42	5,30	2,68	1,39	37,08	25,47	8,68		8,68	5,14
5	1	2,03	5,07	4,00	4,54	2,64	1,35	36,64	24,11				
5	2	1,99	5,10	3,67	4,42	2,57	1,40	34,84	24,08				
5	3	1,95	4,98	3,86	4,95	2,35	1,44	36,80	24,78				
5	4	2,08	5,25	3,28	4,65	2,76	1,12	33,83	23,61				

Typ = Kopftyp 1 bis 5, Nr. = Nr. des gemessenen Spermiums, HB = Kopfbasis, HW1 = Kopfbreite in Höhe des Äquatorialssegments, HW2 = Kopfbreite in Höhe der Kernspitze, LHL = unterer Teil der Kopflänge (bis Äquatorialssegment), UHL = oberer Teil der Kopflänge (ab dem Äquatorialssegment), ES = Kopflängenanteil des Äquatorialssegments, HA = Fläche des Kopfes, AL1 = Länge des Akrosoms bis zum Knick, AL2 = Länge des Akrosoms ab dem Knick, AL<sub>ges</sub> = gesamte Akrosomlänge, AW = max. Breite des Akrosoms

Tab. B.19: Maße [ $\mu\text{m}$ ] zu den lichtmikroskopischen Dimensionen des Fossaspermienkopfes des Fossas M1 - Teil 2: NPZ

Typ	Nr.	HB	HW1	HW2	UHL	LHL	ES	HA	Umfang	AL1	AL2	AL <sub>ges</sub>	AW
1	1	1,72	4,87	3,05	4,82	2,46	1,50	32,24	23,83	5,46	2,35	7,81	4,18
1	2	2,40	4,88	3,09	4,83	2,49	1,12	31,94	23,72	5,10	2,23	7,33	4,22
1	3	2,07	4,67	3,37	4,28	2,57	1,18	29,10	22,32	4,97	2,78	7,76	4,07
1	4	2,23	4,55	3,14	4,84	2,15	1,18	31,28	24,22	5,92	1,83	7,75	4,04
1	5	1,93	4,53	3,18	5,02	2,62	0,89	30,69	22,78	5,38	2,79	8,18	4,47
1	6	1,89	4,83	3,25	4,95	2,61	1,13	31,74	23,71	5,53	2,06	7,58	4,09
2	1	2,06	4,96	3,45	4,60	2,66	1,16	33,32	23,45	6,80		6,80	4,07
2	2	2,01	4,57	3,28	4,79	2,47	1,36	31,49	23,69	6,64		6,64	4,16
2	3	1,86	4,52	3,34	5,04	2,59	1,02	30,21	23,01	7,09		7,09	3,97
2	4	1,70	4,60	3,22	4,80	2,70	1,18	32,07	24,22	6,76		6,76	4,31
2	5	2,02	4,96	3,64	4,88	2,57	1,30	33,14	24,91	6,70		6,70	4,05
2	6	1,85	4,74	3,25	5,04	2,40	1,30	31,70	24,16	7,05		7,05	4,09
3	1	1,69	4,35	3,52	5,12	2,51	1,15	33,23	24,19	7,61		7,61	4,50
3	2	1,76	4,49	2,99	4,55	2,25	1,61	32,60	23,97	7,80		7,80	4,83
3	3	1,90	4,56	3,85	3,88	2,28	1,84	33,22	23,51	7,60		7,60	5,27
3	4	1,88	4,58	3,00	5,42	2,52	1,15	34,52	24,53	9,49		9,49	5,01
3	5	2,09	4,62	3,50		2,54		31,43	23,26				4,64
3	6	2,03	4,56	3,76	4,67	2,40	1,46	32,73	23,31	8,45		8,45	5,16
4	1	1,77	4,87	3,62	5,11	2,61	1,40	35,18	24,59	8,90		8,90	5,32
4	2	2,06	4,58	3,44	5,33	2,43	1,25	34,18	24,72	8,99		8,99	5,08
4	3	1,98	4,89	3,33	5,04	2,61	1,44	34,00	24,52	9,34		9,34	5,15
4	4	1,88	4,51	3,37	4,57	2,37	1,46	32,16	23,31	8,91		8,91	5,24
4	5	1,92	4,90	3,57	4,43	2,63	1,28	32,33	23,01	9,35		9,35	4,74
4	6	2,08	4,55	3,35	5,02	2,16	1,41	32,75	23,52	9,05		9,05	4,35
4	7	1,94	4,74	3,45	4,86	2,73	1,36	32,69	23,05	10,86		10,86	5,70
5	1	2,18	4,83	3,18	4,71	2,65	1,00	31,32	22,82				
5	2	1,88	4,62	3,20	5,18	2,66	1,25	32,07	23,98				
5	3	2,00	4,39	3,27	4,93	2,21	1,18	30,95	22,79				
5	4	2,12	4,93	3,04	4,39	2,36	1,24	31,87	23,40				
5	5	2,16	4,73	3,37	4,50	2,35	1,36	33,11	23,58				
5	6	2,19	5,05	3,47	5,01	2,18	1,08	34,87	23,90				

Typ = Kopftyp 1 bis 5, Nr. = Nr. des gemessenen Spermiums, HB = Kopfbasis, HW1 = Kopfbreite in Höhe des Äquatorialssegment, HW2 = Kopfbreite in Höhe der Kernspitze, LHL = unterer Teil der Kopflänge (bis Äquatorialssegment), UHL = oberer Teil der Kopflänge (ab dem Äquatorialssegment), ES = Kopflängenanteil des Äquatorialssegment, HA = Fläche des Kopfes, AL1 = Länge des Akrosoms bis zum Knick, AL2 = Länge des Akrosoms ab dem Knick, AL<sub>ges</sub> = gesamte Akrosomlänge, AW = max. Breite des Akrosoms

Tab. B.20: Messungen der Spermienschwanzlänge in  $\mu\text{m}$  in Ejakulaten aus der PZ; mind. 3 Messungen je Kopfkappentyp (= „Typ“)

Typ	M1	M9	M10	M11	M12	M13
1	149,05	156,97	150,47	149,93	147,17	170,21
1	144,77	151,22	149,91	152,50	149,62	147,65
1	149,01	135,05	144,59	153,77	146,61	148,70
1	150,07	135,08	147,79	153,52	150,33	151,27
1	155,23	148,21		150,96		
1	142,47					
1	155,57					
2	149,64	148,74	151,81	155,57	148,17	137,77
2	153,89	146,62	147,06	150,05	146,03	141,07
2	148,80	146,14	144,00	148,15	146,41	150,82
2	148,04	146,89	149,64	153,26	146,83	
2	150,21	150,09	146,45	148,71	145,57	
2	143,50	144,69	149,37	151,30	146,88	
2	149,67				145,32	
3	147,71	141,91	153,23	151,19	143,06	143,76
3	165,34	148,70	145,99	148,71	145,50	151,23
3	154,46	149,49	149,93	152,72	146,46	144,74
3	148,33	145,48	150,75	153,58	149,23	
3	155,07	147,53	146,79			
3	156,93	148,24	146,91			
3			146,77			
4	159,97	144,15	146,31	157,67	146,08	147,57
4	153,06	142,45	148,27	152,45	145,43	141,38
4	168,85	147,88	142,66	152,33	146,25	144,87
4	149,82	148,13				147,26
4	148,48	146,97				151,11
4	155,21					156,03
4	155,12					153,68
4	158,89					
4	153,89					
5	148,23	143,81	146,91	152,74	151,16	150,76
5	148,58	146,89	149,99	151,50	148,27	151,40
5	148,09	141,67	146,80	153,71	148,23	146,59
5	153,63	145,46	147,41	153,01	149,98	
5	159,37	144,77	147,19		152,21	

Tab. B.21: Messungen der Spermischwanzlänge in  $\mu\text{m}$  in Ejakulaten aus der NPZ;  
mind. 3 Messungen je Kopfkappentyp (= „Typ“)

Typ	M1	M9	M10	M11	M12	M13
1	153,06	152,67	142,04	149,21	149,94	146,29
1	143,25	145,89	143,27	143,31	142,61	146,34
1	147,13	151,55	139,87	146,80	152,31	150,09
1	147,19	150,93	140,67	148,33	145,81	147,77
1	145,63	151,08	139,79	137,61	145,53	143,82
1			142,98	140,41		149,22
1						147,75
2	141,90	149,19	140,87	143,42	142,47	151,94
2	143,24	146,89	139,87	143,37	146,85	150,89
2	150,56	147,09	144,29	142,25	145,55	146,20
2	128,07	146,37	141,79	146,13	146,81	146,63
2	142,94	149,17	143,20	145,34	146,65	145,37
2	146,93			140,43	144,71	
2	140,00					
3	143,42	145,59	144,87	152,05	148,53	147,87
3	145,92	142,53	140,13	144,84	147,88	147,55
3	153,43	148,83	144,19	147,83	151,09	145,70
3	147,49	144,34	139,60	142,96	151,38	146,41
3	143,01	144,29	148,99	138,77	145,57	147,54
3	147,51	152,85		143,91	147,07	152,13
3	146,71	150,84				146,57
4	135,39	137,58	139,05	147,72	148,30	148,29
4	143,75	152,78	139,33	147,41	148,74	148,51
4	146,31	151,76	138,45	140,55	142,56	147,37
4	150,49	154,55	144,76	142,56	146,55	147,04
4	145,58	146,51	138,06	145,93	149,40	148,53
4	146,31	127,39	143,54	141,60		150,37
4		148,72	143,44			
4		150,50				
5	145,95	145,75	142,74	132,52	147,01	147,69
5	150,05	148,45	143,88	140,77	152,21	146,16
5	146,41	113,72	142,88	146,49	146,08	142,11
5	144,71	148,31	140,09	141,04		144,35
5	146,76	145,79	142,04	143,27		143,20
5	148,21			147,31		

**Genutzte Formeln****Volumenformel eines Ellipsoids:**

(r = Halbachsen, d = Achsen)

$$V_{\text{Ellipsoid}} = \frac{4}{3}\pi \times r_a \times r_b \times r_c$$

$$V_{\text{Ellipsoid}} = \frac{4}{3}\pi \times \frac{d_a}{2} \times \frac{d_b}{2} \times \frac{d_c}{2}$$

$$V_{\text{Ellipsoid}} = \frac{4 \times d_a \times d_b \times d_c}{3 \times 2 \times 2 \times 2} \pi$$

$$V_{\text{Ellipsoid}} = \frac{4}{24}\pi \times d_a \times d_b \times d_c$$

$$V_{\text{Ellipsoid}} = \frac{1}{6}\pi \times d_a \times d_b \times d_c$$

**Flächenformel einer Ellipse**

(D = großer Durchmesser, d = kleiner Durchmesser)

$$A_{\text{Ellipse}} = \frac{1}{4}\pi \times D \times d$$

**Flächenformel eines gleichschenkligen Dreiecks**

$$A_{\text{gleichschenkligesDreieck}} = \frac{\text{Länge} \times \text{Breite}}{2}$$

# Danksagung

Ich bedanke mich bei allen, die durch große oder kleine Hilfeleistungen, fachlichen oder moralischen Beistand oder nur durch ihr einfaches Dasein zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben. Mir ist es leider nicht möglich alle diese wichtigen Menschen aufzuführen und möchte darum bitten es zu entschuldigen, wenn sie sich hier nur als Teil einer Gruppe wiedererkennen.

Im Besonderen möchte ich mich bei Universitätsprofessor Dr. Heribert Hofer für die Überlassung des Studienthemas und die Möglichkeit zur Erstellung dieser Arbeit am IZW bedanken. Stets motivierte er mich durch sein beständiges Interesse an meinem Projekt.

Dr. Frank Göritz, Dr. Thomas B. Hildebrandt, Dr. habil. Katarina Jewgenow und Dipl. Biol. Achim Winkler verdienen meinen herzlichen Dank für die ursprüngliche Idee zu dem Thema und die Mitbegründung der "Fossa-Group", durch deren Mitglieder mir fachliche und organisatorische Hilfe aus diversen Disziplinen für die Planung und Durchführung des Projekts zuteil wurde. Besonderer Dank gebührt in diesem Zusammenhang meinen Betreuern Dr. Frank Göritz und Dr. habil. Katarina Jewgenow. Ihre analytische Sichtweise und zahlreichen Korrekturvorschläge halfen die vorliegende Arbeit zu fokussieren und abzurunden. PD Dr. Martin Dehnhard möchte ich für seine intensive Betreuung und Unterstützung in den Teilgebieten der Duftstoff- und Hormonanalyse danken. Ohne seine Hilfe wäre mir die Auswertung und Veröffentlichung der Daten nicht möglich gewesen.

Die Untersuchung der Fossas hätte niemals ohne die Mitarbeit der Pfleger, Kuratoren und Tierärzte der entsprechenden Zoos stattfinden können. Ich danke daher allen Beteiligten aus den Zoos von Amsterdam, Berlin, Bratislava, Chemnitz, Chester, Duisburg, Dvur Kralové, Frankfurt, Ustí nad Labem, Olomouc für ihre Unterstützung. Die Vielzahl der Untersuchungen am Tier wäre nie durch eine einzelne Person zu bewältigen

gewesen. Dr. F. Göritz arbeitete mich in die Ultraschalltechnik ein und Dr. R. Hermes unterstützte mich bei der spermatologischen Untersuchung. Für die Mithilfe bei der Vorbereitung und Durchführung der Untersuchung, den wissenschaftlichen Austausch und die gemeinsame schöne Zeit am IZW möchte ich mich bei meinen Mitdoktoranden aus der FG 5 Britta Behr, Imke Lüders, Cassie Reid, Kathleen Röllig sowie der Technischen Assistentin Andrea Krause und der Tierärztin Sybille Raddatz bedanken. Ein besonders herzlicher Dank geht in diesem Zusammenhang an meine (ehemaligen) Mitdoktoranden Dr. Barbara Drews (ehemals FG 5) und Dipl.-Biol. Angela Schwarm (FG 1), mit denen ich oft schwierige wissenschaftliche Zusammenhänge diskutieren konnte und die mir gemeinsam mit meinem Freund, Dipl.-Phys. Stefan Körner, besonders durch ihre konstruktive Kritik sowie ihren moralischen Beistand geholfen haben, die Arbeit in der vorliegenden Form zu gestalten.

Am IZW gibt es keine Forschungsgruppe deren Mitarbeiter mich nicht durch konkrete Hilfestellungen oder aufmunternde Worte unterstützt hat. Besonders möchte ich mich bei M. Rohleder (FG 4) für die Hormonanalyse und Frau K. Paschmionka (FG 4) für die GCMS-Analyse bedanken. Frau C. Franz (FG 4) danke ich herzlich für die Färbung der Spermienpräparate; unsere ausführlichen Diskussionen zur Fossa-Spermienmorphologie inspirierte mich zur Einteilung der fünf morphologischen Kopftypen. Die elektronenmikroskopische Darstellung der Fossa-Spermien übernahm Frau D. Viertel (FG 3); stets erfrischte sie mich mit ihrer lebenslustigen Art. Dr. Sylvia Ortmann (FG1) und Dr. Simone Sommer (FG2) danke ich sehr für ihre intensive Beratung zu den Forschungsbedingungen in Madagaskar. Sie haben mir die Vorbereitungen für den Aufenthalt deutlich erleichtert. Dr. Roland Frey und Frau A. Kißmann danke ich für ihre kollegiale Zusammenarbeit und ihr Interesse an meiner Arbeit. Einen besonders herzlichen Dank möchte ich auch an Frau B. Peters und C. Greulich aussprechen, die stets zuvorkommend und mit oft großem persönlichen Einsatz auch schlecht zitierte Werke und die älteste Literatur zu beschaffen wussten.

Für die intensive Zusammenarbeit und ihre Geduld bei der Einarbeitung in die Mikrosatelliten-Analyse danke ich ganz herzlich Dr. Jörns Fickel aus dem IZW (FG 2) sowie den Mitarbeitern des Center for Conservation and Research (CCR), des Henry Doorly Zoo, Omaha; insbesondere PhD Rick A. Brenneman und MS Carolyn Bailey. DVM PhD Edward E. Louis (CCR) ermöglichte mir durch seine Kontakte die Freilandforschung in Madagaskar; auch ihm danke ich ganz herzlich. Der Biologin PhD Lesley Dickie (Royal Zoological Society, London) danke ich für den regen wissenschaftlichen

Austausch bezüglich der neuesten Forschungsergebnisse zur Fossa und ihr Vertrauen mir vor der Veröffentlichung Ihrer Doktorarbeit Einblicke in diese zu gewähren.

Dr. Gisela Arndt betreute die statistische Auswertung der vorliegenden Arbeit. Stets fand sie die geeignet Herangehensweise für die Datenanalyse und reagierte kurzfristig auf meine Hilferufe - auch ihr einen herzlichen Dank. Meine Mitbewohnerin Franziska Hoffmann war mir ein unersetzlicher Mentor bei der Klärung statistischer Problemstellungen. Vielen Dank! Ich danke auch Prof. Dr. Heribert Hofer, der durch sein fachspezifisches Wissen neue und konkrete Vorschläge für die statistische Analyse beisteuerte.

Zu guter letzt danke ich dem DAAD für die finanzielle Unterstützung der Forschungsaufenthalte und der AfT, der DFG und Glaxo für die Zuschüsse für den Besuch internationaler Konferenzen. Auch meinen Eltern danke ich in diesem Zusammenhang: ihre finanzielle Hilfe ermöglichte mir das Studium der Tiermedizin ohne welches ich niemals hierher gelangt wäre.



# Selbständigkeitserklärung

Hiermit erkläre ich, dass ich die vorliegende Arbeit mit dem Titel „Zur Reproduktionsbiologie der Fossa (*Cryptoprocta ferox*)“ selbstständig und nur unter Verwendung der angegebenen Quellen und Hilfsmittel angefertigt habe.

Berlin, 31.10.2008

Barbara R. Vogler