

**Aus dem Zoologischen Garten Leipzig
und dem Veterinär-Physiologisch-Chemischen Institut
der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig**

**Zyklus- und Graviditätsdiagnostik
durch Bestimmung der Gestagene im Kot von
Damagazellen (*Gazella dama ruficollis*), Mhorrgazellen (*Gazella
dama mhor*) und Grévyzebras (*Equus grevyi*)
in zoologischen Gärten**

**Inaugural – Dissertation
zur Erlangung des akademischen Grades eines
Doctor medicinae veterinariae (Dr. med. vet.)
durch die Veterinärmedizinische Fakultät
der Universität Leipzig**

**eingereicht von
Gabriele Kallert
aus Mülheim an der Ruhr**

Leipzig, 2004

Mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Dekan: Prof. Dr. med. vet. habil. Gotthold Gäbel

Betreuer: Prof. Dr. med. vet. habil. Klaus Eulenberger
Prof. Dr. med. vet. habil. emer. Eberhard Grün

Gutachter: Prof. Dr. med. vet. habil. Klaus Eulenberger
Zoologischer Garten Leipzig
Honorarprofessor der Veterinärmedizinischen Fakultät
der Universität Leipzig

Prof. Dr. med. vet. habil. emer. Eberhard Grün
Veterinär-Physiologisch-Chemisches Institut der
Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Prof. Dr. med. vet. habil. Axel Sobiraj
Ambulatorische und Geburtshilfliche Tierklinik der
Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Dr. med. vet. habil. Christian Walzer
Salzburger Tiergarten Hellbrunn
Universitätsdozent und Zootierarzt

Tag der Verteidigung: 17.12.2004

Meinen Eltern

*Alles Wissen geht aus
einem Zweifel hervor
und endet in einem Glauben.*

(Marie von Ebner-Eschenbach)

Inhaltsverzeichnis

1	<u>EINLEITUNG</u>	1
2	<u>LITERATURÜBERSICHT</u>	3
2.1	<i>Taxonomie und allgemeine biologische Daten der untersuchten Spezies</i>	3
2.1.1	Dama- und Mhorr gazellen	3
2.1.2	Grévyzebras	6
2.2	<i>Progesteron</i>	9
2.2.1	Struktur, Eigenschaften und Synthese	9
2.2.2	Transport	10
2.2.3	Wirkungsmechanismus	11
2.2.4	Regulation von Progesteronsynthese und –sekretion	12
2.2.5	Funktionen während des Zyklus und der Gravidität	13
2.2.6	Abbau und Ausscheidung	15
2.2.7	Ausscheidung über Harn und Kot	17
2.2.8	Beziehungen zwischen den Konzentrationen von Gestagenen im Blut und in den Exkreten	19
2.2.9	Abhängigkeit der Gestagenstabilität im Kot von äußeren Einflüssen	21
2.3	<i>Fortpflanzungsbiologie und Reproduktionskontrolle bei Gazellen und Zebras</i>	24
2.3.1	Allgemeines	24
2.3.1.1	Methoden zur Fertilitätsdiagnostik bei Wildtieren	24
2.3.1.2	Gestagennachweise in Harn und Kot von Wildtieren	27
2.3.2	Gazellen	29
2.3.2.1	Allgemeine Fortpflanzungsdaten	29
2.3.2.2	Verhalten der Gestagene in Exkreten während des Zyklus	32
2.3.2.3	Verhalten der Gestagene in Exkreten während der Gravidität	34
2.3.3	Zebras	36
2.3.3.1	Allgemeine Fortpflanzungsdaten	36
2.3.3.2	Verhalten der Gestagene in Exkreten von Jungstuten	39
2.3.3.3	Verhalten der Gestagene in Exkreten während des Zyklus	39
2.3.3.4	Verhalten der Gestagene in Exkreten während der Gravidität	41
3	<u>TIERE, MATERIAL UND METHODEN</u>	43
3.1	<i>Tiere</i>	43
3.1.1	Gazellen	43
3.1.2	Grévyzebras	46
3.2	<i>Probenmaterial</i>	48

3.3	<i>Methodik der Gestagenbestimmung im Kot</i>	50
3.3.1	Einwaage und Extraktion	50
3.3.2	Durchführung des Radioimmunoassays (RIA)	50
3.3.2.1	Materialien	50
3.3.2.2	Versuchsablauf	51
3.3.2.3	Qualitätsparameter	52
3.4	<i>Statistische Auswertung</i>	52
4	<u>ERGEBNISSE</u>	53
4.1	<i>Qualitätskriterien der Bestimmungsmethode</i>	53
4.2	<i>Gestagenkonzentrationen im Kot von Dama- und Mhorrhgazellen</i>	55
4.2.1	Zyklus	55
4.2.2	Trächtigkeit	58
4.2.3	Fortpflanzungsstörungen	61
4.3	<i>Gestagenkonzentrationen im Kot von Grévyzebras</i>	65
4.3.1	Zyklus	65
4.3.2	Trächtigkeit	68
4.3.3	Fortpflanzungsstörungen	74
5	<u>DISKUSSION</u>	76
5.1	<i>Einfluss äußerer Faktoren auf die Stabilität der Gestagene im Kot</i>	76
5.2	<i>Qualitätskriterien der radioimmunologischen Analyse der Gestagenmetaboliten im Kot</i>	78
5.3	<i>Fortpflanzungskontrolle bei Dama- und Mhorrhgazellen</i>	80
5.4	<i>Fortpflanzungskontrolle bei Grévyzebras</i>	87
6	<u>ZUSAMMENFASSUNG</u>	94
7	<u>SUMMARY</u>	96
8	<u>LITERATURVERZEICHNIS</u>	98
9	<u>ANHANG</u>	
9.1	<i>Einzelwerte der Gestagenkonzentrationen im Kot zur Fortpflanzungskontrolle bei Dama- und Mhorrhgazellen</i>	
9.2	<i>Einzelwerte der Gestagenkonzentrationen im Kot zur Fortpflanzungskontrolle bei Grévyzebras</i>	

Liste der verwendeten Abkürzungen

ACTH	Adrenocorticotropes Hormon
ANOVA	analysis of variance (Varianzanalyse, englisch)
a. p.	ante partum (vor der Geburt, lateinisch)
bidest.	bidestilliert
BSA	bovines Serumalbumin
C/ ¹⁴C	Kohlenstoff/ ¹⁴ Kohlenstoff
Ca²⁺	Calcium-Ion
CITES	Convention of International Trade for Endangered Spezies (Washingtoner Artenschutzübereinkommen, englisch)
CoA	Coenzym A
CR	Creatinin
Da	Dalton
DNA	desoxyribonucleic acid (Desoxyribonukleinsäure, englisch)
eCG	equines Choriongonadotropin (s. a. PMSG)
EEP	Europäisches Erhaltungszuchtprogramm
EIA	Enzymimmunoassay
ELISA	Enzyme-linked immunosorbent assay (enzymverknüpfter immunbindender Versuch, englisch)
et al.	et alii (und andere, lateinisch)
FSH	Follikelstimulierendes Hormon
G	Gravitation (Erdbeschleunigung, lateinisch)
GnRH	Gonadotropin-Releasing-Hormon (Gonadoliberin)
³H	Tritium
HCl	Salzsäure
HPLC	High-Performance-Liquid-Chromatography (Hochleistungs-Flüssigkeits-Chromatographie, englisch)
i. m.	intramuskulär
IUCN	International Union for Conservation of Nature and Natural Resources/ The World Conservation Union (Internationale Union für Naturschutz, englisch)
i. v.	intravenös
LH	Luteinisierendes Hormon
LSC	liquid scintillation counting (Flüssigszintillationszählung, englisch)
mRNA	messenger ribonucleic acid (Boten-Ribonucleinsäure, englisch)
n	Anzahl
p	Signifikanz
p. a.	pro analysi (für die Analyse, lateinisch)
p. p.	post partum (nach der Geburt, lateinisch)
PGF_{2α}	Prostaglandin F_{2α}

PMSG	Pregnant mare serum gonadotropin (Gonadotropin des Serums trächtiger Stuten, englisch)
RIA	Radioimmunoassay
RNA	ribonucleic acid (Ribonukleinsäure, englisch)
s	Standardabweichung
SEM	standard error of mean (Standardfehler des Mittelwertes, englisch)
U	Umdrehungen
VK	Variationskoeffizient
vs.	versus (gegenüber, lateinisch)
\bar{x}	arithmetischer Mittelwert

1 EINLEITUNG

Die weltweit aus den unterschiedlichsten Gründen ansteigende Zahl der vom Aussterben bedrohten Tierarten hat 1973 zur Entstehung des Washingtoner Artenschutzübereinkommens geführt. Dieses dient der Registrierung bedrohter Spezies und der Kontrolle des Handels auf dem Index stehender Tierarten.

Durch das Washingtoner Artenschutzübereinkommen sind Wildfänge bedrohter Tierarten verboten. Deshalb ist es Zoologischen Gärten nur in Ausnahmefällen möglich, Tiere aus der freien Wildbahn zur Auffrischung des genetischen Materials zu bekommen. Ziel ist es vielmehr, durch Zuchtprogramme den Inzuchtfaktor der einzelnen Tierarten so gering wie möglich zu halten, den Bestand in Zoologischen Gärten zu sichern und durch eventuelle Auswilderung von Nachzuchten in die ursprünglichen Lebensräume einen Beitrag zur Arterhaltung zu leisten.

In Europa existieren zu diesem Zweck seit 1985 verschiedene Europäische Erhaltungszuchtprogramme (EEP). Mit Hilfe der EEP ist eine zentrale Leitung der Zucht bestimmter Tierarten in den angeschlossenen Zoos und Tiergärten möglich. Durch verschiedene Studien zur Fortpflanzungsbiologie einzelner Tierarten sind seit Jahren Grundlagen für erfolgreiche Nachzuchten geleistet worden. Eine große Rolle spielen insbesondere Untersuchungen zum endokrinen Status weiblicher Tiere bzgl. des Ovulationszeitpunktes, der Zyklusdauer und der Trächtigkeit. Von besonderer Bedeutung bei Zoo- und Wildtieren sind vor allem nicht invasive Methoden zur Gewinnung von Untersuchungsmaterial, die mit deutlich geringerem Stress für die Tiere verbunden sind, da keinerlei Immobilisation bzw. Narkose erforderlich wird.

Die Nachzucht einzelner Gazellenarten in menschlicher Obhut ist für die Arterhaltung von großer Bedeutung. Gerade der Bestand an Damagazellen ist in den letzten Jahrzehnten bis auf einige kleine und verstreute Restpopulationen zurückgegangen. Es wird geschätzt, dass es noch etwa 5000 Tiere dieser Art in freier Wildbahn gibt. Noch dramatischer ist die Situation für die Mhorr gazellen, die in ihrer ursprünglichen Heimat Tunesien und Marokko bereits seit 1968 ausgerottet sind. In Zusammenarbeit mehrerer europäischer Zoos sind Anfang der 90er Jahre einige erfolgreiche Wiederauswilderungsprojekte durchgeführt worden. In der IUCN „Red List of Threatened Species“ (2002) werden Dama- und Mhorr gazelle in die Kategorie Endangered A1c eingestuft und in der CITES-Liste stehen sie im Anhang I.

Bei den Zebras sind einige Arten und Unterarten stärker gefährdet als andere, je nachdem, wie sehr ihr Lebensraum im jeweiligen Ursprungsland Beeinträchtigungen unterliegt. Eine stärkere Nutzung durch Landwirtschaft, extensive Viehhaltung und extremer Tourismus beeinflussen den Lebensraum der Zebras ebenso negativ wie die Besiedlung einzelner Landschaftsabschnitte und die Verlagerung von Flussläufen zur Bewässerung von Feldern.

Nicht zuletzt durch die intensive Jagd hat sich der Bestand an Grévyzebras von ca. 15000 Tieren Ende der 70er Jahre um mehr als 75 % auf heutzutage geschätzte 3000 bis 3500 Tiere dezimiert. Zusätzlich befinden sich noch ca. 600 Grévyzebras in der Obhut von Zoologischen Gärten und Tierparks. In der IUCN „Red List of Threatened Species“ (2002) werden die Grévyzebras in die Kategorie Endangered A1a + 2c eingestuft und in der CITES-Liste in Anhang I geführt.

In der vorliegenden Arbeit soll durch die Bestimmung von Gestagenmetaboliten im Kot ein Beitrag zur Endokrinologie der Fortpflanzung bei weiblichen Damagazellen (*Gazella dama ruficollis*) und Mhorrhgazellen (*Gazella dama mhorri*) sowie bei weiblichen Grévyzebras (*Equus grevyi*) geleistet werden.

In diesem Rahmen wurden folgende Zielstellungen im Einzelnen verfolgt:

1. Zyklus- und Graviditätsdiagnostik bei Dama- und Mhorrhgazellen

- Bestimmung der Konzentrationen von Gestagenmetaboliten im Kot zur Ermittlung der Zykluslänge
- Untersuchung von Beziehungen zwischen beobachteten Brunstsymptomen und dem Verlauf der Ausscheidung von Gestagenmetaboliten im Kot
- Erfassung der Konzentrationen von Gestagenmetaboliten im Kot eines Jungtieres im Pubertätsalter
- Trächtigkeitsdiagnostik aufgrund der Veränderungen in der Gestagenkonzentration im Kot sowie Festsetzung von Grenzwerten zur Feststellung einer Trächtigkeit und Ermittlung der Trächtigkeitsdauer
- Erfassung von Fruchtbarkeitsstörungen
- Einflüsse des Umsetzens der Herde in einen neuen Tierpark auf den Zyklus der Tiere
- Prüfung auf das Vorkommen von Asaisonalität/ Saisonalität

2. Zyklus- und Graviditätsdiagnostik bei Grévyzebras

- Bestimmung der Konzentrationen von Gestagenmetaboliten zur Ermittlung der Zykluslänge
- Untersuchung von Beziehungen zwischen beobachteten Brunstsymptomen und dem Verlauf der Ausscheidung von Gestagenmetaboliten im Kot
- Erfassung der Konzentrationen von Gestagenmetaboliten im Kot von Jungtieren
- Trächtigkeitsdiagnostik aufgrund der Veränderungen in der Gestagenkonzentration im Kot sowie Festsetzung von Grenzwerten zur Feststellung einer Trächtigkeit und Ermittlung der Trächtigkeitsdauer
- Erfassung von Fruchtbarkeitsstörungen
- Prüfung auf das Vorkommen von Asaisonalität/ Saisonalität

2 LITERATURÜBERSICHT

2.1. Taxonomie und allgemeine biologische Daten der untersuchten Spezies

2.1.1 Dama- und Mhorr gazellen

Die Unterfamilie der Gazellenartigen (*Antilopinae*) gehört zur Ordnung der Paarhufer (*Artiodactyla*) und innerhalb dieser zur Unterordnung der Wiederkäuer (*Ruminantia*) und der Familie der Hornträger (*Bovidae*). Die Familie der Hornträger ist die arten- und formenreichste Paarhuferfamilie (SEIDEL 1995, DOLDER 1997a). Als gemeinsames Merkmal der Hornträger ist auf der Stirn der Tiere mindestens ein Hornpaar vorhanden, die Vierhornantilope besitzt sogar zwei Hornpaare. Bei einigen Arten haben lediglich die männlichen Tiere Hörner, bei anderen Arten wiederum beide Geschlechter. Die Hörner der weiblichen Tiere sind meist kleiner und schmaler als bei den Böcken (DOLDER 1997a). Länge, Form und Oberflächenstruktur der Hörner sind in dieser Familie sehr vielgestaltig (PETZSCH 1969). Die Unterfamilie der Gazellenartigen, die auch Springantilopen genannt werden, setzt sich je nach Quelle aus 18 bis 20 verschiedenen Arten zusammen. Ihre Verbreitungsgebiete liegen hauptsächlich in Afrika und Arabien und zu einem kleinen Teil auch in Vorder- und Zentralasien. Gazellen bewohnen offene und buschbestandene Landschaften, Halbwüsten und Wüsten (DOLDER 1997a). Die Unterfamilie der Gazellenartigen setzt sich zusammen aus nicht ganz reh- bis damhirschgroßen Tieren mit schlankem Körper und schmalen Läufen. Der Rücken der Tiere ist meistens gerade oder im Kreuz etwas erhöht (WALTHER 1993). Sie besitzen zahlreiche Hautdrüsen und beide Geschlechter sind gleich gefärbt. Eine Ausnahme bildet hier die Hirschziegenantilope, bei dieser Art sind die Böcke deutlich dunkler gefärbt als die weiblichen Tiere.

Zur Art der *Gazella dama* (Pallas, 1766) gehören die Subspezies Rothalsgazelle (*Gazella dama ruficollis*; Smith, 1827), im Weiteren als Damagazelle bezeichnet, und die Subspezies Mhorr gazelle (*Gazella dama mhorri*; Bennett, 1833). Beide Arten werden aufgrund ihrer weißen Hinterhand auch als Spiegelgazellen bezeichnet (WALTHER 1993). Ihr ursprüngliches Verbreitungsgebiet erstreckte sich von Südmarokko über die Spanische Sahara, Mauretanien, den Senegal, Mali, den Niger und Tschad bis in den Sudan (DRÜWA 1985). Es wird diskutiert, ob noch weitere Unterarten existieren oder die Mhorr gazelle nur eine Farbvariante der Damagazelle ist. Als Unterteilungsgründe wurden bisher die Unterschiede in der Fellfärbung und die verschiedenen Lebensräume angeführt (ANDREAE u. KRUMBIEGEL 1976, EIGENER u. SCHLIEMANN 1983, CANO 1984, DRÜWA 1985). Die Mhorr gazellen besitzen einen Chromosomensatz von $2n = 38$, die Damagazellen dagegen merkwürdigerweise einen von $2n = 39$ (WIESNER u. MÜLLER 1998).

Damagazelle

Die Damagazelle ist mit einer Schulterhöhe von bis zu 120 cm die größte Gazellenart und wiegt zwischen 40 und 75 kg. Der Kopf der Damagazelle, der Unterbauch und die Beine sind überwiegend weiß. Die Farbe des Rückens und des Halses ist hellbraun, und an der Halsvorderseite besitzen die Damagazellen einen typischen weißen Fleck (CANO 1984, DRÜWA 1985, NÖTZOLD 1997). Die Hörner dieser Art sind relativ kurz und dick sowie charakteristisch s-förmig gewunden. Die Spitzen der Hörner zeigen nach oben und außen. Die männlichen Tiere haben an den Hörnern Querringe, die kräftiger ausgebildet sind als bei den weiblichen Tieren (DRÜWA 1985). Männliche Tiere zeigen territoriales Verhalten und haben an den Augen ausgeprägte Drüsen zur Markierung ihres Reviers, das sie außerdem mit Harn und Kot kennzeichnen. Das Höchstalter der Damagazellen wird mit ca. 12 Jahren angegeben (SEIDEL 1995, AZA 2004).

Als Lebensraum bevorzugt die Damagazelle die offene, spärlich von Gras, Büschen und Bäumen durchsetzte Halbwüste, wie sie z. B. in der nördlichen Hälfte Afrikas vorkommt. In der Regenzeit findet man die Damagazelle in der Sahara und während der Trockenzeit eher in der Sahelzone. Abhängig von der Jahreszeit führen die Tiere weite Wanderungen durch. Meistens in kleinen Gruppen von 10 bis 30 Tieren, z. T. aber auch in Herden, denen 100 bis 200 Tiere angehören (WALTHER 1993). Ursprünglich war die Damagazelle in Ländern wie dem Tschad und dem Sudan beheimatet (ANDREAE u. KRUMBIEGEL 1976, EIGENER u. SCHLIEMANN 1983, CANO 1984). Durch Bejagung und Zerstörung ihres Lebensraumes, Überweidung durch Viehherden und Bürgerkriege ist die Population an Damagazellen in den letzten fünfzig Jahren extrem zurückgegangen. Der heutige Gesamtbestand an Damagazellen wird auf ca. 2500 Individuen geschätzt (ANDREAE u. KRUMBIEGEL 1976, DRÜWA 1985, AZA 2004).

Mhorgazelle

Die Mhorgazelle ist in der freien Wildbahn seit 1968 ausgerottet (HOLT et al. 1996, ABÁIGAR et al. 1997, WIESNER u. MÜLLER 1998, PICKARD et al. 2003). Sie war von Marokko über die Spanische Sahara (Westsahara), Mauretanien und den Senegal bis Mali verbreitet (ANDREAE u. KRUMBIEGEL 1976, EIGENER u. SCHLIEMANN 1983, CANO 1984, CANO et al. 1993). Seit einigen Jahren werden mit Erfolg Wiedereinbürgerungen von in Gefangenschaft gezogenen Mhorgazellen in Tunesien, Marokko und dem Senegal durchgeführt (CANO et al. 1993, HOLT et al. 1996, WIESNER u. MÜLLER 1998). Die Anzahl von Mhorgazellen in Zoologischen Gärten ist mittlerweile auf ca. 250 Tiere angewachsen. Diese Tiere stammen jedoch alle von 12 Gründertieren ab, die 1971 als Wildfänge aus Rio de Oro (Westsahara) nach Almeria (Spanien) gebracht worden waren (ABÁIGAR et al. 1997, PICKARD et al. 2003). Die wenigen Gründertiere hatten sich in kurzer Zeit sehr schnell vermehrt und die Population hat sich an mögliche inzuchtbedingte Einflüsse angepasst, so dass vom genetischen Standpunkt aus ein Überleben der Art möglich wäre. Das bisherige Zuchtprogramm, in das jedes Individuum mit einbezogen wird, um

Inzuchtdepressionen zu verhindern, soll weiterhin mit dem Ziel durchgeführt werden, die Population so schnell wie möglich anwachsen zu lassen (WIESNER u. MÜLLER 1998).

Die Mhorr gazelle ist zwischen 90 bis 120 cm hoch und wiegt ca. 40-75 kg. Sie ist dunkler gefärbt als die Damagazelle. Die havannabraune Farbe erstreckt sich vom Kopf bis zur Mitte der Kruppe. Eine horizontale Linie von der Brustbeinspitze bis zur Leistenengegend trennt dieses Braun von der unteren vorwiegend weißen Körperhälfte. Die rotbraune Farbe kann aber auch in einer Linie unterschiedlicher Stärke an der Außenseite der Beine bis zu den Klauen reichen. An der Halsvorderseite besitzt die Mhorr gazelle genau wie die Damagazelle einen weißen Fleck (CANO 1984, DRÜWA 1985). Die Hörner der Mhorr gazellen sind ca. 20 bis 40 cm lang und s-förmig. Bei den Böcken sind die Hörner größer und stärker ausgebildet als bei den weiblichen Tieren (DRÜWA 1985). Mhorr gazellen haben ebenfalls eine Lebenserwartung von etwa 12 Jahren. Sie kommen einzeln oder in kleinen Gruppen von etwa 15 Tieren vor (AZA 2004).

In der Wildbahn werden die kleinen Herden von Damagazellen meistens von einem männlichen Tier angeführt. Aus diesem Grund werden diese Gazellen in Zoologischen Gärten hauptsächlich in kleinen Haremsgruppen gehalten, da die Böcke Aggressivität gegenüber anderen männlichen Tieren im Gehege zeigen. Häufig sind Gazellenböcke ebenfalls sehr aggressiv gegenüber den Kitzen (WIESNER 1984). Die Jungtiere der Dama- und Mhorr gazellen werden sandfarben geboren und färben sich erst im Alter von 5 bis 6 Monaten um (ANDREAE u. KRUMBIEGEL 1976, WIESNER 1984, DRÜWA 1985). In den ersten Tagen nach der Geburt zeigen sie typisches Abliegeverhalten. Die Hörner brechen zwischen der 5. und 6. Lebenswoche durch (DRÜWA 1985). Für beide Unterarten gilt wie für die meisten Antilopenartigen, dass sie extrem schreckhaft sind und zu Panik neigen. Bei Gefahr fliehen sie einfach geradeaus und ihre Flucht endet oft an den Pfosten der Gehege oder an Bäumen (WIESNER u. MÜLLER 1998). Deshalb bedarf es in Zoologischen Gärten besonderer Gestaltungsmaßnahmen der Gehege und Ställe, um Verletzungen möglichst zu verhindern, wenn die Tiere auf der Flucht sind (DRÜWA 1985, EULENBERGER et al. 1991). In der Wildbahn sind die Feinde der Gazellen meistens Geparde und Schakale (DRÜWA 1985).

Gazellen ernähren sich hauptsächlich von Gräsern, Kräutern, Sträuchern, Büschen aber auch von Blattwerk anderer Gehölze und von Bäumen, wie z. B. Akazien. Zum Teil erreichen sie ihre Nahrung, indem sie sich auf ihre Hinterbeine stellen, wie z. B. die Gerenuks (*Litocranius walleri*). Gazellen können als Wüstentiere wochenlang ohne Trinkwasser auskommen, da sie ihren Wasserbedarf über Futterpflanzen und Tau decken (DRÜWA 1985, AZA 2004). In den Zoologischen Gärten werden sowohl die Damagazellen als auch die Mhorr gazellen mit Luzerne- und Kleeheu sowie frischem Laub gefüttert. Zeitweise erhalten sie zusätzlich Pellets, Haferflocken, Kleie, Quetschhafer, Bruchmais, Gemüse und Obst sowie Vitamin- und Mineralstoffmischungen (WIESNER 1984, DRÜWA 1985, EULENBERGER et al. 1991, DOLDER 1997a).

2.1.2 Grévyzebras

Die Familie der Pferdeartigen (*Equidae*) bildet zusammen mit der Familie der Nashornartigen (*Rhinocerotidae*) und der Familie der Tapire (*Tapiridae*) die Ordnung der Unpaarhufer (*Perissodactyla*). Bei dieser Ordnung handelt es sich um Pflanzenfresser mit einem einhöhligen Magen und einem großen Blinddarm (PETZSCH 1969).

Zur Familie der Equidae gehören 6 Arten mit einer unterschiedlichen Anzahl von Unterarten, die z. T. bereits ausgestorben sind oder zu den stark bedrohten Tierarten gehören.

Ordnung Unpaarhufer (*Perissodactyla*) (STRAUSS 1995)

Unterordnung Hippomorpha

Familie Pferdeartige (*Equidae*)

6 Arten mit 15 Unterarten:

- ◆ Urwildpferd (*Equus przewalskii*)
- ◆ Grévyzebra (*Equus grevyi*)
- ◆ Bergzebra (*Equus zebra*)
 - Kap-Bergzebra (*E. z. zebra*)
 - Hartmann's Bergzebra (*E. z. hartmannae*)
- ◆ Steppenzebra (*Equus quagga*)
 - Quagga (*E. q. quagga*)
 - Burchell-Zebra (*E. q. burchelli*)
 - Damara-Zebra (*E. q. antiquorum*)
 - Chapman-Zebra (*E. q. chapmani*)
 - Grant- oder Böhm-Zebra (*E. q. böhmi*)
- ◆ Halbesel (*Equus hemionus*)
 - Onager = persischer Halbesel (*E. h. onager*)
 - Kulan = turkmenischer Halbesel (*E. h. kulan*)
 - Dschiggetai = mongolischer Halbesel (*E. h. hemionus*)
 - Khur = indischer Halbesel (*E. h. khur*)
 - Kiang = nordöstlicher Kiang (*E. h. holdereri*)
 - Kiang = westlicher Kiang (*E. h. kiang*)
 - Kiang = nepalesischer Kiang (*E. h. polyodon*)
- ◆ Wildesel (*Equus asinus*)
 - Somali-Wildesel (*E. a. somalicus*)
 - Nubischer Wildesel (*E. a. africanus*)
 - Nordafrikanischer Wildesel (*E. a. atlanticus*)

Anatomie und Physiologie der hier aufgeführten Arten entsprechen weitestgehend der der Hauspferde und –esel. Alle Equidenarten lassen sich untereinander kreuzen. Durch eine Chromosomensatzdifferenz sind die Nachkommen jedoch infertil (STRAUSS 1995). Der Chromosomensatz von Pferden beträgt $2n = 64$, der von Grévyzebras $2n = 46$. Steppenzebras besitzen einen Chromosomensatz mit $2n = 44$ und Bergzebras einen von $2n = 32$.

Equidae existieren auf allen Kontinenten außer der Antarktis und haben sich extremen Wetterbedingungen angepaßt. Sie kommen in Lebensräumen vor, in denen die Temperaturen zwischen -45 °C im Winter und 40 °C im Sommer schwanken. Equidae findet man sowohl knapp über dem Meeresspiegel als auch in Höhen bis zu 5000 m (WALZER 2002).

Erst im Jahre 1882 ist das erste Grévyzebra von dem französischen Zoologen Emile Oustalet beschrieben worden. Die Grévyzebras gehören nicht zu den echten Zebras und unterscheiden sich vor allem durch ihre Körpergröße, die großen Ohren und sehr feine schwarze Streifung im Haarkleid von den anderen Zebraarten (VOLF 1993). Nicht nur die großen und abgerundeten Ohren, sondern auch ihre Lautäußerungen deuten auf eine nähere Verwandtschaft zu den Eseln hin (DOLDER 1997b). Das Grévyzebra, die größte Zebraart, erreicht ein Stockmaß von 150 bis 160 cm. Erwachsene Grévyzebras haben ein Körpergewicht von ca. 350-400 kg und können ein Höchstalter von bis zu 35 Jahren erreichen (STRAUSS 1995). Die Streifen des großen Kopfes sind sehr eng – genauso wie die vertikalen Streifen am Rumpf. Nur am Hals des Grévyzebras sind die Vertikalstreifen breiter. Die Bauchunterseite des Grévyzebras und der Spiegel um die Schwanzwurzel sind weiß. Grévyzebras besitzen auf dem Rücken einen breiten schwarzen Aalstrich und ihre Beine sind bis zu den Hufen quergestreift (VOLF 1993, PETZSCH 1969). Die Hinterhand zeichnet sich ebenfalls durch eine charakteristische Streifung aus und dient der Unterscheidung der einzelnen Zebraarten. Bei den Jungtieren setzt sich die Stehmähne über den Rücken bis zum Schweifansatz fort und sie verlieren diese erst mit ca. 6 Monaten. Eine Besonderheit ist, dass die Streifen bei der Geburt und in den ersten Lebensmonaten nur am Hals schwarz und ansonsten braun gefärbt sind. Ebenso ist der Aalstrich zunächst hell rostrot gefärbt (ANTONIUS 1932, 1944, KING 1965).

Grévyzebras kamen in der Natur ursprünglich in den Halbwüsten und Trockensavannen von Nordkenia, Äthiopien, Sudan, Djibouti, Somalia und Eritrea vor (KLINGEL 1974, WILLIAMS 2002). Nicht nur die zunehmende Nutztierhaltung durch den Menschen und die damit verbundenen Veränderungen der Vegetation haben die Grévyzebra-Population erheblich beeinträchtigt (KLINGEL 1974). Auch durch Jagd – des Felles und Fleisches wegen – und durch Bürgerkriege sind die Grévyzebras in ihrem Bestand seit langem erheblich bedroht (DOLDER 1997b). In Äthiopien werden sie gesetzlich geschützt, während es im Sudan keinen gesetzlichen Schutz für die Grévyzebras gibt. In Kenia besteht seit 1977 ein Jagdverbot. In Somalia und Djibouti ist diese Zebraart mittlerweile ausgerottet (WILLIAMS 2002). Die heutigen Verbreitungsgebiete der Grévyzebras beschränken sich hauptsächlich auf Nordkenia und Südäthiopien, in der Nähe des Lake Turkana sowie ein kleines zentral in

Äthiopien gelegenes Gebiet. Die Verlagerung der von Grévyzebras genutzten Gebiete hängt wahrscheinlich auch mit der zusätzlichen Nutzung durch Hirten und ihre Viehherden sowie mit der Reduzierung von Wasserquellen und der damit verbundenen Vegetationsänderung zusammen (WILLIAMS 2002).

Nach dem sozialen Leben lassen sich die Equiden in zwei Gruppen einteilen. Bergzebras, Steppenzebras und Przewalskipferde leben in dauerhaften Familienverbänden ohne festgesetzte Grenzen (STRAUSS 1995). Grévyzebras dagegen schließen sich zu den verschiedensten Gruppen (Hengst-, Stuten- und Stuten-Fohlen-Gruppen) zusammen, wobei sich die Zusammensetzung dieser Gruppen innerhalb von Stunden durch Zu- und Abwanderung ändern kann. Eine individuelle Bindung zwischen zwei oder mehreren adulten Zebras soll nicht bestehen. Nur zwischen Stute und Fohlen besteht eine dauerhafte Bindung. Sie erkennen sich hauptsächlich am Aussehen und am Geruch. Die Fohlen bleiben bis zu einem Alter von 1½ bis 2 Jahren bei der Mutter. Grévyzebrahengste und –stuten sind auch einzeln anzutreffen. Einige der solitären Hengste sind über Jahre ortstreu, und in ihrem Gebiet halten sich außer einigen Stuten auch weitere adulte Hengste auf, die von dem ortstreuen Hengst geduldet werden. Paarungen finden bei Grévyzebras nur zwischen dem territorialen Hengst und seinen Stuten statt. Die Hengste verteidigen ihre Territorien nur unter bestimmten Bedingungen, und meist können alle Artgenossen dieses Gebiet passieren oder sich in diesem aufhalten. In Anwesenheit einer rossigen Stute, die von einem Territorium in ein anderes abwandert, kann es jedoch in einem 20 bis 50 m breiten Grenzstreifen zu Kämpfen zwischen den territorialen Nachbarhengsten kommen (KLINGEL 1974). Grévyzebras, aber auch Wild- und Halbesel, markieren ihre weitläufigen Territorien durch Kothaufen (STRAUSS 1995). Vor allem entlang der Territoriumsgrenzen befinden sich in unregelmäßigen Abständen große und dauerhafte Kotplätze von mehreren Quadratmetern Fläche. Diese werden wahrscheinlich nicht nur von den Grévyzebras genutzt, sondern z. B. auch von Oryx-Antilopen (*Oryx gazella*) und Grant-Gazellen (*Gazella granti*). Die Funktion der Kotplätze ist nicht vollständig geklärt. Sie dienen vielleicht der Eigenorientierung der Territoriumsbesitzer (KLINGEL 1974).

Entsprechend ihres Lebensraumes ist die Nahrung der Grévyzebras karg. Sie ernähren sich hauptsächlich von Gräsern. In menschlicher Obhut werden sie größtenteils mit Gras und Heu versorgt, sowie z. T. mit Pferdepellets und Gemüse gefüttert (WALZER 2002). In den Mägen von Grévyzebras wurden von KLINGEL (1974) außer Grasanteilen auch kleine Steine gefunden, dabei ist nicht bekannt, ob diese zufällig oder gezielt aufgenommen wurden. Die Aufnahme von Erde ist jedoch häufiger beobachtet worden. Grévyzebras vertragen ein mehrtägiges Dursten, nur laktierende Stuten benötigen spätestens alle 1 bis 2 Tage Wasser (GINSBERG 1989, WILLIAMS 2002). Eine Besonderheit im Verhalten der Grévyzebras ist bei der Wasseraufnahme beobachtet worden. Sie graben mit Scharrbewegungen Löcher von bis zu 60 cm Tiefe, z. B. in Wadis. Diese Wasserlöcher werden gegen Artgenossen verteidigt

und außerdem von anderen Arten, wie Gazellen, Elefanten und Giraffen genutzt (KLINGEL 1974).

2.2 Progesteron

2.2.1 Struktur, Eigenschaften und Synthese

Die Sexualhormone sind lipophile Stoffe und gehören zur Gruppe der Steroide (KOOLMANN u. RÖHM 1994). Strukturelle Grundlage der Steroidhormone ist das Sterangerüst. Es besteht aus 4 kondensierten Ringen (drei Sechseck-Ringe „A, B, C“ und ein Fünfeck-Ring „D“), die aus insgesamt 17 Kohlenstoffatomen aufgebaut sind. Die verschiedenen Steroidhormone unterscheiden sich durch ihre funktionellen Gruppen, die Anzahl der Kohlenstoffatome, die Lokalisation ihrer Doppelbindungen und die Struktur ihrer Seitenkette (BAMBERG 1994b). Die fortpflanzungsrelevanten Steroidhormone unterteilt man nach der Gesamtzahl ihrer Kohlenstoffatome in Östrogene mit 18 C-Atomen, Androgene mit 19 C-Atomen und Gestagene (z. B. Progesteron) sowie Corticoide mit jeweils 21 C-Atomen (HOFFMANN 1977, CHOI 1987, URICH 1990, SCHALLENBERGER 1993).

Innerhalb der verschiedenen Tierarten ist Progesteron phylogenetisch gesehen ein hoch konserviertes Steroid und kommt ebenfalls bei Reptilien und Vögeln vor (KIRKPATRICK et al. 1990a). Progesteron stellt ein neutrales Steroid dar. Im Gegensatz zum Progesteron enthalten Östrogene einen aromatischen A-Ring und bilden in stark alkalischem Milieu Salze. Durch diese Eigenschaft ist es möglich, die beiden Steroide durch einfache Lösungsverteilung zwischen wässriger Natronlauge und einer organischen Phase voneinander zu trennen. Die Östrogene verbleiben dabei in der wässrigen Phase (HOFFMANN 1977, BAMBERG 1994b). Das Molekulargewicht der Steroidhormone ist gering und liegt gewöhnlich unter 500 Da (EDQVIST u. FORSBERG 1997).

Gemeinsame Vorstufe aller Steroide ist das Cholesterol (C-27-Steroid). Dieses wird zum Teil mit der Nahrung aufgenommen oder aber im Organismus aus Acetyl-CoA über verschiedene enzymatisch gesteuerte Reaktionen synthetisiert (CHOI 1987, URICH 1990, BAMBERG 1994b). Säugetiere können Cholesterol prinzipiell in allen Geweben mit Ausnahme des Gehirns selbst bilden. 97 % des Cholesterols stammen dabei aus der Biosynthese in der Leber, im Darm und in der Haut (TRÄGER 1977). Daneben sind auch die Gonaden und die Nebennierenrinde zur Cholesterol-Synthese befähigt. Das gespeicherte Cholesterol wird im Bedarfsfall aus den Lipidgranula ins Zytosol endokriner Organe freigesetzt und gelangt anschließend in die Mitochondrien (BAMBERG 1994b).

Die Produktion von Steroidhormonen erfolgt in bestimmten Organen, wie Ovar, Plazenta, fetalen Organen, Testes und Nebennierenrinde. Tumore können ebenfalls Steroidhormone bilden (TRÄGER 1977). Alle steroidbildenden Gewebe besitzen prinzipiell die gleiche

Enzymausstattung. Durch die Bevorzugung bestimmter Synthesewege und durch Synthesehemmung auf verschiedenen Stufen entsteht ein art- und organspezifisches Produktspektrum (URICH 1990). Im Verlaufe der Steroidhormonbildung im Ovar kann die Anzahl der C-Atome im Cholesterolgrundgerüst nur verringert und nicht erhöht werden (MEINECKE 2000b).

In den Mitochondrien der synthetisierenden Zellen entsteht aus dem Cholesterol nach enzymatischer Abspaltung der Seitenkette Pregnenolon, ein C-21-Steroid. Dieses Hormon ist eine weitere wichtige Zwischenstufe, da sich an dieser Stelle der Syntheseweg der Steroidhormone und der Corticoide trennt. Pregnenolon (5-Pregnen-3- β -ol-20-on) wird durch Einwirkung von speziellen Dehydrogenasen und Isomerasen in Progesteron (4-Pregnen-3,20-dion) umgebaut (NEUMANN 1977, TRÄGER 1977, URICH 1990). Im Anschluss wird das gebildete Progesteron aus den Mitochondrien in das Zytoplasma transferiert und somit in allen steroidhormonbildenden endokrinen Drüsen bereitgestellt (TRÄGER 1977). Durch den enzymvermittelten Einbau von Hydroxylgruppen am C 17 kann aus Pregnenolon das 17 α -Hydroxypregnenolon und aus Progesteron das 17 α -Hydroxyprogesteron entstehen. Beide Steroide sind Vorstufen für die Bildung von Androgenen und Östrogenen (NEUMANN 1977, URICH 1990, BAMBERG 1994b).

Progesteron wird vor der Ovulation zunächst von der Granulosazellschicht des Tertiärfollikels gebildet. Nach der Ovulation sind die aus den Granulosa- und Theca interna-Zellen entstehenden großen und kleinen Luteinzellen in unterschiedlichem Ausmaß für die Progesteronsynthese zuständig (BAMBERG 1994a, MEINECKE 2000b). Während des Zyklus ist das Corpus luteum der Hauptbildungsort für Progesteron (TRÄGER 1977). Insbesondere ist Progesteron das wichtigste Trächtigkeitserhaltende Hormon (NEUMANN 1977, BAIRD 1979). In der Anfangsphase der Trächtigkeit stellt das Corpus luteum graviditatis die einzige Progesteronquelle dar und bleibt bei einigen Tierarten über den gesamten Trächtigkeitsverlauf für die Aufrechterhaltung der Gravidität essentiell. Ab einer bestimmten Trächtigkeitsphase ist die Plazenta bei vielen Spezies allein oder zusammen mit dem Corpus luteum graviditatis für die Progesteronproduktion verantwortlich. Beim Rind ist die Plazenta nur zwischen dem 150./ 180. Tag und dem 240./ 250. Trächtigkeitstag allein zur Aufrechterhaltung der Gravidität in der Lage. Ansonsten sind sowohl das Ovar als auch der Gelbkörper als Gestagenquelle in der Gravidität beim Rind erforderlich. Bei der Stute entstehen ca. ab dem 30./ 40. Trächtigkeitstag Corpora lutea auxiliaria, die bis zum 120. Tag zu einer Erhöhung der Progesteronkonzentration im Blutplasma führen (CHOI 1987, HOFFMANN 1994, MÖSTL 2000).

2.2.2 Transport

Von ihrem Entstehungsort gelangen Steroidhormone über den Blutkreislauf zu den Zielorganen (TRÄGER 1977). Sie kommen im Plasma entweder frei, konjugiert (z. B. als

Sulfate oder Glucuronide) oder an Plasmaproteine gebunden vor. Die freien Steroide bilden hierbei die biologisch wirksame Fraktion. Die Bindung zwischen Steroiden und Plasmaproteinen ist jedoch reversibel, so dass die Steroidhormone im Bedarfsfall wieder in die biologisch aktive Form überführt werden können, sobald die Konzentration an freien Steroiden absinkt und stellen damit ein Steroidreservoir dar (HOFFMANN 1977, HEAP 1979, BAMBERG 1994b, EDQVIST u. FORSBERG 1997). Steroidhormone können aufgrund ihrer geringen Wasserlöslichkeit im Blutplasma nur proteingebunden transportiert werden. Die Transportproteine spielen demzufolge bei der Regulation des Gleichgewichts zwischen freiem und gebundenem Steroid eine wichtige Rolle und schützen zudem das Steroid vor Metabolisierung. Albumin als Transportprotein weist zwar eine hohe Bindungskapazität, aber nur eine geringe Affinität für Steroide auf. Unter den Globulinen des Blutplasmas befinden sich jedoch spezifische Bindungsproteine, die eine hohe Affinität für Steroide haben. Bei vielen Tierarten ist es das Transcortin, das neben seiner Transportfunktion für Cortisol eine hohe Affinität zum Progesteron besitzt (HOFFMANN 1977, HEAP 1979, URICH 1990, BAMBERG 1994b).

2.2.3 Wirkungsmechanismus

Eine Anreicherung in spezifischen Organen oder Geweben ist für Sexualhormone typisch. Die Aufnahme des Hormons aus dem Blut in die Zellen des Zielorgans hängt von dem Vorhandensein hormonspezifischer Rezeptoren ab. In den Zielorganen können solche Rezeptoren für verschiedene Steroidhormone gleichzeitig vorkommen (BAIRD 1979). Durch ihren lipophilen Charakter können Steroidhormone durch die Zellmembran diffundieren und sich im Zytoplasma an spezifische Rezeptoren binden (URICH 1990, EDQVIST u. FORSBERG 1997). Der Rezeptor für Steroidhormone besteht aus einer einzigen Polypeptidkette (MEINECKE 2000a). Hitzeschockproteine inaktivieren die Steroidhormonbindungsstelle, solange der Rezeptor ungebunden ist. Die Aktivierung des Rezeptors durch das Steroidhormonmolekül bewirkt eine Abdissoziation der Hitzeschockproteine, wodurch die Freilegung einer Chromatinbindungsstelle am Hormon-Rezeptor-Komplex erfolgt (LÖFFLER 1998, MEINECKE 2000b). Dieser nun aktivierte Hormon-Rezeptor-Komplex bindet nach Dimerisierung an eine spezifische Stelle der DNA im Zellkern, wodurch die Transkription bestimmter Gene ausgelöst wird. Die Translation der neugebildeten mRNA erfolgt an den Ribosomen, wobei spezifische Proteine gebildet werden. Progesteron induziert die Bildung von Trächtigkeitsproteinen (Trophoblastproteinen), stimuliert die sekretorische Aktivität der Drüsen des Endometriums und sichert damit die Bereitstellung der Uterinmilch (Embryotropie) zur Ernährung der Zygote. Die Ausbildung von Östrogen- und Oxytocinrezeptoren am Myometrium wird durch Progesteron gehemmt und dadurch die Durchblutung und Motilität des Uterus herabgesetzt. Des Weiteren wird die Milchbildung (Laktogenese) durch Progesteron blockiert, indem es die Ausbildung der Prolaktinrezeptoren in der Milchdrüse hemmt (NEUMANN 1977, TRÄGER 1977, DELOUIS et al. 1980, HEESCHEN 1993, HOFFMANN 1993, MEINECKE 2000b). Die Wirkungsdauer des Steroidhormones bleibt nur

solange erhalten, wie der Hormon-Rezeptor-Komplex an das Chromatin bindet. Da Progesteron im Gegensatz zu Östrogenen mit seinem Hormon-Rezeptor-Komplex nur kurze Zeit an das Chromatin andockt, ist die erforderliche Progesteronkonzentration im Blut relativ hoch (MEINECKE 2000b).

2.2.4 Regulation von Progesteronsynthese und –sekretion

Die Reproduktion des weiblichen Säugetieres unterliegt der endokrinen Steuerung durch das Hypothalamus-Hypophysen-System. Die einzelnen Kontrollsysteme sind hierarchisch geordnet und ein ausbalanciertes Regulationssystem ist notwendig, um „überschießende“ Reaktionen vermeiden zu können. Der Hypothalamus, die Hypophyse und die Ovarien stehen dabei in ständigem Kontakt und beeinflussen sich gegenseitig. Die wichtigsten Kommunikationswege sind die positiven oder negativen Rückkopplungen („positives“ bzw. „negatives feedback“), wobei das sezernierte Hormon seine eigene Synthese über seine Konzentration im Blut hemmen oder fördern kann (SCHALLENBERGER 1993, THUN 1995, MEINECKE 2000a).

Das im Hypothalamus synthetisierte Gonadotropin-Releasing-Hormon (Gonadoliberin) ist das für die Fortpflanzung wichtigste Neurohormon. GnRH stimuliert sowohl die Synthese als auch die Freisetzung von LH und FSH aus dem Hypophysenvorderlappen. Unter dem Einfluss von FSH und später LH kommt es im Zyklus zu vermehrtem Follikelwachstum. Das präovulatorisch freigesetzte LH bindet an die Granulosa- und Thekazellen, aktiviert eine Reihe von Enzymsystemen, die die Luteinisierung der Zellen und die Ovulation eines oder mehrerer Tertiärfollikel mit anschließender Gelbkörperbildung induzieren (THUN 1995, MEINECKE 2000b). Nach der Ovulation wird durch Stimulation von LH pulsatil Progesteron aus den großen und kleinen Luteinzellen freigesetzt. In den großen Luteinzellen sind Calcium-Ionen sowohl für eine basale als auch für eine durch LH stimulierte Progesteronsynthese erforderlich (BAMBERG 1994a). In Abhängigkeit von der Steroidhormonkonzentration bzw. dem Progesteron-/ Östrogenverhältnis im Blut kommt es im weiteren Verlauf durch negative Rückkopplung zur Hemmung der GnRH-Freisetzung. Progesteron ist dabei in der Lage, sowohl die Frequenz als auch die Amplitude der GnRH-Freisetzung im Hypothalamus zu reduzieren. Obwohl ein weiteres Follikelwachstum in der Gelbkörperphase durch wellenförmige FSH-Sekretion möglich ist, wird eine Ovulation dieser Follikel jedoch unterbunden (THUN 1995, BAMBERG 1994a, MEINECKE 2000b).

Findet keine Befruchtung statt, wird der periodische Gelbkörper gegen Ende des Zyklus zurückgebildet. Die Luteolyse des Gelbkörpers wird bei landwirtschaftlichen Nutztieren durch Prostaglandin $F_{2\alpha}$ ($PGF_{2\alpha}$) endometrialen Ursprungs ausgelöst. $PGF_{2\alpha}$ gelangt über den engen Kontakt zwischen Vena uterina direkt in die Arteria ovarica und somit zum Gelbkörper. Durch diesen Gegenstromaustausch wird ein Abbau des Hormons in Leber, Lunge und Niere verhindert (THUN 1995, MEINECKE 2000b). $PGF_{2\alpha}$ bindet an die entsprechenden Rezeptoren der großen Luteinzellen des Gelbkörpers und bewirkt eine Verminderung der Progesteronproduktion sowie eine Freisetzung von Oxytocin. Durch die

geringere Progesteronkonzentration im Blut erhöht sich die Anzahl der Oxytocinrezeptoren im Endometrium. Dadurch wird das aus den großen Luteinzellen freigesetzte Oxytocin gebunden und wiederum verstärkt $\text{PGF}_{2\alpha}$ sezerniert. Die Durchblutung des Ovars wird durch die vasokonstriktorische Wirkung des $\text{PGF}_{2\alpha}$ vermindert, welches zum Untergang der Luteinzellen führt. Die Luteolyse beendet die weitere Progesteronsynthese und es kommt zu einer Abnahme des Progesterons im Blut, die wichtig ist für die Auslösung der nächsten Ovulation. Durch den Wegfall der Hemmwirkung des Progesterons auf die GnRH-Synthese erfolgt der Übergang von der Luteal- in die Follikelphase und ein neuer Zyklus kann beginnen (SCHALLENBERGER 1993, BAMBERG 1994a, THUN 1995, MEINECKE 2000b).

Während der Gravidität verhindert das im Gelbkörper bzw. in der Plazenta gebildete Progesteron, dass LH in der Hypophyse freigesetzt wird und es zu einer weiteren Ovulation kommt (WITTKE u. PFEFFER 1984). Die Luteolyse des Trächtigkeitsgelbkörpers wird zum einen durch Progesteron blockiert und zum anderen muss der Embryo selbst bei einigen Tierarten eine Luteolyse verhindern, um sein Überleben zu sichern, indem er Trophoblastproteine (Interferone) produziert. Diese Proteine haben antiluteolytische Eigenschaften und unterdrücken die Synthese und Sekretion von $\text{PGF}_{2\alpha}$ im Endometrium (THUN 1995, MEINECKE 2000b).

2.2.5 Funktionen während des Zyklus und der Gravidität

An der Regulation fast aller Reproduktionsvorgänge weiblicher Individuen sind die weiblichen Sexualhormone beteiligt, dazu gehören die Follikelhormone (Östrogene) und die Gelbkörperhormone (Gestagene). Sie wirken teilweise synergistisch und teilweise antagonistisch. Zu den Hauptaufgaben der Gestagene gehören die Vorbereitung des weiblichen Genitaltraktes auf die Einnistung und Reifung der Eizelle und die Aufrechterhaltung der Gravidität. Die Wirkung des Progesterons ist meistens mit einer vorangegangenen oder gleichzeitigen Wirkung von Östrogenen verbunden. Die zeitliche Sequenz des Zusammenwirkens und das Verhältnis zwischen Progesteron und Östrogenen spielt dabei eine entscheidende Rolle. Erst nachdem unter Östrogeneinfluss die Progesteronrezeptoren induziert sind, werden die meisten physiologischen Effekte des Progesterons möglich. In Abwesenheit von Östrogenen bewirkt Progesteron vermutlich eine Rückbildung seiner eigenen Rezeptoren. Die Östrogen- und Progesteronrezeptoren sitzen in der Gefäßmuskulatur der Arterien von Vagina, Tuben und Uterus, nicht jedoch außerhalb des Genitaltraktes, und beeinflussen dadurch direkt die Durchblutung der weiblichen Geschlechtsorgane (NEUMANN 1977, TRÄGER 1977, BAMBERG 1994a).

Die genitalen Wirkungen der Gestagene und Östrogene treten beim weiblichen Individuum erst in der Pubertät voll in Erscheinung. Die präpubertal gebildeten Hormone des Ovars haben nur eine geringe biologische Wirksamkeit. Generell haben die Östrogene über eine Hyperämie und eine Stimulation der Proteinsynthese einen fördernden Effekt auf Wachstum und Aktivität des Genitaltraktes. Die Gestagene hingegen verringern die Durchblutung und stellen die Muskulatur des Genitaltraktes ruhig (BAMBERG 1994a).

Im Zyklus unterliegen die weiblichen Geschlechtsorgane antagonistischen Wirkungen von Progesteron und Östrogenen. Während der Brunst bewirken die Östrogene eine Hyperämie und ein Anschwellen der Vulva. Östrogene führen zur Proliferation des Vaginalepithels. Die Zervix wird unter dem Einfluss von Östrogenen ebenfalls verstärkt durchblutet und durch Wassereinlagerung elastischer. Das Zervikalepithel sezerniert unter Östrogeneinwirkung einen dünnflüssigen, klaren, fadenziehenden Schleim, der die Passage der Spermien durch die Zervix erleichtert. Am Uterus stimulieren die Östrogene eine Hyperämie des Myometriums, das Wachstum der Uterindrüsen sowie des Stromas und bewirken somit die Proliferationsphase am Endometrium des Uterus (BAMBERG 1994a).

In der Lutealphase des Zyklus hemmen ansteigende Progesteronkonzentrationen die Ausprägung von Östrogenrezeptoren und verringern dadurch die Wirkung der vorhandenen Östrogene. Die östrogenbedingten Veränderungen an den Genitalorganen, wie z. B. die verstärkte Durchblutung, werden folglich reduziert oder gar aufgehoben. Progesteron verhindert außerdem die östrogenbedingte Proliferation des Vaginalepithels und sorgt durch den Verschluss des Zervikalkanals mit hochviskösem Schleim für einen Schutz vor Keimen. Am Uterus bewirkt Progesteron einen Übergang von der Proliferationsphase in die Sekretionsphase. Dabei kommt es zur Vaskularisation des Stromas, zur Dilatation der Uterindrüsen und zur verstärkten Einlagerung von Glykogen in die Epithelien dieser Drüsen (NEUMANN 1977, TRÄGER 1977, SCHALLENBERGER 1993, BAMBERG 1994a). Des Weiteren ist Progesteron in hohen Konzentrationen in der Lage, die Kapazitation der Spermien zu hemmen und den Eizelltransport in der Ampulle zu verlangsamen (NEUMANN 1977, BAMBERG 1994a).

Die Implantation der Blastozyste im Uterus hängt ebenfalls vom Zusammenspiel der Östrogene und des Progesterons ab (NEUMANN 1977). Im Falle einer Trächtigkeit bleibt der Gelbkörper als Corpus luteum graviditatis bestehen. Mit Hilfe des durch ihn sezernierten Progesterons werden weitere Ovulationen verhindert, die Entwicklung des Embryos gefördert, die Kontraktionsbereitschaft des Uterus herabgesetzt, und zusammen mit Östradiol werden die Milchdrüsen weiterentwickelt (NEUMANN 1977, TRÄGER 1977, BAMBERG 1994a). Progesteron ist demzufolge das wichtigste trächtigkeitserhaltende Hormon (NEUMANN 1977, BAIRD 1979). Da Progesteron eine Umwandlung des Endometriums vom Proliferationsstadium ins Sekretionsstadium bewirkt, schafft es die Grundlage für die Ernährung der Blastozyste mit Embryotrophe, für die Implantation und die Plazentation. (NEUMANN 1977, TRÄGER 1977, BAMBERG 1994a, PETRIDES 1998). Im Anschluss an die Vorbereitung des Endometriums auf die Aufnahme des Embryos wird das kontraktile Myometrium durch Progesteron ruhiggestellt, so dass eine Implantation erfolgen kann (TRÄGER 1977, HEAP 1979, WITTKE und PFEFFER 1984). Während der gesamten Gravidität senkt Progesteron die Kontraktilität der Uterusmuskulatur („Progesteronblock“), indem es u. a. das Ruhepotential der Zellmembranen erhöht und die Verfügbarkeit von intrazellulärem Ca^{2+} sowie die Anzahl der Oxytocinrezeptoren im Myometrium und die der

gap junctions verringert (NEUMANN 1977, SCHALLENBERGER 1993, BAMBERG 1994a, HOFFMANN 1994, MEINECKE 2000b).

Der Fetus, die Plazenta und das Muttertier bilden die so genannte „fetoplazentare Einheit“, da sie sich in der Synthese von Corticoiden, Androgenen, Östrogenen und Progesteron ergänzen (NEUMANN 1977). Für die Einleitung der Geburt spielt die Hypothalamus-Hypophysen-Nebennierenachse eine entscheidende Rolle. Zur Geburt wird über eine erhöhte Freisetzung von Glucocorticoiden durch den Fetus die Progesteronsynthese in der Plazenta gehemmt. Durch Abnahme der Progesteronkonzentration im peripheren maternalen Plasma ante partum wird die Progesteronwirkung aufgehoben. Der mit der Progesteronabnahme verbundene Anstieg der Östrogen- und $\text{PGF}_{2\alpha}$ -Konzentration ist sehr wahrscheinlich ebenfalls für die Auslösung der Geburt von Bedeutung. $\text{PGF}_{2\alpha}$ bewirkt eine Stimulation der glatten Muskulatur des Myometriums. Gleichzeitig sinkt der Einfluss des Progesterons auf das Myometrium und der Uterus wird wieder empfindlich für Oxytocin (NEUMANN 1977, HEAP 1979, HOFFMANN 1993, MEINECKE 2000b).

Progesteron wirkt aber nicht ausschließlich auf die Reproduktionsorgane des weiblichen Tieres. Zu den extragenitalen Wirkungen des Progesteron gehört u. a., dass es einen thermogenetischen Effekt besitzt. Progesteron kann die Körpertemperatur um bis zu 1 °C erhöhen. Außerdem hat Progesteron teilweise corticoidähnliche Wirkungen und in hohen Dosen wirkt es proteinkatabol (TRÄGER 1977, BAMBERG 1994a).

2.2.6 Abbau und Ausscheidung

Die Steroidhormone unterliegen im Organismus einem umfangreichen Stoffwechsel, der für die Regulation des gesamten steroidabhängigen Systems von extrem großer Bedeutung ist (TRÄGER 1977). Sexualsteroiden müssen ständig aus dem Blut eliminiert werden, um die Regulationsfähigkeit des Reproduktionssystems zu gewährleisten (HEAP 1979). Alle physiologischen Steroidhormone werden im Körper metabolisiert. Die Inaktivierung der Steroide erfolgt größtenteils über verschiedene Enzymsysteme in der Leber, aber auch in der Niere, der Lunge sowie in den Gonaden und im Blut (TRÄGER 1977, BAIRD 1979, URICH 1990, BAMBERG 1994b, KOOLMANN u. RÖHM 1994). Biologisch hochwirksame Steroide müssen in weniger aktive Formen überführt werden. Dazu werden z. B. in der Leber Glucuronid- bzw. Sulfatkonjugate gebildet, die eine erhöhte Wasserlöslichkeit aufweisen und somit eine Ausscheidung der Metaboliten über den Harn und/ oder über die Galle mit dem Kot ermöglichen (HOFFMANN 1977, BAIRD 1979, MACDONALD et al. 1983, URICH 1990, BAMBERG 1994a,b, EDQVIST u. FORSBERG 1997). Das für die Steroidhormone typische Ringsystem bleibt bei ihrer Metabolisierung erhalten, d. h. sie werden vor der Ausscheidung nicht vollständig abgebaut. Ein anderer möglicher Stoffwechselweg ist die Hydrierung der Doppelbindung im Ring A, die nach weiterer Umwandlung zur 5α - bzw. 5β -Konformation des Steroids führt. Außerdem besteht die Möglichkeit des Einbaus zusätzlicher

Hydroxygruppen, die den polaren Charakter der Steroide erhöhen sowie die Möglichkeit der Umwandlung der Keto- und Hydroxyfunktionen durch Reduktion bzw. Oxidation und der Abspaltung des C 20 oder C 21 bei den C 21-Steroiden (TRÄGER 1977).

Die Bindung der Steroidhormone an Plasmaproteine beeinflusst die Geschwindigkeit, mit der sie inaktiviert werden. Die biologische Halbwertszeit für ein Steroidhormon ist um so größer, je mehr Steroidhormonmoleküle an Proteine gebunden vorliegen, da sie sich somit der enzymatischen Umwandlung entziehen (TRÄGER 1977). Die Ausscheidungsrate der Steroide ist aber relativ konstant, so dass die Blutkonzentration ein gutes Maß für die Schwankungen in der Produktionsrate darstellt (EDQVIST u. FORSBERG 1997). Die Metabolisierung und der Ausscheidungsweg von Steroidhormonen variieren allerdings sehr stark in Abhängigkeit von den jeweiligen Steroiden und der Tierart (BAMBERG 1994a, SCHWARZENBERGER et al. 1996a,b,c). Sowohl die Inaktivierung als auch der Abbau des Progesterons findet vorwiegend in der Leber statt und die Ausscheidung der Abbauprodukte erfolgt größtenteils über Harn und Kot (HOFFMANN 1977, NEUMANN 1977, LÖFFLER 1998).

Nachdem die konjugierten Steroidhormone die Leber mit der Galle verlassen haben und in den Darm gelangt sind, unterliegen sie dort einem weiteren Abbau durch die Darmflora mit ihren Mikroorganismen und deren Enzymaktivität (TAYLOR 1971, TRÄGER 1977, BOKKENHEUSER 1993, GROH et al. 1993). Da die obligat anaeroben Bakterien über 99 % der Mikroorganismen im Darm darstellen, sind diese auch hauptsächlich an den Umbauprozessen im Darm beteiligt (MACDONALD et al. 1983). Die häufigste durch Anaerobier ausgelöste Umwandlung ist die Hydrolyse der konjugierten Steroide durch bakterielle Enzyme (z. B. Glucuronidase und Sulfatase) (WINTER u. BOKKENHEUSER 1987). Obligate Anaerobier, wie z. B. verschiedene Bacteroidesarten, sind in der Lage, Gallensäuren zu dekonjugieren (WERNER 1974). Aber auch *Escherichia coli* und Clostridienarten können Steroidkonjugate aufspalten (WINTER u. BOKKENHEUSER 1987, BOKKENHEUSER 1993, GROH et al. 1993). Im weiteren Verlauf werden die entstandenen Metaboliten meistens in unkonjugierter Form mit dem Kot ausgeschieden (MEYER et al. 1990, MÖSTL 1992, PALME et al. 1996, SCHWARZENBERGER et al. 1996a). Darüber hinaus können die Hormone über den enterohepatischen Kreislauf rückresorbiert werden. Die resorbierten Metaboliten werden in die Leber zurücktransportiert und anschließend nach weiteren Metabolisierungsprozessen letztendlich über Niere oder Darm ausgeschieden. Weniger polare Metaboliten (wie z. B. Progesteronmetaboliten) werden dabei eher über die Galle eliminiert als polare Metaboliten (TAYLOR 1971, MACDONALD et al. 1983, WINTER u. BOKKENHEUSER 1987, GROH et al. 1993). Es gibt jedoch noch weitere Ausscheidungswege für Steroide, so sind Steroide sowohl im Speichel (RIAD-FAHMY et al. 1982, KANCHEV et al. 1988, KUCKELKORN u. DATHE 1990, CZEKALA u. CALLISON 1996, MORIYOSHI et al. 1996) als auch in der Milch (WILLIAMS 1962, LAING u. HEAP 1971, HEAP et al. 1973, HOFFMANN u. HAMBURGER 1973, BAILES u. HOLDSWORTH 1978, STOLLA u. BADER 1984, BAMBERG 1994a) enthalten.

2.2.7 Ausscheidung über Harn und Kot

Bei verschiedenen Tierarten bestehen große Variationen hinsichtlich Menge und Art der über Harn und Kot ausgeschiedenen Metaboliten der einzelnen Steroidhormone (TAYLOR 1971, BAMBERG 1994b, PALME et al. 1996, SCHWARZENBERGER et al. 1996a). Diese Variationen basieren z. T. auf einer unterschiedlichen Metabolisierung der Hormone. Deshalb sind auch bei eigentlich nahe verwandten Tierarten erhebliche Differenzen in den Harn- und Kotmetaboliten festzustellen. Besonders beim Progesteron gibt es starke Unterschiede im Vorkommen von Metaboliten, da es sich in diesem Fall nur um ein Zwischenprodukt im Steroidstoffwechsel handelt, das weiteren Umbau- und Abbauprozessen unterliegen kann. Im Gegensatz dazu sind die Östrogene als Endprodukte des Steroidstoffwechselweges nur bedingt Umbauprozessen ausgesetzt und zeigen daher eine geringe Variabilität in den Metaboliten (LOSKUTOFF et al. 1983, SCHWARZENBERGER et al. 1996a, BROWN et al. 1997). Eine Besonderheit gibt es bei der Stute. Außer den üblichen Ring A-ungesättigten Östrogenen (Östron, Östradiol-17 α und Östradiol-17 β) werden auch Ring B-ungesättigte Östrogene (Equilin und Equilenin) gebildet (HOFFMANN 1993, 1994). Bei Equiden sind Equilin und Equilenin vor allem im letzten Graviditätsdrittel nachweisbar (MÖSTL 2000).

Bei Haussäuge- sowie Zoo- und Wildtieren sind bereits zahlreiche Studien zur Ausscheidung von Steroidhormonen in Harn und Kot durchgeführt worden. Wichtige Erkenntnisse darüber wurden vor allem durch Applikation radioaktiv markierter Stoffe gewonnen, deren Wiederfindung in Kot und Harn, z. T. auch in Milch und verschiedenen Organen, ermittelt wurde (ESTERGREEN et al. 1977, SCHWARZENBERGER et al. 1996a). Durch die Gabe radioaktiv markierter Steroidhormone wurden sowohl der Ausscheidungsweg, der zeitliche Verlauf der Ausscheidung als auch die Metaboliten in Kot und Harn näher untersucht. Die Ergebnisse der Radioinfusionsstudien haben zur Erklärung des enterohepatischen Kreislaufs der Steroide beigetragen und gezeigt, dass ihre Ausscheidung hauptsächlich über die Galle in den Darm erfolgt. Ein geringer Teil der zirkulierenden Steroide wird außerdem von der Mukosa des Darmes sezerniert (SHILLE et al. 1990). Beim weiblichen Hausrind wurden nach intravenöser Gabe von ^{14}C -Progesteron 50 % dieses Hormons über den Kot, ca. 3 % über den Harn und nur ca. 0,25 % über die Milch ausgeschieden (WILLIAMS 1962, ESTERGREEN et al. 1977). Das Hausschaf eliminiert ^{14}C -Progesteron zu ca. 75 % über den Kot und zu ca. 25 % über den Harn. Maximale Hormonkonzentrationen wurden sofort nach der Infusion im Harn und 6,5 bis 20 Stunden später im Kot gefunden (STUPNICKI et al. 1969, PALME et al. 1993, PALME et al. 1996). Nach einer ^{14}C -Progesteron-Injektion beim Schwein wurden 49 % im Harn wiedergefunden (SCHOMBERG et al. 1965). Demgegenüber stehen 34 % des ^{14}C -Progesterons, die bei Schweinen über den Kot ausgeschieden wurden. Bei Ponystuten wurde ^{14}C -Progesteron zu 75 % über den Kot und zu 25 % über den Harn eliminiert. Im Gegensatz dazu wurden bei Hausschaf, Schwein und Pony die beiden anderen untersuchten Hormone Testosteron und Cortisol zu über 50 % bis 98 % über den Harn ausgeschieden. Das Östron hingegen wird mit Ausnahme des Schafes, wo es zu ca. 90 % über den Kot eliminiert wird, bei Schwein und Pony zu über 95 % mit dem Harn abgegeben (PALME et al. 1996).

Bei einigen wenigen Zoo- und Wildtieren, wie z. B. dem Breitmaulnashorn (*Ceratotherium s. simum*) (HODGES u. HINDLE 1988, HINDLE u. HODGES 1990), dem Pavian (*Papio c. cynocephalus*) (WASSER et al. 1993, 1994), dem Afrikanischen Elefant (*Loxodonta africana*) (WASSER et al. 1996), dem Sumatranashorn (*Dicerorhinus sumatrensis*) (HEISTERMANN et al. 1998) und dem Mähnenwolf (*Chrysocyon brachyurus*) (VELLOSO et al. 1998), sind bereits Studien mittels Applikation radioaktiv markierter Substanzen zum Ausscheidungsverhalten von Steroiden durchgeführt worden.

Des Weiteren sind Untersuchungen bei einigen Tierarten mittels HPLC erfolgt, um einzelne Metaboliten differenzieren zu können. Dabei wurde in verschiedenen Studien festgestellt, dass nicht metabolisiertes Progesteron, wenn überhaupt, nur in ganz geringen Konzentrationen im Kot nachweisbar ist. Die Vielzahl der Metaboliten kommt durch die Kombinationsmöglichkeiten der 20 α -Hydroxy-, der 20 β -Hydroxy- bzw. der 20-oxo-Gruppe der Pregnane mit den jeweiligen 5 α - bzw. 5 β -Derivaten zustande (SCHWARZENBERGER et al. 1996a, PALME et al. 1997). Beim Hausrind wurden mit Hilfe der HPLC sechs verschiedene Progesteronmetaboliten im Kot nachgewiesen, u. a. 5 α - und 5 β -reduzierte Pregnane mit einer 20-oxo-Gruppe (SCHWARZENBERGER et al. 1996b). Der Kot von Hausschafen enthält hauptsächlich Pregnane mit einer 20 α -Hydroxygruppe. Pregnane mit einer 20-Oxogruppe sind die Hauptmetaboliten im Kot des Schweins (PALME et al. 1997). Bei Ponys bzw. Pferden sind vorwiegend 5 α -Pregnane mit einer 20 β -Hydroxygruppe nachgewiesen worden (SCHWARZENBERGER et al. 1991, 1992, PALME et al. 1997).

Mittels HPLC sind auch bei einigen Zoo- und Wildtieren die Hauptmetaboliten des Progesterons im Kot näher bestimmt worden. Bei Säbelantilopen (*Oryx dammah*) wurden im Kot drei verschiedene Progesteronmetaboliten nachgewiesen, wobei es sich vermutlich um 5 α - bzw. 5 β -reduziertes Pregnan sowie um einen geringen Teil unmetabolisierten Progesterons handelte (MORROW u. MONFORT 1998). Ebenso wurden 4 verschiedene Metaboliten und nur wenig nicht metabolisiertes Progesteron im Kot von Rappenantilopen (*Hippotragus niger*) gefunden (THOMPSON et al. 1998). Bei Przewalskistuten (*Equus przewalskii*) wurde zunächst ein ähnliches Elutionsverhalten der Gestagene wie bei Warmblutstuten festgestellt (SCHWARZENBERGER 1989). SCHEIBE et al. (1999) differenzierten als Hauptmetaboliten des Przewalskipferdes (*Equus przewalskii*) 20 α -Dihydroprogesteron und 5 α -Pregnan-20 α -ol-3-on. Die bei Bergzebras (*Equus zebra*) dominierende Fraktion im Kot sind die 5 β -Pregnanndiole (SCHWARZENBERGER 1989).

Bisher liegen allerdings sowohl für die Dama- und Mhorrhgazellen als auch für die Grévyzebras keine Ergebnisse zum Hauptausscheidungsweg, zum zeitlichen Zusammenhang zwischen der Applikation radioaktiv markierter Steroidhormone und deren Ausscheidung sowie zu den Hauptmetaboliten des Progesterons im Kot vor.

Die Verteilung der Progesteronmetaboliten im jeweiligen Kotballen kann bei den einzelnen Spezies ungleichmäßig sein, wie z. B. bei Elefanten, Katzen, Pferden und Schweinen festgestellt wurde (BROWN et al. 1994, PALME et al. 1996, WASSER et al. 1996). Während einer Radioinfusionstudie bei Ponys wiesen PALME et al. (1996) eine höhere Radioaktivität

in den äußeren Schichten der Kotballen nach. Demgegenüber steht eine homogene Verteilung der Progesteronmetaboliten in Kotproben von Rappenantilopen (*Hippotragus niger*), Säbelantilopen (*Oryx dammah*) und Schafen (PALME et al. 1996, MORROW u. MONFORT 1998, THOMPSON et al. 1998).

2.2.8 Beziehungen zwischen den Konzentrationen von Gestagenen im Blut und in den Exkreten

Aufgrund der Existenz der zahlreichen Steroidhormonmetaboliten und der unterschiedlichen Ausscheidungsmöglichkeiten bzw. -anteile bei den einzelnen Spezies ist es wichtig, die Korrelation zwischen der Konzentration des jeweiligen Steroidhormons im Plasma und seiner Konzentration bzw. der seiner Metaboliten im untersuchten Exkret zu kennen. Deshalb sind parallele Ermittlungen zur Steroidhormonkonzentration im Plasma und im Kot bzw. Harn bei verschiedenen Haustieren, landwirtschaftlichen Nutztieren und einigen Zoo- und Wildtieren durchgeführt worden. Eine gute Korrelation zwischen der Progesteronkonzentration im Plasma und der Konzentration der im Kot enthaltenen Progesteronmetaboliten wurde bereits bei einigen landwirtschaftlichen Nutztieren nachgewiesen, so bei Kühen (DESAULNIERS et al. 1989, LARTER et al. 1994, MASUNDA et al. 1999), Pferden (SCHWARZENBERGER et al. 1988, SCHWARZENBERGER 1989, BAMBERG u. SCHWARZENBERGER 1990, SCHWARZENBERGER et al. 1992), Schafen (PALME et al. 1997) und Schweinen (HULTÉN et al. 1999).

Unter den Zoo- und Wildtieren ist eine gute Korrelation zwischen der Konzentration des Progesterons im Plasma- bzw. Serum und der Konzentration des Progesterons bzw. seiner Metaboliten im Kot bereits bei Pavianen (*Papio c. cynocephalus*) und Makaken (*Macaca nemestrina*) (WASSER et al. 1988, 1993), Bisons (*Bison bison*) (KIRKPATRICK et al. 1991a, 1992a), Vikunjas (*Vicuna vicuna*) (SCHWARZENBERGER et al. 1995), Afrikanischen Elefanten (*Loxodonta africana*) (WASSER et al. 1996), Spitzmaulnashörnern (*Diceros bicornis*) (BERKELEY et al. 1997, GARNIER et al. 1998), Säbelantilopen (*Oryx dammah*) (MORROW u. MONFORT 1998), Rappenantilopen (*Hippotragus niger*) (THOMPSON et al. 1998, THOMPSON u. MONFORT 1999) und Sumatranashörnern (*Dicerorhinus sumatrensis*) (ROTH et al. 2001) festgestellt worden. Hierbei ist besonders zu beachten, dass eine zeitliche Verzögerung zwischen der Höhe der Hormonkonzentrationen im Plasma und dem Auftreten der entsprechenden Hormonkonzentration im Kot bzw. Harn besteht. Der Zeitraum zwischen den Konzentrationsmaxima im Plasma und im Harn ist kürzer (meist weniger als 5 Stunden) als der bis zum Nachweis im Kot (zwischen 12 und mehr als 48 Stunden) (PALME et al. 1996, SCHWARZENBERGER et al. 1996a). Eine Untersuchung dieser verzögerten Ausscheidung erfolgte mit Hilfe von Radioinfusionsstudien. Im Harn von Rindern wurde innerhalb von bis zu 12 Stunden nach intravenöser Gabe von ¹⁴C-Progesteron mehr als 50 % des insgesamt über den Harn ausgeschiedenen Hormons gefunden, mit dem Kot dagegen wurde der größte Teil des Hormons erst 12 bis 24 Stunden post infusionem ausgeschieden (WILLIAMS 1962). PALME et al. (1996) ermittelten die höchste

Radioaktivität im Kot von Schafen 12 Stunden, im Kot von Ponys 24 Stunden und im Kot von Schweinen 48 Stunden nach Infusionsende und vermuteten deshalb eine Abhängigkeit dieser verzögerten Hormonausscheidung von der Passagedauer des Nahrungsbreies zwischen Duodenum und Rektum. Steroidhormone differieren in den Konzentrationsmaxima im Plasma und im Kot von Wiederkäuern zwischen 12 und 24 Stunden, bei Dickdarmverdauern (z. B. Pferd, Schwein, Nashorn, Elefant und Primaten) zwischen 24 und mehr als 48 Stunden. Bei Nichtwiederkäuern korreliert die Zeitverzögerung in der Hormonausscheidung tatsächlich mit der Passagezeit der Ingesta. Dieser Zeitraum ist bei den Wiederkäuern kürzer, da bei ihnen die Galle erst nach dem Dünndarm in das Intestinum gelangt (SCHWARZENBERGER et al. 1988, SCHWARZENBERGER 1989, BAMBERG u. SCHWARZENBERGER 1990, SCHWARZENBERGER et al. 1992, PALME et al. 1993, WASSER et al. 1993, SCHWARZENBERGER et al. 1996a, SCHWARZENBERGER et al. 1997, GLATZEL 1999, HULTÉN et al. 1999).

Bei Säbelantilopen (*Oryx dammah*) wurde nach intramuskulärer Injektion von unmarkiertem Progesteron die höchste Progesteronkonzentration im Kot 16 Stunden nach der Injektion erreicht. Erst 72 Stunden nach der Verabreichung des Hormons wurden wieder Basalwerte im Kot festgestellt. Bei 3 weiblichen Säbelantilopen, die erhöhte Progesteronkonzentrationen im Serum bzw. Metabolitenkonzentrationen im Kot aufwiesen, fielen nach der i. m. Applikation von PGF_{2α} sowohl die Konzentrationen im Serum als auch im Kot innerhalb von 48 Stunden auf Basalwerte ab (MORROW u. MONFORT 1998). Für Rappenantilopen (*Hippotragus niger*) wurde nach i. m. Injektion von PGF_{2α} innerhalb des gleichen Zeitraums eine Abnahme der Hormonkonzentration im Kot ermittelt (THOMPSON u. MONFORT 1999). In einer weiteren Studie wurde Rappenantilopen (*Hippotragus niger*) intramuskulär Progesteron verabreicht. Erhöhte Werte für die Progestagene sind erstmals 10 bis 12 Stunden post injectionem im Kot nachgewiesen worden und erreichten, genau wie bei den Säbelantilopen, nach 16 Stunden ihre Maximalkonzentration. Eine Verringerung der Progestagengehalte im Kot auf Basalwerte wurde erst 4 Tage nach der Injektion ermittelt (THOMPSON et al. 1998). Eine Radioinfusionsstudie beim Afrikanischen Elefanten (*Loxodonta africana*) ergab, dass sowohl Östrogene als auch Progesteron innerhalb von 4,5 Stunden im Harn, die entsprechenden Metaboliten im Kot jedoch erst 48 bis 50 Stunden nach der Infusion nachweisbar waren (WASSER et al. 1996). Beim Sumatranashorn (*Dicerorhinus sumatrensis*) dauerte es mehr als 48 Stunden, bis sich veränderte Progesteronkonzentrationen im Plasma als Metaboliten im Kot widerspiegeln (HEISTERMANN et al. 1998, ROTH et al. 2001). Beim Spitzmaulnashorn (*Diceros bicornis*) war die Korrelation zwischen der Progesteronkonzentration im Plasma und der Konzentration ihrer Metaboliten im Kot mit einer verzögerten Exkretion von 4 Tagen am höchsten (BERKELEY et al. 1997).

Allgemein gehen Veränderungen der Gestagenkonzentrationen in Harn und Kot auch bei Zoo- und Wildtieren mit entsprechenden Veränderungen des Sexualverhaltens einher. Im Östrus werden bei weiblichen Tieren meist niedrige Konzentrationen der Progesteron-

metaboliten sowohl im Harn als auch im Kot nachgewiesen. Bereits zu Beginn der Phase, in der nur eine geringe Konzentration der Progesteronmetaboliten im Harn vorliegt, zeigen die weiblichen Tiere erste Brunstanzeichen, und es kommt zu Paarungen. Bei Okapis (*Okapia johnstoni*) (LOSKUTOFF et al. 1981, 1982), Elchen (*Alces alces*) (MONFORT et al. 1993) und verschiedenen Nashornarten (*Diceros bicornis*, *Ceratotherium simum*) (HINDLE et al. 1992) wurde dies bereits untersucht. ROBECK et al. (1997) wiesen bei Guenther's Dik-Dik (*Madoqua guentheri*) nach, dass der Pregnandiol-3-glucuronidgehalt im Harn mit dem Sexualverhalten der Tiere korreliert. Im Kot dagegen verringert sich die Konzentration der Progesteronmetaboliten erst, wenn das Brunstverhalten schon deutlich ausgeprägt ist. Jedoch fanden Paarungen bei Säbelantilopen (*Oryx dammah*) bereits statt, als im Kot noch erhöhte Konzentrationen der Progesteronmetaboliten vorlagen bzw. eine Abnahme unmittelbar folgte. Mittels Ultraschall wurde am 3. Tag nach der Verringerung der 20α -Progestagene im Kot eine Ovulation nachgewiesen (SHAW et al. 1995). Bei Mhorrhgazellen (*Gazella dama mhorr*) wurde bereits festgestellt, dass eine niedrige Konzentration der Progesteronmetaboliten im Kot mit dem Werbungsverhalten zwischen männlichen und weiblichen Tieren korreliert. 1 bis 2 Tage nachdem der Bock sich erstmalig für das Weibchen zu interessieren schien, erreichten die Progesteronmetaboliten im Kot der weiblichen Gazelle ihren niedrigsten Wert, was dafür spricht, dass sie während dieses Zeitraums im Östrus war (PICKARD et al. 2001). ASA et al. (2001) fanden heraus, dass während des Östrus und der Paarungen bei Grévyzebras (*Equus grevyi*) ebenfalls niedrige Konzentrationen der Progesteronmetaboliten im Kot vorliegen.

2.2.9 Abhängigkeit der Gestagenstabilität im Kot von äußeren Einflüssen

In ihrer natürlichen Umgebung steht Wildtieren ein unterschiedlich großes Nahrungsspektrum in Abhängigkeit von der Jahreszeit zur Verfügung. Genauso bieten Zoos und Tierparks den dort gehaltenen Tieren ein saisonal unterschiedliches Futter an. Daraus folgt, dass bei freilebenden Wildtieren und in Zoos gehaltenen Tieren der Kot je nach Nahrungsangebot eine andere Beschaffenheit aufweisen kann. Dies wiederum muss bei Kotuntersuchungen zum Gestagengehalt berücksichtigt werden (DESAULNIERS et al. 1989).

Ein unterschiedlicher Rohfasergehalt der Futtermittel bei Milchkühen bewirkte ebenso wie die Gabe eines Choleretikums keine signifikanten Veränderungen in den Gestagenkonzentrationen im Kot (KLINGLER 1991). Die unterschiedliche Fütterung in verschiedenen landwirtschaftlichen Betrieben hatte bei Rindern ebenfalls keinen Einfluss auf die im Kot ausgeschiedene Östrogenmenge (LIMPACH 1985). RABIEE et al. (2001) stellten fest, dass die Konzentration der Progesteronmetaboliten im Kot von Milchkühen nicht durch die Menge des aufgenommenen Futters oder die ausgeschiedene Kotmenge beeinflusst wird. Allerdings war ihre tägliche Ausscheidungsrate mit dem Kotvolumen assoziiert.

Bei freilebenden und in Gefangenschaft gehaltenen trächtigen Nashörnern (*Diceros bicornis minor*) sind die Konzentrationen von Progestagenen im Kot vergleichbar und nicht durch den Rohfasergehalt der Nahrung beeinflusst worden (GARNIER et al. 1998). Beträchtliche

saisonale Veränderungen im Nahrungsangebot freilebender Anubis-Paviane (*Papio c. cynocephalus*) hatten keinen signifikanten Effekt auf die Konzentration der Steroidhormone im Kot (WASSER et al. 1993, 1994). Bei Pavianen (*Papio c. cynocephalus*) in Gefangenschaft, die Diäten mit unterschiedlichen Rohfaseranteilen erhalten hatten, bestand eine gute Korrelation zwischen der Progesteronkonzentration im Serum und der Konzentration der Progestagene im Kot. Ein steigender Rohfasergehalt des Futters schien jedoch einen negativen Effekt auf die Progestagenexkretion zu haben (WASSER et al. 1992, 1993).

Den Flüssigkeitsgehalt des Kotes hält GLATZEL (1999) für einen kritischen Punkt bei Hormonuntersuchungen. So fanden BAMBERG et al. (1991) heraus, dass bei einem Sumatra-Orang-Utan (*Pongo pygmaeus abeli*) die Steroidkonzentration im Kot während der Gravidität wahrscheinlich beträchtlich variierte, da dieses Tier an chronischem Durchfall erkrankt war. Um Veränderungen der Steroidhormonkonzentrationen durch den variablen Wassergehalt der Kotproben auszuschließen, wurde in einigen Studien bei Afrikanischen Elefanten (*Loxodonta africana*), Nebelpardern (*Neofelis nebulosa*), freilebenden Pavianen (*Papio c. cynocephalus*) und Makaken (*Macaca nemestrina*) der Wassergehalt der Proben durch Lyophilisation minimiert (WASSER et al. 1988, 1996, BROWN et al. 1995). Ein Flüssigkeitsentzug aus dem Kot von Weißbüschelaffen (*Callithrix jacchus*) und Tamarinen (*Saguinus oedipus*) bewirkt laut ZIEGLER et al. (1996) keine Veränderungen im Steroidprofil, und die Steroidkonzentrationen zwischen gefrorenen und lyophilisierten Kotproben korrelieren eng.

Bei im Zoo gehaltenen Giraffen (*Giraffa camelopardalis*), Spitzmaulnashörnern (*Diceros bicornis*), Schneegämsen (*Oreamnos americanus*) und Damagazellen (*Gazella dama ruficollis*) existieren innerhalb einer Tierart nur geringe Schwankungen in der Trockenmasse des Kotes, so dass eine Trocknung des Kotes zur Bestimmung der Steroidkonzentration nicht erforderlich ist (NEUMANN et al. 2002, NEUMANN 2003). Auch SCHWARZENBERGER et al. (1996a) halten aufgrund langjähriger Erfahrung mit Steroidhormonbestimmungen eine Trocknung des Kotes für die Progesteronanalyse trotz der unterschiedlichen Ernährung einzelner Tierarten in den Zoos nicht für notwendig. Die Kotproben können somit ohne eine weitere Behandlung und ohne Zusatz von Konservierungsmitteln bis zur Untersuchung eingefroren werden (LASLEY u. KIRKPATRICK 1991). Der Zeitraum zwischen Kotabsatz und Einfrierzeitpunkt stellt jedoch eine kritische Phase dar und sollte deshalb so kurz wie möglich sein. Da im Kot viele anaerobe Bakterien enthalten sind, könnten diese sonst die Konzentration der Hormone im Kot durch Umbau- oder Abbauprozesse beeinflussen (BOKKENHEUSER 1993, MÖSTL et al. 1999, KHAN et al. 2002). Unter Feldbedingungen ist es jedoch nicht immer möglich, eine umgehende und gleichbleibende Lagerung für die Kotproben wie im Labor zu gewährleisten (MASUNDA et al. 1999). Daher testeten LYNCH et al. (2003) verschiedene Lagerungsbedingungen und -zeiten vor der Lyophilisierung von Kotproben freilebender Paviane (*Papio c. cynocephalus*) und ihren Einfluss auf den Steroidhormongehalt. Als beste Alternative zur Lyophilisierung nach 3 Tagen stellte sich dabei eine Aufbewahrung bei – 20 °C über einen Zeitraum von 2 Wochen heraus.

Eine Lagerung der Kotproben von trächtigen Pferden, Rindern und Schweinen bei Temperaturen von -20 bis $+37$ °C über einen Zeitraum von 1 Tag bzw. 8 Tagen führte zu keinen signifikanten Änderungen der Östrogenkonzentration im Kot (LIMPACH 1985, BAMBERG et al. 1986, CHOI 1987). GLATZEL (1999) lagerte den Kot trächtiger Kühe über 4 Wochen bei 37 °C und stellte fest, dass der Gehalt an Progesteronmetaboliten innerhalb von 14 Tagen kontinuierlich abnahm und dann relativ konstant blieb. In den ersten 4 Tagen ergaben sich allerdings vergleichbare Werte, so dass ein Transport der Kotproben ohne Kühlung in diesem Zeitraum toleriert werden könnte. MASUNDA et al. (1999) untersuchten den Einfluss der tropischen Raumtemperatur auf den Kot von zyklischen Nkone-Kühen vor dem Einfrieren und kamen zu dem Ergebnis, dass mit zunehmender Lagerungsdauer bis zu 48 Stunden die Konzentration der Progesteronmetaboliten exponentiell abnahm. Bei Temperaturen von $20-23$ °C bewahrten SCHLENKER et al. (1998) Kotproben von Kühen über einen längeren Zeitraum auf und konnten zeigen, dass nach 3 Monaten nur noch 8 % des ursprünglichen Progesterongehaltes im Kot nachweisbar waren. Weitere Untersuchungen von Kotproben bei der gleichen Tierart über 13 Wochen ergaben, dass die Abnahme der Progesteronkonzentration bei 30 °C gelagerten Kotproben wesentlich schneller verläuft als bei 5 °C (SCHLENKER et al. 1999).

Bei Zoo- und Wildtieren sind ebenfalls Untersuchungen zur Stabilität der Hormone im Kot durchgeführt worden. Eine 24- bzw. 48-stündige Lagerung verschiedener Kotproben von Giraffen (*Giraffa camelopardalis*), Spitzmaulnashörnern (*Diceros bicornis*) und Schneegämsen (*Oreamnos americanus*) bei Raumtemperatur bis zum Einfrieren führte zu einer Erhöhung in den Konzentrationen an Progesteronmetaboliten im Kot. Eine Aufbewahrung der Proben über einen Zeitraum von bis zu 3 Monaten bei -20 °C hingegen zeigte bei Spitzmaulnashörnern (*Diceros bicornis*) und Gazellen (*Gazella dama ruficollis*) keine signifikanten Veränderungen in den Konzentrationen der Progesteronmetaboliten im Kot. Allerdings kam es unter gleichen Lagerungsbedingungen bei Kotproben von Giraffen (*Giraffa camelopardalis*) mit hoher Ausgangskonzentration zu einer Abnahme der Konzentration von Progesteronmetaboliten, die bei Kotproben niedriger Ausgangskonzentration nicht festzustellen war (NEUMANN et al. 2002, NEUMANN 2003).

Der Gestagengehalt einiger Kotproben von Okapis (*Okapia johnstoni*) wurde nicht beeinflusst, obwohl es beim Transport versehentlich zum Auftauen der Proben gekommen war (SCHWARZENBERGER 1999). Mehrmaliges Auftauen der Kotproben sollte jedoch vermieden werden, da eine Abnahme der Konzentration an Progesteronmetaboliten im Kot unabhängig von der Tierart möglich ist. Eventuell werden durch das Auftauen osmotische Prozesse ausgelöst, die die im Kot enthaltenen Bakterien zerstören und somit Enzyme freisetzen, die am Abbauprozess des Progesterons beteiligt sind (NEUMANN et al. 2002, NEUMANN 2003).

2.3 Fortpflanzungsbiologie und Reproduktionskontrolle bei Gazellen und Zebras

2.3.1 Allgemeines

2.3.1.1 Methoden zur Fertilitätsdiagnostik bei Wildtieren

Die Kenntnis des Reproduktionsstatus ist von Bedeutung für ein effektives Management frei- und in menschlicher Obhut lebender Tiere (LASLEY u. KIRKPATRICK 1991, BROWN et al. 1997). Häufig werden bei der Fertilitätsdiagnostik von Zoo- und Wildtieren Rückschlüsse aus Untersuchungen nahe verwandter, domestizierter Tierarten herangezogen. Bisher gibt es nur spärliche Daten zur Reproduktionsphysiologie exotischer Spezies. Fehlinterpretationen der von domestizierten Tieren abgeleiteten Informationen über die Fortpflanzungsphysiologie der Wildtiere sind daher möglich. Je nachdem, wann in der Evolution die stammesgeschichtliche Trennung erfolgt ist, können innerhalb einer systematischen Familie sehr unterschiedliche Verwandtschaftsverhältnisse vorliegen, so z. B. in der Familie der Bovidae. Außerdem können die Daten durch die selektive Zucht der domestizierten Tiere (z. B. auf eine höhere Reproduktionsleistung) nicht ohne weiteres auf taxonomisch verwandte Wildtiere übertragen werden (LASLEY 1980, WATSON u. GLOVER 1980, LOSKUTOFF et al. 1983, ADAMS et al. 1991, LEOPOLD 1995). Jedoch ist Progesteron phylogenetisch gesehen ein hoch konserviertes Steroid und besitzt bei allen Tieren im Blut die gleiche Struktur, die in den Exkreten ausgeschiedenen Metaboliten variieren jedoch auch zwischen eng verwandten Tierarten sehr stark (LASLEY 1980, LASLEY u. KIRKPATRICK 1991, KIRKPATRICK et al. 1990a).

Erste Erkenntnisse über die Reproduktionsphysiologie von Zoo- und Wildtieren wurden bei Sektionen von Tieren gewonnen, die entweder in freier Wildbahn geschossen worden waren, die unfall-, krankheits- bzw. altersbedingt gestorben oder euthanasiert worden waren (LOSKUTOFF et al. 1986). Untersuchungsergebnisse zur Morphologie des weiblichen Reproduktionstraktes (meist Uterus und Ovarien) und z. T. auch von Plazenten liegen z. B. von Dikdiks (*Rhynchotragus kirkii thomasi*) (KELLAS 1955), Grévyzebras (*E. grevyi*) und Grant-Zebras (*E. q. böhmi*) (KING 1965), Nyalas (*Tragelaphus angasi*) (ANDERSON 1984), Hartmann's Bergzebras (*E. z. hartmannae*) (WESTLIN-VAN AARDE et al. 1988), Sunis (*Neotragus moschatus zuluensis*) (LOSKUTOFF et al. 1990) und verschiedenen anderen Antilopenarten (HRADECKÝ 1982, 1983a, 1983b) vor. Sektionen stellen jedoch immer nur Momentaufnahmen der Fortpflanzungsorgane des einzelnen Individuums dar und zeigen keine Verläufe in der Reproduktion (LOSKUTOFF et al. 1986). Ein fundiertes Wissen über die Morphologie und Physiologie der Fortpflanzungsorgane seltener Wildtiere ist notwendig, um das Überleben der z. T. vom Aussterben bedrohten Tierarten zu sichern und die Zucht z. B. in Zoos zu optimieren (HRADECKÝ 1983a, HODGES 1985).

Für Haus- und landwirtschaftliche Nutztiere stehen verschiedene Untersuchungsmethoden zur Verfügung, wie z. B. Palpation, rektale Untersuchung, Röntgen, Ultraschall, Endoskopie sowie labordiagnostische Untersuchungen. Der Einsatz solcher Methoden ist bei Zoo- und

Wildtieren nicht immer vertretbar, da die Tiere dazu meist fixiert und/ oder sediert werden müssen (LASLEY 1980, SAFAR-HERMANN et al. 1987, CHAPEAU et al. 1993, MORROW u. MONFORT 1998). Nur selten stehen dem Untersucher zahme oder trainierte Tiere zur Verfügung, wie z. B. einzelne Säbelantilopen (*Oryx dammah*) (DURRANT 1983) und Nashörner (RADCLIFFE et al. 2001, ROTH et al. 2001).

Zur Feststellung des Reproduktionsstatus bei Zoo- und Wildtieren unterscheidet man im allgemeinen zwischen invasiven und nicht invasiven Methoden. Die Bestimmung von Hormonen im Blut gehört zu den invasiven Methoden. Diese ergibt aber nur dann genaue Informationen über den Zyklusverlauf des untersuchten Tieres, wenn regelmäßig, d. h. möglichst täglich, Proben entnommen werden können. Eine Vielzahl der Zoo- und Wildtiere ist jedoch schwierig im Umgang und potentiell gefährlich. Daher ist die Entnahme von Blut meist nur nach physischer oder chemischer Immobilisation möglich und dadurch mit Stress für das Tier verbunden (HODGES 1985, KIRKPATRICK et al. 1990a, OCHS 1995, HAMASAKI et al. 2001, PICKARD et al. 2003). Damit wird in vielen Fällen die Ausschüttung von Stresshormonen (wie z. B. Cortisol) ausgelöst, die zu Fortpflanzungsstörungen führen kann (LASLEY u. KIRKPATRICK 1991, THUN 1995, BOWEN u. BARRELL 1996, DOBSON u. SMITH 2000, DEHNHARD et al. 2001). Bei Zoo- und Wildtieren werden daher nicht invasive Methoden bevorzugt angewendet (HODGES 1985). Langzeitstudien zur Progesteronbestimmung werden folglich nur selten im Blut von Zoo- und Wildtieren wie z. B. bei Säbelantilopen (*Oryx dammah*) (BOWEN u. BARRELL 1996), Arabischen Oryxantilopen (*Oryx leucoryx*) (SEMPÉREÉ et al. 1996), Persischen Kropfgazellen (*Gazella s. subgutturosa*) und Arabischen Kropfgazellen (*Gazella subgutturosa marica*) (SEMPÉREÉ et al. 2001) sowie Damhirschen (*Dama dama*) (ASHER 1985) und Yaks (*Bos mutus f. grunniens*) (YU u. LI 2001) durchgeführt. Die Progesteronkonzentrationen im Blutplasma von Säbelantilopen (*Oryx dammah*) lagen im Zyklus durchschnittlich unter 3,2 nmol/l in der Follikelphase und bei 13,6 nmol/l in der Lutealphase (BOWEN u. BARRELL 1996). Bei Arabischen Oryxantilopen (*Oryx leucoryx*) wurde noch am Tag der Geburt im Plasma eine erhöhte Progesteronkonzentration ($1,35 \pm 0,28$ ng/ml) festgestellt, die erst am 3. Tag p. p. wieder Basalwerte von durchschnittlich 0,25 ng/ml erreichte (SEMPÉREÉ et al. 1996). Die Progesteronkonzentration im Blutplasma von weiblichen Hartmann's Bergzebras (*E. z. hartmannae*), die in Namibia geschossen worden waren, variierte bei trächtigen Stuten zwischen 0,5 und 2,4 ng/ml, bei nicht trächtigen Tieren betrug sie weniger als 0,6 ng/ml (WESTLIN-VAN AARDE et al. 1988).

Um Aussagen über den Reproduktionsstatus treffen zu können, werden die Blutuntersuchungen häufig mit anderen nicht invasiven Methoden kombiniert. So wurden bei Addax-Antilopen (*Addax nasomaculatus*) (DENSMORE et al. 1987, ASA et al. 1996) oder Säbelantilopen (*Oryx dammah*) (MORROW u. MONFORT 1998, MORROW et al. 2000) außer Progesteronbestimmungen im Serum zusätzlich Ultraschalluntersuchungen des Reproduktionstraktes durchgeführt. Bei Ultraschalluntersuchungen verschiedener Zootiere konnten DU BOULAY u. WILSON (1988) u. a. Trächtigkeiten bei verschiedenen

Antilopenarten (*Oryx tao* und *Antilopa cervicapra*) verifizieren. ELZE et al. (1990) stellten mittels Sonographie Trächtigkeitsdiagnosen und erfassten den Entwicklungszustand der Feten von Anoas (*Bubalus depressicornis*), Guanakos (*Lama guanacoe*) und Alpakas (*Lama guanacoe f. pacos*). ADAMS et al. (1991) konnten bei Nashörnern (*Diceros bicornis* und *Diceros simus*), Elefanten (*Loxodonta africana* und *Elaphus maximus*), Bantengrindern (*Bos javanicus*), Gaurn (*Bos taurus*), einer Giraffe (*Giraffa camelopardalis*) sowie einem Kamel (*Camelus bactrianus*) mittels Ultraschall die Reproduktionsorgane darstellen und bei einigen Tieren ebenfalls Trächtigkeiten diagnostizieren. Unter Nutzung eines Behandlungsstandes wurde Ultraschall bei nicht sedierten Oryx-Antilopen (*Oryx leucoryx*) zur Diagnose der Frühträchtigkeit eingesetzt (DELHOMME u. ANCRENAZ 1994). Ebenfalls per Ultraschall wurde bei einer Mhorr gazelle (*Gazella dama mhorrr*) nach künstlicher Besamung eine Trächtigkeit nachgewiesen (HOLT et al. 1996).

Zu den nicht invasiven Untersuchungsmethoden gehören auch Verhaltensbeobachtungen, die jedoch allein nicht ausreichen, um die Reproduktionsphysiologie bei Zoo- und Wildtieren zu beurteilen. Fehlendes Paarungsverhalten kann Unfruchtbarkeit sowohl beim männlichen als auch weiblichen Tier bedeuten und eine beobachtete Paarung ist keine Garantie für eine Konzeption (LASLEY 1980).

Die Infrarotthermografie ist ein weiteres nicht invasives Verfahren, das in den vergangenen Jahren zunehmend Bedeutung für die Untersuchung von Zoo- und Wildtieren erlangt hat. Mit deren Hilfe wird die Wärmeausstrahlung von Lebewesen messbar und sogar aus größerer Entfernung zum untersuchten Tier sind Trächtigkeitsdiagnosen möglich (HILSBERG u. EULENBERGER 1997, HILSBERG 2001).

Die Reproduktionskontrolle bei Zoo- und Wildtieren durch die Hormonbestimmung im Speichel gehört ebenfalls zu den nicht invasiven Labormethoden. Dabei muss jedoch zur Probengewinnung ein direkter Kontakt zum Tier aufgenommen werden (KUCKELKORN u. DATHE 1990, DATHE u. KUCKELKORN 1992). Ohne Zwangsmaßnahmen für das Tier wird die Speichelproduktion über Futtergaben angeregt (CZEKALA u. CALLISON 1996). Die geringe Konzentration von Steroiden im Speichel erfordert den Einsatz empfindlicher Messverfahren, da im Speichel nur ca. 1-15 % der im Blut vorhandenen Gestagenkonzentrationen erreicht werden (DÖBELI u. ZEROBIN 1983, GAO et al. 1988, KANCHEV et al. 1988, PALME et al. 1991). Trotzdem konnten GAO et al. (1988) und KANCHEV et al. (1988) bei zyklischen und trächtigen Rindern eine gute Korrelation zwischen den Progesteronkonzentrationen im Blut und im Speichel nachweisen. Einige wenige Zoo- und Wildtierarten sind bereits hinsichtlich ihres Gestagengehaltes im Speichel untersucht worden. Zyklische Veränderungen im Hormongehalt des Speichels konnten aber nicht bei allen bisher untersuchten Tierarten festgestellt werden, während Graviditäten z. B. bei Kamerunschafen (*Ovis ammon f. aries*) und verschiedenen Nashornarten (*Rhinoceros unicornis* und *Diceros bicornis*) mittels Progesteronbestimmung im Speichel diagnostiziert wurden (DATHE u.

KUCKELKORN 1992, CZEKALA u. CALLISON 1996). Untersuchungen zum Progesteron-gehalt im Speichel von Dama- und Mhorrgazellen und Grévyzebras sind bisher nicht bekannt.

2.3.1.2 Gestagennachweise in Harn und Kot von Wildtieren

Seit vielen Jahren werden verstärkt Immunoassays zur Bestimmung von Steroiden in Harn und Kot eingesetzt. Außer in der Humanmedizin, der Primatenforschung und bei landwirtschaftlichen Nutztieren sind sie auch bei vielen Zoo- und Wildtieren zur Untersuchung reproduktionsbiologischer Vorgänge weit verbreitet (LASLEY 1980, LASLEY u. KIRKPATRICK 1991, BROWN et al. 1997, SCHWARZENBERGER et al. 1996a, 1997). Der größte Vorteil dieser nicht invasiven Nachweismethoden liegt darin, dass keine Narkose oder Fixation der Tiere notwendig ist, um Harn- oder Kotproben gewinnen zu können. Somit sind Studien über längere Zeit mit regelmäßiger Probennahme ohne Risiko auch bei potentiell gefährlichen Spezies möglich (LASLEY 1980, LASLEY u. KIRKPATRICK 1991). Die Bestimmung der Steroidhormonkonzentration in Harn und Kot kann z. B. auch bei nicht laktierenden landwirtschaftlichen Nutztieren eingesetzt werden (MÖSTL et al. 1983). Außerdem sind die Konzentrationen der Steroidhormonmetaboliten in Harn, Kot und Milch vergleichsweise höher als im Blutplasma (HEAP et al. 1973, MONK et al. 1975, LASLEY u. KIRKPATRICK 1991) und können in konjugierter Form im Harn und in unkonjugierter Form im Kot bestimmt werden (LASLEY u. KIRKPATRICK 1991, PALME et al. 1996). Anfangs wurden bei Gestagenbestimmungen in den Exkreten spezifische Antikörper eingesetzt, die jedoch zur Anwendung bei vielen Tierarten weniger geeignet sind. Inzwischen werden deshalb vermehrt gruppenspezifische Antikörper verwendet, die höhere Kreuzreaktivitäten aufweisen, um ein möglichst breites Spektrum der ausgeschiedenen Metaboliten erfassen zu können (SCHWARZENBERGER et al. 1996a,b,c). Die Hauptmetaboliten der untersuchten Tierart müssen dabei nicht unbedingt bekannt sein, um eine Aussage treffen zu können, wenn nahezu alle kreuzreaktiven Metaboliten eines Ursprungshormons erfaßt werden (LASLEY u. KIRKPATRICK 1991).

Zunächst wurden Bestimmungen der Steroidhormonkonzentrationen im Harn bei nicht domestizierten Tieren, wie z. B. bei Przewalskipferden (*E. przewalskii*), Hartmann's Bergzebras (*E. z. hartmannae*), Wildpferden (*E. caballus*), Leierhirschen (*Cervus eldi thamin*), Okapis (*Okapia johnstoni*) und Giraffen (*Giraffa camelopardalis*) durchgeführt (LOSKUTOFF et al. 1982, 1986, KIRKPATRICK et al. 1988, 1990a,b, CZEKALA et al. 1990, MONFORT et al. 1990). Bei vielen Ungulaten (z. B. Rindern oder Antilopen) ist die Untersuchung der Konzentration der Östrogene im Harn nicht geeignet, um den Ovulationszeitpunkt vorherzusagen, weil die Follikelphase nur wenige Tage dauert (HODGES 1985). Da der Harn in den meisten Fällen nicht über 24 Stunden aufgefangen werden kann, sondern z. T. in geringen Mengen vom Boden aufgesammelt wird, ist die in der Probe bestimmte Hormonkonzentration notwendigerweise auf einen Index zu beziehen. Die gleichzeitige Bestimmung von Kreatinin im Harn, das gleichmäßig über den Harn eliminiert

wird, kann zur Bildung eines zuverlässig verwendbaren Indexes herangezogen werden. Dadurch werden auch individuelle Variationen im Flüssigkeitshaushalt des Tieres berücksichtigt (LASLEY 1980, HODGES 1985, KIRKPATRICK et al. 1988, 1990a,b, 1991a,b, 1992a, PALME et al. 1996). Bei freilebenden Tieren sind regelmäßige Untersuchungen des Harns auf seinen Hormongehalt nur begrenzt möglich, da Harnproben vergleichsweise schwierig und zeitaufwendig zu gewinnen sind. Zusätzlich sind diese meistens durch Erde oder Sand verunreinigt (KIRKPATRICK et al. 1988, 1991b, 1992a,b, LASLEY u. KIRKPATRICK 1991, SCHWARZENBERGER et al. 1996a). Um dies zu umgehen, haben KIRKPATRICK et al. (1990b) bei freilebenden Pferden Steroidhormone aus mit Harn getränktem Schnee extrahiert und analysiert.

Steroidhormonbestimmungen im Kot sind praktikabler, da die Proben einfacher und ohne Stress für das Tier zu sammeln sind. Außerdem werden Progesteron bzw. seine Metaboliten bei verschiedenen Spezies hauptsächlich über den Kot ausgeschieden (KIRKPATRICK et al. 1991b, LASLEY u. KIRKPATRICK 1991, CHAPEAU et al. 1993, PALME et al. 1996, SCHWARZENBERGER et al. 1996a, BROWN et al. 1997a). Der Nachweis von Steroidhormonen im Kot wurde bisher hauptsächlich eingesetzt, um Informationen zur Reproduktionsbiologie weiblicher Tiere zu erhalten. Dies betrifft einerseits Untersuchungen zu Saisonalität, Pubertät, Zyklus und Gelbkörperfunktion der einzelnen Tierarten. Andererseits werden sie zur Feststellung von Trächtigkeiten oder Aborten und zur Überwachung medikamentöser Behandlungen herangezogen (SCHWARZENBERGER et al. 1996a). So wurden die Konzentrationen an Östrogenmetaboliten im Kot von Grévyzebras (*E. grevyi*), Przewalskipferden (*E. przewalskii*), Wildpferden (*E. caballus*), Yaks (*Bos mutus f. grunniens*), Nubischen Steinböcken (*Capra ibex nubiana*), Rappenantilopen (*Hippotragus niger*) und Mhorrgazellen (*Gazella dama mhorrr*) bestimmt (SAFAR-HERMANN et al. 1987, BAMBERG u. MÖSTL 1988, BAMBERG et al. 1991, KIRKPATRICK et al. 1990b, 1991b, CHAPEAU et al. 1993, ASA et al. 2001, PICKARD et al. 2003). Progesteronmetaboliten im Kot wurden z. B. bereits bei Grévyzebras (*E. grevyi*), Bergzebras (*E. zebra*), Przewalskipferden (*E. przewalskii*), Rappenantilopen (*Hippotragus niger*), Säbelantilopen (*Oryx dammah*), Mhorrgazellen (*Gazella dama mhorrr*) und Schneegämsen (*Oreamnos americanus*) untersucht (SCHWARZENBERGER 1989, SHAW et al. 1995, MORROW u. MONFORT 1998, THOMPSON et al. 1998, ASA et al. 2001, PICKARD et al. 2001, 2003, KALLERT et al. 2002). Über eine nicht invasive Steroidhormonanalytik im Kot männlicher Tiere ist bisher nur wenig bekannt (SCHWARZENBERGER et al. 1996a).

2.3.2 Gazellen

2.3.2.1 Allgemeine Fortpflanzungsdaten

Tierarten aus der Familie der Bovidae sind entweder ganzjährig oder saisonal polyöstrisch (EULENBERGER 1995). Zu den in menschlicher Obhut ganzjährig polyöstrischen Boviden gehören z. B. die Arabische Oryxantilope (*Oryx leucoryx*), die Addax-Antilope (*Addax nasomaculatus*) und das Dikdik (*Madoqua guentheri*) (DENSMORE u. KRAEMER 1986, DELHOMME u. ANCRENAZ 1994, SEMPÉRÉ et al. 1996, VIÉ 1996, ROBECK et al. 1997). Trotz ganzjährig stattfindender Geburten wiesen ASA et al. (1996) jedoch bei sechs in Gefangenschaft lebenden Addax-Antilopen (*Addax nasomaculatus*) eine nicht synchron vorkommende anovulatorische Phase nach, die zwischen 39 und 131 Tagen dauerte. Säbelantilopen (*Oryx dammah*) sind in menschlicher Obhut saisonal polyöstrisch und zeigen im Frühjahr eine anovulatorische Phase von 36-95 Tagen (MORROW et al. 1999). Die Rappenantilope (*Hippotragus niger*) ist in freier Wildbahn saisonal, während sie in Gefangenschaft ganzjährig polyöstrisch ist (THOMPSON et al. 1998, THOMPSON u. MONFORT 1999). Die Reproduktion von Gazellen ist in freier Wildbahn ebenso oft saisonal und wird durch örtliche Gegebenheiten wie Regen und Verfügbarkeit von Futter beeinflusst (BAHARAV 1983, OLMEDO et al. 1985, FURLEY 1986, HABIBI 1992). Die Persische Kropfgazelle (*G. s. subgutturosa*) und die Arabische Kropfgazelle (*G. subgutturosa marica*) sind zwar polyöstrisch, befinden sich jedoch im Frühjahr und Sommer im Anöstrus (SEMPÉRÉ et al. 2001). Zahlreiche andere Gazellenarten (z. B. *G. g. gazella*) pflanzen sich dagegen zweimal pro Jahr fort (BAHARAV 1983). Saisonalität scheint z. B. bei Mhorr gazellen, die im Senegal wieder ausgewildert wurden, vorzuliegen (CANO et al. 1993).

Genauere Informationen zu den Reproduktionsdaten von Gazellen können durch Studien in menschlicher Obhut lebender Tiere gewonnen werden (FURLEY 1986). Die Mhorr gazelle zeigt allerdings z. B. in menschlicher Obhut keine saisonale Unterdrückung der Fortpflanzung. Außerdem lebt sie in einer hierarchischen Sozialstruktur, die auf dem Alter aller Weibchen in der Gruppe basiert (CASSINELLO et al. 1998, PICKARD et al. 2003). Auch die Damagazellen sind in Gefangenschaft das ganze Jahr über fortpflanzungsfähig (NÖTZOLD 1997). In Zoologischen Gärten und Wildparks erlangen viele weibliche Antilopen in der Mitte des 2. Lebensjahres oder spätestens zu Beginn des 3. Lebensjahres die Geschlechtsreife, und Paarungen finden bei vielen Gazellen während des ganzen Jahres statt (DITTRICH 1968, 1972). Laut SEIDEL (1995) erreichen Damagazellen ihre Geschlechtsreife mit 12-24 Monaten. Die von FURLEY (1986) über afrikanische Gazellen zusammengestellten Daten geben an, dass ein Damagazellenbock im Alter von ca. 120 Tagen zum ersten Mal erfolgreich deckte, während zwei weibliche Damagazellen im Alter von etwa 537 und 607 Tagen zum ersten Mal aufnahmen und bei einer geschätzten Graviditätsdauer von 210 Tagen, im Alter von 746 (24,9 Monate) und 817 Tagen (27,2 Monate) in die Geburt kamen. Eine weibliche Mhorr gazelle war im Alter von ca. 610 Tagen zum ersten Mal trächtig

(FURLEY 1986). Als Zeitpunkt der ersten Konzeption wurde für 7 Mhorr gazellen ein Alter zwischen 0,75 und 1,45 Jahren angegeben (PICKARD et al. 2001). Im Zoo Osnabrück brachten weibliche Damagazellen mit 26 und 39 Monaten das erste Jungtier zur Welt. Im Zoo von Denver bekam ein Weibchen bereits im Alter von 20 Monaten das erste Jungtier (DRÜWA 1985). Das durchschnittliche Alter weiblicher Damagazellen bei der ersten Geburt geben ALADOS u. ESCÓS (1991) mit 749 Tagen (407-2136 Tage) an und stellten fest, dass Tiere mit einem höheren Inzuchtkoeffizienten später züchten als andere.

In der Familie der Bovidae dauert der **Sexualzyklus** bei domestizierten Rindern 21 Tage und ist durch das Auftreten der Brunst gekennzeichnet. Der Östrus selbst ist mit durchschnittlich 24 Stunden kurz (BUSCH 1995). Detaillierte Angaben über den Reproduktionszyklus in Freiheit lebender weiblicher Gazellen sind nicht verfügbar (PICKARD et al. 2003). DITTRICH (1972) stellte bei afrikanischen Antilopen im Zoologischen Garten Hannover fest, dass die Östrusperioden im Abstand von 2 bis 4 Wochen auftraten. Im Allgemeinen weisen Antilopen eine Zykluslänge von ca. 30 Tagen auf, wobei der Östrus nur 12 bis 24 Stunden andauert (EULENBERGER 1995). Für weibliche Gazellen wurde ebenfalls eine sehr kurze Östruslänge ermittelt, die zwischen 0,5 und 1 Tag jedoch max. 2 Tage betrug (DITTRICH 1968, 1972). Die Zykluslänge der Mhorr gazellen beträgt im Mittel $19,28 \pm 0,28$ Tage (zwischen 13 und 23 Tagen). Die Lutealphase wird mit durchschnittlich $13,67 \pm 0,66$ Tagen (zwischen 6 bis 18 Tagen) angegeben (PICKARD et al. 1998a,b). In einer 2. Studie wurde bei Mhorr gazellen eine Zyklusdauer von $18,62 \pm 0,26$ Tagen (zwischen 16 und 22 Tagen) ermittelt. Die Zyklusdauer variierte beim Einzeltier und unterschiedlich zwischen verschiedenen Tieren. Sie war mit den Daten von Boviden ähnlicher Körpergröße vergleichbar (PICKARD et al. 2001). Für Damagazellen liegen bisher keine genauen Daten über die Länge des Zyklus sowie der Follikel- und Lutealphase vor.

Während des **Östrus** wird die weibliche Gazelle vom Bock getrieben. Dieser verfolgt sie mit nach vorn gestrecktem Kopf als Aufforderungsgeste zum Vorwärtsgehen. Aus dem gleichen Grund führt der Bock den so genannten „Laufschlag“ durch. Im Anschluss legt er das Kinn auf den Rücken des Weibchens oder den Kopf an ihre Flanke. Das Weibchen läuft dann für gewöhnlich vorwärts und der Bock folgt parallel laufend oder direkt hinter dem Weibchen. Von MUNGALL (1980) wurde dieses Verhalten als „Hochzeitsmarsch“ bezeichnet. Wenn das Weibchen stehen bleibt, erhält sie vom Bock einen Stoß an die Schulter. Dieses Treiben kann sich stundenlang hinziehen und manchmal werden paarungsunwillige weibliche Tiere bis zur Erschöpfung mit Hornstößen vorwärts getrieben. Der Bock beriecht häufig die Anogenitalregion des Weibchens. Letzteres setzt Harn ab und der Bock zeigt das Flehmen. Die Harnabsatzstellen werden anschließend vom Bock ebenfalls mit Harn und z. T. auch mit Kot markiert. Nach einiger Zeit des Treibens nimmt der Bock, wenn das Weibchen stehen bleibt, dann die Position zum Urinieren ein, ohne jedoch Harn abzusetzen. Er wiederholt den „Laufschlag“, richtet seinen Kopf auf und versucht aufzusteigen, wenn das Weibchen vorwärts geht. Nach einigen unvollständigen Versuchen erfolgt dann die Paarung, bei der der

Bock kaum die Partnerin mit den Vorderläufen berührt. Die Kopulation bei Gazellen dauert nur wenige Sekunden (DITTRICH 1968, 1972, NÖTZOLD 1997). Nach erfolgreicher Paarung beendet der Bock sofort seine Werbung um das Weibchen (MUNGALL 1980, DRÜWA 1985).

Aufgrund des kurzen Östrus und der schnell vollzogenen Paarungen ist es nicht ganz einfach, bei Gazellen die Dauer der **Trächtigkeit** korrekt zu bestimmen. Häufig werden die Kopulationen von den Tierpflegern nicht bemerkt. Viele weibliche Antilopen scheinen in Gefangenschaft auch nicht sofort aufzunehmen und benötigen mehr als einen Östrus um tragend zu werden (DITTRICH 1968, 1970, 1972, FURLEY 1986). Für kleine Antilopenarten wird eine Graviditätsdauer von 120 bis 210 Tagen angegeben, während von größeren Antilopenarten eine Tragzeit zwischen 210 und 290 Tagen bekannt ist (EULENBERGER 1995). Auch DITTRICH (1970) stellte heraus, dass kleine Gazellen, z. B. Dorkasgazellen (*G. dorcas*) 5½ bis 6 Monate, mittelgroße Gazellen, wie die Thomsongazellen (*G. thomsoni*) 6 Monate, große Gazellen, wie beispielsweise die Grantgazellen (*G. granti*) zwischen 6½ und 7 Monaten und verschiedene Antilopen, wie Rappen- und Pferdeantilopen (*Hippotragus niger* und *H. equinus*) bis zu 9 Monate trächtig sind. In tabellarischer Form hat FURLEY (1986) Daten zur Trächtigkeitsdauer verschiedener afrikanischer Gazellen zusammengetragen. Dabei wurde ebenfalls in kleinere Gazellenarten, wie z. B. die Dorkasgazellen (*G. dorcas*), die weniger als 170 Tage trächtig sind, und in größere Gazellenarten unterschieden, zu denen die Damagazellen und Mhorr gazellen gehören, die eine Graviditätsdauer von nahezu 200 Tagen erreichen. Bereits ANTONIUS (1932) berichtete über die Geburt einer Damagazelle, bei der es sich wahrscheinlich um eine Kreuzung zweier Subspezies handelte. Dieses männliche Jungtier kam nach fast 7-monatiger Trächtigkeit (203 Tagen) zur Welt. Eine Graviditätsdauer für Damagazellen von 204-210 Tagen konnte DRÜWA (1985) bestätigen. SEIDEL (1995) gibt für die Damagazellen eine Trächtigkeitsdauer von 6,5 Monaten an. Von reichlich 6 Monaten Tragzeit für Damagazellen berichtet NÖTZOLD (1997). Für Mhorr gazellen wird eine Graviditätsdauer von 200 Tagen angenommen (PICKARD et al. 2003).

Bei verschiedenen in menschlicher Obhut gehaltenen Gazellen, wie z. B. bei Dorkasgazellen (*G. dorcas*), Thomsongazellen (*G. thomsoni*) und Grantgazellen (*G. granti*), gibt es keine feste Jahreszeit, in der **Geburten** stattfinden (DITTRICH 1968). Im Rahmen eines Wiedereinbürgerungsprojektes von Mhorr gazellen im Senegal scheinen erste Daten auf eine saisonale Häufung der Geburten (in der Regenzeit zwischen Juni bis September und zwischen Dezember bis Januar) hinzuweisen (CANO et al. 1993). Im Zoo Osnabrück wurde die Mehrzahl der Jungtiere von Damagazellen zwischen September und Februar geboren (DRÜWA 1985). Bei Gazellen finden die Geburten meistens in den frühen Morgenstunden statt, können aber auch am Tage oder nachts vorkommen (DITTRICH 1968). Zwillingsgeburten fanden bisher weder bei Damagazellen noch bei Mhorr gazellen statt (FURLEY 1986, SEIDEL 1995). Zur Geburt liegt die Körpermasse bei Mhorr gazellen zwischen 3,1 und 5,4 kg und bei Damagazellen zwischen 3,5 und 7,3 kg (WIESNER 1984,

ALADOS u. ESCÓS 1991, SEIDEL 1995, NÖTZOLD 1997). Bei Damagazellen besteht eine positive Korrelation zwischen der Geburtsmasse und der Lebenserwartung, und bei älteren Muttertieren überleben mehr Jungtiere als bei jüngeren (ALADOS und ESCÓS 1991). Die Jungtiere werden von der Mutter 4 bis 6 Monate gesäugt und zeigen in den ersten Lebenswochen ein „typisches Abliegerverhalten“, d. h. sie stehen nur zum Trinken bei der Mutter auf. Bereits in den ersten Lebenswochen nehmen sie außerdem Heu, Kraftfutter und manchmal auch Erde auf (DITTRICH 1968, WIESNER 1984, DRÜWA 1985).

Der erste Östrus bei Gazellen folgt für gewöhnlich 1,5 bis 3 Monate post partum. Das kürzeste Intervall bis zum postpartalen Östrus zeigte eine Grantgazelle (*G. granti*) mit 21-22 Tagen (DITTRICH 1968). Unterschiedliche Angaben liegen bei der Mhorr gazelle hinsichtlich eines postpartalen Anöstrus vor. Falls das Jungtier innerhalb des ersten Lebensmonats verstarb, dauerte es nach der Geburt durchschnittlich $38,31 \pm 10,24$ Tage bis zur nächsten Konzeption des Muttertieres. Wenn das Jungtier den ersten Monat überlebte, lag das Intervall zwischen Geburt und folgender Konzeption bei $75,72 \pm 15,83$ Tagen (PICKARD et al. 1998b, 2001). Zu den Zwischenkalbezeiten der Damagazellen liegen keine genauen Angaben vor.

Einige Untersuchungen zur Morphologie des Reproduktionstraktes weiblicher Antilopen führte HRADECKÝ (1982) durch. Manche Arten besitzen einen Uterus duplex, wie z. B. die Unterfamilie der Hippotraginae (HRADECKÝ 1982, DENSMORE u. KRAEMER 1986). Andere Arten wiederum u. a. Grantgazellen (*G. granti*) und Springböcke (*Antidorcas marsupialis*) aus der Unterfamilie der Antilopinae haben einen Uterus bicornis wie das Rind. Bei Springböcken (*Antidorcas marsupialis*) wurden pro Uterushorn zwischen 50 und 100 Karunkeln gefunden, die in 4 Reihen angeordnet waren (HRADECKÝ 1983b). Entsprechend betrug die Anzahl der in 4 Reihen angeordneten Kotyledonen auf der Plazenta ca. 100 Stück. Die Plazenta einer Damagazelle war ca. 0,5 m lang, hatte ebenfalls 4 Reihen mit insgesamt 95 Kotyledonen, die eine maximale Größe von 4 x 2,5 cm aufwiesen (HRADECKÝ 1983a).

2.3.2.2 Verhalten der Gestagene in Exkreten während des Zyklus

PICKARD et al. (1998b) berechneten die Zykluslänge weiblicher Mhorr gazellen ($n = 7$) anhand der Bestimmung der Konzentration von 20α -Dihydroprogesteron im Kot. Im Kot aller weiblichen Tiere wurden zyklische Schwankungen im Hormongehalt nachgewiesen. Die Konzentrationen des Progesteronmetaboliten im Kot korrelierten dabei mit Verhaltensbeobachtungen. Aus 37 Zyklen wurde eine Zykluslänge von durchschnittlich $19,28 \pm 0,28$ Tagen bestimmt. Auf die Lutealphase entfielen davon $13,67 \pm 0,66$ Tage. Die Basalkonzentration des 20α -Dihydroprogesterons lag bei durchschnittlich 322 ± 40 ng/g Kot (zwischen 157-937 ng/g Kot). Paarungen erfolgten bereits bis zu 2 Tage, bevor die Basalkonzentration erreicht wurde, und ließen vermuten, dass die im Blut zirkulierenden Progesteronkonzentrationen mit einer zeitlichen Verzögerung von etwa 2 Tagen im Kot erfasst werden. In einer weiteren Studie an 7 Mhorr gazellen wurde die Konzentration an

Progestagenen im Kot herangezogen, die für 37 Zyklen eine Dauer von $18,62 \pm 0,26$ Tagen (16-22 Tage) mit einer durchschnittlichen Lutealphase von $13,45 \pm 0,27$ Tagen (10-17 Tage) und einer mittleren Interlutealphase von $5,06 \pm 0,24$ Tagen (2-9 Tage) ergaben. Werbungsverhalten zwischen männlichen und weiblichen Tieren wurde beobachtet, wenn die niedrigsten Konzentrationen an Progestagenen im Kot vorlagen. Daher wurde angenommen, dass der zyklische Verlauf der Konzentrationen der Metaboliten im Kot Veränderungen der Progesteronkonzentration im peripheren Blut reflektiert, die mit der Ovaraktivität assoziiert sind. Die Konzentration an Progestagenen im Kot betrug während der Interlutealphase im Mittel $295 \pm 18,83$ ng/g Kot. Diese Konzentration wurde innerhalb von 2 Tagen erreicht, nachdem sich der Bock für das jeweilige Weibchen interessierte, und zeigte an, dass sich das weibliche Tier im Östrus befand. In der Lutealphase lag die Konzentration von Progestagenen durchschnittlich bei 2065 ± 116 ng/g Kot (zwischen 1017-4212 ng/g Kot) und damit signifikant niedriger als in den ersten 10 Wochen der Gravidität (PICKARD et al. 2001).

Im Zyklusverlauf der Mhorrhgazellen unterschieden sich die Östrogenkonzentrationen des Kotes in der Lutealphase von denen der Interlutealphase signifikant (PICKARD et al. 2000). Bei nicht trächtigen Mhorrhgazellen betrug die Östrogenkonzentration durchschnittlich $11,5 \pm 2,3$ ng/g Kot ($n = 18$) (BAMBERG et al. 1991). Mhorrhgazellenböcke waren in der Lage, 2 bis 3 Tage, bevor die Östrogene die höchsten Konzentrationen im Kot erreicht hatten, den bevorstehenden Östrus der weiblichen Tieren zu erkennen. Das Verhalten der männlichen Tiere korrelierte hoch signifikant mit dem Tag der höchsten Östrogenkonzentration im Kot und dem Tag davor. Paarungen fanden meistens 1 bis 2 Tage vor den maximalen Östrogenkonzentrationen im Kot statt. Aufgrund der Darmpassage und der Rezirkulierung der Steroide wurde eine zeitliche Verzögerung von 24 Stunden zwischen der Hormonkonzentration im Kot und dem Verhalten angenommen (PICKARD et al. 2003).

DESAULNIERS et al. (1989) ermittelten während des Östrus bei Kühen (*Bos taurus*) eine Konzentration an Progesteronmetaboliten von 460-3300 ng/g Kot und bei Moschusochsen (*Ovibos moschatus*) von 261-446 ng/g Kot. In der Lutealphase stiegen die Werte auf 3100-17350 ng/g Kot bzw. 400-1840 ng/g Kot an. Den Gehalt an 20β -Hydroxygestagenen im Kot von Rindern während des Zyklus bestimmten BAMBERG und SCHWARZENBERGER (1990). Die Gestagenausscheidung in der Follikelphase unterschied sich deutlich (mit durchschnittlich $87,3 \pm 23,9$ ng/g Kot) von der in der Gelbkörperphase (mit $296,1 \pm 55,5$ ng/g Kot). Die Konzentration der 20-oxo-Pregnane im Kot von Kühen lag während der Follikelphase bei $39,5 \pm 2,2$ ng/g Kot und in der Lutealphase bei $341 \pm 15,2$ ng/g Kot (SCHWARZENBERGER 1996b). Bei Nkone-Rindern stellten MASUNDA et al. (1999) im Östrus Konzentrationen an Progesteronmetaboliten zwischen 0,4-3,5 μ g/g Kot fest, die somit signifikant niedriger waren als die Werte von 3,0-17,5 μ g/g Kot, die in der Lutealphase erreicht wurden. Anhand der Konzentration von Progestagenen im Kot von Rappenantilopen (*Hippotragus niger*) konnte eine Zykluslänge von $24,2 \pm 0,9$ Tagen ermittelt werden. In der Lutealphase ($18,4 \pm 0,9$ Tage) wurden im Durchschnitt Konzentrationen an Progestagenen

von $13,8 \pm 1,9 \mu\text{g/g}$ und in der Interlutealphase von $2,9 \pm 0,8 \mu\text{g/g}$ Kot-Trockengewicht erreicht (THOMPSON et al. 1998). Die Ausscheidung von 20α -Progesteronmetaboliten mit dem Kot folgt bei Säbelantilopen (*Oryx dammah*) einem zyklischen Muster mit einer Zykluslänge von $24,4 \pm 2,2$ Tagen. In der Lutealphase ($18,7 \pm 2,8$ Tage) lag mit $376,9 \text{ ng/g}$ Kot eine 20-fache Erhöhung der Konzentration an 20α -Progesteronmetaboliten im Vergleich zur Follikelphase ($5,7 \pm 1,6$ Tage) mit durchschnittlich $17,6 \text{ ng/g}$ Kot vor (SHAW et al. 1995). In weiteren Studien bei Säbelantilopen (*Oryx dammah*) wurde eine Zykluslänge von $23,8 \pm 1,3$ Tagen mit einer Follikelphase von $5,1 \pm 0,2$ Tagen und einer Lutealphase von $18,8 \pm 0,5$ Tagen ermittelt. Die Konzentrationen von Progesteronmetaboliten variierten während des Zyklus zwischen $0,7$ - $71,2 \mu\text{g/g}$ Kot. In der Follikelphase wurden Konzentrationen an Progesteronmetaboliten im Kot von durchschnittlich $3,7 \pm 0,9 \mu\text{g/g}$ Kot bzw. $5,0 \pm 0,5 \mu\text{g/g}$ Kot erreicht, die in der Lutealphase auf durchschnittlich $25,8 \pm 3,4 \mu\text{g/g}$ Kot bzw. $36,9 \pm 1,9 \mu\text{g/g}$ Kot anstiegen. Die Konzentration an Progesteronmetaboliten im Kot war an die Existenz eines funktionsfähigen Gelbkörpers gebunden und reflektierte auch die Konzentration des Progesterons im Blutserum. Erhöhte Östrogenkonzentrationen im Kot lagen in den Fällen vor, in denen mittels Ultraschall Follikel mit einem Durchmesser von über 10 mm diagnostiziert wurden. In 42,5 % der untersuchten Zyklen konnten periovulatorische Östrogenpeaks nachgewiesen werden, die gleichzeitig mit einer geringen Progesteronausscheidung einhergingen (MORROW u. MONFORT 1998, MORROW et al. 1999).

DURRANT (1983) ermittelte durch Bestimmung von Pregnandiol-3-Glucuroniden im Harn von Säbelantilopen (*Oryx dammah*) eine Zykluslänge von 21-22 Tagen, die sich aus einer 4- bis 6-tägigen Follikel- und einer 16- bis 18-tägigen Lutealphase zusammensetzte. Im Harn von Dikdiks (*Madoqua guentheri*) wurde während der $5,2 \pm 2,5$ Tage dauernden Follikelphase eine durchschnittliche Konzentration der immunreaktiven Pregnandiol-3-Glucuronide von $6,2 \pm 3,3 \text{ ng/mg CR}$ nachgewiesen, die während der $14,4 \pm 4,1$ Tage dauernden Lutealphase auf durchschnittlich $16,5 \pm 12,9 \text{ ng/mg CR}$ anstieg (ROBECK et al. 1997).

2.3.2.3 Verhalten der Gestagene in Exkreten während der Gravidität

PICKARD et al. (1998a,b) bestimmten bei trächtigen Mhorrhgazellen 20α -Dihydroprogesteron im Kot. In den ersten 65 Trächtigkeitstagen lag die Konzentration des Progesteronmetaboliten signifikant höher als in der Lutealphase ($4378,58 \pm 844,27 \text{ ng/g}$ Kot gegenüber $2128,15 \pm 203,31 \text{ ng/g}$ Kot). Danach erfolgte ein Anstieg auf über 35000 ng/g Kot. Innerhalb von 7 Tagen p. p. wurden wieder Basalwerte erreicht. Ab dem 18. Tag p. p. stieg die Ausscheidung des Metaboliten wieder auf Werte oberhalb der Basalkonzentration an und ließ vermuten, dass bei den Mhorrhgazellen in den ersten 16 Tagen p. p. ein Anöstrus besteht. Eine jüngere Studie zeigte ebenfalls, dass trächtige Mhorrhgazellen höhere Konzentrationen an Progestagenen über den Kot ausscheiden als zyklische Tiere. Während der ersten 10 Wochen der Trächtigkeit blieb die Hormonkonzentration nahezu konstant und lag im Mittel bei $4048 \pm 407 \text{ ng/g}$ Kot. Danach erfolgte ein Anstieg der Werte auf durchschnittlich $23556 \pm 1176 \text{ ng/g}$

Kot. Vor der Geburt fielen die Konzentrationen der Progestagene im Kot nicht ab und Basalwerte wurden erst 7 Tage p. p. erreicht. Aufgrund der Beobachtungen bei einem Tier, das innerhalb von 6 Tagen p. p. wieder aufnahm, wurde vermutet, dass bei dieser Spezies keine Phase eines postpartalen Anöstrus oder einer Anovulation vorliegt (PICKARD et al. 2001).

Bei Rindern (*Bos taurus*) wurden keine Unterschiede in der Konzentration von Progesteronmetaboliten im Kot zwischen trächtigen Tieren und Tieren in der Lutealphase gefunden. Moschusochsen (*Ovibos moschatus*) dagegen erreichten in der mittleren Phase der Trächtigkeit Werte von 1900-5760 ng/g Kot, die in der späten Trächtigkeitsphase weiter auf Konzentrationen von 5070-8080 ng/g Kot anstiegen (DESAULNIERS et al. 1989). Bei drei Säbelantilopen (*Oryx dammah*) wurde nach künstlicher Besamung zwischen dem 20. und 24. Trächtigkeitstag eine leichte Abnahme der Konzentration von Progesteronmetaboliten auf 4-9 µg/g Kot nachgewiesen. In der 2. Hälfte der Trächtigkeit blieben die Werte bei durchschnittlich $314,4 \pm 91,8$ µg/g Kot und fielen erst in Geburtsnähe deutlich ab. Bei einem Tier wurde eine Ausscheidung von Progesteronmetaboliten von 164,6 µg/g Kot am Tag vor der Geburt bestimmt, die am Tag der Geburt nur noch 20,3 µg/g Kot betrug. Am 5. Tag p. p. lagen die Konzentrationen an Progesteronmetaboliten bei allen drei Tieren unter 15 µg/g Kot (MORROW et al. 2000).

Im Kot von zwei Mhorrhazellen wurden während der Gravidität auch höhere Konzentrationen der Östrogene nachgewiesen als bei nicht trächtigen Tieren und Tieren kurz nach der Geburt. Während der Trächtigkeit schwankten die Östrogenkonzentrationen im Zeitraum zwischen 14. bis 1. Woche a. p. zwischen 320-2660 ng/g Kot. In der 1. Woche nach der Geburt lagen die Östrogenkonzentrationen bei 22 und 30 ng/g Kot (BAMBERG u. MÖSTL 1988, BAMBERG et al. 1991). Bei der Untersuchung des Kotes von Rappenantilopen (*Hippotragus niger*) ergab sich bei einem Tier 14 Wochen vor der Geburt eine Östrogenkonzentration von ca. 50 ng/g Kot, welche kontinuierlich auf Konzentrationen von bis zu 225 ng/g Kot im Monat vor der Geburt anstiegen. Eine Abnahme der Östrogenausscheidung erfolgte direkt nach der Geburt (CHAPEAU et al. 1993).

Im Zusammenhang mit Brunstsynchronisation und künstlicher Besamung wurden bei Mhorrhazellen auch Hormonuntersuchungen im Kot durchgeführt (HOLT et al. 1996, PICKARD et al. 2001). Außerdem wurden Hormonbestimmungen in Kot u./ o. Harn z. T. mit anderen diagnostischen Methoden wie der Ultraschalluntersuchung kombiniert. Künstliche Besamungen unter Kontrolle durch ein Ultraschallgerät führten DENSMORE et al. (1987) bei Addax-Antilopen (*Addax nasomaculatus*) durch und ermittelten die Progesteronkonzentrationen im Serum sowie die Konzentration der Pregnandiolglucuronide im Harn. Parallel zur Bestimmung von 20α -Progestagenen im Kot von Säbelantilopen (*Oryx dammah*) untersuchten SHAW et al. (1995) die Uteri und Ovarien mittels Ultraschalltechnik.

2.3.3 Zebras

2.3.3.1 Allgemeine Fortpflanzungsdaten

Die Familie der Equidae ist polyöstrisch, wobei die reproduktive Saison nicht für alle Spezies näher definiert ist (WALZER 2002). Equidae aus gemäßigten Zonen sind eher saisonal fortpflanzungsaktiv als ihre Verwandten in den tropischen Gebieten der Welt (ASA 2002). Über die Fortpflanzung der Pferde (*E. caballus*) gibt es reichlich Literatur, über die von Eseln (*E. asinus*) sind die Literaturstellen schon spärlicher und über die Reproduktion von Wildequiden ist nur wenig aus der Literatur bekannt. Bisher wird meist davon ausgegangen, dass das Pferd für diese ein adäquates Modell sein kann, da das bisher über die Wildequiden Bekannte nicht allzusehr von Daten zum Pferd abweicht (ASA 2002). Obwohl Grévyzebras (*E. grevyi*) seit fast einem Jahrhundert in Gefangenschaft gehalten werden, ist auch über ihre Reproduktionsphysiologie und ihr –verhalten nur sehr wenig bekannt (ASA et al. 2001). Die bisher vorliegenden Informationen zu Fortpflanzungsdaten bei Grévyzebras basieren meist auf Verhaltensbeobachtungen des Östrus, der Paarungen und der Geburt. Zum Pubertätsbeginn bei Grévyzebras gibt es unterschiedliche Angaben. Erste Schätzungen dazu basierten meist auf der Feststellung des Östrus vor der ersten Paarung. Spätere Angaben beruhen auf Rückdatierungen mit Hilfe der Trächtigkeitlänge und der ersten erfolgten Geburt (ASA 2002). Bei Grévyzebrastuten liegt der Pubertätsbeginn zwischen 36 und 48 Monaten und bei den Hengsten bei 48 Monaten (KING 1965). Männliche Tiere sind bei der ersten Reproduktion meist ein bis mehrere Jahre älter als die weiblichen Tiere (ASA 2002). HAGENBECK (1993) berichtet jedoch von einem Hengst, der im Alter von 3 Jahren und 2 Monaten zum ersten Mal erfolgreich gedeckt hat.

Die **Sexualzyklen** von Equiden haben eine Länge zwischen 19 und 35 Tagen und sind vergleichbar mit denen von Rindern und Antilopen. Allerdings ist die Östrusphase (Rosse) bei Pferdeartigen länger. Sie schwankt zwischen einigen Tagen und einer Woche (ASA 2002). Die durchschnittliche Zykluslänge von Pferden (*E. caballus*) liegt bei 21 bis 22 Tagen mit einer Follikelphase von 5 bis 7 Tagen und einer Lutealphase von 12 bis 16 Tagen. Die Ovulation erfolgt meistens 2 Tage vor Ende der Rosse. Zu Beginn der Zuchtsaison kann der Östrus, bei Jungstuten oder bei älteren Stuten, auch länger sein (GINTHER et al. 1972, SHARP u. BLACK 1973, GINTHER 1974, BADER 1995).

Die Unterschiede zwischen Pferd und Grévyzebra hinsichtlich der Dauer von Zyklus und Trächtigkeit sind laut ASA (2002) gering. Der Östrus der Grévyzebrastuten dauert ca. 10 Tage mit einer Hochrosse vom 5. bis zum 8. Tag, in der es zur Kopulation kommen kann (KLINGEL 1974). In der Rosse zeigt die Stute während der Annäherung des Hengstes ihr typisches „Rossigkeitsgesicht“. Dabei hält sie die Ohren seit- und abwärts, die Lippen werden zurückgezogen, dadurch die Schneidezähne gezeigt und oftmals kaut die Stute oder sie kombiniert es mit Lautäußerungen. Zusätzlich steht sie etwas breitbeinig, hält den Schweif

seitlich angehoben und zeigt rhythmische Eversionen der Klitoris, die auch unabhängig vom Harnabsatz auftreten (TRUMLER 1959, ZEEB u. KLEINSCHMIDT 1963, KLINGEL 1974, ASA 2002). Für das Grévyzebra wird von ASA et al. (2001) eine Zyklusdauer von 28-35 Tagen angegeben, die eine Rosse von 4 bis 7 Tagen einschließt. Anhand von Verhaltensbeobachtungen ermittelte GINSBERG (1989) für Grévyzebrastuten (n = 9) eine Zyklusdauer von durchschnittlich $26,8 \pm 0,28$ Tagen. Im Gegensatz dazu gibt WACKERNAGEL (1965) für das Grant-Zebra (*E. q. böhmi*) eine Zyklusdauer von 17 bis 24 Tagen an, die einen Östrus von 2 bis 9 Tagen einschließt. Esel (*E. asinus*) haben eine durchschnittliche Zykluslänge von $25,9 \pm 2,7$ Tagen, die einen Östrus von $7,9 \pm 2,5$ Tagen und einen Diöstrus von $18,2 \pm 2,3$ Tagen umfaßt (HENRY et al. 1987).

In der freien Wildbahn kann es bei Zebras in jedem Monat zu **Paarungen** kommen, d. h. der Zeitpunkt der Fortpflanzung liegt nicht fest. Normalerweise finden die Paarungen aber in der Regenzeit statt (KLINGEL 1974, PENZHORN 1985, WESTLIN-VAN AARDE et al. 1988). Das Paarungsvorspiel bei den Grévyzebras beginnt mit dem Treiben der Stute durch den Hengst. Dabei nähert sich der Hengst mit vorgestrecktem Kopf. Die Stute setzt sich meist von Schritt in Galopp und der Hengst folgt ihr und lässt dabei sein eselähnliches Gebrüll ertönen. Gelegentlich kommt es zum Ausschlagen der Stute. Wenn die Stute steht, nimmt der Hengst nasogenitalen Kontakt zu ihr auf. Zunächst reitet der Hengst ohne Erektion auf. Die Stute gibt dann Harn und Schleim ab, den der Hengst beriecht, beflehmt und anschließend mit eigenem Harn markiert. In der Hochrosse erfolgt nur ein kurzes Treiben der Stute. Zur Paarung kommt es erst, nachdem der Hengst mehrfach ohne Erektion aufgeritten ist (KLINGEL 1974). Die Stute nimmt eine „Präsentierstellung“ ein, wobei sie bei gespreizter Hinterhand den Schweif zur Seite nimmt. Während der eigentlichen Paarung steht die Stute meistens, evtl. geht sie auch langsam vorwärts, dreht sich oder drängt zurück. Sie zeigt auch hierbei das „Rossigkeitsgesicht“, bei gesenktem Hals und weit geöffnetem Maul legt sie die Ohren an, zieht die Maulwinkel zurück und kaut (TRUMLER 1959, ZEEB u. KLEINSCHMIDT 1963). Die Paarung der Grévyzebras selbst dauert zwischen 5 und 10 Minuten (KLINGEL 1974). Die Anzahl der Paarungen schwankt individuell (ASA 2002).

Die durchschnittliche **Graviditätsdauer** bei Warmblutpferden beträgt 336 Tage (GRUNERT 1993, HOFFMANN 1994). Im Gegensatz dazu variieren die Angaben zur Trächtigkeitsdauer bei Zebras sehr stark. Für Wildequiden wurden Trächtigkeitlängen von 11-13 Monaten festgestellt (PENZHORN 1985, ASA 2002). VOLF (1993) gibt für Zebras bzgl. der Graviditätsdauer eine Variationsbreite von 345 bis 390 Tagen an. ANTONIUS (1932) ermittelte anhand von Deckdaten aus dem Zoo Schönbrunn eine Trächtigkeitsdauer von 406 Tagen nach der Geburt eines männlichen Grévyzebrafohlens. Ebenfalls aus Verhaltensbeobachtungen schließt WACKERNAGEL (1965) bei Grant-Zebras (*E. q. böhmi*) im Zoologischen Garten Basel auf eine Graviditätsdauer von durchschnittlich 371,2 Tagen (n = 32), wobei männliche Fohlen nach einer deutlich längeren Trächtigkeitsdauer geboren wurden. KLINGEL (1974) geht davon aus, dass freilebende Grévyzebras wie alle Equiden ca.

12 Monate trächtig sind. Anhand von beobachteten Bedeckungen und Geburten vermuten CHAPEAU et al. (1993) eine Graviditätsdauer von 380 Tagen für Grévyzebras in Zoos. Über 20 Jahre wurden im Tierpark Hagenbeck die Reproduktionsdaten der Grévyzebraherde erfasst. Diese Daten beruhen auf Angaben von Tagen, an denen der Hengst gezielt zur rossigen Stute gebracht wurde, und nicht auf zufälligen Beobachtungen. Es ergab sich eine durchschnittliche Trächtigkeitlänge von 420,6 Tagen ($n = 22$). Die Werte schwankten dabei zwischen 397 und 471 Tagen. Hengstfohlen wurden durchschnittlich nach 417 Tagen und Stutfohlen nach 424 Tagen geboren (HAGENBECK 1993). Die Graviditätsdauer der Grévyzebras liegt laut STRAUSS (1995) zwischen 350 und 424 Tagen. ASA et al. (2001) ermittelten für drei Grévyzebras in Zoologischen Gärten Trächtigkeitdauern von 391, 406 und 425 Tagen. Trotz bestehender Trächtigkeit wurde bei einigen Stuten östrisches Verhalten festgestellt, d. h. die Stute „rosst auf das Fohlen“ (HAGENBECK 1993). Daher sind Trächtigkeitsdiagnosen, die lediglich auf Beobachtungen basieren, als unzuverlässig einzuschätzen (ASA et al. 2001).

In freier Wildbahn werden die Fohlen meistens während der Regenzeit geboren und haben dadurch eine bessere Überlebenschance (KLINGEL 1974, PENZHORN 1985). Die Geburt erfolgt meist nachts oder in den frühen Morgenstunden (WACKERNAGEL 1965). Die Zebrafohlen haben eine Geburtsumasse zwischen 20 und 57 kg und werden über einen Zeitraum von 6 bis 10 Monaten gesäugt (KING 1965, STRAUSS 1995, ASA et al. 2001). Die Grévyzebrastute zeigt keinen Laktationsanöstrus und der erste postpartale Östrus findet innerhalb von 1 bis 2 Wochen nach der Geburt statt (KING 1965, HAGENBECK 1993, ASA 2002). GINSBERG (1989) ermittelte den ersten Östrus durchschnittlich $9,3 \pm 1,08$ Tage ($n = 8$; zwischen 6 und 15 Tagen) nach der Geburt. Laut KING (1965) lag bei einer Grévyzebrastute in Gefangenschaft das kürzeste Intervall zwischen Geburt und Fohlenrose bei ca. 10 Tagen. Beim Grant-Zebra (*E. q. böhmi*) beginnt die Fohlenrose ca. 8 Tage p. p. (WACKERNAGEL 1965). Das Intervall zwischen den Geburten bei Kap-Bergzebras (*E. z. zebra*) ermittelte PENZHORN (1985) mit durchschnittlich 25 Monaten (13-69 Monate).

Eine der wenigen anatomischen Studien über den Reproduktionstrakt der Zebras stammt von WESTLIN-VAN AARDE et al. (1988). Bei in Namibia geschossenen weiblichen Hartmann's Bergzebras (*E. z. hartmannae*) wurden außer den Ovarien auch die Feten untersucht und die Progesteronkonzentration im Plasma bestimmt. Das Ovar ähnelte in seinem Erscheinungsbild dem anderer Equiden. Im Proöstrus und Östrus befindliche Stuten zeigten eine variierende Anzahl kleiner Follikel. Ein Follikel war meistens größer als 20 mm im Durchmesser. Bei trächtigen Zebrastuten dagegen lag der größte Follikeldurchmesser bei 9 mm und die Gelbkörper waren im Durchmesser deutlich größer. Der gesamte Reproduktionstrakt der Grévyzebras ähnelt im Aufbau dem der Grant-Zebras (*E. q. böhmi*), ist aber ca. 10 % größer. Der Durchmesser eines Follikels im Östrus betrug 3 cm und der eines Gelbkörpers im Diöstrus 4,5 cm. Bei Sektionen wurde in der Frühträchtigkeit Follikeltätigkeit

(Follikeldurchmesser 3 cm) festgestellt, die nach 34 Wochen stagnierte und erst nach der 42. Trächtigkeitswoche (Follikeldurchmesser 1 cm) bis zur Geburt wieder auftrat (KING 1965).

Aufgrund ihres aggressiven Verhaltens lassen sich Zebras nicht in einem Zwangsstand untersuchen. Im Vergleich zu anderen Tierarten ist es sehr schwierig, bei Zebras Blutproben zu gewinnen. Zusätzlich sind sie besonders anfällig für Narkosezwischenfälle. Daher stellt die Hormonbestimmung in Kot und Harn eine geeignete nicht invasive Methode dar, um Erkenntnisse über die Reproduktionsphysiologie von Grévyzebras ohne belastende Eingriffe zu erhalten (ASA et al. 2001, ASA 2002).

2.3.3.2 Verhalten der Gestagene in Exkreten von Jungstuten

ASA et al. (2001) führten Untersuchungen zur Östradiol- und Progesteronkonzentration in Kot und Harn bei einer (zu Beginn der Studie) einjährigen Grévyzebrastute durch. Genaue Angaben zu den Hormonkonzentrationen bei diesem Tier fehlen, jedoch konnte eCG zur Ovulation nachgewiesen werden. Die Jungstute hatte innerhalb des Untersuchungszeitraumes wahrscheinlich 3 Aborte. In einem Fall wurde 101 Tage nach der letzten Paarung ein 18 cm großer Fetus gefunden und ein weiteres Mal (89 Tage nach dem ersten Abort) wurde blutiger Ausfluss – jedoch kein Fetus – bemerkt. Im Anschluss erfolgte 99 Tage nach einer Paarung erneut ein Abort; diesmal eines 10 cm großen Fetus. Die parallel durchgeführten Hormonuntersuchungen ergaben niedrige Konzentrationen an Progesteronmetaboliten am Tag des Abortes. Die Stute gebar schließlich nach einer Konzeption im Alter von 2 Jahren und 2 Monaten ihr erstes Fohlen mit 3 Jahren und 4 Monaten.

2.3.3.3 Verhalten der Gestagene in Exkreten während des Zyklus

Für Grévyzebras wurde von ASA et al. (2001) auf der Basis von Verhaltensbeobachtungen eine Zykluslänge von 28 bis 35 Tagen angegeben. Während des Östrus variierten die Östradiol- und Progesteronkonzentrationen im Kot. Die Ausscheidung von Östradiol stieg zuerst an, gefolgt von einer Erhöhung der Progesteronkonzentration im Kot. Wie den Abbildungen der Publikation von ASA et al. (2001) zu entnehmen ist, lagen die Konzentrationen an Progesteronmetaboliten der beiden Grévyzebrastuten während des Zyklus zwischen < 50 ng/g und > 1600 ng/g Kot. Grévyzebrastuten zeigten Rossesympptome bei niedrigen Progesteronwerten und kurz vor den Maximalkonzentrationen an Östradiol im Kot. Aufgrund der zeitlichen Verzögerung zwischen der Hormonkonzentration im Blut und dem Erscheinen der Hormonmetaboliten im Kot, bedingt durch die Dauer der Darmpassage, war zu erklären, dass zuerst die Rosse bei den Stuten einsetzte und anschließend die Östradiol-ausscheidung anstieg. Die Paarungen bei Grévyzebras erfolgten, solange die Progesteronkonzentrationen im Kot noch erhöht waren und kurz bevor die Östradiol-ausscheidung zunahm (ASA et al. 2001). Unkonjugierte Östrogenkonzentrationen im Kot von weiblichen Grévy-

zebras lagen vor Paarungen durchschnittlich bei 5,5 ng/g und in einem Fall bei 43 ng/g (CHAPEAU et al. 1993).

Bei Warmblutstuten (*E. caballus*) wurde der Verlauf der 20α -OH-Progesteronkonzentration im Kot während des Zyklus untersucht. Die Konzentration des Progesteronmetaboliten im Kot und die Progesteronkonzentrationen im Plasma zeigten während des Zyklus der Stuten einen gleichartigen Verlauf, der im Kot erst mit einer zeitlichen Verzögerung von 1 bis 2 Tagen nachweisbar war. In der Follikelphase lagen die Konzentrationen im Median bei 125-160 nmol/kg Kot, und es folgte zwischen dem 10. und 11. Zyklustag ein Anstieg auf mehr als 630 nmol/kg Kot. Zwischen Tag 7 und Tag 16 des Zyklus traten individuelle Schwankungen in der 20α -OH-Progesteronkonzentration auf. Zwei Stuten, deren Progesteronkonzentrationen im Blutplasma keine zyklischen Veränderungen erkennen ließen, hatten auch im Kot eine niedrige Konzentration des Progesteronmetaboliten. Przewalskistuten (*E. przewalskii*) wiesen ebenfalls im Kot einen zyklischen Verlauf der Ausscheidung des Progesteronmetaboliten auf und zeigten in der Follikelphase Konzentrationen von 20α -OH-Progesteron zwischen 44 und 278 nmol/kg Kot und in der Lutealphase über 470 nmol/kg Kot. Zwei in die Untersuchungen einbezogene Bergzebrastuten (*E. zebra*) hatten eine sehr unterschiedliche Hormonexkretion. Die erste Stute zeigte im Untersuchungszeitraum von einem Monat nur einen leichten Anstieg in der 20α -OH-Progesteronkonzentration von 155 auf 1213 nmol/kg Kot im Vergleich zur zweiten Stute, deren Hormonwerte zwischen 139 und 6221 nmol/kg Kot lagen. Die mittels HPLC analysierte mengenmäßig dominierende immunreaktive Substanz im Kot der Bergzebras entsprach in ihrem Elutionsverhalten dem der 5β -Pregnandiole (SCHWARZENBERGER 1989, BAMBERG u. SCHWARZENBERGER 1990, SCHWARZENBERGER et al. 1992).

SCHEIBE et al. (1999) wiesen bei Przewalskipferden (*E. przewalskii*) mittels Progestagenanalyse im Kot Ovaraktivität nach. Die Progestagenkonzentrationen schwankten zwischen < 400 ng/g Kot in der Follikelphase und > 1000 ng/g Kot in der Gelbkörperphase. KIRKPATRICK et al. (1990a) untersuchten erstmals mittels Hormonbestimmung im Harn den Verlauf der Lutealphase im Zyklus beim Pferd (*E. caballus*). Anhand der Progesteronmetaboliten im Harn und dem Vergleich mit Progesteronkonzentrationen im Plasma ergab sich, dass sowohl bei Pferden als auch bei einem Hartmann's Bergzebra (*E. z. hartmannae*) während des Zyklus und der Gravidität keine signifikanten Mengen von Pregnan diol-3-glucuroniden im Harn nachweisbar waren. Die Progesteronkonzentration im Plasma und die Konzentration der entsprechenden Metaboliten im Harn korrelierten trotzdem während der Lutealphase.

2.3.3.4 Verhalten der Gestagene in Exkreten während der Gravidität

Kotproben von Lipizzanern, Trabern und Vollblütern (*E. caballus*) wurden auf unkonjugierte Östrogene, 20 α -OH- und 20 β -OH-Progestagene untersucht. In den Wochen 7 bis 16 nach der Paarung stiegen die Konzentrationen der 20 α -OH- und 20 β -OH-Progestagene langsam an. Ab der 11. Trächtigswoche waren die Progestagenwerte signifikant höher als die der nicht tragenden Stuten. Die Mittelwerte in der 16. Trächtigswoche lagen bei > 1000 ng/g Kot für 20 α -OH-Progestagene und bei > 500 ng/g Kot für 20 β -OH-Progestagene. Die Konzentrationen an 20 α -OH- und 20 β -OH-Progestagenen stiegen im Verlauf der Gravidität weiter an. Im 3. und 2. Monat vor der Geburt lagen die Mittelwerte der 20 α -OH-Progestagene bei allen drei Pferderassen über 2000 ng/g Kot und erreichten im letzten Trächtigsmonat Maximalwerte von über 10000 ng/g Kot. Nach der Geburt fielen die Konzentrationen an unkonjugierten Östrogenen und Progestagenen am 3. und 4. Tag p. p. wieder auf Basalwerte ab (SCHWARZENBERGER et al. 1991).

Während der Trächtigkeit zeigten die Steroidhormonprofile im Kot von Grévyzebras einen ähnlichen Verlauf wie die Progesteronkonzentrationen im Serum der Pferde (SQUIRES et al. 1974, HOLTAN et al. 1975, ASA et al. 2001). Laut ASA et al. (2001) war die Progesteronexkretion der Grévyzebras besonders in den ersten vier Monaten der Trächtigkeit variabel und näherte sich in 1- bis 2-Wochen-Intervallen Basiswerten, danach stieg sie wieder an. Die Abbildungen in der Studie von ASA et al. (2001) zeigen zu Beginn der Gravidität Progesteronkonzentrationen, die zwischen ca. 100 ng/g und bis zu 4000 ng/g Kot schwankten, im weiteren Verlauf der Gravidität lagen sie niedriger (zwischen ca. 250 ng/g Kot bis 2500 ng/g Kot) und stiegen erst in den letzten Trächtigsmonaten erneut auf Progesteronkonzentrationen zwischen 1000 und 4000 ng/g Kot an. Eine steile Abnahme der Progesteronausscheidung mit dem Kot fand um den Geburtszeitpunkt statt, somit müsste bereits vor der Geburt eine Abnahme der Progesteronkonzentration im Blut erfolgt sein. Nur die Kotprobe einer Grévyzebrastute wies am 1. Tag post partum noch hohe Progesteronwerte auf. Im Falle eines Abortes sanken die Progesteronkonzentrationen im Kot noch am selben Tag und blieben auf einem niedrigen Niveau (ASA et al. 2001).

Die Östradiolkonzentrationen im Kot der Grévyzebras zeigten während der Trächtigkeit einen ähnlichen Verlauf wie die im Serum des Pferdes. Sie waren in der Frühträchtigkeit bei drei untersuchten Grévyzebrastuten niedrig und stiegen erst allmählich ab 71., 89., 104. Trächtigkeitstag, wesentlich stärker ab dem 92., 138., 139. Trächtigkeitstag an. Die höchsten Werte wurden in der Mitte der Trächtigkeit erreicht. Daran schloss sich eine Abnahme auf Basalwerte in den letzten Wochen vor der Geburt an (ASA et al. 2001). Im Kot von einer Grévyzebrastute und eines Grévyzebrahengstes wurden Östrogene bestimmt, wobei die ausgeschiedenen Östrogenmengen bei Vorliegen einer Gravidität signifikant höher (10-fach) als bei der gleichen Stute im nicht graviden Zeitraum sowie beim männlichen Tier waren. Zur Geburt trat bei der Grévyzebrastute eine Abnahme auf Basalkonzentrationen ein. Im Kot des

Grévyzebrahengstes wurden überraschend höhere Östrogenkonzentrationen als bei der nicht tragenden Stute nachgewiesen. (SAFAR-HERMANN et al. 1987).

CHAPEAU et al. (1993) untersuchten Konzentrationen unkonjugierter Östrogene im Kot verschiedener Zootiere während der Trächtigkeit und in der postpartalen Phase. Das bei den beiden in die Studie einbezogenen tragenden Grévyzebras beobachtete Östrogenmuster entspricht weitestgehend dem der Pferde. Die Östrogenausscheidung erreicht in der Mitte der Trächtigkeit ein Maximum: Der höchste während der Trächtigkeit erfasste Östrogenwert betrug 325 ng/g Kot (60-fache Erhöhung im Vergleich zu den nicht trächtigen Tieren). Anschließend fiel die Östrogenkonzentration kontinuierlich ab und lag in den letzten 4 Trächtigungsmonaten stets niedriger als 50 ng/g Kot. Bei Przewalskistuten (*E. przewalskii*) waren die Östrogenkonzentrationen im Kot während der Trächtigkeit höher als kurz nach der Geburt und bei nicht tragenden Stuten (BAMBERG et al. 1991).

Zur Trächtigkeitsdiagnose bei Wildpferden (*E. caballus*) wurden vergleichende Untersuchungen von Östronkonjugaten im Harn mit Östronkonjugaten und nichtspezifischen Progesteronmetaboliten im Kot durchgeführt. Die ermittelten Werte ergaben jeweils signifikante Unterschiede zwischen nicht trächtigen und trächtigen Stuten. Die Konzentrationen an nicht spezifischen Progesteronmetaboliten im Kot in graviden Stuten lagen durchschnittlich bei $32,8 \pm 4,5$ ng/g Kot und die tragender Stuten bei $1411 \pm 569,6$ ng/g Kot (KIRKPATRICK et al. 1991b).

Durch die Ermittlung der Progesteronmetaboliten im Harn von Grévyzebras stellten RAMSEY et al. (1994) fest, dass sie einen anderen Progesteronmetabolismus zu besitzen scheinen als die übrigen in die Studie einbezogenen Equiden. Die Genauigkeit zur Unterscheidung zwischen trächtigen und nicht trächtigen Tieren war bei Przewalskipferden (*E. przewalskii*), Hartmann's Bergzebras (*E. z. hartmannae*) und Grant's Zebras (*E. q. böhmi*) deutlich höher als bei Grévyzebras. Bereits ab dem 10. Monat a. p. lagen die Östronsulfatwerte bei Hartmann's Bergzebras (*E. z. hartmannae*) sowohl im Serum als auch im Harn höher als bei nicht tragenden Tieren. Sie blieben im Verlauf der Gravidität stets auf höherem Niveau als bei nicht tragenden Tieren. Die Östronsulfatkonzentrationen in Blut und Harn korrelierten bei trächtigen und nicht trächtigen Przewalskipferden (*E. przewalskii*), jedoch nicht bei den Hartmann's Bergzebras (*E. z. hartmannae*) (CZEKALA et al. 1990). ASA et al. (2001) untersuchten außerdem die Konzentration von eCG im Harn von Grévyzebras und wiesen es erstmals zwischen dem 35. und 40. Trächtigkeitstag nach. Die höchsten Konzentrationen von eCG wurden während der Gravidität bei je einer Stute am 76. und 91. Tag ermittelt. Basalwerte wurden erst am 195. Trächtigkeitstag erreicht.

3 TIERE, MATERIAL UND METHODEN

3.1 Tiere

Die vorliegenden Untersuchungen wurden an 5 Damagazellen, 5 Mhorr gazellen und insgesamt 8 Grévyzebras aus 4 deutschen Zoologischen Gärten und Tierparks bzw. Safariparks vorgenommen. Sie fanden im Zeitraum von Februar 1999 bis Dezember 2003 statt (s. Tab. 3, S. 49). Die einzelnen Herden wurden jeweils nach einem für jeden Zoo bzw. Tierpark unterschiedlichen Fütterungsregime versorgt, welches zusätzlich jahreszeitlichen Einflüssen unterlag. Eine standardisierte Fütterung der Tiere war somit im Verlauf der Studie nicht möglich.

Ein wichtiges Auswahlkriterium für die Tiere bestand darin, sie zeitweilig (z. B. über Nacht oder während der Reinigung der Gehege) getrennt aufstallen zu können, um eine individuelle Zuordnung der Kotproben zum Tier zu gewährleisten. Des Weiteren sollte in jedem Zoo bzw. Tierpark die Möglichkeit gegeben sein, die Proben bis zum Transport ins Labor tiefgekühlt zu lagern, um Veränderungen der Qualität und Quantität der ausgeschiedenen Steroide weitgehend einzuschränken.

3.1.1 Gazellen

Die Tiere wurden im Zoologischen Garten Leipzig, im Safaripark Hodenhagen sowie im Tierpark Hellabrunn in München gehalten. Eine Übersicht zu den Stammdaten der einzelnen Tiere zeigt Tabelle 1 (S. 45).

Im Zoologischen Garten Leipzig werden seit 1978 **Damagazellen** gehalten. Die Zucht begann mit 2,2 Tieren, die gebürtig aus San Antonio Zoological Gardens & Aquarium stammten. Seitdem sind in Leipzig 39 (20,19) Jungtiere geboren worden. Die Herde bestand meist aus 5 bis 6 weiblichen Individuen mit ihren Jungtieren sowie einem Bock und wurde auf einer Freianlage von ca. 700 m² mit daran anschließendem Vorgehege und Stall gehalten. Alle 5 Damagazellen, die in die Untersuchungen einbezogen wurden, waren im Zoologischen Garten Leipzig geboren worden. Die Damagazellen „Bessy“, „Janet“, „Nadja“ und „Mary“ stammen alle vom 1985 in San Diego Zoological Garden geborenen Bock „James“ ab. Die beiden Gazellen „Janet“ und „Mary“ sind Vollgeschwister. Zunächst stellte sich bei den Damagazellen regelmäßig Nachzucht ein. „Bessy“ bekam im Alter von 3,5 Jahren im August 1994 ihr erstes und einziges Jungtier, das aber 2 Tage nach der Geburt starb. Im gleichen Monat gebar „Janet“ im Alter von 3,5 Jahren ebenfalls das erste Jungtier, welches mit etwa 10 Monaten an einer Pneumonie verstarb. Das von „Janet“ im Dezember 1996 geborene Jungtier musste im Oktober 1998 aufgrund von Problemen mit der Wirbelsäule und Störungen im Sehvermögen getötet werden. Im Juli 1998 wurde von „Janet“ ein weibliches Jungtier („Trine“) und im Dezember 1999 ein männliches Jungtier geboren. Letzteres wurde nur etwa

11 Monate alt. Bereits im Alter von nur 2,5 Jahren gebar „Mary“ im September 1994 ihr erstes Jungtier, während die nächste Geburt eines wiederum männlichen Tieres erst im Februar 1997 erfolgte. Im Juni 1994 bekam Damagazelle „Nadja“ im Alter von 3 ¼ Jahren ihren ersten Nachwuchs, der als Zuchtbock „Kenny“ zeitweilig in der Herde verblieb. Dieser sorgte erstmalig mit 2 ¼ Jahren im Dezember 1996 mit zwei Jungtieren für eine erfolgreiche Nachzucht. Im Dezember 1996 gebar „Nadja“ ein weibliches Jungtier, das bereits mit 11 Monaten verstarb. Die nächste Geburt eines nunmehr männlichen Jungtieres erfolgte im Juni 1998. Bis zum Beginn der eigenen Untersuchungen im Rahmen dieser Arbeit hatte die Damagazelle „Trine“ keinen Nachwuchs. Trotz regelmäßig beobachteter Brunstsymptome und Paarungen der Tiere gab es seit Ende 1999 keine Nachzuchten mehr in diesem Bestand. Aus diesem Grund sollte der Reproduktionsstatus der Damagazellen anhand von Gestagenbestimmungen im Kot ermittelt werden. Der Östrus der Gazellen wurde von den Tierpflegern vor allem durch das zunehmende Interesse des Bockes an den weiblichen Tieren erkannt, der die Gazellen teilweise stundenlang durch das Gehege trieb und den charakteristischen „Laufschlag“ zeigte (s. Kapitel 2.3.2.1). Ein häufiger Harnabsatz wurde in diesem Zusammenhang bei beiden Geschlechtern ebenso bemerkt.

Während des Untersuchungszeitraumes wurde die gesamte Herde, bestehend aus 2 männlichen und 4 weiblichen Tieren, am 28.09.01 an den Safaripark Hodenhagen abgegeben. Um der Damagazelle „Bessy“ die Umsiedlung und den damit verbundenen Transport nach Hodenhagen aufgrund starken altersbedingten Verfalls zu ersparen, wurde sie am 16.10.2001 euthanasiert und zur Sektion gebracht.

Im Tierpark Hellabrunn in München wurde 1981 mit der Übernahme einer Zuchtgruppe von **Mhorrhazellen**, bestehend aus 3 männlichen und 5 weiblichen Tieren, eine Herde aufgebaut, die sich seit Jahren sehr erfolgreich fortpflanzt. Mittlerweile wurden über 60 Jungtiere geboren, von denen einige im Rahmen verschiedener Projekte ausgewildert werden konnten. Die Herde der Mhorrhazellen besteht aus mehreren weiblichen Gazellen mit ihren Jungtieren, die in einem Freigehege mit daran angrenzendem Stall gehalten werden. Der jeweilige Zuchtbock wird von den Pflegern nur zur Paarung in die Herde gelassen. 4 der 5 in die vorliegende Studie einbezogenen Mhorrhazellen sind im Tierpark Hellabrunn geboren worden, während die Mhorrhazelle „Dajumi“ aus dem Zoo Frankfurt/M. stammt, wo sie im Juli 1999 eine Totgeburt hatte. Sie hatte keine weiteren Nachkommen und starb am 24.12.02. „Felicitas“ brachte 2-jährig im Juni 2001 ihr erstes männliches Jungtier zur Welt, welches allerdings nur wenige Tage alt wurde. Die Mhorrhazelle „Franca“ gebar ihr erstes Jungtier im Alter von etwa 3 Jahren im April 1994. Dieses männliche Jungtier wurde später ausgewildert. In den folgenden Jahren brachte sie jedes Jahr bis 2001 (mit Ausnahme des Jahres 2000) ein Jungtier zur Welt. Der im April 1996 geborene Bock wurde ebenfalls ausgewildert. Ihr drei Tage altes männliches Jungtier des Jahres 1998 starb am 17.05.98, im Mai 1999 auch das weibliche Kitz aus dem Jahr 1997. Das Jungtier von Mai 1999 ist die auch in diese Studie einbezogene „Felicitas“.

Tabelle 1: Daten zu den in die Studie einbezogenen Gazellen (V = Vattertier; M = Muttertier)

Spezies	Name des Tieres	Zoo/ Tierpark	Geburts- datum/ -ort	Elterntiere	Identitäts- nummer	Nachzuchten
Damagazelle (<i>G. dama ruficollis</i>)	„Bessy“	Zoologischer Garten Leipzig	10.01.1991 Leipzig	V: M00046 („James“) M: M00044 („Babsi“)	M00047	13.08.94: 1,0
	„Janet“	Zoologischer Garten Leipzig ab 28.09.2001 Safaripark Hodenhagen	23.03.1991 Leipzig	V: M00046 („James“) M: M00045 („Nelly II“)	M00049	25.08.94: 1,0 20.12.96: 1,0 19.07.98: 0,1 01.12.99: 1,0
	„Mary“		20.03.1992 Leipzig	V: M00046 („James“) M: M00045 („Nelly II“)	M00643	06.09.94: 1,0 07.02.97: 1,0
	„Nadja“		15.03.1991 Leipzig	V: M00046 („James“) M: M00043 („Nancy“)	M00048	05.06.94: 1,0 09.12.96: 0,1 17.06.98: 1,0
	„Trine“		19.07.1998 Leipzig	V: M01402 („Kenny“) M: M00049 („Janet“)	M02454	21.10.01: 0,1
Mhorr gazelle (<i>G. dama mhorr</i>)	„Dajumi“	Tierpark Hellabrunn München	11.04.1997 Frankfurt/ M.	V: „Mario“ M: nicht bekannt	115T07	03.07.99 (Totgeburt)
	„Felicitas“		06.05.1999 München	V: 115090 („Woody“) M: 115068 („Franca“)	115118	26.06.01: 1,0 24.05.02: 1,0 02.06.03: 0,1
	„Franca“		31.05.1991 München	V: 115070 („Franco“) M: 115071 („Franconia“)	115068	24.04.94: 1,0 02.05.95: 0,1 12.04.96: 1,0 08.06.97: 0,1 14.05.98: 1,0 06.05.99: 0,1 15.04.01: 0,1
	„Franziska“		09.04.1994 München	V: 115005 („Marco“) M: 115071 („Franconia“)	115087	03.05.97: 1,0 29.09.98: 0,1 14.10.99: 0,1 24.04.02: 0,1
	„Maria“		21.08.1993 München	V: 115005 („Marco“) M: 115003 („Marida“)	115028	28.04.96: 1,0 30.08.98: 0,1 30.09.99: 0,1 13.10.00: 0,1 22.05.02: 1,0

Eine weitere Mhorrhgazelle („Franziska“) gebar 1997 ihr erstes männliches Jungtier im Alter von $2\frac{3}{4}$ Jahren. In den beiden folgenden Jahren bekam sie jeweils ein weibliches Jungtier. Das 1999 geborene Tier wurde nur knapp ein Jahr alt. 2000 und 2001 brachte sie keine Nachzucht. Die nächste Geburt eines weiblichen Jungtieres erfolgte im April 2002. Die Mhorrhgazelle „Maria“ gebar 2,5-jährig im April 1996 das erste Kitz, das wenige Tage später im Mai starb. 1997 und 2001 hatte sie keine Nachzucht. Ihre weiblichen Jungtiere aus den Jahren 1999 und 2000 wurden nur etwa 4 bzw. 9 Monate alt. Brunst- bzw. Deckdaten zu den Mhorrhgazellen liegen nicht vor.

3.1.2 Grévyzebras

Die Tiere entstammen den Zoologischen Gärten Leipzig und Magdeburg. Eine Übersicht zu den Stammdaten der jeweiligen Tiere zeigt Tabelle 2 (S.47)

Im Zoologischen Garten Leipzig werden seit 1972 Grévyzebras in einem Freigehege von ca. 500 m² mit Stall und Vorgehege gehalten. Die Herde besteht im Normalfall aus einem Hengst und mehreren erwachsenen Stuten mit ihren Fohlen. Bis zum Beginn der Studie wurden 22 (10,12) Grévyzebras geboren. Die fünf in die Untersuchungen einbezogenen Grévyzebrastuten aus dem Zoologischen Garten Leipzig sind auch alle in Leipzig geboren worden. Seit Juni 2000 ist der in Magdeburg am 09.01.1995 geborene Hengst „Nakuru“ der einzige Zuchthengst in Leipzig. Er wird in einem separaten Gehege gehalten und nur zur Paarung zu den Stuten gelassen.

Bei dem ersten Fohlen der ca. 6½-jährigen Stute „Peggy“ im Mai 1996 handelte es sich um eine Totgeburt. Der gesamte Körper des toten Fohlens war dabei mit einem grauen, schmierigen Belag überzogen, dessen Herkunft ungeklärt ist. Im August 1997 bekam „Peggy“ ein Stutfohlen („Nora“) und im März 1999 ein Hengstfohlen. Die Grévyzebrastuten „Dolly“ und „Nora“ hatten bis zu Beginn der eigenen Untersuchungen noch keine Nachzucht. Bei allen drei Stuten wurden Brunstsymptome und Deckdaten erfasst. Während der Rosse der Grévyzebrastuten zeigte der Hengst vermehrtes Interesse an ihnen und das „Flehmen“. Die Tierpfleger bemerkten bei den Stuten eine Schwellung der Vulva, Blitzen, häufigeren Harnabsatz sowie z. T. ein Anbieten der Stuten in der „Präsentierstellung“ mit zur Seite genommenem Schweif (s. Kapitel 2.3.3.1).

Zwischen Juli und September 2000 sowie zwischen März und Mai 2002 wurden die Grévyzebrastuten von „Nakuru“ gedeckt (s. Tabelle XVII bis XIX und XXV bis XXX). Da die beiden Jungstuten „Kathrin“ und „Nelly“ zu Beginn dieser Untersuchungen bei den Grévyzebras geboren wurden, sind sie erst im darauffolgenden Jahr in die Studie integriert worden. Sie zeigten bis zum Zeitpunkt der Aufnahme in die Untersuchungen keine Brunstsymptome. „Nakuru“ interessierte sich ab Ende 2002 zunehmend für die beiden letztgenannten Stuten und trieb sie durch das Gehege, ohne sie jedoch zu decken.

Tabelle 2: Daten zu den in die Studie einbezogenen Grévyzebras

(V = Vatertier; M = Muttertier)

Spezies	Name	Zoo/ Tierpark	Geburts- datum/ -ort	Elterntiere	Identitäts- nummer	Nachzuchten
Grévyzebra (<i>Equus grevyi</i>)	„Dolly“	Zoologischer Garten Leipzig	17.04.1996 Leipzig	V: M01316 („Marco“) M: M00011 („Lara“)	M01717	16.09.01: 1,0 03.05.03: 0,1
	„Kathrin“		02.11.2001 Leipzig	V: M02796 („Nakuru“) M: M00009 („Peggy“)	M03046	Keine
	„Nelly“		04.11.2001 Leipzig	V: M02796 („Nakuru“) M: M01949 („Nora“)	M03047	Keine
	„Nora“		16.08.1997 Leipzig	V: M01316 („Marco“) M: M00009 („Peggy“)	M01949	04.11.01: 0,1 27.05.03: 0,1
	„Peggy“		09.10.1989 Leipzig	V: M00007 („Bernd II“) M: M00006 („Rosinante“)	M00009	03.05.96: 0,1 (Totgeburt) 16.08.97: 0,1 03.03.99: 1,0 02.11.01: 0,1 15.06.03: 0,1
	„Luanda“	Zoologischer Garten Magdeburg	03.11.1989 Magdeburg	V: 385001 („Cairu“) M: 385002 („Djardi“)	385005	09.01.95: 1,0 12.07.99: 0,1
	„Sambesi“		24.11.1984 Magdeburg	V: 385001 („Cairu“) M: 385002 („Djardi“)	385003	22.07.90: 1,0 24.08.91: 0,1 (Totgeburt) 10.09.98: 1,0 18.04.00: 0,1 (Totgeburt) 04.08.01: 1,0
	„Schari“		12.07.1999 Magdeburg	V: 385009 („Hardy“) M: 385005 („Luanda“)	385011	Keine

Der Zoologische Garten Magdeburg begann mit 1,1 Tieren im Jahre 1978 die Zucht von Grévyzebras. Die Tiere werden in einem Freigehege von ca. 600 m² gehalten, und in dem daran angrenzenden Stall können sie über Nacht getrennt aufgestellt werden. Die Herde besteht aus einem Hengst und einigen Stuten, die zeitweise Fohlen bei Fuß führen. Alle drei

in diese Studie einbezogenen Stuten wurden in Magdeburg geboren. Der am 16.02.1993 geborene Hengst „Hardy“ stammt aus dem Zoo La Palmyre (Frankreich) und befindet sich seit dem 14.05.1997 im Zoologischen Garten Magdeburg. Er wird überwiegend in einem separaten Gehege gehalten. Die Grévyzebrastute „Sambesi“ brachte bisher 3,2 Fohlen zur Welt. Ihr erstes Fohlen bekam sie 1990 im Alter von 5½ Jahren, das einen Tag post natum verstarb, da es nicht abgenabelt war und sich sowohl die Nabelschnur als auch die Plazenta um den Körper gewickelt hatten. Im Sommer 1991 brachte sie ein weibliches Fohlen tot zur Welt, nachdem es intra partum zu einer Unterbrechung der Blutversorgung des Fohlens gekommen war. In den folgenden Jahren blieb sie güst. Die nächste Geburt eines Hengstfohlens fand im September 1998 statt. 1999 blieb sie wiederum güst und im Jahr 2000 folgte erneut eine Totgeburt. Im August 2001 bekam sie ein Hengstfohlen. Die Stute „Luanda“ gebar ca. 5-jährig im Januar 1995 ein Hengstfohlen („Nakuru“) und im Juli 1999 ein Stutfohlen („Schari“). Die Grévyzebrastute „Schari“ hatte zu Beginn der Studie noch keine Nachzucht, zeigte allerdings regelmäßige Rossessymptome. Sie wurde aufgrund ihrer Verwandtschaft mit dem Hengst „Hardy“ an den Zoo Frankfurt/M. am 15.10.2003 abgegeben.

Des Weiteren ist aus beiden Zoologischen Gärten jeweils eine Zwillingsschwangerschaft bei Grévyzebras bekannt, wobei in beiden Fällen jedoch nur ein lebendes Jungtier geboren wurde. In Leipzig bekam 1980 eine Grévyzebrastute, nachdem sie im April ein weibliches Jungtier abortiert hatte, im Juli ein lebendes Hengstfohlen. Nach einer Paarung der Grévyzebras in Magdeburg im Juni 1986 kam es im Dezember des gleichen Jahres zu einem Abort eines Fetus und im September 1987 zur Geburt eines lebensfähigen Stutfohlens.

3.2 Probenmaterial

Zur Zyklus- und Graviditätsdiagnostik wurden Kotproben von Dama- bzw. Mhorr gazellen und Grévyzebras während verschiedener Zeiträume und in unterschiedlichen Abständen gesammelt. Eine Auflistung der Sammelzeiträume und Probenanzahl ist Tabelle 3 (S. 49) zu entnehmen. Zusätzlich wurden, soweit es möglich war, Brunstsymptome, Graviditäts- oder Geburtsanzeichen sowie sonstige Besonderheiten bezüglich der Reproduktion, diagnostischer Untersuchungen und Erkrankungen bei den Tieren erfasst.

Die Kotproben von den vorübergehend getrennt aufgestellten Tieren wurden frühmorgens durch die Tierpfleger eingesammelt. Dabei wurde darauf geachtet, möglichst frischen und nicht durch Stalleinstreu verunreinigten Kot aufzunehmen. Im Anschluss daran wurden die Kotproben in dicht verschließbare Plastikgefäße (Filmdosen) oder -tüten verpackt, diese entsprechend mit Namen des Tieres und Datum gekennzeichnet und bis zum Transport in das Untersuchungslabor bei – 18 °C tiefgefroren. Der Transport zum Veterinär-Physiologisch-Chemischen Institut in Leipzig sowie die weitere Lagerung bis zur Durchführung der Analysen erfolgte unter Aufrechterhaltung der Kühlkette. Vor der weiteren Bearbeitung

wurden die Kotproben in ihrer Verpackung zum Auftauen ca. 30 Minuten bei Zimmertemperatur gelagert.

Tabelle 3: Sammelzeiträume, -regime und Probenanzahl bei den einzelnen Tieren
(enthält nur die ausgewerteten Daten, einzelne Werte s. Tabellen im Anhang)

	Name	Zeiträume	Sammelregime	Probenanzahl
Damagazellen	„Bessy“	10.04.00 – 29.05.00 18.10.00 – 08.01.01 05.02.01 – 16.10.01	alle 1-4 Tage alle 1-3 Tage alle 1-4 Tage	345
	„Janet“	01.12.99 – 01.07.00 23.10.00 – 12.12.00 05.02.01 – 11.11.01 14.01.02 – 05.03.02	alle 1-7 Tage täglich alle 1-5 Tage alle 1-4 Tage	399
	„Mary“	05.04.00 – 01.07.00 28.10.00 – 19.04.01	alle 1-4 Tage alle 1-12 Tage	201
	„Nadja“	08.05.00 – 25.06.00 18.10.00 – 03.01.01 18.01.01 – 24.01.01 05.02.01 – 09.01.02	alle 1-5 Tage alle 1-3 Tage täglich alle 1-5 Tage	390
	„Trine“	08.12.99 – 05.04.00 20.10.00 – 01.12.00 10.03.01 – 27.09.01 05.10.01 – 29.12.01	alle 1-14 Tage täglich alle 1-2 Tage alle 1-24 Tage	277
	„Kenny“	14.02.99 – 21.02.99	täglich	8
Mhorr-gazellen	„Dajumi“	16.05.02 – 24.07.02	alle 2-3 Tage	35
	„Felicitas“	16.05.02 – 24.07.02	alle 2-7 Tage	33
	„Franca“	16.05.02 – 24.07.02	alle 2-3 Tage	35
	„Franziska“	16.05.02 – 24.07.02	alle 2-3 Tage	35
	„Maria“	16.05.02 – 24.07.02	alle 2-5 Tage	34
Grévyzebras	„Dolly“	31.08.01 – 14.06.03 24.09.03 – 01.12.03	alle 1-7 Tage alle 1-5 Tage	425
	„Katrin“	07.08.02 – 16.10.02 13.12.02 – 23.06.03 sowie 23.07.03 und 18.08.03	alle 1-9 Tage alle 2-14 Tage	54
	„Nelly“	06.08.02 – 16.10.02 13.12.02 – 31.03.03 08.05.03 – 17.06.03 sowie 17.07.03 und 25.07.03	alle 1-9 Tage alle 2-9 Tage alle 1-16 Tage	51
	„Nora“	28.08.01 – 08.07.03 17.09.03 – 21.11.03	alle 1-14 Tage alle 1-4 Tage	371
	„Peggy“	28.08.01 – 14.12.01 01.01.02 – 19.07.03	alle 1-4 Tage alle 1-14 Tage	317
	„Luanda“	17.03.03 – 29.10.03	alle 2-5 Tage	98
	„Sambesi“	21.05.03 – 27.08.03	alle 1-4 Tage	43
	„Schari“	19.03.03 – 15.10.03	alle 2-3 Tage	91
„Nakuru“	07.08.02 – 03.09.02	alle 5-12 Tage	4	

3.3 Methodik der Gestagenbestimmung im Kot

Die Bestimmung der Gestagenkonzentration in den Kotproben erfolgte nach einer modifizierten Methode (MÖSTL 1992, FRANK 1997, GOTTSCHALK 1999) in drei Schritten (Einwiegen, Extraktion und Radioimmunoassay).

3.3.1 Einwaage und Extraktion

Nach dem Auftauen wurde das Probenmaterial zunächst zerkleinert und gründlich durchmischt. Zur Doppelbestimmung wurden jeweils zweimal 0,5 g Kot zusammen mit je 0,5 g Aluminiumoxid in ein 15 ml fassendes verschraubbares Zentrifugenröhrchen eingewogen und bei -20 °C bis zum nächsten Tag aufbewahrt.

Zur Extraktion des Progesterons waren folgende Arbeitsschritte notwendig:

Nach Zugabe von 0,7 ml Aqua bidest. und 4,8 ml Methanol p. a. zum vorbereiteten Kot-Aluminiumgemisch wurde dieses 30 Minuten bei Raumtemperatur horizontal geschüttelt und anschließend 15 Minuten bei der gleichen Temperatur und 1500 G zentrifugiert. Von dem erhaltenen Überstand wurden 500 μl in Eppendorfgeläße abpipettiert und mit 500 μl Aqua bidest. versetzt (= Kotextrakt). Die Lagerung des gewonnenen Extraktes bis zur weiteren Analyse erfolgte wiederum bei -20 °C .

3.3.2 Durchführung des Radioimmunoassays (RIA)

3.3.2.1 Materialien

Chemikalien:

- Progesteron (4-Pregnen-3,20-dion) als Referenzsubstanz (Firma Merck, Darmstadt) ([1,2,6,7- ^3H]-Progesteron als Tracersubstanz (Firma Amersham Bioscience Europe GmbH, Freiburg) Aktivität: 37 MBq/ml bzw. 1 mCi/ml)
- Aluminiumoxid (Al_2O_3) 90 standardisiert (Firma Merck, Darmstadt)
- Norit A (Firma Serva, Heidelberg)
- Szintillator Rotiszint-mini (Firma Carl Roth GmbH & Co., Karlsruhe)
- Dextran T 70 (Firma Pharmacia Fine Chemicals AB, Schweden)

Lösungsmittel:

- Ethanol (> 99,8 %), $\text{C}_2\text{H}_6\text{O}$, p. a. (Firma Carl Roth GmbH & Co., Karlsruhe)
- Methanol (> 99,8 %), CH_4O , p. a. (Firma Carl Roth GmbH & Co., Karlsruhe)
- Petrolether (Siedepunkt bis etwa 40 °C) zur Extraktion der Kontrollseren (Firma Merck, Darmstadt)

Lösungen (zur Herstellung wurde bidestilliertes Wasser verwendet):

- Pufferlösung I (pH 7,4):
 - a) Dinatriumphosphat-Dodecahydrat p. a. ($\text{Na}_2\text{HPO}_4 \times 12 \text{H}_2\text{O}$; 6,175g/l)
(Firma Merck, Darmstadt)
 - b) Natriumdihydrogenphosphat-Monohydrat p. a. ($\text{NaH}_2\text{PO}_4 \times \text{H}_2\text{O}$; 0,819 g/l)
(Firma Merck, Darmstadt)
 - c) Natriumazid (NaN_3), > 99%, p. a., (0,5 g/l) (Firma Carl Roth GmbH & Co., Karlsruhe)
- Pufferlösung II (pH 7,4):
Pufferlösung I mit Zusatz von Gelatine (1,0 g/l) (Firma Merck, Darmstadt)

- Tracer-Stammlösung (0,5 ml Progesteron-Tracersubstanz/100 ml Ethanol)
- Tracer-Arbeitslösung Verdünnung der Stammlösung (1: 8000) mit Phosphatpuffer II
- Antiserumlösung (Verdünnung von Anti-Progesteron-3-Carboxymethyloxim-BSA vom Kaninchen, polyklonal, laboreigene Immunisierung, (1: 7000) mit Phosphatpuffer II
- Progesteron-Referenzlösung (10 µg Progesteron-Referenzsubstanz/ml Ethanol)
- Progesteron-Stammlösung (1 ml Progesteron-Referenzlösung/100 ml Ethanol, d. h. 100 ng/ml Ethanol)

- Dextranlösung:
 - a) Dextran T 70 (10 mg/ml Phosphatpuffer I)
 - b) Natriumazid (1 mg/ml Phosphatpuffer I)
- Dextran-Aktivkohle-Suspension:
 - a) Norit A (200 mg/100 ml Phosphatpuffer I)
 - b) Dextran T 70 (200 µg/100 ml Phosphatpuffer I)

Verbrauchsmaterialien:

- Reaktionsgefäße aus Polypropylen, (1,5 ml) (Firma Carl Roth GmbH & Co., Karlsruhe)
- Minivials B aus Polyethylen, (6 ml) (Firma Carl Roth GmbH & Co., Karlsruhe)
- Reaktionsgefäße (15 ml) aus Polystyrol (Firma Nunc GmbH & Co. KG, Wiesbaden)
- Assayröhrchen aus Glas (Firma Merck, Darmstadt)

Geräte:

- Flüssigszintillationszähler 1409 (Firma Wallac, Finnland)
- Auswertesoftware „Multicalc“ (Firma Wallac, Finnland)

3.3.2.2 Versuchsablauf

Von dem gewonnenen Kotextrakt wurden immer Doppelbestimmungen angesetzt, wobei jeweils 100 µl mit 400 µl Pufferlösung II versetzt und davon wiederum 100 µl im Assay analysiert wurden. Parallel dazu wurde aus der Progesteron-Stammlösung mit unmarkiertem Progesteron als Referenzsubstanz die Eichreihe (zwischen 35 und 0,7 nmol/l in Triplikaten)

angesetzt. Nach Zugabe von 100 μ l Tracer-Arbeitslösung und 100 μ l des hormonspezifischen Antikörpers erfolgte zuerst eine Inkubation des Versuchsansatzes über 40 Minuten bei 37 °C und dann wiederum über 40 Minuten im Eisbad. Die Trennung von freiem und antikörpergebundenem Hormon erfolgte mit Hilfe einer Dextran-Aktivkohle-Suspension, welche freie Steroide bindet. Nach 10-minütigem Stehen des Versuchsansatzes im Eisbad und Zentrifugieren (10 Minuten bei 4 °C und 4000 U/min) wurde der Überstand in Messröhrchen (Minivials) abgegossen und mit 3 ml Szintillationsflüssigkeit versetzt. Anschließend erfolgte die Messung im Flüssigszintillationszähler und die Ermittlung der Hormonkonzentration in den Proben durch die Auswertungssoftware „Multicalc“. Zur Bestimmung der Gesamtaktivität wurden jeweils 3 Messröhrchen eingesetzt, die nur die Tracerlösung enthielten. Außerdem wurden in jedem Versuchsansatz 3 Röhrchen ohne Eich- und Antikörperlösung zur Beurteilung der unspezifischen Bindung des Tracers mitgeführt.

3.3.2.3 Qualitätsparameter

Als Zuverlässigkeitskriterien zur Beurteilung der Methode wurden Spezifität, Reproduzierbarkeit, Richtigkeit und Empfindlichkeit herangezogen.

Hinsichtlich der Spezifität des verwendeten Antikörpers waren bereits folgende Kreuzreaktionen bekannt (GOTTSCHALK 1999):

- 4-Pregnen-3,20-dion 100,0 %
- 17 α -Hydroxyprogesteron < 1,0 %
- 17 β -Hydroxyprogesteron < 0,1 %

Die Wiederfindungsrate betrug 70-115 %. In der vorliegenden Studie wurden weitere Progesteronmetaboliten und Steroidhormone auf ihre Kreuzreaktivität mit dem eingesetzten Antikörper untersucht sowie Richtigkeit, Reproduzierbarkeit und Empfindlichkeit des Assays bestimmt.

3.4 *Statistische Auswertung*

Die statistische Analyse der Ergebnisse wurde mit dem Programm „STATISTIKA“ (StatSoft Inc., Tulsa, USA) durchgeführt. Die Prüfung der Gestagenwerte auf Normalverteilung erfolgte mit dem Kolmogorov-Smirnov-Test. Zur Beschreibung normal verteilter Daten wurden das arithmetische Mittel (\bar{x}) und die Standardabweichung (s) bzw. der Standardfehler (SEM) berechnet. Der t-Test wurde bei Vergleichen unabhängiger Stichproben eingesetzt. Bei nicht normal verteilten Daten (z. B. bei geringem Stichprobenumfang) kam der Ausreißertest nach Nalimov zur Anwendung. Für diese Gruppen wurde der Median (= mittleres Quartil) und als Streuung der Beobachtungswerte das 1. bis 3. Quartil ermittelt. Varianzanalysen abhängiger Stichproben erfolgten mittels einfaktoriellem ANOVA-Test sowie mittels LSD-Test (Least-Significant-Difference-Test).

4 ERGEBNISSE

4.1 Qualitätskriterien der Bestimmungsmethode

Der eingesetzte Antikörper gegen Progesteron zeigte mit folgenden Metaboliten Kreuzreaktionen in dem angegebenen Umfang:

5 α -Pregnan-3,20-dion	9,2 %
5 α -Pregnan-3 β -ol-20-on	1,8 %
5 α -Pregnan-3 α , 20 α -diol	1,3 %
4-Pregnen-20 α -ol-3-on	1,1 %
5 α -Pregnan-20 α -ol-3-on	0,35 %
5 β -Pregnan-3 β , 20 α -diol	0,16 %
5 β -Pregnan-3 α -ol-20-one	< 0,01 %
Oestradiol-17 β	< 0,01 %
Oestron	< 0,01 %
Cortisol	< 0,01 %

Da bei Dama- und Mhorrhgazellen sowie Grévyzebras die Hauptmetaboliten des Progesterons im Kot noch nicht bekannt sind, könnten in dieser Untersuchung außer 5 α -Pregnan-3,20-dion noch weitere Metaboliten das Ergebnis beeinflussen. In bisher eingesetzten Immunoassays z. B. bei Mhorrhgazellen wurde ein Antikörper gegen 20 α -Hydroxyprogesteron verwendet und eine Kreuzreaktivität des 5 β -Pregnan-20 α -ol-3-on von 47,5 % angegeben (PICKARD et al. 2001). Bei Grévyzebras wurde von ASA et al. (2001) ein Immunoassay zur Bestimmung von Progesteron eingesetzt, dessen Antikörper eine Kreuzreaktivität gegen 5 α -Pregnan-3,20-dion von 7,6 % aufwies.

Die Reproduzierbarkeit des Testsystems wurde durch Ermittlung von Intra- und Interassay-Variationskoeffizienten geprüft. Zur Bestimmung des Interassay-Variationskoeffizienten wurde in jedem Ansatz je eine Kontrollprobe mit niedriger, mittlerer und hoher Gestagenkonzentration mitgeführt. Die Ermittlung des Intraassay-Variationskoeffizienten erfolgte durch Mehrfachbestimmung einer Kotprobe innerhalb eines Ansatzes. Die Ergebnisse sind Tabelle 4 (S. 54) zu entnehmen.

Tabelle 4: Intra- und Interassay-Variationskoeffizienten (in %) in Proben mit niedrigen, mittleren und hohen Gestagenkonzentrationen

	n	Proben mit niedrigen Gestagenkonzentrationen	Proben mit mittleren Gestagenkonzentrationen	Proben mit hohen Gestagenkonzentrationen
Intraassay-VK Gestagenkonzentration ($\bar{x} \pm s$)	10	12,7 (217 ± 28 ng/g)	8,0 (650 ± 54 ng/g)	7,5 (1469 ± 110 ng/g)
Interassay-VK Gestagenkonzentration ($\bar{x} \pm s$)	12	10,7 (224 ± 25 ng/g)	4,3 (589 ± 25 ng/g)	10,2 (1755 ± 180 ng/g)

In allen Ansätzen wurde die Richtigkeit der Ergebnisse mit einem Immunoassay-Kontrollserum (PreciControl Universal Elecsys[®], Firma Roche, Mannheim) überprüft, dessen Progesteronkonzentration zwischen 43,7 und 67,0 nmol/l lag. Die Auswertung der Ergebnisse von 10 unabhängigen Messansätzen ergab für PreciControl Universal einen Durchschnittswert von 47,5 nmol/l (bei einer Variationsbreite zwischen 43,8 nmol/l und 56,2 nmol/l). Ein Maß für die Empfindlichkeit des Ansatzes stellt die untere Nachweisgrenze dar. Sie betrug 5,0 pg und wurde aus 5 unabhängigen Eichkurven ermittelt. Dies entspricht einem Progesteron Gehalt von 2,2 ng/g Kot. Die Ergebnisse sind aufgrund der zuvor erwähnten Reaktionen des verwendeten Antikörpers mit Steroiden als Äquivalenzwerte, bezogen auf den verwendeten Standard (Progesteron), anzusehen.

4.2 Gestagenkonzentrationen im Kot von Dama- und Mhorrhgazellen

4.2.1 Zyklus

Die 5 adulten, ingraviden, weiblichen Damagazellen zeigten während der Studie („Bessy“ von April bis Mai 2000, in den Monaten Februar bis April 2001 und Juli bis September 2001; „Janet“ zwischen April bis Juli 2000, in den Monaten Oktober bis Dezember 2000, Februar bis November 2001, sowie Januar bis März 2002; „Mary“ in den Monaten April bis Juli 2000 und Oktober 2000 bis April 2001; „Nadja“ von Mai bis Juni 2000 sowie in den Monaten Oktober 2000 bis Januar 2002 und „Trine“ vor der Gravidität) ein regelmäßiges zyklisches Muster der Gestagenexkretion mit eindeutigen Basalkonzentrationen im Verlauf und darauffolgenden Konzentrationsanstiegen (s. auch Tabellen I bis V im Anhang). Als Lutealphase eines Reproduktionszyklus wurden daher Phasen erhöhter Gestagenausscheidung angesehen.

Die ermittelten Gestagenkonzentrationen im Kot der Damagazellen bilden somit die Grundlage zur Festlegung der Follikel- und Lutealphasen während des Reproduktionszyklus. In 62 Zyklen stiegen die Gestagenkonzentrationen von durchschnittlich 211 ± 20 ng/g Kot (Mittelwert \pm s) während der Follikelphase auf 551 ± 95 ng/g Kot während der mittleren Lutealphase an. Dabei wurde der Beginn der Lutealphase definiert als erster von mindestens 2 aufeinanderfolgenden Werten mit einer Konzentration von mehr als 300 ng/g Kot. Dieser Schwellenwert ergab sich aus der Addition des Mittelwertes und der 3-fachen Standardabweichung der Gestagenkonzentration während der Follikelphase (279 ng/g Kot). Als Ende der Lutealphase wurde der letzte von mindestens 2 aufeinanderfolgenden Werten, die noch über einer Konzentration von 300 ng/g Kot lagen, festgelegt. Die Follikelphase (= Interlutealphase) ist daher der Zeitraum zwischen dem Ende der einen und dem Beginn der nächsten Lutealphase. Während des Sammlungszeitraums konnten leider nicht bei jedem Tier täglich Kotproben genommen werden. Deshalb wurde das Intervall zwischen zwei aufeinanderfolgenden Werten vom Ende der Follikel- und dem Beginn der Lutealphase durch 2 geteilt und die berechnete Anzahl der Tage jeweils zur Follikel- bzw. Lutealphase gezählt. Gleiches galt auch für das Intervall zwischen dem Ende der Lutealphase und dem Beginn der Follikelphase. Bei jedem Tier wurde die durchschnittliche Konzentration der Gestagene des Kotes während jeder Follikel- und Lutealphase des Zyklus separat berechnet. Die Länge eines Östruszyklus wurde als der Zeitraum zwischen dem Beginn zweier aufeinanderfolgender Lutealphasen definiert. Die Länge beider aufeinanderfolgender Zyklen konnte nicht bei jedem der 62 Zyklen festgelegt werden, weil z. B. der Beginn der nächsten Lutealphase nicht exakt bestimmt werden konnte, da nicht genug Proben vorhanden waren. Die folgenden Zahlen beziehen sich daher auf 60 Zyklen, aus denen sich für die Damagazellen eine durchschnittliche Länge der Follikelphase von $7,7 \pm 2,9$ Tagen und der Lutealphase von $12,3 \pm 3,4$ Tagen (Mittelwert \pm s) ergibt. Aufgrund dieser Daten beträgt die durchschnittliche Zykluslänge der weiblichen Damagazellen $20,0 \pm 3,9$ Tage, die gut mit den Daten aus Brunstbeobachtungen übereinstimmt.

Ein Verlaufsprofil des Zyklus wurde erstellt, indem die ermittelten Gestagenwerte der 62 Zyklen am Punkt der niedrigsten Konzentration, welcher der Mitte der Follikelphase (= Tag 0) entsprach, ausgerichtet wurden. Um 2 aufeinander folgende Zyklen darzustellen, erfolgte eine Gruppierung der restlichen Daten zwischen Tag - 25 bis Tag 25 um diesen Tag 0 (s. Abb. 1). Somit standen pro Zyklustag die Ergebnisse von 20 bis 31 Proben aus je 2 aufeinanderfolgenden Zyklen zur Verfügung.

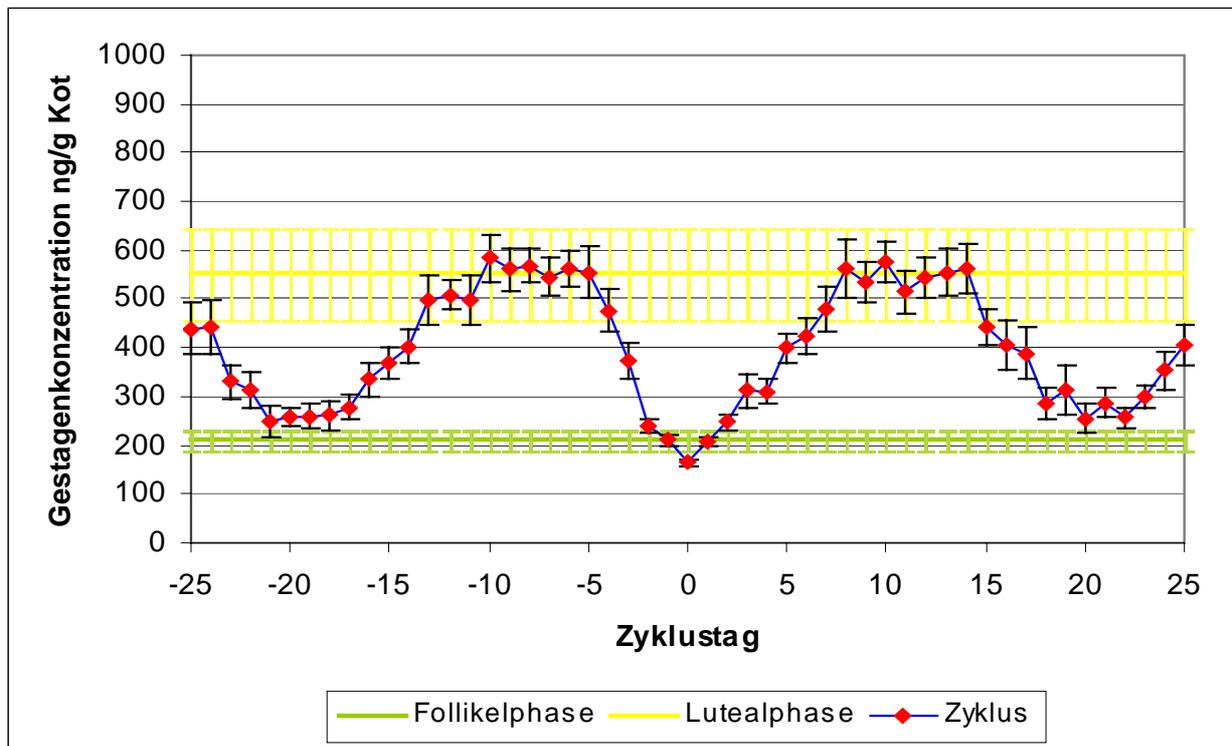


Abbildung 1: Mittlerer Verlauf der Gestagenkonzentrationen im Kot von Damagazellen während des Zyklus ($\bar{x} \pm \text{SEM}$, $n = 20-31$) im Vergleich zum mittleren Niveau der Gestagenkonzentration während der Follikel- und der mittleren Lutealphase ($\bar{x} \pm \text{SEM}$)

Mit Ausnahme der Tage - 21 und 19 waren die Werte innerhalb eines jeden Zyklustages normal verteilt. Die Konzentrationen an den Einzeltagen wurden mit dem mittleren Niveau der Follikelphase (211 ± 20 ng/g Kot) verglichen, welches aus den Mittelwerten der Follikelphasen der einzelnen Zyklen ($n = 62$) berechnet worden war. Signifikant höhere Konzentrationen ($p < 0,001$ bis $p < 0,05$) im Vergleich zum mittleren Niveau der Follikelphase ergaben sich zwischen den Zyklustagen - 25 bis - 22, - 20 bis - 2 sowie zwischen den Zyklustagen 2 bis 19 und 21 bis 25. Die Gestagenkonzentration am Tag 0 lag signifikant niedriger ($p < 0,001$) als das mittlere Niveau der Follikelphase. Des Weiteren erfolgte ein Vergleich der Konzentrationen an Einzeltagen mit dem mittleren Niveau der Lutealphase (551 ± 95 ng/g Kot), welches aus den Mittelwerten der mittleren Lutealphase der einzelnen Zyklen ($n = 62$) berechnet wurde. Zwischen den Zyklustagen - 13 und - 4 sowie zwischen den Zyklustagen 7 bis 14 bestanden keine signifikanten Unterschiede. Während der übrigen Zeitpunkte lagen die Werte der einzelnen Zyklustage signifikant niedriger ($p < 0,001$ bis $p < 0,05$) als das mittlere Niveau der Lutealphase. Ein Vergleich benachbarter Zyklustage

mittels Varianzanalyse zeigte eine signifikante Abnahme der Gestagenkonzentration von Zyklustag – 3 zu – 2 und von Zyklustag – 1 zu 0 ($p < 0,001$) und einen signifikanten Anstieg von Zyklustag 0 zu 1, von Zyklustag 1 zu 2 sowie von Zyklustag 4 zu 5 ($p < 0,001$ bis $0,05$).

In Abbildung 2 ist der Verlauf der Gestagenkonzentration im Kot der Damagazelle „Trine“ zwischen Dezember 1999 und April 2000 ersichtlich. In diesem Zeitraum wurden bei „Trine“ keine Brunstsymptome beobachtet und die Kotproben 1x wöchentlich bzw. 14-tägig gesammelt (s. Tabelle V).

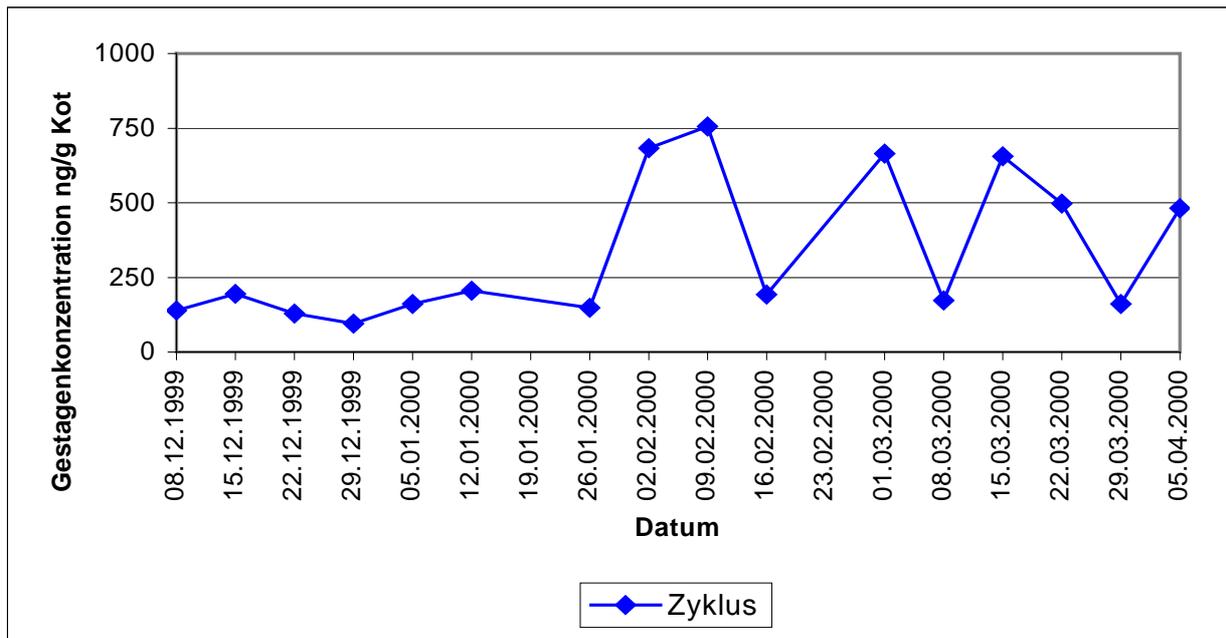


Abbildung 2: Verlauf der Gestagenkonzentration im Kot der Damagazelle „Trine“ während des Jahres 2000

Bis Ende Januar 2000 lagen die Gestagenkonzentrationen der im Juli 1998 geborenen „Trine“ stets unter 250 ng/g Kot. Im Februar 2000, d. h. im Alter von 19 Monaten, wurden erstmalig Werte von über 500 ng/g Kot erreicht, wie sie in der mittleren Lutealphase der Damagazellen vorliegen (s. Abb. 1 und Tabelle V). Bis April 2000 schlossen sich 3 Zyklen mit einer Länge von ca. 20 Tagen an. Der Damagazellenbock „Kenny“ wies im Vergleich dazu nur eine durchschnittliche Gestagenkonzentration von 137 ± 14 ng/g Kot ($n = 8$; 120-158 ng/g Kot) auf (s. Tabelle XVI).

Der zeitliche Zusammenhang zwischen Brunst- und Paarungsverhalten sowie der Gestagenkonzentration im Kot ist in Abbildung 3 dargestellt (s. S. 58 und Tabelle IV). Brunstverhalten der weiblichen Damagazellen wurde durch die Tierpfleger meist gegen Ende der Lutealphase (bei gerade noch erhöhten oder schon abnehmenden Gestagenkonzentrationen) beobachtet. Das Werbungsverhalten des Bockes und die sich anschließenden Paarungen erfolgten häufig erst bei Vorliegen von Basalkonzentrationen der Gestagene. Diese konnten auch noch einige Tage nach der Brunst festgestellt werden.

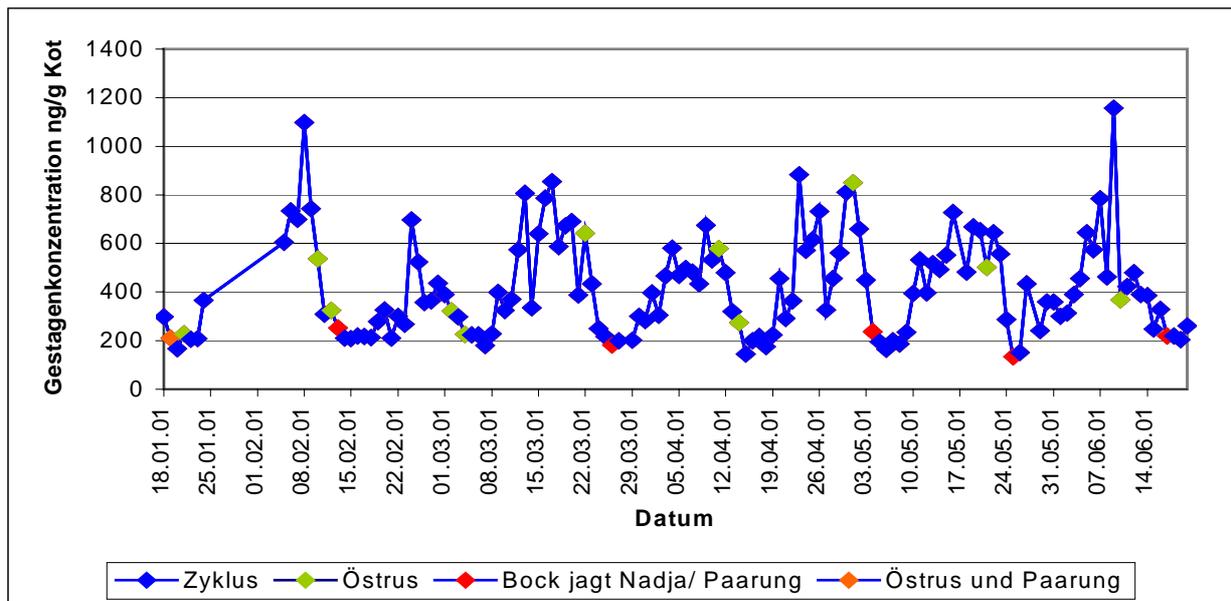


Abbildung 3: Verlauf der Gestagenkonzentration im Kot im zeitlichen Zusammenhang zum Brunst- und Paarungsverhalten der Damagazelle „Nadja“ zwischen Januar und Juni 2001

Innerhalb der vorliegenden Studie wurden die Gestagenkonzentrationen im Kot von einigen Damagazellen über ein bis mehrere Jahre verfolgt (s. Tabellen I bis V). Es konnte keine Saisonalität festgestellt werden, da die Tiere das ganze Jahr über zyklische Veränderungen in der Gestagenausscheidung aufwiesen. Die Damagazellen „Janet“ und „Nadja“ hatten pro Jahr 19 bzw. 17,5 Zyklen mit durchschnittlichen Zykluslängen von ca. 19 bzw. 21 Tagen.

4.2.2 Trächtigkeit

Für die jahreszeitliche Verteilung der Geburten bestand ebenfalls keine saisonale Häufung, wie Abbildung 4 verdeutlicht.

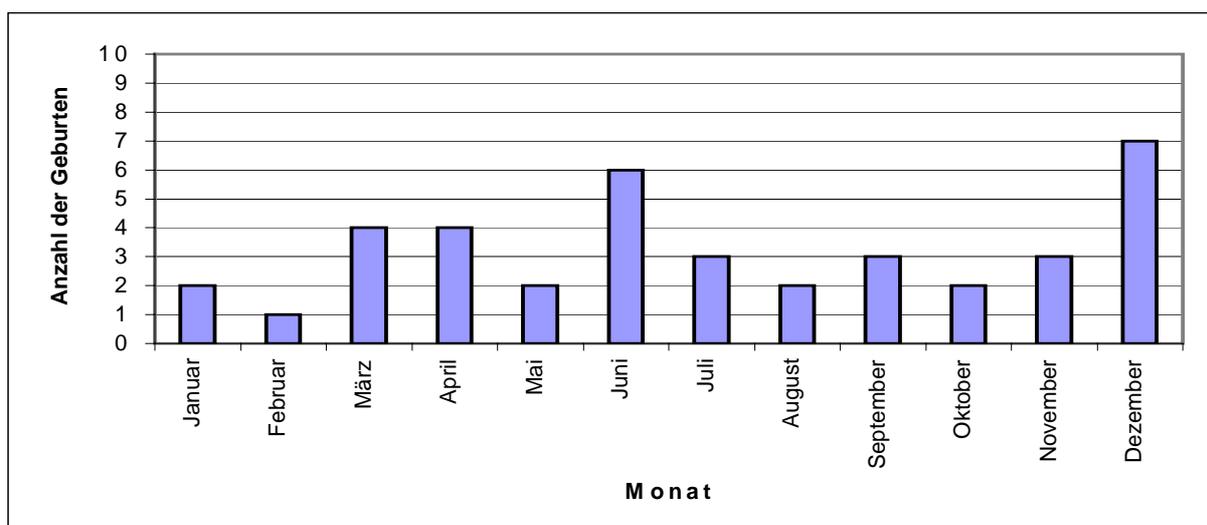


Abbildung 4: Jahreszeitliche Verteilung der Geburten aller Damagazellen im Zoologischen Garten Leipzig zwischen 1978 und 2001 (n = 39)

Die meisten Geburten erfolgten in den Monaten Dezember und Juni. Der jeweilige Zuchtbock wurde jedoch meist nicht ganzjährig in der Herde gehalten, sondern nur gezielt zur Paarung zu den weiblichen Tieren gelassen, d. h. die Verteilung der Geburten würde noch gleichmäßiger ausfallen, wenn der Bock ganzjährig in der Herde gewesen wäre.

Während des Untersuchungszeitraumes erfolgte bei den Damagazellen nur eine Geburt. „Trine“ brachte im Alter von 3¼ Jahren ihr erstes Jungtier zur Welt. Das weibliche Jungtier wurde im Safaripark Hodenhagen am 21.10.2001 geboren. Sowohl vor als auch während der gesamten Trächtigkeit und in der postpartalen Phase wurden die Gestagenkonzentrationen im Kot von „Trine“ ermittelt (s. Tabelle VI). Am 06.04.2001 stellten die Tierpfleger bei „Trine“ (im Alter von ca. 32 Monaten) Brunstsymptome fest, die mit niedrigen Gestagenkonzentrationen im Kot zusammenfielen wie bei „Nadja“ beobachtet (s. Abb. 3, S. 58). Eine Paarung wurde nicht bemerkt, dennoch stieg die Gestagenausscheidung in den darauffolgenden Tagen und Wochen an. Die endgültige Verifizierung der Gravidität erfolgte durch das Ereignis der Geburt. Abbildung 5 stellt den Verlauf der Gestagenkonzentrationen vor Beginn und während der Trächtigkeit sowie in der postpartalen Phase dar. Die Daten wurden dazu retrospektiv in Beziehung zur Geburt gesetzt (= Zeitpunkt 0). Im Anschluss erfolgte eine wöchentliche Zusammenfassung der Gestagenkonzentrationen ausgehend von diesem Zeitpunkt. Ein Datenpunkt setzt sich daher aus 1 bis 7 Einzelwerten zusammen.

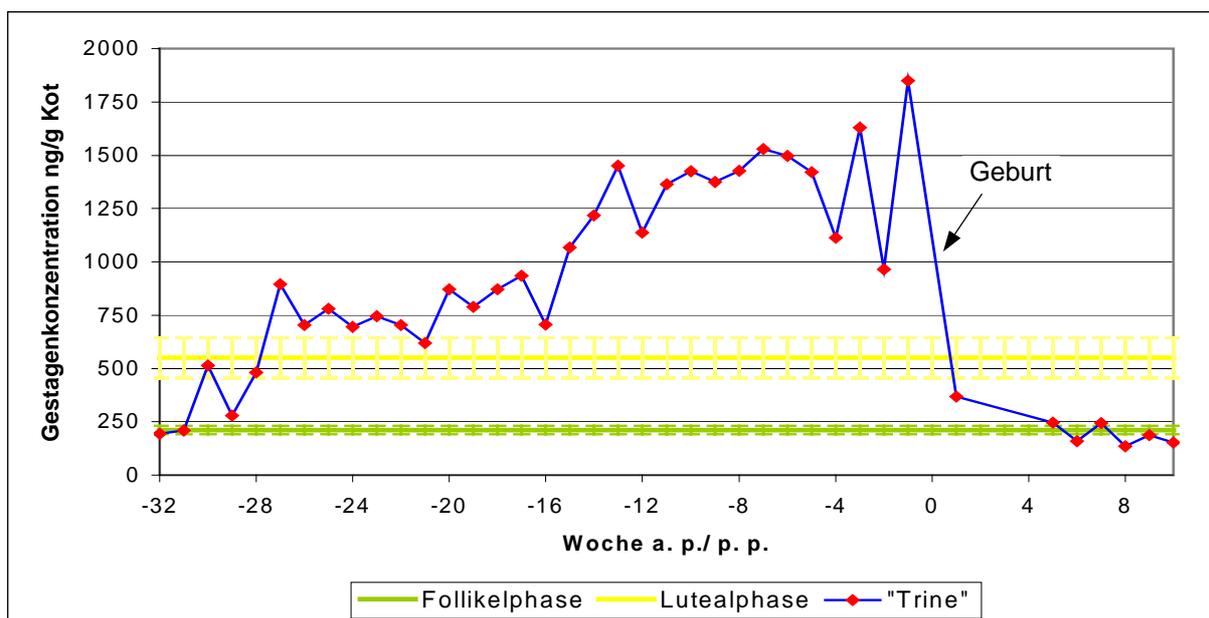


Abbildung 5: Verlauf der Gestagenkonzentration im Kot der Damagazelle „Trine“ während ihrer Gravidität im Jahr 2001 im Vergleich zum mittleren Niveau der Gestagenkonzentrationen während der Follikel- und der mittleren Lutealphase ($\bar{x} \pm \text{SEM}$)

Aufgrund der vorliegenden Daten ist von einem Konzeptionszeitpunkt in der 29. Woche a. p. auszugehen. Ein Anstieg der Gestagenkonzentration des Kotes über das Niveau der mittleren Lutealphase hinaus erfolgte ab der 28. Woche a. p., in der bereits durchschnittlich 481 ng/g Kot erreicht wurden. Danach lag sie – mit Ausnahme der 21. Woche a. p. – bis zur Geburt

immer über dem durchschnittlichen Wert in der mittleren Lutealphase (551 ± 95 ng/g Kot). Wenn bei Damagazellen dieses hohe Konzentrationsniveau mehr als 6 Wochen gehalten oder überschritten wird und nicht wieder auf Konzentrationen wie in der Follikelphase abnimmt, kann man davon ausgehen, dass eine Trächtigkeit besteht. Während der Gravidität zeigten sich 2 Phasen in der Gestagenausscheidung. Zwischen der 28. und 16. Woche a. p. lagen die Gestagenwerte unter 1000 ng/g Kot und stiegen anschließend bis zur Geburt auf Werte über 1000 ng/g Kot an (s. Abb. 5, S. 59). Die höchste Konzentration wurde mit 1850 ng/g Kot in der 1. Woche a. p. erreicht. Eine Verringerung der Gestagenwerte auf 369 ng/g Kot erfolgte bereits in der 1. Woche p. p., somit war die Konzentration niedriger als in der mittleren Lutealphase. Basalwerte, wie sie in der Follikelphase auftreten, waren ab der 5. Woche p. p. nachzuweisen. Anhand der Gestagenkonzentrationen im Kot und der beobachteten Brunstsymptome lässt sich für „Trine“ ein Konzeptionszeitraum um den 06.04.2001 bestimmen. Aus diesem Datum resultiert eine Graviditätsdauer von 198 Tagen (s. Tabelle VI).

Bei den Mhorr gazellen konnten im Untersuchungszeitraum 2 Geburten verzeichnet werden. Die Mhorr gazelle „Felicitas“ brachte am 24.05.2002 das zweite und die Mhorr gazelle „Maria“ am 22.05.2002 ihr 5. Jungtier zur Welt. Bereits am 24.04.02 hatte „Franziska“ ein Jungtier geboren. Brunst- und Deckdaten der Mhorr gazellen liegen nicht vor, so dass eine Trächtigkeitlänge nicht berechnet werden konnte. Kotproben aus dem geburtsnahen Zeitraum und der postpartalen Phase dieser Tiere wurden auf ihre Gestagenkonzentrationen untersucht (s. Tabellen VII, VIII und X). Eine Verifizierung der Trächtigkeiten erfolgte durch das Ereignis der Geburt. Abbildung 6 zeigt den mittleren Verlauf der Gestagenkonzentrationen im Kot am Ende der Trächtigkeit und postpartal bei den Mhorr gazellen. Dazu wurden die einzelnen Daten retrospektiv in Beziehung zum Tag der Geburt (= Zeitpunkt 0) ausgerichtet. Pro Datenpunkt standen folglich Werte von 1 bis 3 Tieren zur Verfügung.

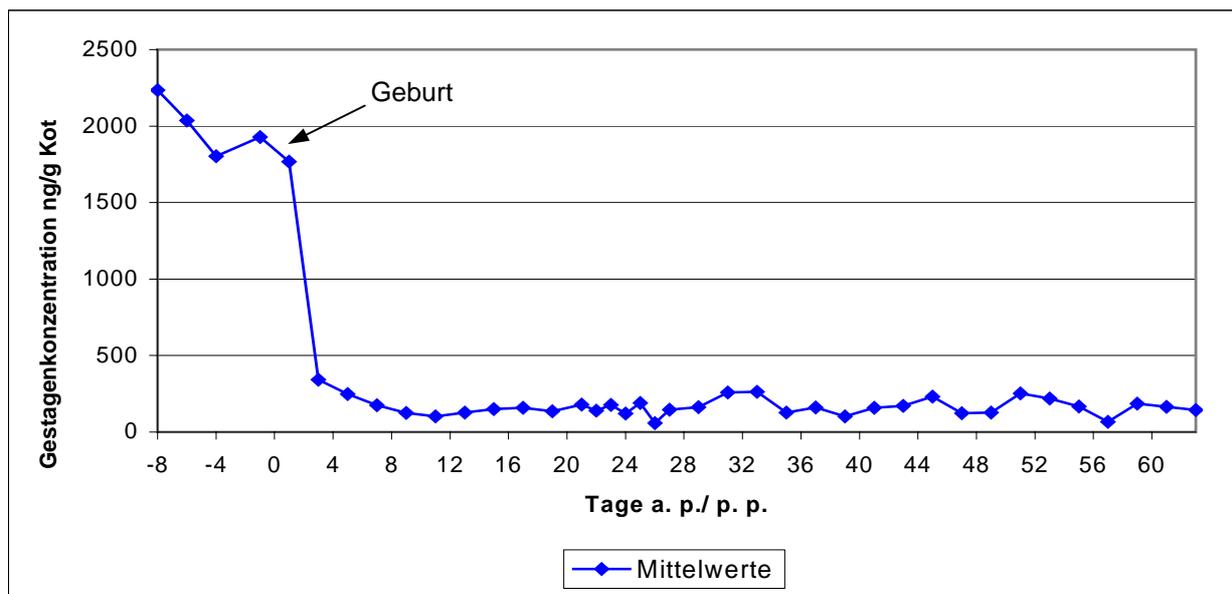


Abbildung 6: Mittlerer Verlauf der Gestagenkonzentrationen im Kot von Mhorr gazellen in der späten Trächtigkeit und in der postpartalen Phase (n = 3)

In der Woche vor der Geburt lagen die Gestagenkonzentrationen im Kot der Mhorrgezellen bei durchschnittlich 2000 ng/g Kot. Am 1. Tag p. p. wurde noch eine Gestagenkonzentration von im Mittel 1767 ng/g Kot erreicht, die am 3. Tag p. p. auf 342 ng/g Kot abfiel. Im weiteren Verlauf wurden bis zum 63. Tag (= 9. Woche) p. p. keine Gestagenkonzentrationen über 450 ng/g Kot nachgewiesen. Dies entspricht den Beobachtungen bei der Damagazelle „Trine“ (s. Abb. 5, S. 59). Ebenso wie die Damagazelle „Janet“ 1999 bis zur 6. Woche p. p. keinen zyklischen Verlauf in den Gestagenkonzentrationen im Kot auf (s. Tabelle IX).

4.2.3 Fortpflanzungsstörungen

Die Damagazelle „Bessy“ gebar nur ein männliches Jungtier im Jahr 1994, danach brachte sie keinen Nachwuchs mehr zur Welt. Es gab auch keine Hinweise darauf, dass sie zu irgendeinem Zeitpunkt einen Abort hatte. Während die übrigen Damagazellen einen mehr oder weniger regelmäßigen zyklischen Verlauf der Gestagenexkretion im Kot erkennen lassen (s. Abb. 3, S. 58) und trotzdem nicht tragend geworden sind, zeigte „Bessy“ eine davon abweichende Ausscheidung (s. Tabellen XI und XII).

Bereits im Winter 2000 war bei „Bessy“ eine Behandlung durchgeführt worden. Sie erhielt am 07.12.2000 per Blasrohr eine i. m. Injektion von 1,5 ml Iliren[®] (enthält pro ml 0,15 mg Tiaprost). Am 3. Tag nach der Applikation war die Gestagenkonzentration im Kot, die sich in den vorangegangenen 4 Wochen zumeist auf dem Niveau der mittleren Lutealphase bewegt hatte, auf Basalwerte gesunken. Im weiteren Verlauf erfolgte ein Anstieg der Konzentration auf Werte > 1000 ng/g, der bis zum 08.01.2001, d. h. über ca. 4 Wochen, anhielt (s. Abb. 7). Im anschließenden Zeitraum bis zum 05.02.2001 wurden keine Kotproben gesammelt.

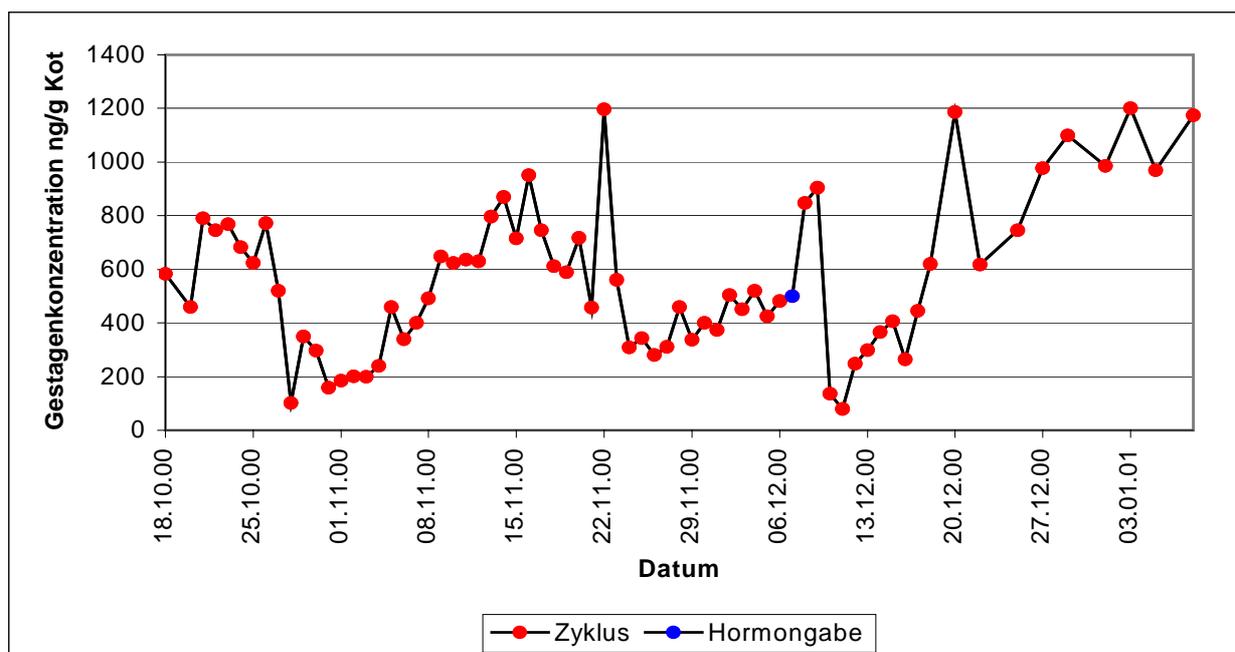


Abbildung 7: Verlauf der Gestagenkonzentration im Kot der Damagazelle „Bessy“ zwischen Oktober 2000 und Januar 2001

Abbildung 8 zeigt den Verlauf der Gestagenkonzentration im Kot von „Bessy“ in ihrem letzten Lebensjahr. Innerhalb des dargestellten Zeitraums sind bei der Damagazelle „Bessy“ nur zwei Phasen (März/April und August/Oktober 2001) mit einem „normalen“ zyklischen Verlauf von 14 bis 25 Tagen Dauer erkennbar. Brunstsymptome wurden bei „Bessy“ von den Tierpflegern nur am 17.04.2001 festgestellt. Der anschließende Untersuchungszeitraum (vom 24.04. bis 30.07.2001) ist im wesentlichen gekennzeichnet durch 2 längere Phasen (von 1 bis 2 Monaten Dauer) erhöhter Gestagenkonzentrationen, die zunächst zwischen 400 und 600 ng/g Kot auf dem Niveau der mittleren Lutealphase und dann mit > 600 ng/g Kot deutlich über der durchschnittlichen Konzentration in der mittleren Lutealphase bei Damagazellen lagen. Am 09.10.2001 erfolgte bei „Bessy“ eine i. m. Applikation von 1,5 ml Iliren® (Tiaproston). In den folgenden 2 Tagen kam es zunächst noch zu einem Anstieg der Gestagenkonzentration. Ab dem 3. Tag nach der Distanzapplikation reagierte „Bessy“ mit einer Abnahme der Gestagenkonzentration im Kot (s. Abb. 8 und Tabelle XII).

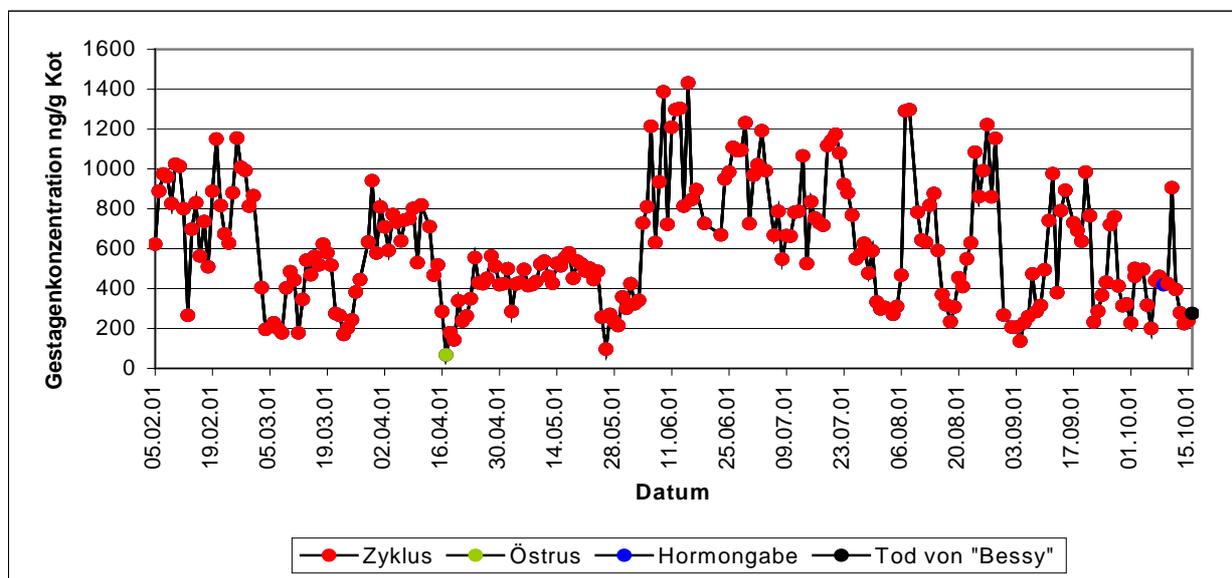


Abbildung 8: Verlauf der Gestagenkonzentrationen im Kot der Damagazelle „Bessy“ im Zeitraum von Februar bis Oktober 2001

Bei der Sektion der Damagazelle „Bessy“, die aufgrund ihres altersbedingten Verfalls am 16.10.01 getötet werden musste, ist keine Gravidität nachgewiesen worden. Dies wiederum bestätigten auch die niedrigen Gestagenkonzentrationen im Kot, die anzeigten, dass sich „Bessy“ in der Follikelphase eines Zyklus befand. An beiden Ovarien waren stecknadelkopfgroße Follikel (F2) und am rechten Ovar zusätzlich ein Gelbkörper in Anbildung (C.I.A) vorhanden (s. Abb. 9, S. 63). Das Endometrium war ödematisiert und der Uterus mittelgradig mit seröser Flüssigkeit gefüllt.

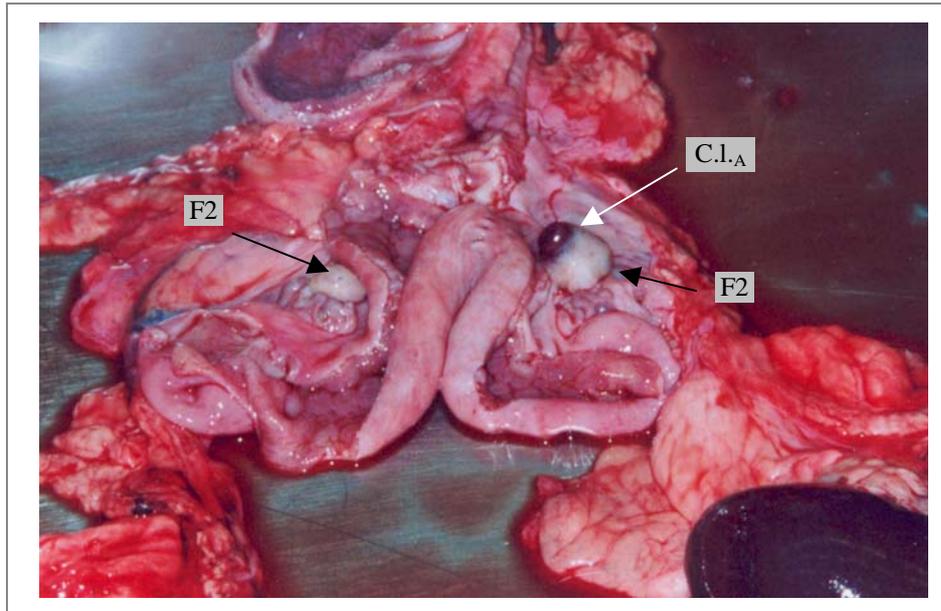


Abbildung 9: Innere Fortpflanzungsorgane der Damagazelle „Bessy“ (F2 = Follikel; C.l.A = Corpus luteum in Ausbildung)

In den Untersuchungszeitraum fiel die Überführung der Herde in den Safaripark Hodenhagen im Herbst 2001. Anhand der Gestagenkonzentrationen im Kot ließen sich bei einigen Damagazellen Unregelmäßigkeiten im zyklischen Verlauf erkennen. Beispielsweise zeigte die Damagazelle „Nadja“ bis zum Termin der Überführung regelmäßige Zyklen (s. Abb. 3, S. 58 und Abb. 10). Während es zunächst aussah, als würde im Anschluss an den Transport nach Hodenhagen ein „normaler“ Zyklus folgen, sank die Gestagenexkretion jedoch erst nach 4 Wochen auf Basalwerte ab. In den folgenden 3 Wochen variierten die Konzentrationen unregelmäßig zwischen ca. 200 und 1000 ng/g Kot (s. Tabelle XIII). Erst ab Ende November 2001 waren wieder regelmäßige Zyklen bei „Nadja“ festzustellen (s. Tabelle IV).

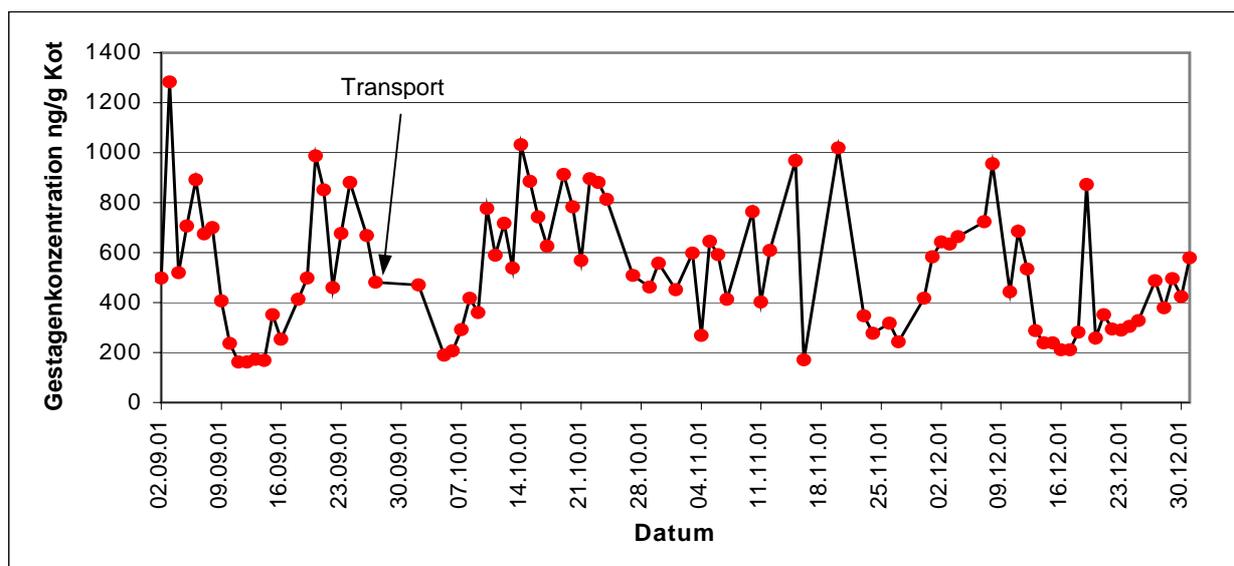


Abbildung 10: Verlauf der Gestagenkonzentration im Kot der Damagazelle „Nadja“ vor und nach der Überführung in den Safaripark Hodenhagen am 27.09.2001

Die Gestagenkonzentrationen im Kot der drei adulten, ingraviden, weiblichen Mhorrgezellen („Dajumi“, „Franca“ und „Franziska“) ließen im Untersuchungszeitraum von Mai bis Juli 2002 keinen typischen zyklischen Verlauf erkennen (s. Abb. 11 und Tabellen X, XIV, XV). Die durchschnittliche Konzentration der Gestagene betrug bei „Dajumi“ 158 ± 40 ng/g Kot und bei „Franca“ 185 ± 83 ng/g Kot. Im Vergleich dazu lag sie bei „Franziska“ mit durchschnittlich 159 ± 102 ng/g Kot auf gleichem Niveau. Diese hatte jedoch vor Beginn der Kotuntersuchungen am 24.04.02 ein Jungtier geboren und befand sich während des Untersuchungszeitraums in der Laktation. In den ersten 3 Wochen der Laktation wurden keine Kotproben gesammelt. Von Mitte Mai bis Mitte Juni (ca. 7. Woche p. p.) zeigte sie eine niedrige, anschließend wechselnde Phasen hoher und niedriger Gestagenausscheidung in kurzen Zeiträumen (s. Abb. 11). Die Gestagenkonzentrationen bei „Franca“ und „Franziska“ variierten im Bereich bis 500 ng/g Kot, dies allerdings in Abständen, die z. T. unter 2 Wochen lagen. Bei „Dajumi“ war im Untersuchungszeitraum eine Trächtigkeit vermutet worden, die zwischen Mai und Juli 2002 erreichten Maximalwerte von ca. 300 ng/g Kot sprachen jedoch gegen eine Trächtigkeit. Es ist eher davon auszugehen, dass sie bereits seit einiger Zeit azyklisch war. Am 24.12.2002 starb „Dajumi“, ohne weiteren Nachwuchs zu bringen.

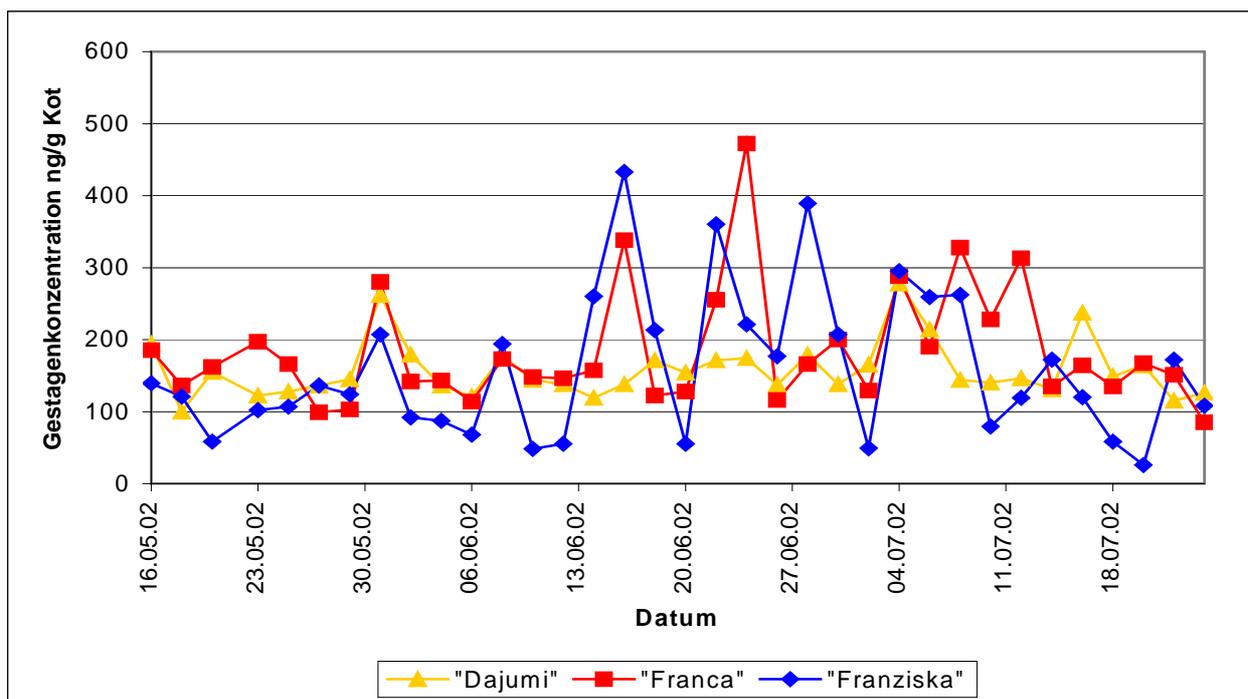


Abbildung 11: Verlauf der Gestagenkonzentrationen im Kot der 3 weiblichen Mhorrgezellen „Dajumi“, „Franca“ und „Franziska“ (laktierend) zwischen Mai und Juli 2002

4.3 Gestagenkonzentrationen im Kot von Grévyzebras

4.3.1 Zyklus

Die Ausscheidung der Gestagene im Kot von 6 adulten, ingraviden Grévyzebras („Dolly“ zwischen und nach den 2 Graviditäten; „Luanda“ in den Monaten September bis Oktober 2003; „Nora“ zwischen und nach den 2 Graviditäten; „Peggy“ zwischen und nach den 2 Graviditäten; „Sambesi“ in den Monaten Mai bis August 2003 und „Schari“ in den Monaten März bis Oktober 2003) folgte einem regelmäßigen zyklischen Verlauf mit deutlichen Basalwerten, denen sich Konzentrationserhöhungen anschlossen (s. Tabellen XVII bis XXII).

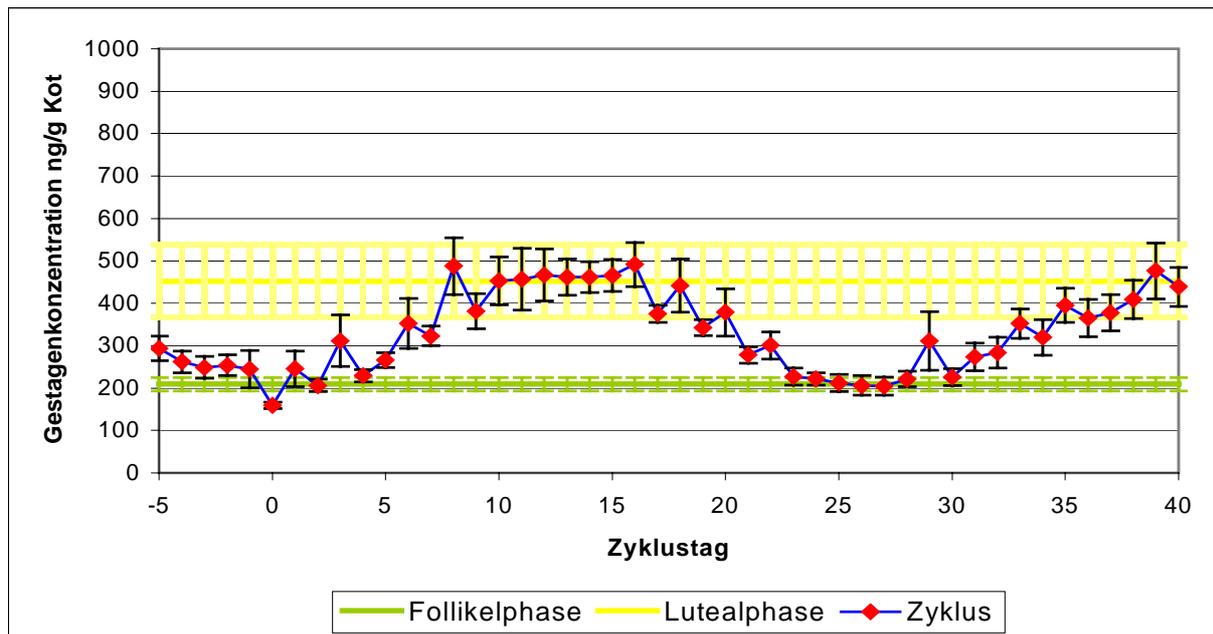


Abbildung 12: Mittlerer Verlauf der Gestagenkonzentrationen im Kot von Grévyzebras während des Zyklus ($\bar{x} \pm \text{SEM}$, $n = 11-29$) im Vergleich zum mittleren Niveau der Gestagenkonzentration während der Follikel- und der mittleren Lutealphase ($\bar{x} \pm \text{SEM}$)

Die ermittelten Konzentrationen der Gestagene im Kot der Grévyzebras wurden zur Bestimmung der Dauer von Follikel- und Lutealphase während des Reproduktionszyklus herangezogen. Innerhalb von 29 Zyklen stiegen die Gestagenkonzentrationen von durchschnittlich 209 ± 16 ng/g Kot (Mittelwert $\pm s$) während der Follikelphase auf 452 ± 86 ng/g Kot in der mittleren Lutealphase an. Der Schwellenwert wurde durch die Addition des Mittelwertes und der 3-fachen Standardabweichung der Gestagenkonzentration während der Follikelphase berechnet (277 ng/g Kot). Die Grenzen zur Berechnung der Follikel- und Lutealphase wurden in Analogie zum Vorgehen bei den Damagazellen festgelegt (s. S. 55). Für jede einzelne Grévyzebrastute erfolgte die Ermittlung der durchschnittlichen Gestagenkonzentration für jede Follikel- und Lutealphase eines Zyklus. Die Länge des Östruszyklus wurde, wie bereits beschrieben, als Zeitraum zwischen dem Beginn zweier aufeinanderfolgender Lutealphasen definiert. Da teilweise nicht ausreichend Proben vorhanden waren, konnte der Beginn der nächsten Lutealphase nur für 26 der insgesamt 29

Zyklen festgelegt werden. Aufgrund der Bestimmung der Gestagene im Kot ergibt sich für die Grévyzebras eine durchschnittliche Länge der Follikelphase von $12,3 \pm 4,3$ Tagen und der Lutealphase von $13,3 \pm 4,5$ Tagen (Mittelwert \pm s). Aus diesen Daten konnte eine durchschnittliche Zykluslänge bei Grévyzebras von $25,6 \pm 4$ Tagen errechnet werden.

Die ermittelten Gestagenkonzentrationen von 29 Zyklen wurden am Punkt der niedrigsten Konzentration, welcher der Mitte der Follikelphase (= Tag 0) entspricht, ausgerichtet. Um diesen Tag 0 erfolgte dann die Anordnung der restlichen Daten zwischen Tag - 5 und Tag 40, damit ein vollständiger Zyklus dargestellt werden konnte, wie Abbildung 12 (s. S. 65) zeigt. Dabei repräsentiert jeder Zeitpunkt die Ergebnisse von 11 bis 29 Proben.

Bei den Grévyzebras waren die Werte innerhalb eines jeden Zyklustages normal verteilt. Aus diesen Daten erfolgte ein Vergleich der Gestagenkonzentrationen der Einzeltage mit dem mittleren Niveau der Follikelphase (209 ± 16 ng/g Kot), das aus den Mittelwerten der Follikelphasen der einzelnen Zyklen ($n = 29$) errechnet worden war. Signifikant höhere Konzentrationen ($p < 0,001$ bis $p < 0,05$) im Vergleich zum mittleren Niveau der Follikelphase bestanden im Zeitraum der Zyklustage - 5 und - 2, am Zyklustag 3, von Tag 5 bis Tag 22, am Tag 29, sowie von Tag 31 bis Tag 40. Die Gestagenkonzentration am Tag 0 lag signifikant niedriger ($p < 0,001$) als das mittlere Niveau der Follikelphase. Außerdem erfolgte ein Vergleich der Konzentrationen an Einzeltagen mit dem mittleren Niveau der Lutealphase (452 ± 86 ng/g Kot), das aus den Mittelwerten der mittleren Lutealphase der einzelnen Zyklen ($n = 29$) berechnet worden war. Es lagen keine signifikanten Unterschiede von den Zyklustagen 8 bis 16, an Tag 18, Tag 20, Tag 35 sowie von den Zyklustagen 37 bis 40 im Vergleich zur mittleren Lutealphase vor. Zu allen übrigen Zeitpunkten waren die Werte der einzelnen Zyklustage signifikant niedriger ($p < 0,001$ bis $p < 0,05$) als das mittlere Niveau der Lutealphase. Der Vergleich benachbarter Zyklustage mittels Varianzanalyse ergab einen signifikanten Anstieg von Zyklustag 0 zu 1 und von Tag 7 zu 8 ($p < 0,01$). Eine signifikante Abnahme der Gestagenkonzentration war von Zyklustag 1 zu 2, von Tag 20 zu 21 sowie von Tag 22 zu 23 festzustellen ($p < 0,01$ bis $p < 0,05$). Die Gestagenkonzentration am Tag 0 war signifikant niedriger im Vergleich zu den Einzeltagen - 5 bis - 2 bzw. 2 bis 6 ($p < 0,01$ bis $p < 0,001$). Zwischen verschiedenen Zeiträumen ergaben sich für die Zyklustage - 5 bis 0, 0 bis 5 wie auch für Tag - 5 bis 5 insgesamt signifikant niedrigere Gestagenkonzentrationen im Vergleich zu den Zyklustagen 6 bis 20 (im Mittel 240 ng/g Kot vs. 420 ng/g Kot; $p < 0,001$) (vgl. auch Box-Whisker-Plot, Abb. 21 im Anhang).

Die durch die Tierpfleger beobachteten Rossesymptome traten meistens während längerer Phasen niedriger Gestagenkonzentrationen im Kot auf, in denen auch häufig Paarungen stattfanden. Bei einigen Stuten wurden jedoch nach einer Paarung und darauffolgendem Anstieg der Hormonausscheidung wiederholt in einem Abstand von ca. 4 Wochen Rossesymptome durch die Tierpfleger wahrgenommen, bei denen es sogar erneut zu Paarungen kam. Eine repräsentative Darstellung des Zusammenhangs zwischen dem

Verhalten und der Gestagenkonzentration im Kot der Grévyzebrastute „Dolly“ zeigt Abbildung 13 (s. Tabellen XVII und XXVI).

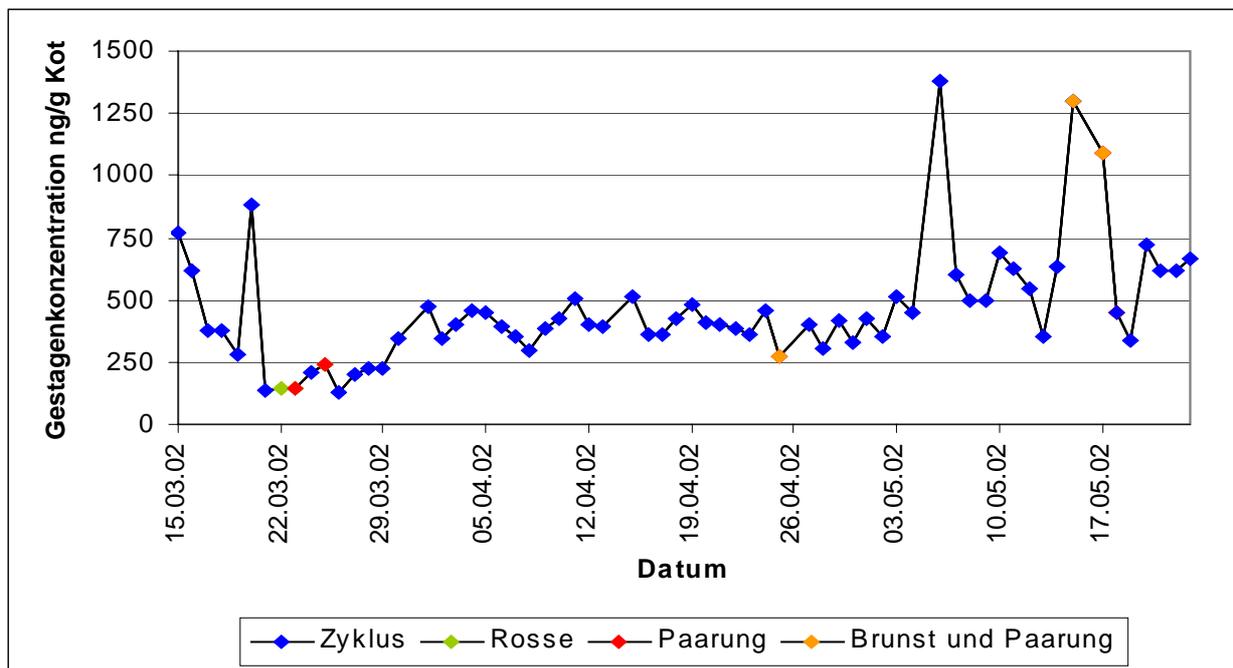


Abbildung 13: Verlauf der Gestagenkonzentration im Kot im zeitlichen Zusammenhang zum Rosse- und Paarungsverhalten der Grévyzebrastute „Dolly“ zwischen März und Mai 2002

Bei 6 Grévyzebrastuten wurde meist über mehrere Jahre der Gestagengehalt im Kot untersucht (s. Tabellen XVII bis XXII und XXV bis XXX), wobei in diese Sammlungszeiträume auch mehrere Trächtigkeiten fielen. Zwischen und nach den jeweiligen Graviditäten variierten die Gestagenkonzentrationen im Kot kontinuierlich zwischen Basal- und erhöhten Werten. Grévyzebras scheinen daher im gemäßigten Klima keine Saisonalität aufzuweisen. Demzufolge hätte die Grévyzebrastute „Dolly“ bei einer Zykluslänge von 25,6 Tagen im Verlauf eines Jahres durchschnittlich 14 Zyklen haben müssen. Aufgrund der Trächtigkeiten wurden bei ihr jedoch in einem Jahr nur 7 Zyklen festgestellt.

Bei zwei weiteren Stuten („Kathrin“ und „Nelly“) wurden die Gestagenkonzentrationen im Kot zwischen August 2002 und Juli bzw. August 2003 bestimmt (s. Tabellen XXIII und XXIV). Beide Tiere waren zu Beginn der Untersuchungen etwa 9 Monate alt. Eine durchgehende Probensammlung war aus haltungstechnischen Gründen leider nicht möglich. Trotzdem konnte der Verlauf der Gestagenexkretion beider Tiere bis zu einem Alter von fast 2 Jahren (21 Monate) verfolgt werden. Abbildung 14 (s. S. 68) gibt eine Übersicht zu den Verläufen der Gestagenausscheidung bei den Jungstuten.

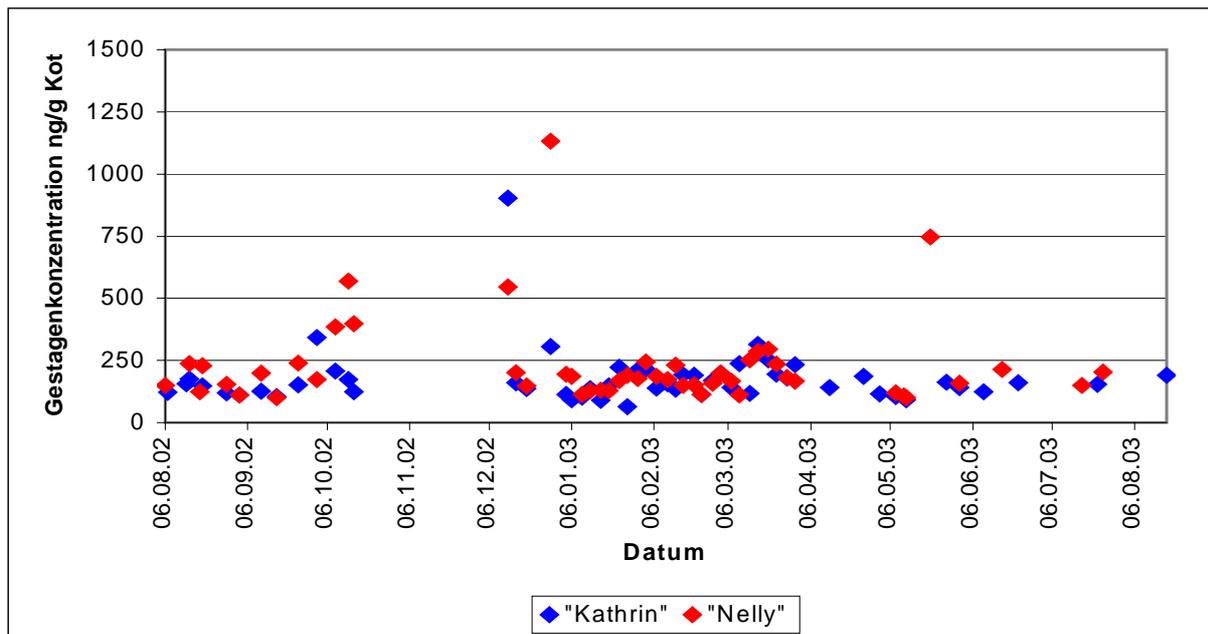


Abbildung 14: Verlauf der Gestagenkonzentrationen im Kot von zwei Grévyzebra-Jungstuten zwischen August 2002 und August 2003

Die durchschnittliche Konzentration von Gestagenen im Kot betrug bei „Kathrin“ 176 ± 116 ng/g Kot (Mittelwert \pm s; $n = 54$) und bei „Nelly“ 228 ± 179 ng/g Kot ($n = 51$). Dabei schwankten bei beiden Stuten die Konzentrationen zwischen Werten von < 100 ng/g Kot und > 900 ng/g Kot. Erstmals erreichte „Nelly“ im Alter von fast 11 Monaten am 14.10.2002 mit 570 ng/g Kot ein Niveau, wie es in der mittleren Lutealphase bei geschlechtsreifen Grévyzebras vorkommt. Bei „Kathrin“ wurde am 13.12.2002 im Alter von 13 Monaten dieses Gestagenniveau erstmals festgestellt. Ein zyklischer Verlauf der Gestagenkonzentrationen konnte jedoch genauso wenig wie Brunstsymptome beobachtet werden. Der Hengst „Nakuru“ zeigte ab Ende 2002 vermehrtes Interesse an beiden Stuten. Bei der Bestimmung der Gestagene im Kot wies er mit 82 ± 29 ng/g Kot ($n = 4$; 45-108 ng/g Kot) eine durchschnittlich niedrigere Konzentration als die Stuten auf (s. Tabelle XXXIII).

4.3.2 Trächtigkeit

Eine saisonale Häufung der Geburten wurde bei den Grévyzebras im Zoologischen Garten Leipzig nicht beobachtet, wie die Abbildung 15 (S. 69) zeigt. Eine Beeinflussung der jahreszeitlichen Verteilung der Geburten war jedoch häufig dadurch gegeben, dass die Hengste zur Paarung nur zur Herde gelassen wurden, um Fohlen im Frühjahr oder Sommer zu erhalten. Dadurch gelang es, dass immerhin 8 Geburten in die für die Fohlen günstigere Zeit zwischen März und Juni fielen. Die meisten Geburten (je 5) fanden in den Monaten Januar und Juli statt.

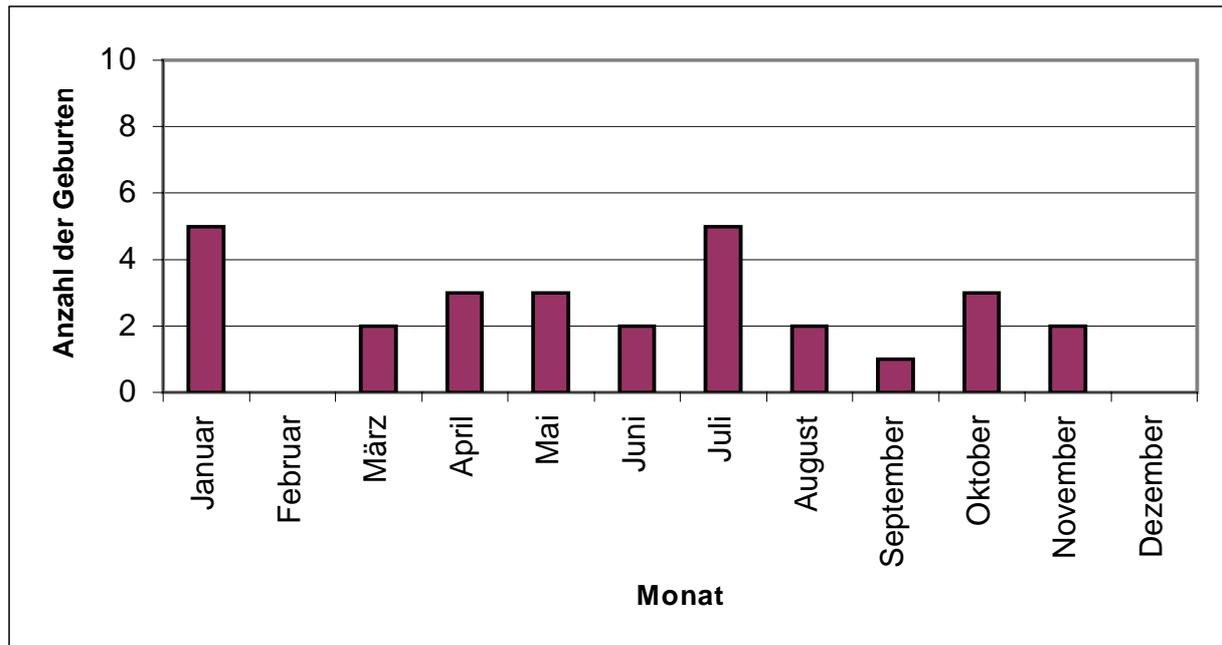


Abbildung 15: Jahreszeitliche Verteilung der Geburten bei den Grévyzebras im Zoologischen Garten Leipzig zwischen 1972 und 2003 (n = 28)

Aufgrund der bisherigen Aussagen über Rossesymptome und Paarungen konnten ähnliche Unterschiede in der Graviditätsdauer festgestellt werden wie sie bisher auch aus der Literatur bekannt sind. Die vorliegenden Daten zu den Grévyzebras in den Zoologischen Gärten Leipzig und Magdeburg variierten zwischen 397 und 451 Tagen, was daraus resultierte, dass der Hengst meist über längere Zeit in der Herde verblieb und die Stuten, z. T. in ca. 4-wöchigen Abständen, wiederholt deckte (s. Abb. 13, S. 67).

Innerhalb des Zeitraums der vorliegenden Untersuchungen konnten insgesamt 6 Geburten bei den Grévyzebras registriert werden. Am 16.09.2001 bekam die Grévyzebrastute „Dolly“ im Alter von ca. 5 ½ Jahren ihr erstes Fohlen. „Peggy“ hatte am 02.11.01 bereits ihre vierte Geburt. Nur 2 Tage später, am 04.11.01, gebar „Nora“ im Alter von ca. 4 ¼ Jahren ihr erstes Fohlen. Die nächsten Geburten erfolgten im Jahr 2003: „Dolly“ am 03.05.2003, „Nora“ am 27.05.2003 und „Peggy“ am 15.06.2003. Abgeleitet aus den beobachteten Paarungen wurden für die drei erstgenannten Geburten, bei denen die Tiere nicht von Beginn an in die Hormonuntersuchungen einbezogen waren, eine Dauer der Trächtigkeit zwischen 397-437 Tagen bei „Dolly“, 410-451 Tagen bei „Nora“ und 426-444 Tagen bei „Peggy“ angenommen. Die Länge der Trächtigkeit bei den Geburten des Jahres 2003 wurde unter Berücksichtigung der beobachteten Paarungen und der ermittelten Gestagenkonzentrationen im Kot berechnet. Für „Dolly“ ergibt sich eine Graviditätsdauer von 403 Tagen, für „Nora“ von 420 Tagen und für „Peggy“ von 433 Tagen (s. Tabellen XXVI, XXVIII, XXX). Diese Daten lassen vermuten, dass bei den Grévyzebras durchaus individuelle Schwankungen in der Trächtigkeitsdauer vorkommen. Die durchschnittliche Graviditätsdauer, ermittelt aus diesen drei Trächtigkeiten, beträgt ca. 14 Monate.

Bei 6 Graviditäten („Dolly“, „Nora“ und „Peggy“ mit je 2 Trächtigkeiten) wurden die Gestagenkonzentrationen im Kot während unterschiedlicher Graviditätsstadien und im postpartalen Zeitraum bestimmt (s. Tabellen XXV bis XXX). Die Verifizierung der Trächtigkeit erfolgte jeweils durch das Ereignis der Geburt. Die Abbildung 16 zeigt eine Übersicht über die Sammelzeiträume und die Gestagenkonzentrationen während der einzelnen Trächtigkeiten. Die Daten wurden dazu retrospektiv in Bezug zur Geburt (= Zeitpunkt 0) im wöchentlichen Abstand um diesen Zeitpunkt angeordnet. Ein Datenpunkt setzt sich daher aus 1 bis 7 Einzelwerten zusammen.

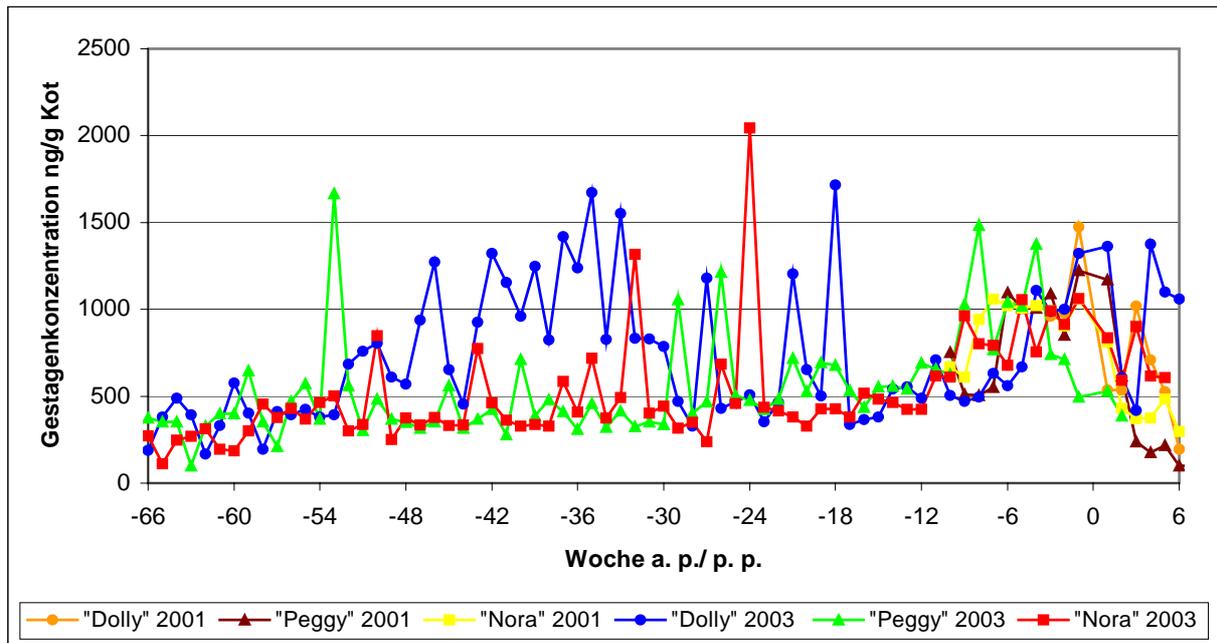


Abbildung 16: Verlauf der Gestagenkonzentrationen im Kot von Grévyzebras während einzelner Trächtigkeiten und daraus resultierenden Geburten in den Jahren 2001 und 2003

In der 1. Hälfte der Gravidität bestanden individuelle Unterschiede in der Höhe der Gestagenkonzentration im Kot. „Dolly“ hat in dieser Zeit z. T. deutlich höhere Konzentrationen aufzuweisen als die anderen Stuten. Erst gegen Ende der Trächtigkeit nähern sich die Gestagenwerte der einzelnen Grévyzebrastuten wieder einander an.

Zur Erstellung eines Verlaufspröfils der Gestagenkonzentrationen vor und während der 6 untersuchten Trächtigkeiten sowie postpartal wurden die einzelnen Werte retrospektiv in Beziehung zum Tag der Geburt (= Zeitpunkt 0) gesetzt und wiederum im Wochenabstand um diesen Zeitpunkt gruppiert (s. Abb. 17, S. 71). Pro Datenpunkt standen die Ergebnisse von 3 bis 39 Proben zur Verfügung (s. Tabellen XXV bis XXX). In der Abbildung 17 wird zunächst ein Zyklus vor Beginn der Gravidität dargestellt. Am Anfang der Trächtigkeit wurden Gestagenkonzentrationen erreicht, wie sie bei den Grévyzebras auch in der Lutealphase vorkommen (s. Abb. 12, S. 65). Anschließend folgte zwischen der 52. und 18. Woche a. p. ein Zeitraum, in der die Gestagenkonzentrationen im Kot individuell sehr stark schwankten. Sie lagen zwischen ca. 400 ng/g und > 1100 ng/g Kot. Wenn Grévyzebras über einen Zeitraum

von 8 Wochen Gestagenwerte im Kot aufweisen, die über dem mittleren Niveau der Follikelphase liegen und damit dem Bereich in der Lutealphase oder darüber entsprechen, ist davon auszugehen, dass eine Gravidität besteht.

Die statistische Auswertung ergab, dass die Werte bei den Grévyzebras innerhalb der einzelnen Wochen (a. p. und p. p.) mit Ausnahme der 2. Woche p. p. normal verteilt waren. Ein Vergleich der Gestagenkonzentrationen der einzelnen Wochen mit dem mittleren Niveau der Follikelphase (209 ± 16 ng/g Kot) zeigte eine signifikante Erhöhung von Woche 66 bis 63 a. p. und von Woche 61 a. p. bis zur 6. Woche p. p. ($p < 0,001$ bis $p < 0,05$). Ebenso erfolgte ein Vergleich der Gestagenkonzentrationen der einzelnen Wochen mit dem mittleren Niveau der Lutealphase (452 ± 86 ng/g Kot). Es ergaben sich signifikant niedrigere Gestagenkonzentrationen von der 66. bis zur 61. Woche a. p., in der 59. und in der 57. Woche a. p. ($p < 0,001$ bis $p < 0,05$). Statistisch gesichert höhere Gestagenkonzentrationen als das mittlere Niveau der Lutealphase lagen von Woche 52 bis 49 a. p., in den Wochen 47 und 46 a. p., von Woche 43 bis 35 a. p., in der Woche 33, 30, 27, 24 a. p., in den Wochen 22 und 21. a. p., in der Woche 18 a. p., von Woche 11 a. p. bis 1 p. p. sowie in der Woche 4 p. p. vor ($p < 0,001$ bis $p < 0,05$). In den verbleibenden Wochen a. p. und p. p. bestanden keine signifikanten Unterschiede in den Gestagenkonzentrationen zum mittleren Niveau der Lutealphase.

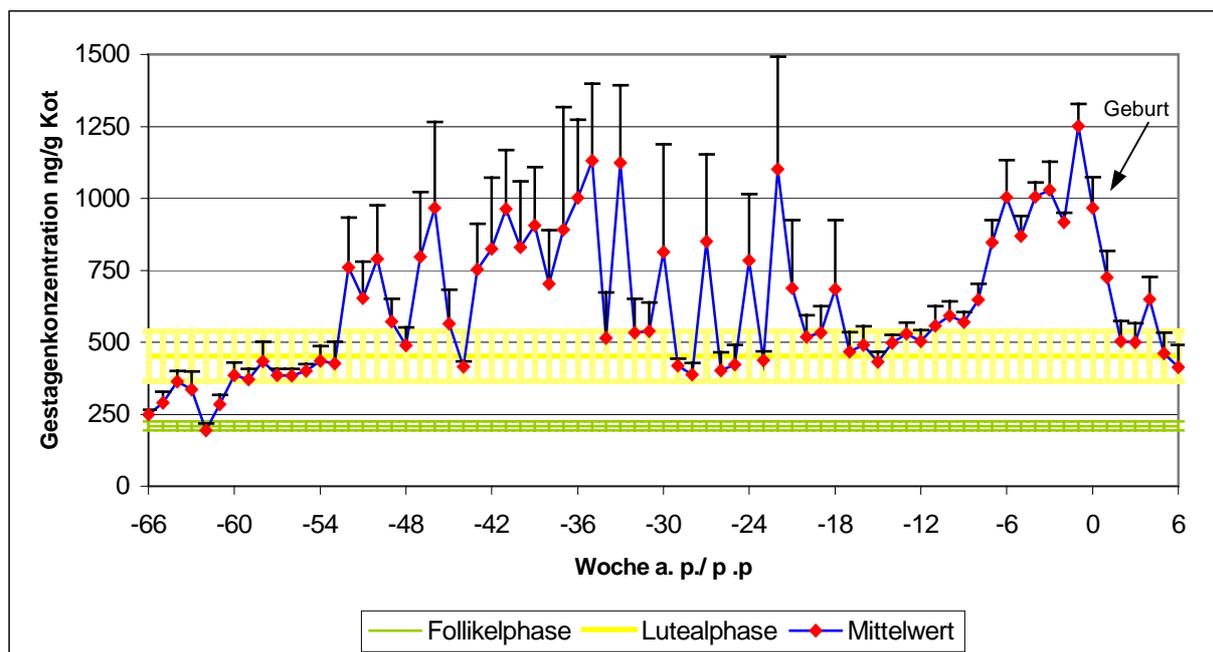


Abbildung 17: Mittlerer Verlauf der Gestagenkonzentrationen im Kot von Grévyzebras während der Gravidität (Mittelwerte aus 6 Trächtigkeiten, $\bar{x} + \text{SEM}$, $n = 3-39$) im Vergleich zum mittleren Niveau der Konzentrationen während der Follikel- und mittleren Lutealphase ($\bar{x} \pm \text{SEM}$)

Der Vergleich benachbarter Wochen ergab eine signifikante Abnahme der Gestagenkonzentration von der 63. zur 62. Woche a. p. ($p < 0,05$). Ein signifikanter Anstieg der Gestagenkonzentration im Kot von durchschnittlich 193 ± 109 ng/g Kot auf 285 ± 145 ng/g

Kot (Mittelwert \pm s) erfolgte zwischen der 62. und 61. Woche a. p. ($p < 0,05$). Zwischen Woche 44 und 43 a. p. war ein statistisch gesicherter Anstieg von 416 ± 53 ng/g Kot auf 753 ± 474 ng/g Kot festzustellen ($p < 0,05$). Von Woche 8 zu Woche 7 a. p. stiegen die Gestagenkonzentrationen von durchschnittlich 648 ± 197 ng/g Kot auf 847 ± 243 ng/g Kot ($p < 0,05$). Ein ebenfalls signifikanter Anstieg von 917 ± 133 ng/g Kot auf 1251 ± 308 ng/g Kot erfolgte zwischen der 2. und der 1. Woche a. p. ($p < 0,001$). Demgegenüber stand eine signifikante Abnahme der Gestagenkonzentration von 1251 ± 308 ng/g Kot auf 726 ± 538 ng/g Kot zwischen der 1. Woche a. p. und der 1. Woche p. p. ($p < 0,001$). Bereits zwischen der 1. Woche a. p. und der 1. Woche p. p. (nur Tag 0 bis 2 p. p. betrachtet) lag eine statistisch gesicherte Verringerung auf 933 ± 340 ng/g Kot vor ($p < 0,05$). Die Betrachtung von einzelnen Zeiträumen ergab für die 47. bis 18. Woche a. p. eine Gestagenkonzentration von im Mittel 474 ng/g (s. a. Box-Whisker-Plot, Abb. 22 im Anhang). Beim Vergleich verschiedener Zeiträume zeigte sich ein statistisch gesicherter Anstieg der Gestagenkonzentration zwischen der Woche 57 bis 54 a. p. (399 ± 146 ng/g) und der Woche 52 a. p. (760 ± 489 ng/g Kot) ($p < 0,001$). Des Weiteren ergab sich für die 13. bis 8. Woche a. p. ein signifikanter Anstieg der Gestagenkonzentration von 580 ± 150 ng/g auf 945 ± 282 ng/g Kot in der 7. bis 2. Woche a. p. ($p < 0,001$). Auch im Vergleich zwischen der 13. bis 8. Woche a. p. bzw. der 7. bis 2. Woche a. p. und der 1. Woche a. p. (1251 ± 308 ng/g Kot) war ein signifikanter Anstieg festzustellen ($p < 0,001$).

Der Verlauf der Gestagenkonzentrationen von 6 Graviditäten im Geburtszeitraum ist in Abbildung 18 (S. 73) dargestellt. Jeder Datenpunkt setzt sich dabei aus 1-6 Proben zusammen (s. Tabellen XXV bis XXX). Mit Ausnahme der Tage 15, 14, 12, 8, 5 und 3 a. p. waren die Werte innerhalb der einzelnen Tage normal verteilt. In den letzten Tagen vor der Geburt lagen die Gestagenkonzentrationen bei durchschnittlich ca. 1000 ng/g Kot. Aufgrund der z. T. nur geringen Probenanzahl pro Einzeltag wurden die Daten von unterschiedlich langen Zeiträumen zusammengefasst, bei denen dann eine Normalverteilung der Werte vorlag.

Beim Vergleich der Zeiträume Tag 16 bis 5 a. p. bzw. Tag 16 bis 3 a. p. mit dem Tag 2 a. p. mittels Varianzanalyse ergab sich ein statistisch gesicherter Anstieg der Gestagenkonzentration von 942 ± 164 ng/g bzw. 1025 ± 253 ng/g Kot auf 1519 ± 294 ng/g Kot ($p < 0,01$). Bereits von Tag 2 a. p. zu Tag 0 wurde eine signifikante Verringerung der Konzentration auf 966 ± 185 ng/g Kot am Tag der Geburt festgestellt ($p = 0,05$). Von Tag 0 zu Tag 6 p. p. war ebenfalls eine statistisch gesicherte Abnahme nachzuweisen ($p < 0,001$). Weiterhin wurde eine signifikante Verringerung der fäkalen Gestagenkonzentration im Kot auch von Tag 2 a. p. zum Zeitraum der Tage 1 a. p. bis 3 p. p. deutlich ($p < 0,05$). Ein Vergleich der Tage 1 a. p. bis 3 p. p. mit dem Tag 6 p. p. ergab eine statistisch gesicherte Abnahme der Gestagenkonzentration von 924 ± 445 ng/g auf 285 ± 95 ng/g Kot ($p < 0,01$). Am 5. Tag p. p. wurde dabei wieder das Niveau der Gestagenkonzentration während der mittleren Lutealphase (452 ± 86 ng/g Kot) erreicht. Signifikant niedrigere Konzentrationen im Vergleich zum mittleren Niveau der Lutealphase lagen erstmals am 6. Tag p. p. ($p < 0,001$).

und im weiteren Verlauf an den Tagen 13, 15 und 31 p. p. ($p < 0,05$ bis $p < 0,001$) vor. Eine statistisch gesicherte höhere Konzentration als das mittlere Niveau der Lutealphase bestand an den Tagen 10, 18, 21, 23, 25 und 26 p. p. ($p < 0,05$ bis $p < 0,001$). Ein Vergleich der Gestagenkonzentration für die Einzeltage 2 bis 30 mit dem mittleren Niveau der Follikelphase (209 ± 16 ng/g Kot) ergab signifikant höhere Konzentrationen ($p < 0,05$ bis $p < 0,001$). Erst am Tag 31 p. p. wurde mit 210 ± 75 ng/g Kot wieder das mittlere Niveau der Follikelphase erreicht. Im weiteren Verlauf variierten die Gestagenkonzentrationen zwischen Werten wie sie auch während des Zyklus vorkommen (s. Tabellen XVII bis XVIII und XXV bis XXX).

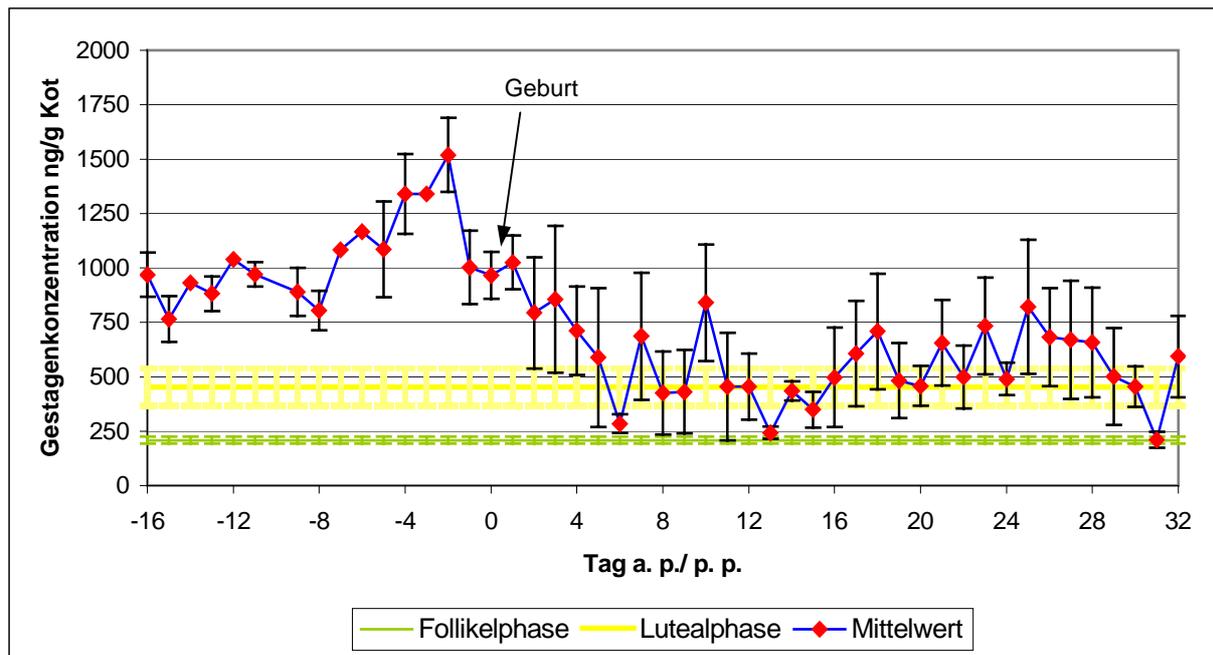


Abbildung 18: Verlauf der peripartalen Gestagenkonzentrationen im Kot von Grévyzebras ($\bar{x} \pm \text{SEM}$, $n = 1-6$) im Vergleich zum mittleren Niveau der Konzentrationen während der Follikel- und mittleren Lutealphase ($\bar{x} \pm \text{SEM}$)

Der Verlauf der Gestagenkonzentrationen nach der Geburt wurde aufgrund der individuellen Unterschiede bei jedem Grévyzebra noch einmal separat ausgewertet. Nach der Geburt am 16.09.2001 zeigte sich bei der Grévyzebrastute „Dolly“ zunächst eine Abnahme der Gestagenkonzentration im Kot auf ca. 300 ng/g Kot am 3. Tag p. p., daran schloss sich eine Phase mit schwankenden Konzentrationen an, die einem Zyklus entsprach. Ab dem 33. Tag p. p. lagen wieder niedrige Hormonkonzentrationen im Kot vor. Am 29.10.2001 musste das Hengstfohlen von „Dolly“ („Robert“) aufgrund einer Paralyse der Hinterhand euthanasiert werden. „Dolly“ zeigte im weiteren Verlauf regelmäßige Zyklen (s. Tabelle XVII). Bei „Nora“ nahmen nach der Geburt im Jahr 2001 die Gestagenwerte bis zum Tag 9 p. p. ab. Ab dem 10. Tag p. p. entsprach der Konzentrationsverlauf einem zyklischen Muster mit Werten zwischen ca. 200 bis 600 ng/g Kot (s. Tabelle XVIII). Im Jahr 2001 fielen die Gestagenkonzentrationen bei „Peggy“ nach der Geburt bis auf < 200 ng/g Kot am Tag 8 p. p. Ein Zyklus konnte im Zeitraum bis zu 32. Tag p. p. nicht festgestellt werden, dennoch schwankten die Werte unregelmäßig zwischen < 100 und ca. 600 ng/g Kot (s. Tabelle XXIX).

Nach der Geburt des Stutfohlens „Kassala“ am 03.05.2003 fielen bei „Dolly“ die Gestagenwerte bis zum 4. Tag p. p. ab und wiesen zwischen Tag 5 bis 11 p. p. starke Schwankungen auf. Es schloss sich ein Zyklus mit Konzentrationen von ca. 250 bis 1700 ng/g Kot an (s. Tabelle XXVI). Bei „Nora“, die am 27.05.2003 ein Stutfohlen („Tana“) gebar, nahm die Gestagenkonzentration bis zum 5. Tag p. p. auf ca. 280 ng/g Kot ab. In der Folge zeigte „Nora“ zunächst kein zyklisches Muster in der Gestagenausscheidung, jedoch in kurzen Abständen stark variierende Konzentrationsänderungen zwischen ca. 180 und 1500 ng/g Kot (s. Tabelle XXVIII). Nachdem „Peggy“ am 15.06.2003 ebenfalls ein Stutfohlen („Layla“) bekam, erfolgte bis zum 6. Tag p. p. eine Abnahme der Gestagenwerte auf 200 ng/g Kot. Nach einer Phase mit stark schwankenden Konzentrationen zwischen etwa 100-1300 ng/g Kot (Tag 6 bis 10 p. p.) schloss sich ein zyklischer Verlauf an (s. Tabelle XXX). Im postpartalen Zeitraum erfolgten keine Paarungen, da der Hengst von den Stuten getrennt gehalten wurde.

4.3.3 Fortpflanzungsstörungen

Die Grévyzebrastute „Peggy“ wies zwischen den Trächtigkeiten eine Phase auf, in der die Gestagenexkretion über längere Zeit deutlich erhöht war (s. Tabelle XXXII und Abb. 19). Zu Beginn des Jahres 2002 lagen die Gestagenkonzentrationen jedoch über ca. 14 Tage meist niedriger als 200 ng/g Kot. Dieses Ergebnis deutete zunächst auf eine fehlende Ovartätigkeit hin. Im Anschluss variierten die Werte 6 Wochen lang zwischen ca. 200 und 1500 ng/g Kot. Ein Zyklus konnte nicht eindeutig bestimmt werden. In diesem Fall schien eine Luteolysestörung zu bestehen, die allerdings ohne Behandlung wieder in einen Zyklus überging. Anfang April 2002 ist „Peggy“ dann problemlos tragend geworden, nachdem der Hengst am 22.03.2002 zu den Stuten gelassen worden war (s. Tabelle XXX).

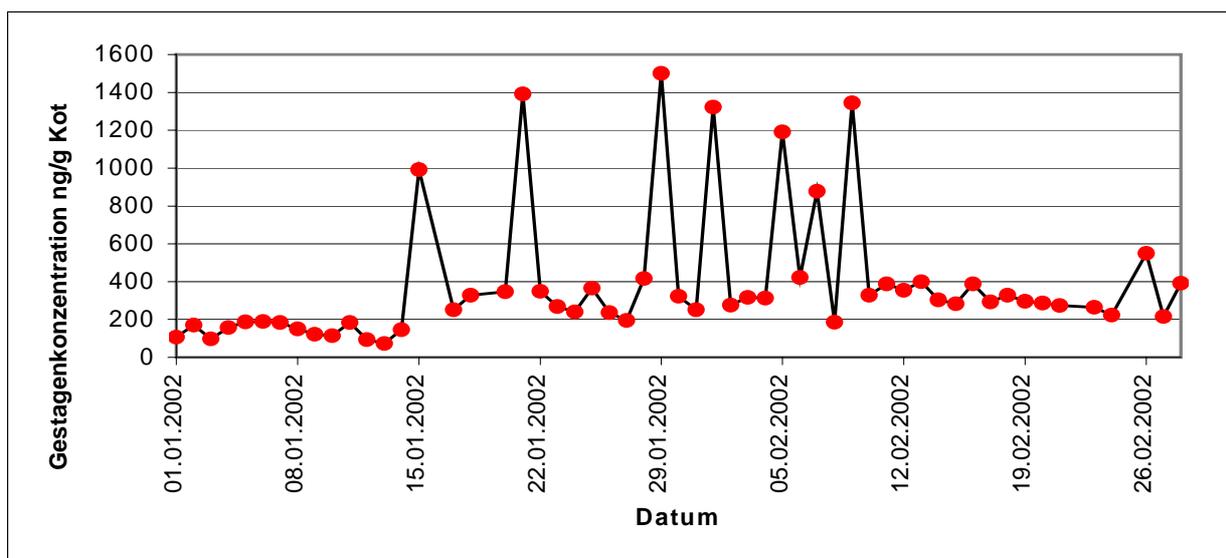


Abbildung 19: Verlauf der Gestagenkonzentration im Kot der Grévyzebrastute „Peggy“ zwischen Januar und März 2002

Ebenso ließ „Luanda“ im Untersuchungszeitraum zwischen März und Oktober 2003 anfangs keine zyklische Gestagenexkretion erkennen (s. Abb. 20 und Tabelle XXXI). Nachdem über ca. 8 Wochen niedrige Konzentrationen im Kot vorlagen, die dem mittleren Niveau der Follikelphase entsprachen, stiegen die Werte anschließend (ab Mitte Mai) auf Werte zwischen ca. 400 und 800 ng/g Kot an und blieben 14 Wochen lang auf diesem erhöhten Niveau. Erst nachdem der Hengst am 12.08.2003 wieder in die Herde gelassen worden war, zeigte die Stute einen zyklischen Verlauf der Gestagenausscheidung. Die Ergebnisse der Hormonuntersuchungen sprechen für das Vorliegen einer azyklischen Phase bis Mai 2003 und einer Luteolysestörung zwischen Mai und August 2003.

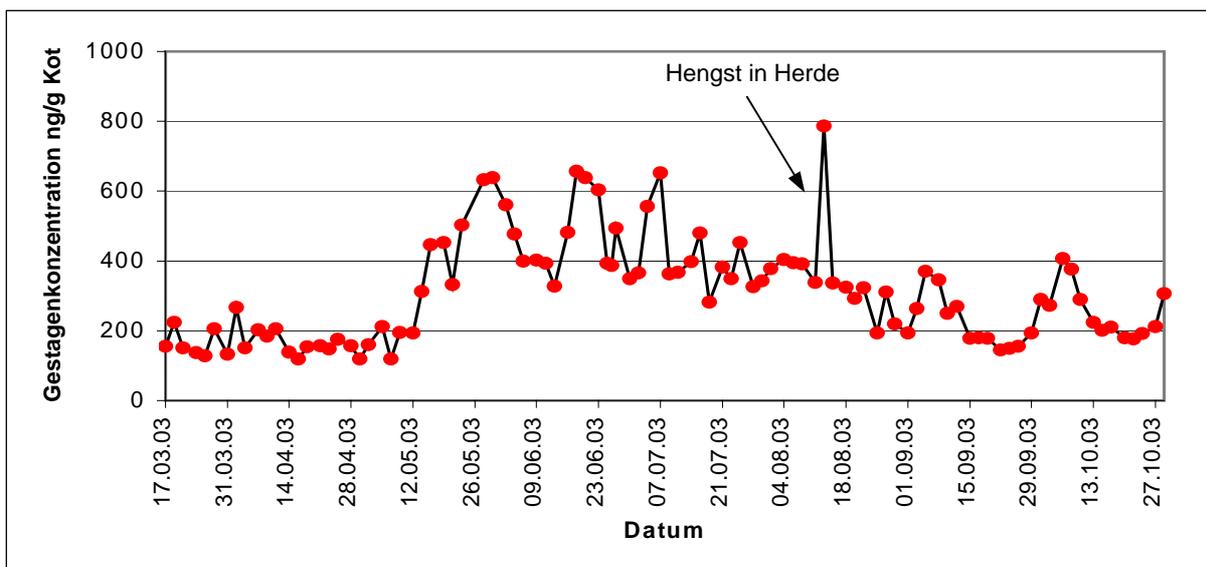


Abbildung 20: Verlauf der Gestagenkonzentration im Kot der Grévyzebrastute „Luanda“ zwischen März und Oktober 2003

5 DISKUSSION

Beim Einsatz der Gestagenanalyse im Kot von Gazellen und Zebras für reproduktionsphysiologische Studien müssen zur Interpretation der erhaltenen Daten einige grundlegende präanalytische Faktoren berücksichtigt werden, die unabhängig vom Reproduktionsstatus das Analyseergebnis beeinflussen. Diese betreffen zum einen die Fütterung der Tiere, den Feuchtigkeitsgehalt der Kotprobe, die Probengewinnung und –lagerung sowie die Aufarbeitung der Probe und zum anderen die Qualität des eingesetzten Radioimmunoassays.

5.1 Einfluss äußerer Faktoren auf die Stabilität der Gestagene im Kot

Eine standardisierte Fütterung der in diese Studie einbezogenen Tiere ist aus tiergärtnerischen Gründen in den verschiedenen zoologischen Gärten und Tierparks nicht möglich gewesen. In früheren Untersuchungen konnte jedoch bereits gezeigt werden, dass eine unterschiedliche Futterzusammensetzung und –menge weder den Trockenmassegehalt noch den Gestagengehalt im Kot verschiedener Tierarten beeinflusst (KLINGLER 1991, WASSER et al. 1993, 1994, GARNIER et al. 1998, RABIEE et al. 2001). Einen kritischen Punkt bezüglich der Gestagenkonzentration im Kot stellt der Feuchtigkeitsgehalt der einzelnen Kotproben dar (GLATZEL 1999). Aufgrund der unterschiedlichen Löslichkeitseigenschaften der Metaboliten ist die Kenntnis des Feuchtigkeitsgehaltes des Kotes zum Vergleich zwischen den einzelnen Proben ausgesprochen wichtig. Bisher liegen zum Einfluss des Wasser- bzw. vice versa des Trockenmassegehaltes der Kotproben auf die Steroidhormonkonzentration unterschiedliche Ergebnisse vor. BAMBERG et al. (1991) stellten fest, dass die Konzentration der Steroidhormone im Kot aufgrund des unterschiedlichen Wassergehaltes stark variierte. Teilweise wurde bei einigen Tierarten eine Lyophilisierung der Kotproben durchgeführt, um Veränderungen in der Steroidhormonkonzentration durch den variablen Wassergehalt der Proben auszuschließen (WASSER et al. 1988, 1996, BROWN et al. 1995). ZIEGLER et al. (1996) fanden dagegen heraus, dass ein Flüssigkeitsentzug aus dem Kot keine Veränderungen im Steroidhormonprofil bewirkte. Eine Untersuchung des Trockenmassegehaltes bei Giraffen, Spitzmaulnashörnern, Schneegämsen und Damagazellen ergab, dass innerhalb einer Tierart nur geringe Schwankungen in der Trockenmasse des Kotes existieren, während zwischen den Tierarten starke Unterschiede im Wassergehalt der Kotproben bestehen (NEUMANN et al. 2002, NEUMANN 2003). Daher ist eine Trocknung der Kotproben bei Vergleichen innerhalb einer Spezies nicht notwendig und wurde in den eigenen Untersuchungen nicht angewandt. Aufgrund langjähriger Erfahrungen mit Steroidhormonanalysen im Kot kamen auch SCHWARZENBERGER et al. (1996a) zu dem Ergebnis, dass eine Trocknung des Kotes trotz der unterschiedlichen Ernährung einzelner Tierarten nicht zwingend durchgeführt werden muss. Dennoch sollten einzelne Kotproben, die z. B. durch Diarrhoe oder extreme Austrocknung einen deutlich veränderten Wasser- bzw. Trockenmassegehalt aufweisen, nicht in die Untersuchungen einbezogen werden. Solche Proben wurden aus der vorliegenden Arbeit ebenfalls ausgeschlossen.

Für Gestagenanalysen ist es notwendig, den Zeitraum zwischen Kotabsatz, Sammeln sowie Einfrieren der Kotproben so kurz wie möglich zu halten, was allerdings unter Feldbedingungen schwierig ist, da der genaue Zeitpunkt des Kotabsatzes nicht immer bekannt ist. Da Steroidhormonkonzentrationen im Kot jedoch durch eine unterschiedlich lange Lagerung bei verschiedenen Umgebungstemperaturen beeinflusst werden könnten, sollten die Kotproben daher in einem standardisierten Versuchsablauf möglichst frisch und nicht verunreinigt zur gleichen Tageszeit gesammelt werden. Zu Veränderungen der Steroidhormonkonzentrationen im Kot kann es schon innerhalb von Stunden nach dem Kotabsatz kommen, falls die Proben nicht sofort entsprechend behandelt werden. So stellten HOLTZ (1992), SCHLENKER et al. (1998) sowie GLATZEL (1999) nach einer längeren Lagerung bei Temperaturen zwischen 20-40 °C einen Anstieg der Östrogenkonzentration im Kot von Ziegen und Rindern fest. Im Gegensatz dazu bewirkte eine z. T. mehrwöchige Lagerung der Kotproben von Kühen bei Temperaturen zwischen 20-37 °C bzw. tropischer Umgebungstemperatur meist eine Abnahme der Konzentration von Progesteron-Äquivalenten. Lediglich für die ersten 4 Tage ergaben sich vergleichbare Werte. Ein Transport in diesem Zeitraum könnte also auch ohne Kühlung toleriert werden (GLATZEL 1999). Nach Untersuchungen von LIMPACH (1985), BAMBERG et al. (1986) und CHOI (1987) hatte eine Lagerung der Kotproben von Haussäugetieren bei Raumtemperatur sogar in einem Zeitraum von bis zu 8 Tagen keine Veränderungen in den Steroidkonzentrationen zur Folge. Untersuchungen zur Stabilität der Hormone im Kot von Zoo- und Wildtieren aus den letzten Jahren zeigten eine Erhöhung von Progesteronmetaboliten nach einer 24- bzw. 48-stündigen Lagerung bei Raumtemperatur bis zum Einfrieren (NEUMANN et al. 2002, NEUMANN 2003). Aufgrund der unterschiedlichen Angaben zum Temperatureinfluss war es für die eigenen Untersuchungen daher angebracht, die Kotproben schnellstmöglich einzufrieren.

Veränderungen der Hormonkonzentration im Kot nach längerer Lagerung bei Umgebungstemperatur können durch die im Kot enthaltenen anaeroben Bakterien bedingt sein. Mikrobiell-enzymatische Prozesse führen zu einem Anstieg der Konzentrationen von Steroidhormonmetaboliten im Kot, die wiederum mit dem eingesetzten Antikörper des RIA kreuzreagieren könnten. Für die Aktivierung mikrobiell-enzymatischer Prozesse im Kot spricht auch die Tatsache, dass Rinderkot nach einer Lagerung bei 5 °C und 30 °C unterschiedliche pH-Werte aufwies. Nach einer 8-tägigen Lagerung von Schafkot bei Raumtemperatur ergab sich mittels HPLC-Analyse ein verändertes Elutionsmuster – mit neuen und vermehrt polaren Metaboliten – im Vergleich zu den sofort eingefrorenen Proben (HOLTZ 1992, BOKKENHEUSER 1993, SCHLENKER et al. 1998, 1999, MÖSTL et al. 1999, KHAN et al. 2002). Falls eine standardisierte Probensammlung nicht möglich ist, empfiehlt FRANK (1997), die Lagerung bei Raumtemperatur zu verlängern, um die bakteriell bedingten Einflüsse auf die Progesteronkonzentrationen im Kot zu verringern. Auch HOLTZ (1992) schlug vor, die Proben einige Zeit nicht eingefroren zu lagern oder sie ansteigenden Temperaturen auszusetzen, um standardisierte Ergebnisse zu erhalten. Jedoch kann eine längere Lagerung der Kotproben bei Raumtemperatur im weiteren Verlauf zu einer Abnahme

der Hormonkonzentration führen wie nach Ablauf einer dreimonatigen Aufbewahrung der Kotproben von Kühen bei 20-23° nachzuweisen war (SCHLENKER et al. 1998).

Weitaus geeigneter erschien es daher, im Rahmen der eigenen Untersuchungen die Kotproben im gefrorenen Zustand bis zur Bestimmung der Hormonkonzentrationen zu lagern. Bei Pferden, Rindern und Schweinen wurde bereits festgestellt, dass eine Lagerung der Proben bei Temperaturen von bis zu $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ über einen Zeitraum von 1 bis 8 Tagen keine signifikanten Änderungen der Östrogenkonzentration im Kot bewirkte (LIMPACH 1985, BAMBERG et al. 1986, CHOI 1987). SCHLENKER et al. (1998) und MASUNDA et al. (1999) gehen bei ihren Hormonanalysen im Kot ebenfalls davon aus, dass sich die Progesteronkonzentration im Kot bei Temperaturen um $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ nicht signifikant ändert. Beim Vergleich unterschiedlicher Lagerungsbedingungen für Kotproben von Pavianen, die zur Bestimmung von Steroidhormonen vorgesehen waren, wurde eine optimale Lagerungstemperatur von $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ ermittelt (LYNCH et al. 2003). Bei Spitzmaulnashörnern und den auch in dieser Arbeit untersuchten Damagazellen zeigten sich keine signifikanten Veränderungen der Progesteronmetaboliten im Kot nach einer bis zu dreimonatigen Lagerung bei $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$. Aufgrund dieser Analysen wurde in den eigenen Untersuchungen ebenfalls eine Lagerung bei $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ bevorzugt. Bei Giraffen ergab sich nur in den Kotproben mit hoher Ausgangskonzentration eine Abnahme der Progesteronkonzentrationen (NEUMANN et al. 2002, NEUMANN 2003). Bereits MASUNDA et al. (1999) fanden heraus, dass bei einer Lagerung in tropischer Umgebungstemperatur die Kotproben von Nkone-Kühen mit hoher Ausgangskonzentration stärker abnehmen als Proben niedriger Ausgangskonzentration. Trotz dieser Abnahme waren während der Lutealphase weiterhin deutlich höhere Hormonkonzentrationen im Kot nachweisbar als während der Follikelphase. In den meisten Studien zum Verlauf der Steroidhormonkonzentration im Kot ist es nicht notwendig, Absolutwerte zu bestimmen. Verlaufprofile zur Gestagenausscheidung sind meist aussagekräftig genug, um auch Proben, die zu verschiedenen Zeitpunkten nach dem Kotabsatz eingefroren worden waren, miteinander vergleichen zu können. Dennoch sollte man den Einfluss der Lagerungstemperatur und -zeit bei der Beurteilung der Daten berücksichtigen und eine Unterbrechung der Kühlkette möglichst vermeiden, obwohl das Auftauen einiger Kotproben von Okapis keine Beeinflussung des Gestagengehaltes zur Folge hatte (SCHWARZENBERGER et al. 1999). Häufiges Auftauen der Kotproben führte jedoch unabhängig von der Tierart zum Absinken der Konzentration an Progesteronmetaboliten. Die im Kot enthaltenen Bakterien werden eventuell durch das Auftauen zerstört und dadurch möglicherweise Enzyme freigesetzt, die den Abbau des Progesterons bewirken können (NEUMANN et al. 2002, NEUMANN 2003).

5.2 Qualitätskriterien der radioimmunologischen Analyse der Gestagenmetaboliten im Kot

Im Rahmen dieser Arbeit wurden verschiedene Qualitätskriterien wie Spezifität, Reproduzierbarkeit, Richtigkeit und Empfindlichkeit des Testsystems geprüft.

Die Spezifität der Methode wird im Radioimmunoassay durch die Bindungseigenschaften des verwendeten Antikörpers beeinflusst. Um die Ergebnisse der eigenen Studie mit anderen Daten vergleichen zu können, müssen die Kreuzreaktionen des Antikörpers bekannt sein. Bereits von GOTTSCHALK (1999) und im Rahmen dieser Arbeit wurden die Kreuzreaktionen des eingesetzten Antikörpers mit verschiedenen Progesteronmetaboliten, Östrogenen sowie Cortisol untersucht. Für die meisten überprüften Metaboliten ergaben sich nur geringe Kreuzreaktionen, daher ist der verwendete Antikörper als relativ spezifisch einzuschätzen. Lediglich für 5α -Pregnan-3,20-dion wurde eine Kreuzreaktion von 9,2 % ermittelt, somit ist bei einem vermehrten Vorkommen dieses Metaboliten ein Einfluss auf die im Kot nachgewiesene Gestagenkonzentration zu beachten. Für die Anwendung spezifischer Antikörper zur Bestimmung der Gestagenkonzentration im Kot ist es daher interessant, die bei der jeweiligen Tierart im Kot vorkommenden Hauptmetaboliten zu kennen. Nicht metabolisiertes Progesteron wird meist nur in geringen Mengen im Kot nachgewiesen, da dieses vor der Ausscheidung bakteriellen Abbau- und Umbauprozessen unterliegt. Inzwischen ist der Trend rückläufig, spezifische Antikörper zur Bestimmung von Gestagenmetaboliten im Kot zu verwenden. Weitaus günstiger ist es, gruppenspezifische Antikörper einzusetzen, um eine Analyse der Hauptmetaboliten im Kot zu vermeiden und eine speziesübergreifende Anwendung des Assays zu ermöglichen. Gruppenspezifische Antikörper reagieren nicht mit einzelnen Progesteronmetaboliten, sondern sind gegen komplette Metabolitengruppen gerichtet. Auf diese Weise werden deutlichere Unterschiede in der Gestagenexkretion während der verschiedenen Reproduktionsstadien erfasst. Außerdem sind bisher nur bei einigen Tierarten die Hauptmetaboliten bestimmt worden (TAYLOR 1971, TRÄGER 1977, SAFAR-HERMANN et al. 1987, BAMBERG u. MÖSTL 1988, BAMBERG et al. 1991, BOKKENHEUSER 1993, SCHWARZENBERGER et al. 1996 a,b,c, 1997). PICKARD et al. (1998 a) identifizierten das 20α -Dihydroprogesteron als einen Metaboliten im Kot von Mhorrhgazellen. Der Kot von Säbelantilopen enthält vermutlich 5α - bzw. 5β -reduziertes Pregnan und einen geringen Teil nicht metabolisiertes Progesteron (MORROW u. MONFORT 1998). Bei Rappenantilopen sind im Kot vier nicht näher charakterisierte Metaboliten und ebenfalls nur geringe Mengen Progesteron nachgewiesen worden (THOMPSON et al. 1998). Im Kot von Bergzebras wurden 5β -Pregnan-diole als Hauptmetaboliten festgestellt (SCHWARZENBERGER 1989). 5α -Pregnane mit einer 20β -Hydroxygruppe wurden vorwiegend im Kot von Pferden und Ponys gefunden (SCHWARZENBERGER et al. 1991, 1992, PALME et al. 1997). Als Hauptmetaboliten im Kot der Przewalskipferde konnten 20α -Dihydroprogesteron und 5α -Pregnan- 20α -ol-3-on differenziert werden (SCHEIBE et al. 1999). Bisher liegen keine Informationen über die Hauptmetaboliten des Progesterons im Kot von Dama- und Mhorrhgazellen sowie Grévyzebras vor. Bei den genannten Tierarten werden, wie aus den eigenen Untersuchungen abgeleitet werden kann, sowohl im Zyklus als auch während der Gravidität dennoch genügend freies Progesteron und kreuzreagierende Metaboliten gebildet, um zwischen trächtigen und nicht trächtigen Tieren differenzieren zu können. Ebenso war eine Unterscheidung zwischen Follikel- und Lutealphase möglich. Das Ziel dieser Untersuchungen war es nicht,

Absolutwerte zu bestimmen. Vielmehr sollten zeitliche Verläufe der Gestagenkonzentrationen im Kot ermittelt werden und somit konnte auf eine spezifizierte Analyse der Hauptmetaboliten verzichtet werden.

Zur Überprüfung der Reproduzierbarkeit des Assays wurden Kotproben mit niedrigen, mittleren und hohen fäkalen Gestagenkonzentrationen eingesetzt, um die Intra- und Interassay-Variationskoeffizienten zu bestimmen. Da diese Parameter für die drei untersuchten Gestagenkonzentrationen zwar variieren, sich aber in einer ähnlichen Größenordnung befinden (Intraassay-Variationskoeffizient zwischen 7,5-12,7 % und Interassay-Variationskoeffizient zwischen 4,5-10,6 %, s. Tabelle 4, S. 54), können die verschiedenen Messreihen sehr gut miteinander verglichen werden. Bei Schwankungen der Gestagenkonzentrationen im Kot sind für die Interpretation der Werte die jeweiligen Variationskoeffizienten zu berücksichtigen.

Das in jedem Versuchsansatz mitgeführte Kontrollserum ergab einen Mittelwert (47,5 nmol/l), der innerhalb der von der Firma für dieses Kontrollserum angegebenen Variationsbreite von 43,7 bis 67,0 nmol/l lag. Daraus kann die Richtigkeit der Ergebnisse abgeleitet werden.

Die untere Nachweisgrenze wurde als Maßstab für die Empfindlichkeit des Testsystems herangezogen. Sie stellt die Hormonkonzentration dar, die sich gerade noch signifikant vom Nullstandard unterscheidet. In dieser Studie beträgt die untere Nachweisgrenze 5,0 pg, welche einer Konzentration der Gestagenmetaboliten von 2,2 ng/g Kot entspricht und somit in einem für Radioimmunoassays üblichen Bereich liegt (s. a. HOFFMANN 1977, CHOI 1987, MORROW u. MONFORT 1998, MORROW et al. 1999, 2000, NEUMANN 2003). Da die Gestagenkonzentration im Kot sowohl bei nicht trächtigen als auch bei trächtigen Tieren meist mindestens 25-fach höher lag als die Nachweisgrenze, war die Analyse der Gestagenmetaboliten im Kot bei Gazellen und Zebras durch den angewandten RIA sehr gut möglich.

5.3 Fortpflanzungskontrolle bei Dama- und Mhorrgazellen

Ein wichtiger Grund für die im Rahmen dieser Arbeit durchgeführten Untersuchungen war die trotz regelmäßiger Brunst und Paarungen bei den Damagazellen seit Ende 1999 ausbleibende Nachzucht. Die Bestimmung der Gestagenmetaboliten im Kot mittels RIA erwies sich als geeignete nicht invasive und stressfreie Methode zur Erfassung des Reproduktionsstatus. Im Ergebnis der Untersuchungen wurde bei adulten, ingraviden Damagazellen ein regelmäßiger zyklischer Verlauf in der Gestagenexkretion festgestellt. Phasen niedriger und hoher Gestagenausscheidung wechselten sich in regelmäßigen Abständen ab und gingen mit entsprechendem Fortpflanzungsverhalten der Tiere einher. Die Bestimmung der Gestagenkonzentration im Kot ermöglichte folglich eine deutliche Differenzierung zwischen der Follikelphase (211 ± 20 ng/g Kot) und der mittleren

Lutealphase (551 ± 95 ng/g Kot) wie Abbildung 1 (S. 56) zeigt. Eine Steigerung der Gestagenkonzentration im Kot deutet dabei auf ein funktionierendes Corpus luteum hin, das nach einer erfolgreichen Ovulation entsteht (SCHWARZENBERGER et al. 1996c). Ähnliche Verläufe der Konzentrationen von Progesteronmetaboliten, die mit Verhaltensänderungen korrelierten, wurden bereits bei anderen Wiederkäuern gefunden (DESAULNIERS et al. 1989, SCHWARZENBERGER et al. 1990, 1996b, MASUNDA et al. 1999). Brunstsymptome zeigten die Damagazellen meist bei gerade noch erhöhter oder schon abnehmender Gestagenausscheidung. Paarungen dagegen erfolgten erst kurz vor oder bei Auftreten von Basalwerten im Kot (s. Abb. 3, S. 58). Aus den genannten Gründen spiegeln die Verläufe der Gestagenexkretion die Veränderungen in den Progesteronkonzentrationen, die mit einer Ovaritätätigkeit verbunden sind, und damit den Reproduktionszyklus der Damagazellen sehr gut wider.

Erstmals konnte anhand der Gestagenexkretion die Zykluslänge ($20,0 \pm 3,9$ Tage) für die Damagazellen näher ermittelt werden, die im übrigen gut mit den durch Brunst- und Paarungsbeobachtungen gewonnenen Daten übereinstimmte (s. Tabellen I bis V). Im Vergleich ergaben sich für Mhorrgezellen durch Bestimmung z. T. anderer Progesteronmetaboliten im Kot Zykluslängen von $19,28 \pm 0,28$ Tagen (Lutealphase von $13,67 \pm 0,66$ Tagen) bzw. $18,62 \pm 0,26$ Tagen (PICKARD et al. 1998a,b, 2001). Auch hier fanden die Paarungen der Tiere bis max. 2 Tage vor Erreichen der Basalwerte im Kot statt. Als Ursache dafür wurde eine zeitliche Verzögerung von ca. 2 Tagen bis zum Erscheinen der im Darm gebildeten Produkte des Progesterons im Kot angesehen (PICKARD et al. 1998b). In den eigenen Untersuchungen kann aufgrund der Verhaltensbeobachtungen und der Gestagenkonzentrationen im Kot der Damagazellen eine ähnliche Ausscheidungsverzögerung angenommen werden. Die im Rahmen dieser Arbeit an einer größeren Zykluszahl ermittelten Daten zu Zykluslänge, Follikel- und Lutealphase sind nahezu identisch mit den von PICKARD et al. (1998a,b, 2001) ermittelten Werten, obwohl diese von durchschnittlich wesentlich jüngeren Tieren stammen. Die Konzentrationen der Gestagenmetaboliten im Kot lagen im vorliegenden Material ebenfalls im Nanogrammbereich, wie bei PICKARD et al. (1998 a,b, 2001). Weil jedoch aufgrund der unterschiedlichen Antikörper meist andere Progesteronmetaboliten im Kot bestimmt wurden, können die Absolutwerte nur bedingt zum Vergleich mit den eigenen Ergebnissen herangezogen werden. Da während des Zyklus das Corpus luteum der Hauptbildungsort für Progesteron ist, reflektieren die in regelmäßigen Abständen abfallenden und ansteigenden Progesteronkonzentrationen funktionsfähige Ovarien, so dass Zyklusunregelmäßigkeiten bei den Damagazellen weitgehend ausgeschlossen werden konnten.

Bei der 1998 geborenen „Trine“ wurden im Januar 2000 erstmals Gestagenkonzentrationen im Kot nachgewiesen wie sie bei Damagazellen in der mittleren Lutealphase vorkommen. Daher ist davon auszugehen, dass „Trine“ mit ca. 19 Monaten geschlechtsreif wurde, wengleich durch die Tierpfleger keine Brunstsymptome beobachtet worden waren. Dies

entspricht den Angaben von SEIDEL (1995), wonach Damagazellen im Alter zwischen 12-24 Monaten ihre Geschlechtsreife erreichen.

Zum Vergleich mit den Werten weiblicher Damagazellen sind einige Kotproben des Damagazellenbocks „Kenny“ analysiert worden, da die Gestagenkonzentrationen im Kot männlicher Tiere bei Analysen bisher keine Berücksichtigung gefunden haben. Die Gestagenkonzentrationen im Kot lagen bei „Kenny“ (137 ± 14 ng/g Kot) durchschnittlich niedriger als die mittlere Gestagenkonzentration der weiblichen Damagazellen während der Follikelphase (211 ± 20 ng/g Kot) und waren eher mit den Werten der präpubertären Damagazelle „Trine“ aus dem Jahr 2000 vergleichbar (s. Abb. 2, S. 57 und Tabelle V).

Aus den über mehrere Jahre vorliegenden eigenen Daten (1999-2002) geht hervor, dass bei den weiblichen Damagazellen im Zoologischen Garten Leipzig keine Saisonalität in der Fortpflanzung bestand. Die Damagazellen wiesen in der Gestagenexkretion ganzjährig zyklische Veränderungen auf, was wiederum die auf Verhaltensbeobachtungen beruhenden Angaben von NÖTZOLD (1997) bestätigt (s. Tabelle I bis V). Interessant ist auch, dass bei ausgewilderten Mhorr gazellen im Senegal eine Saisonalität zu bestehen scheint (CANO et al. 1993), während sie in menschlicher Obhut allerdings ganzjährig fortpflanzungsfähig sind (CASINELLO et al. 1998, PICKARD et al. 2003). Im Rahmen der eigenen Arbeit wurden Kotproben von Mhorr gazellen in einem zu kleinen Zeitintervall gesammelt, um die Zykluslänge bei dieser Tierart zu bestimmen und diese Aussagen zu überprüfen.

Die jahreszeitliche Verteilung der Geburten bei den Damagazellen des Zoologischen Gartens Leipzig ließ keine saisonale Häufung erkennen (s. Abb. 4, S. 58). Obwohl durch gezieltes Zulassen des Bockes erreicht werden sollte, dass die Geburten möglichst im Frühjahr stattfinden, kamen sie durchaus auch in anderen Jahreszeiten vor. Im Zoo Osnabrück dagegen wurde bei Damagazellen die Mehrzahl der Jungtiere in den Monaten September bis Februar geboren (DRÜWA 1985).

Während der Dauer der eigenen Untersuchungen fand bei den Damagazellen nur eine einzige Geburt statt. Die jüngste Damagazelle der Herde („Trine“) gebar im Alter von 39 Monaten ein weibliches Jungtier. Nachdem sie mit ca. 19 Monaten geschlechtsreif geworden war, dauerte es noch etwas über 1 Jahr, bis sie im Alter von ca. 32 Monaten erstmals konzipierte (s. Abb. 2 und 5, S. 58 bzw. 59, sowie Tabellen V und VI). Damit lagen die Daten von „Trine“ etwa im gleichen Bereich wie die bisher für die Damagazellen im Zoo Leipzig sowie die von DRÜWA (1985) ermittelten Daten. Lediglich die Damagazelle „Mary“ brachte ihr erstes Jungtier deutlich früher (im Alter von 2,5 Jahren) zur Welt (s. Tabelle 1, S. 45). Aus der Literatur sind nur wenige Damagazellen bekannt, die schon im Alter zwischen 20 Monaten bis ca. 2 Jahren Nachwuchs brachten (DRÜWA 1985, FURLEY 1986). Die Ursache für die verschiedenen Angaben könnte z. B. darin liegen, dass die Damagazellen auf wenige Gründertiere zurückgehen und einen unterschiedlich hohen Inzuchtcoeffizienten aufweisen. Schon

ALADOS u. ESCÓS (1991) führten an, dass sich Gazellen mit einem höheren Inzucht-koeffizienten später fortpflanzen als andere. Für Mhorr gazellen fanden PICKARD et al. (2001) heraus, dass das Alter der ersten Konzeption zwischen 0,75-1,45 Jahren lag. Die fünf in die eigenen Untersuchungen einbezogenen Mhorr gazellen bekamen ihren ersten Nachwuchs im Alter von 2 bis 3 Jahren, was wiederum für eine spätere Konzeption spricht. Allerdings ist zu berücksichtigen, dass durch das tiergärtnerische Management Einfluss auf die Fortpflanzung der Tiere genommen wird, um die Aufzucht der Jungtiere in die für sie günstigere Jahreszeit fallen zu lassen.

Für „Trine“ war es möglich, die Gestagenausscheidung im Kot über die gesamte Gravidität hinweg zu ermitteln, so dass erstmals für Damagazellen die Trächtigkeitlänge (198 Tage) exakt berechnet werden konnte. Bisherige Daten basierten meist auf Beobachtungen von Paarungen, variierten aber überraschend gering zwischen 195-210 Tagen (ANTONIUS 1932, DRÜWA 1985, FURLEY 1986, SEIDEL 1995, NÖTZOLD 1997) und lagen für Mhorr gazellen bei 200 Tagen (PICKARD et al. 2003). Somit erfolgte im Rahmen der eigenen Untersuchungen eine Verifizierung der bisher bekannten Daten zur Graviditätsdauer der Damagazellen.

Während der Trächtigkeit produziert das Corpus luteum graviditatis tierartlich unterschiedlich allein oder in Kombination mit der Plazenta Progesteron. Im Rahmen der eigenen Untersuchungen stiegen die Gestagenkonzentrationen im Kot von „Trine“ ab April 2001 an (s. Abb. 5, S. 59 und Tabelle VI). Zusammen mit den letztmalig Anfang desselben Monats beobachteten Brunstsymptomen konnte davon ausgegangen werden, dass bei „Trine“ eine Gravidität bestand. Im weiteren Verlauf bis zur Geburt lagen die Gestagenkonzentrationen im Kot mit Ausnahme der 21. Woche a. p. immer deutlich höher als in der mittleren Lutealphase. Vergleichbar waren die Ergebnisse von PICKARD et al. (1998a, 2001), die im Kot von Mhorr gazellen innerhalb der ersten 65 Trächtigkeitstage bzw. ersten 10 Wochen der Gravidität signifikant höhere Konzentrationen an Progesteronmetaboliten als während der Lutealphase fanden. Da bei Moschusochsen im Vergleich zur Lutealphase in der Mitte der Trächtigkeit sowie der Spätträchtigkeit ein deutlicher Anstieg der Progesteronmetaboliten im Kot gefunden wurde, vermuteten DESAULNIERS et al. (1989), dass die Plazenta der Moschusochsen (ähnlich wie beim Schaf) die Hauptquelle für Progesteron in der Spätträchtigkeit ist. Der 2-phasige Verlauf der Gestagenexkretion (s. Abb. 5, S. 59) von „Trine“ zwischen der 28. und 16. Woche a. p. sowie ab der 15. Woche a. p. bis zur Geburt könnte ebenfalls Ausdruck eines Wechsels der Progesteronbildungsstätte vom Ovar auf die fetoplazentare Einheit sein. In den Untersuchungen an Mhorr gazellen von PICKARD et al. (1998a, 2001) erfolgte mit zunehmender Trächtigkeitdauer ein Anstieg der Progesteronmetaboliten im Kot, der ab der ca. 15. Woche a. p. ebenso zwei Phasen erkennen ließ. Der Verlauf der Gestagenausscheidung im Kot der graviden Damagazelle „Trine“ lässt jedenfalls die Annahme zu, dass die im Kot nachgewiesenen Gestagene ab Mitte der Trächtigkeit

vorwiegend fetoplazentaren Ursprungs sind. Zur Lebensdauer des Corpus luteum graviditatis kann anhand der vorliegenden Ergebnisse allerdings keine genaue Aussage getroffen werden.

Tierartlich unterschiedlich kommt es kurz vor bzw. unter der Geburt zu einer Abnahme der Progesteronkonzentration im peripheren maternalen Blutplasma. Aufgrund der zeitlich verzögerten Ausscheidung der Progesteronmetaboliten im Kot sinken die Gestagenkonzentrationen allerdings erst nach 12-24 Stunden bei Wiederkäuern und nach 24-48 Stunden bei Dickdarmverdauern (z. B. Pferden). Bei Nichtwiederkäuern korreliert die zeitlich verzögerte Ausscheidung mit der Passagezeit der Ingesta (SCHWARZENBERGER et al. 1988, 1992, 1996a). Da „Trine“ in den Tagen vor der Geburt weiterhin hohe Gestagenkonzentrationen im Kot aufwies, war es mit Hilfe der Hormonanalytik nicht möglich, eine Vorhersage des Geburtstermins zu treffen. Gleiches galt für die in diese Untersuchungen einbezogenen Mhorrhgazellen „Felicitas“ und „Maria“. Sie wiesen sogar am 1. Tag p. p. noch hohe Gestagenkonzentrationen im Kot auf und erst ab dem 3. Tag p. p. wurden deutlich niedrigere erreicht (s. Abb. 6, S. 60). Die Abnahme der Gestagenexkretion von „Trine“ innerhalb der 1. Woche p. p. unter Werte der mittleren Lutealphase spricht ebenfalls dafür, dass die Gestagene hauptsächlich aus der Plazenta stammten. Für Mhorrhgazellen wurden post partum bereits ähnliche Verläufe in den Progesteronmetaboliten im Kot festgestellt (PICKARD et al. 1998 a,b, 2001). Dagegen zeigten Säbelantilopen eine Abnahme der Progesteronmetaboliten im Kot am Tag vor der Geburt sowie am Tag der Geburt selbst (MORROW et al. 2000). Ein Vergleich der einzelnen Tage a. p. und p. p. konnte bei „Trine“ nicht durchgeführt werden, da nach dem Transport der Herde nach Hodenhagen (ca. 3 Wochen vor der Geburt) nicht mehr täglich Kotproben gesammelt werden konnten. Im Allgemeinen gilt für Gazellen, dass sie einen ersten postpartalen Östrus meist 1,5 bis 3 Monate nach der Geburt zeigen (DITTRICH 1968). Innerhalb der ersten 10 Wochen p. p. schien sich „Trine“ in einer Phase des Laktationsanöstrus und/ oder der Anovulation zu befinden. Paarungen sind in dieser Zeit nicht bemerkt worden. Im Kot der laktierenden Mhorrhgazellen „Felicitas“, „Franziska“ und „Maria“ wurden bis zum 63. Tag p. p. genauso wenig signifikante Erhöhungen der Gestagenkonzentrationen im Kot nachgewiesen, somit war ein 1. Östrus bei diesen Tieren nicht zu erkennen und bestätigt nicht die – für die Mhorrhgazellen – vorliegenden Daten von PICKARD et al. (1998b, 2001). Anscheinend bestehen individuelle Unterschiede im Vorkommen postpartaler Östren, wie auch aus den Daten des Zoologischen Garten Leipzig hervorging. Dort gebaren zwei Damagazellen je zwei Jungtiere mit einem Abstand von 7 Monaten im Frühjahr und Herbst 1983 und hatten daher kurz nach der 1. Geburt einen fertilen Östrus. Bei günstigen Haltungs- und Fütterungsbedingungen sind demzufolge zwei Graviditäten in einem Jahr möglich. Auch das Überleben und die Aufzucht des Jungtieres hat einen Einfluss auf den postpartalen Anöstrus bei Mhorrhgazellen. Bei Verlust des Jungtieres im 1. Lebensmonat dauerte es überraschend nur durchschnittlich $38,31 \pm 10,24$ Tage bis zur nächsten Konzeption. Ein Tod des Jungtieres nach dem 1. Lebensmonat verlängerte jedoch das Intervall bis zur Konzeption auf $75,72 \pm 15,83$ Tage (PICKARD et al. 2001).

Zyklusstörungen bei Dama- und Mhorrhgazellen sind bisher in der Literatur nicht beschrieben worden. Die ausbleibende Nachzucht bei den Damagazellen im Zoologischen Garten Leipzig deutete zunächst auf Störungen der Ovarfunktion hin. Im Verlauf der eigenen Untersuchungen zeigten allerdings die meisten der bereits relativ alten Damagazellen überraschenderweise regelmäßig Brunstsymptome und entsprechende zyklische Verläufe in der Gestagenausscheidung. Trotzdem gab es einige Tiere, bei denen zeitweilig keine zyklischen Hormonveränderungen zu erkennen waren. Häufig wurden solche Phasen bei „Bessy“ deutlich. Sie zeigte in verschiedenen Zeiträumen bis zu zweimonatige Phasen, in denen sie stark erhöhte Gestagenkonzentrationen im Kot aufwies (s. Abb. 8, S. 62). Nach Abnahme der Konzentrationen fand teilweise ein „normaler“ Zyklus statt. Eine Gravidität bestand wahrscheinlich nicht, da einerseits keine Deckdaten aus den in Frage kommenden Zeiträumen bekannt sind und andererseits die Gestagenkonzentration im Kot ohne Hinweis auf ein Abortgeschehen wieder abnahm. Völlig ausgeschlossen werden konnte ein embryonaler Fruchttod bzw. Abort dennoch nicht, da Abortmaterial auch z. B. durch Füchse, Marder etc. hätte entfernt worden sein können.

Als Ursache für Phasen erhöhter Gestagenkonzentration im Kot wurde ein – durch eine insuffiziente Luteolyse bedingtes – persistierendes Corpus luteum angesehen. Auf eine Applikation eines Prostaglandin-Analogons kurz vor ihrem Tod reagierte „Bessy“ innerhalb von 3 Tagen mit einer Abnahme der Gestagenausscheidung. Bereits im Jahr 2000 war sie mit dem gleichen Medikament behandelt worden, nachdem längere Zeit erhöhte Gestagenwerte im Kot nachgewiesen worden waren (s. Abb. 7, S. 61). Auch in diesem Fall zeigte sich am 3. Tag nach der Injektion eine Abnahme der Gestagenkonzentration im Kot. Trotz der medikamentösen Behandlung konnte bei „Bessy“ jedoch kein regelmäßiger Zyklus ausgelöst werden. In vergleichbaren Studien reagierten sowohl Säbel- als auch Rappenantilopen auf $\text{PGF}_{2\alpha}$ -Applikation innerhalb von 48 Stunden mit einer Verringerung der Progesteronmetaboliten im Kot (MORROW u. MONFORT 1998, THOMPSON u. MONFORT 1999). Zum Zeitpunkt ihres Todes befand sich „Bessy“ in der Follikelphase, wie anhand der Gestagenkonzentrationen im Kot zu erkennen war. Die Befunde an den Ovarien (mehrere Follikel in unterschiedlichen Entwicklungsstadien und ein Corpus luteum) bei der Sektion des Tieres unterstützen diese Feststellung (s. Abb. 9, S. 63). Die Ödematisierung des Uterus sprach für eine Östrogenisierung. Das Endometrium zeigte keine Hinweise auf Veränderungen, die für eine endokrine Insuffizienz sprachen. Die Morphologie des Genitaltrakts ließ folglich keine Aussage über klinisch zu vermutende insuffiziente neuroendokrine Regulationsmechanismen des Tieres zu.

Insgesamt kann man für die Damagazellen „Bessy“, „Janet“, „Mary“ und „Nadja“ ableiten, dass sie sich wahrscheinlich aufgrund des hohen Alters (zu Beginn der Studie 9-10 Jahre alt) am Ende ihrer Reproduktionsfähigkeit befanden. Obwohl sie überwiegend regelmäßige Zyklen aufwiesen, waren sie vermutlich nicht mehr in der Lage, trotz erfolgter Paarungen zu konzipieren.

Nach dem Transport der Damagazellenherde in den Safaripark Hodenhagen zeigten einige Tiere Zyklusunregelmäßigkeiten (s. Abb. 10, S. 63 und Tabelle XIII). Diese Störungen im Hormonhaushalt äußerten sich in verlängerten Zyklen und Phasen sehr stark variierender Gestagenausscheidung. Als eine mögliche Ursache ist evtl. transportbedingter Stress der Damagazellen anzusehen. Nachdem die Tiere zunächst eine Eingewöhnungsphase im neuen Stall hatten, während der es u. a. zur Geburt des weiblichen Jungtieres kam, schloss sich daran eine Phase an, in der die Tiere im Freigehege mit anderen Tierarten vergesellschaftet wurden. In dieser Zeit waren sie erneut durch Rangordnungskämpfe erhöhtem Stress ausgesetzt, der sich deutlich in stark schwankenden Gestagenkonzentrationen im Kot widerspiegelte. Nach ca. 2-3 Monaten stellte sich bei den meisten Damagazellen wieder ein regelmäßiger Zyklus ein (s. Tabelle IV).

Endokrin bedingte Fortpflanzungsstörungen können sich außerdem in Azyklie oder Anöstrie äußern. Bei Vorliegen einer Azyklie fehlt jegliche Ovaraktivität und die Progesteronkonzentrationen im Blutplasma sind konstant niedrig. Während die Tiere bei Anöstrie keine Brunstsymptome zeigen, d. h. eine sogenannte „stille Brunst“ ablaufen kann, erfolgt dennoch eine ovarielle Hormonproduktion. Die Analyse der Gestagene im Kot von zwei Mhorrgezellen („Dajumi“ und „Franca“) ergab jeweils eine Phase, in der nur eine geringe Hormonausscheidung nachweisbar war (s. Abb. 11, S. 64). Regelmäßige Zyklen, wie sie von PICKARD et al. (1998b, 2001) für Mhorrgezellen beschrieben wurden, ließen sich nicht nachweisen. Die durchschnittlichen Gestagenkonzentrationen im Kot von „Dajumi“ und „Franca“ lagen etwa in der gleichen Höhe wie die der laktierenden „Franziska“. Während sich bei „Franziska“ die niedrigen Hormonkonzentrationen mit dem Vorliegen eines Laktationsanöstrus erklären lassen, spricht die Gestagenexkretion bei „Dajumi“ und „Franca“ für Störungen im Reproduktionszyklus. Zu berücksichtigen ist jedoch, dass Mhorrgezellen eventuell andere Metaboliten im Kot ausscheiden könnten, die nicht durch den verwendeten Antikörper erfasst werden. Die konstant niedrigen Gestagenkonzentrationen im Kot deuteten bei beiden Mhorrgezellen daraufhin, dass kein funktionsfähiger Gelbkörper am Ovar existierte. Eine Ultraschalluntersuchung hätte weiteren Aufschluß darüber geben können. Bei „Franca“ könnte aufgrund ihres fortgeschrittenen Alters vermutlich eine reduzierte Ovaraktivität bestanden haben. Eine bei „Dajumi“ vermutete Gravidität konnte anhand der konstant niedrigen Gestagenkonzentrationen im Kot ausgeschlossen werden. Da sie 1997 eine Totgeburt hatte und bis zu ihrem Tod keine Nachzucht mehr brachte, kann unter Berücksichtigung der Gestagenexkretion davon ausgegangen werden, dass bei „Dajumi“ wahrscheinlich schon über längere Zeit eine Azyklie mit fehlender Ovaritätigkeit bestanden hatte.

5.4 Fortpflanzungskontrolle bei Grévyzebras

Im Rahmen der eigenen Untersuchungen konnte – genau wie für die Damagazellen – bei Grévyzebras ein regelmäßiger zyklischer Verlauf der Gestagenausscheidung festgestellt werden. In regelmäßigen Abständen wurden hohe und niedrige Gestagenkonzentrationen im Kot nachgewiesen, die sich in entsprechendem Reproduktionsverhalten der Tiere widerspiegelten. Rossesymptome und Paarungen traten meist in längeren Phasen niedriger Gestagenexkretion auf. Eine Anwendung zur Diagnose der Rosse bei Grévyzebrastuten war aufgrund der zeitlich verzögerten Gestagenausscheidung im Kot (ca. 24-48 Stunden) nur bedingt möglich (SCHWARZENBERGER 1989). Zusammenhänge zwischen dem Verhalten der Tiere und den Gestagenkonzentrationen im Kot stellten bereits SCHEIBE et al. (1999) und ASA et al. (2001) bei Przewalskipferden bzw. bei Grévyzebras fest. Bei den Grévyzebras korrelierten ebenso Fortpflanzungsverhalten und Östrogenkonzentration im Kot (ASA et al. 2001). Daher wäre bei Equiden auch eine Kombination von Progesteron- mit Östrogenanalysen im Kot möglich.

Anhand der Gestagenausscheidung ist bei Grévyzebras eine Unterscheidung zwischen Follikelphase (209 ± 16 ng/g Kot) und Lutealphase (452 ± 86 ng/g Kot) gut möglich (s. Abb. 12, S. 65). Die im Rahmen dieser Arbeit für Grévyzebras ermittelte Zykluslänge von $25,6 \pm 4$ Tagen bestätigte die durch Verhaltensbeobachtungen bestimmten Zykluslängen von $26,8 \pm 0,28$ Tagen (GINSBERG 1989) und 28-35 Tagen (ASA et al. 2001). Die Zykluslänge der Grévyzebras ist somit deutlich länger als die bei Pferden. Während Pferde einen Zyklus von 21-22 Tagen mit einer Follikelphase von 5-7 Tagen und einer Lutealphase von 12-16 Tagen besitzen (GINTHER et al. 1972, SHARP u. BLACK 1973, GINTHER 1974, BADER 1995), scheinen Grévyzebras mit $12,3 \pm 4,3$ Tagen eine längere Follikelphase zu haben. Die durchschnittliche Länge der Lutealphase betrug $13,3 \pm 4,5$ Tage und war daher ähnlich der der Pferde. Aber nicht alle Zebraarten besitzen einen längeren Zyklus als Pferde, das Grant-Zebra hat z. B. mit 17-24 Tagen eine vergleichbare Zykluslänge (WACKERNAGEL 1965). Im Gegensatz dazu haben Esel mit durchschnittlich $25,9 \pm 2,7$ Tagen (HENRY et al. 1987) eine den Grévyzebras gleichende Zykluslänge, denen sie auch entwicklungsgeschichtlich nahe stehen.

Während des Zyklus lagen die Konzentrationen der Gestagene im Kot im Nanogramm-bereich. Ein Vergleich der eigenen für die Grévyzebras ermittelten Werte mit den Daten von ASA et al. (2001) war aufgrund ähnlicher Kreuzreaktivitäten des Antikörpers möglich; so lagen die Gestagenkonzentrationen mit 50-1600 ng/g Kot tendentiell in ähnlichen Bereichen. SCHEIBE et al. (1999) untersuchten bei Przewalskipferden Progestagene im Kot und stellten mit < 400 ng/g Kot in der Follikelphase und > 1000 ng/g Kot in der Lutealphase ebenfalls ähnliche Konzentrationen fest, wobei aber Unterschiede hinsichtlich der verwendeten Antikörper und der eingesetzten Bestimmungsmethode zu berücksichtigen sind.

Die Angaben zur Geschlechtsreife weiblicher Grévyzebras variierten bisher zwischen 36 und 48 Monaten (KING 1965). Die früheste Konzeption einer Grévyzebrastute, die zu einem lebensfähigen Fohlen führte, fand im Alter von 2 Jahren und 2 Monaten statt. Bei der gleichen Stute wurden alle vorherigen Graviditäten durch Aborte bereits in den ersten Monaten unterbrochen (ASA et al. 2001). Beide in die eigene Studie einbezogenen Jungstuten („Kathrin“ und „Nelly“) zeigten im Alter von ca. 9-21 Monaten weder einen vollständigen Zyklus noch Brunstsymptome, eine Trächtigkeit wurde ebenso wenig nachgewiesen. Die Konzentrationen der Gestagene im Kot beider Jungstuten lagen etwa in Höhe der durchschnittlichen Gestagenkonzentration während der Follikelphase geschlechtsreifer Stuten (209 ± 16 ng/g Kot). Das Eintreten der Geschlechtsreife war anhand dieser Daten nicht genau zu bestimmen. Dennoch erreichten „Kathrin“ und „Nelly“ bereits im Alter von ca. 1 Jahr Gestagenkonzentrationen im Kot, die bei adulten Stuten während der Lutealphase vorkommen. Die Gestagenwerte der beiden Stuten wiesen zumindest daraufhin, dass sie ab einem Alter von ca. 1 Jahr durchaus in der Lage waren, vermehrt Gestagenmetaboliten über den Kot auszuschcheiden (s. Abb. 14, S. 68). Ein vollständiger Zyklus ließ sich anhand der Gestagenkonzentrationen im Kot noch nicht nachweisen. Es könnten jedoch nicht alle Phasen erhöhter Gestagenausscheidung erfasst worden sein. Mit einer Gestagenkonzentration von 176 ± 116 ng/g Kot („Kathrin“) und 228 ± 179 ng/g Kot („Nelly“) erreichten sie jedoch bereits durchschnittlich höhere Gestagenkonzentrationen im Kot als der Grévyzebrahengst „Nakuru“ (82 ± 29 ng/g Kot). Von SAFAR-HERMANN et al. (1987) wurden bereits bei Grévyzebrahengsten höhere Östrogenkonzentrationen im Kot nachgewiesen als bei nicht tragenden Stuten. Ab Ende 2002 zeigte „Nakuru“ deutliches Interesse an „Kathrin“ und „Nelly“, was wiederum auf den Beginn der Fortpflanzungsphase bei den Jungstuten hinwies. Eine Aufklärung darüber könnte erst durch die Untersuchung weiterer Hormone (z. B. Östrogene) im Kot erbracht werden.

Eine Saisonalität der Fortpflanzung der Grévyzebras kann ausgeschlossen werden, da die über mehrere Jahre gesammelten Daten keine Hinweise darauf geben (s. Tabellen XVII bis XXX). In den verschiedenen Jahreszeiten zeigten auch die Gestagenkonzentrationen im Kot zyklische Verläufe. Jedoch konnte durch die Trächtigkeiten bedingt nicht für jedes Zebra der komplette zyklische Verlauf innerhalb eines Jahres dargestellt werden. Die Auswertung der Geburten bei den Grévyzebras im Zoo Leipzig ergab ebenfalls kein gehäuftes Auftreten zu einer bestimmten Jahreszeit (s. Abb. 15, S. 69). Diese Daten sind allerdings durch gezielte Verpaarungen der Grévyzebras beeinflusst. Trotzdem können die Angaben von KLINGEL (1974), PENZHORN (1985) und WESTLIN-VAN AARDE et al. (1988) bestätigt werden, dass die Fortpflanzungszeit bei Zebras saisonal unabhängig ist und es daher in jedem Monat zu Paarungen kommen kann.

Neben der Ermittlung der Zykluslänge der Grévyzebras sollte vor allem die Graviditätsdauer exakt bestimmt werden. Die Aufzeichnungen aus dem Zoologischen Garten Leipzig (basierend auf Verhaltensbeobachtungen) sowie die Literaturangaben (ANTONIUS 1932,

KLINGEL 1974, CHAPEAU et al. 1993, HAGENBECK 1993, STRAUSS 1993, ASA et al. 2001) wiesen eine sehr große Variationsbreite (350-471 Tage) auf. Im Verlauf der eigenen Untersuchungen konnten bei den Grévyzebras 6 Geburten registriert werden. Anhand der Deckdaten ergaben sich für die jeweils ersten Graviditäten von „Dolly“, „Nora“ und „Peggy“ Trächtigkeitlängen, die im gleichen Bereich lagen wie die bisher im Zoologischen Garten Leipzig ermittelten Daten (s. o.). Die Auswertung der Gestagenkonzentrationen im Kot ergab für „Dolly“ eine Trächtigkeitsdauer von 403 Tagen, für „Nora“ von 420 Tagen und für „Peggy“ von 433 Tagen. Die ermittelten Trächtigkeitlängen stimmen gut mit den 406 Tagen von ANTONIUS (1932), durchschnittlich 420,6 Tagen von HAGENBECK (1993) und 391, 406 sowie 425 Tagen von ASA et al. (2001) überein, die mit Ausnahme der Daten von HAGENBECK (1993) aus Frühjahrsanpaarungen stammen. Da die durchschnittliche Graviditätslänge in dieser Studie 14 Monate betrug, konnte die Vermutung von KLINGEL (1974) widerlegt werden, dass Grévyzebras nur ca. 12 Monate trächtig sind. Grévyzebras weisen somit eine längere Graviditätsdauer auf als andere Equiden, wie z. B. Warmblutpferde (336 Tage), Grant-Zebras (371,2 Tage) und Kulane (331,08 Tage) (WACKERNAGEL 1965, KORNILJEW 1983, GRUNERT 1993, HOFFMANN 1994). Die großen Unterschiede in den auf Beobachtungen von Rosse und Paarungen beruhenden Angaben zur Graviditätsdauer der Grévyzebras lassen sich dadurch erklären, dass die Stuten trotz Konzeption nach ca. 4 Wochen wieder Rosse Symptome zeigten und z. T. sogar vom Hengst erneut gedeckt worden waren. Auch in den eigenen Untersuchungen konnte dies festgestellt werden (s. Abb. 13, S. 67), d. h. die Stuten „rossten auf das Fohlen“, wie bereits HAGENBECK (1983) beobachtete. Außerdem sind natürlich individuelle Schwankungen der Trächtigkeitlänge bei den Grévyzebras zu berücksichtigen. Die Gravidität der Stute „Peggy“ war mit 433 Tagen im Vergleich zu den beiden anderen Trächtigkeiten etwas länger. Zwei ihrer Fohlen zeigten allerdings Veränderungen, deren Ursache ungeklärt bleibt. Im Jahr 1996 hatte „Peggy“ eine Totgeburt, deren Körper mit einem grauen Belag überzogen war. Genauso hatte das Fohlen „Layla“ aus dem Jahr 2003 lehmartige Auflagerungen an beiden Flanken. Vielleicht beeinflussten diese Veränderungen indirekt auch die Trächtigkeitlänge oder sie sind Folge einer unphysiologisch langen Graviditätsdauer. Möglicherweise hat auch das Geschlecht des Fohlens einen Einfluss auf die Dauer der Trächtigkeit, denn HAGENBECK (1983) zeigte, dass bei Grévyzebras die Hengstfohlen nach durchschnittlich 417 Tagen geboren wurden, während die weiblichen Fohlen nach 424 Tagen zur Welt kamen. Bei Kulanen wurde eine um 3,1 Tage längere Trächtigkeit für Stutfohlen im Vergleich zu Hengstfohlen ermittelt (KORNILJEW 1983). Im Untersuchungszeitraum dieser Arbeit wurde jedoch nur ein Hengstfohlen von „Dolly“ im Herbst 2001 geboren, so dass kein Zusammenhang zwischen dem Geschlecht des Fohlens und der Trächtigkeitlänge hergestellt werden kann. In der Studie von KORNILJEW (1983) wurde außerdem festgestellt, dass die Trächtigkeitlänge vom Monat, in dem die Paarung stattfand, abhing. Nach Paarungen im Zeitraum Mai - Juni dauerten die Graviditäten länger und es wurden mehr weibliche Fohlen geboren. Paarungen in den Monaten Juli - August führten dagegen zu einer kürzeren Trächtigkeit und es kamen mehr Hengstfohlen zur Welt. Während der Dauer der eigenen

Untersuchungen kamen nach Paarungen zwischen Juli bis September 2000 die ersten 3 Fohlen (1,2) im September sowie November des darauffolgenden Jahres zur Welt. Die drei Stutfohlen aus den Monaten Mai bis Juni 2003 wurden nach Paarungen geboren, die zwischen März und April 2002 stattfanden. Unterschiedliche Graviditätsdauern konnten im Vergleich der beiden o. g. Gruppen nicht festgestellt werden. Des Weiteren können Einflüsse auf die individuelle Trächtigkeitlänge der Grévyzebras durch die jahreszeitlich unterschiedliche Tageslichtlänge oder die Fütterung nicht ausgeschlossen werden.

Im Rahmen dieser Studie fand die erste Geburt bei einer Grévyzebrastute im Alter von ca. 4 $\frac{1}{4}$ Jahren statt. Ausgehend von einer 14-monatigen Trächtigkeitdauer (420 Tage) konzipierte „Nora“ folglich erstmals mit ca. 37 Monaten im Herbst 2000. Da sich allerdings erst seit Juni 2000 mit „Nakuru“ wieder ein Zuchthengst im Zoologischen Garten Leipzig befand, war eine frühere Konzeption gar nicht möglich gewesen. Grévyzebrastuten, die noch jünger ihr erstes Fohlen zur Welt brachten, gab es im Zoologischen Garten Leipzig nicht. Bisher ist nur eine Grévyzebrastute beschrieben, die mit 2 Jahren und 2 Monaten noch zeitiger konzipierte und das erste Jungtier mit 3 Jahren und 4 Monaten gebar (ASA et al. 2001).

Die Bestimmung der Gestagenkonzentrationen im Kot erwies sich in dieser Studie somit als geeignet zur Feststellung der Trächtigkeiten bei 6 Grévyzebras. Zu Beginn der Graviditäten (ca. 60. Woche a. p.) lagen Schwankungen in der Gestagenexkretion vor, die auf individuelle Unterschiede in der Trächtigkeitlänge zurückzuführen waren (s. Abb. 16, S. 70). Zunächst wurden Gestagenkonzentrationen im Kot erreicht, wie sie auch in der mittleren Lutealphase der Grévyzebrastuten vorlagen (s. Abb. 17, S. 71). Es ist davon auszugehen, dass in den ersten Trächtigkeitstagen das primäre Corpus luteum die einzige Progesteronquelle war. Ein langsamer Anstieg von Gestagenen im Kot wurde auch bei Pferden in den Wochen 7 bis 16 nach der Paarung nachgewiesen. Erst ab der 11. Trächtigungswoche waren die Gestagenkonzentrationen im Kot signifikant höher als die der nicht tragenden Stuten (SCHWARZENBERGER et al. 1991). Ein signifikanter Anstieg der Gestagenkonzentrationen im Kot der Grévyzebras erfolgte zwischen der 57. bis 54. Woche und der 52. Woche a. p.. Bereits in anderen Untersuchungen sind bei Grévyzebras während der ersten 4 Trächtigungsmonate ähnliche Variabilitäten der Progesteronkonzentrationen im Kot festgestellt worden (100-4000 ng/g Kot). Dabei sanken die Konzentrationen der Progesteronmetaboliten teilweise sogar auf Basalwerte ab (ASA et al. 2001). Starke Schwankungen in der Gestagenexkretion zeigten sich bei den Grévyzebras in der 52. bis 18. Woche a. p., die wahrscheinlich in individuellen Unterschieden begründet sind. In einem ähnlichen Zeitraum (zwischen dem 44. und 180. Trächtigkeitstag) wurden bei Ponystuten sehr variable Progesteronkonzentrationen im Blutplasma festgestellt (SQUIRES et al. 1974). Bereits ASA et al. (2001) wiesen bei Grévyzebras im ersten Drittel bis zur Hälfte der Trächtigkeit erhöhte Progesteronkonzentrationen im Kot nach. Ab Mitte der Gravidität lagen die Konzentrationen jedoch niedriger (250-2500 ng/g Kot) und stiegen erst gegen Ende der Trächtigkeit wieder an

(1000-4000 ng/g Kot). Auch in den eigenen Untersuchungen stiegen die Gestagenkonzentrationen im Kot der Grévyzebras in den letzten Trächtigkeitmonaten signifikant an (s. Abb. 16, S. 70). Bei Pferden wurden ebenfalls im letzten Trächtigkeitmonat Maximalwerte (Progestagene > 10000 ng/g Kot) erreicht (SCHWARZENBERGER et al. 1991). Zu erklären ist dieser Verlauf dadurch, dass in den verschiedenen Zeiträumen der Trächtigkeit Gestagene (Progesteron und seine Metaboliten) in unterschiedlichen Konzentrationen über den Kot ausgeschieden werden. SCHWARZENBERGER (1989) vermutete aufgrund unterschiedlich hoher Gestagenkonzentrationen im Kot von Zebras und Warmblutstuten auch Unterschiede im Steroidhaushalt der beiden Spezies. Schon HOLTAN et al. (1975) und SEREN et al. (1981) fanden heraus, dass Progesteron im Blutplasma beim Pferd zu Beginn und gegen Ende der Gravidität in hohen Konzentrationen vorliegt, während 17α -Hydroxyprogesteron in den ersten Trächtigkeitmonaten und 20α -Dihydroprogesteron im letzten Trächtigkeitmonat in höheren Konzentrationen zu finden waren. Daraus kann für Grévyzebras abgeleitet werden, dass in den einzelnen Abschnitten der Trächtigkeit ebenfalls verschiedene Gestagenmetaboliten im Kot dominierten, die evtl. auch mit dem verwendeten Antikörper reagierten. Die Absolutwerte der Gestagenkonzentrationen im Kot lagen bei anderen Autoren auch im Nanogrammbereich, aufgrund der verschiedenen Untersuchungsmethoden und der Bestimmung anderer Metaboliten sind sie jedoch nur bedingt zum Vergleich geeignet. Sehr ähnliche Kreuzreaktivitäten zeigte allerdings der von ASA et al. (2001) verwendete Antikörper.

Insgesamt ähnelte der Verlauf der Gestagenkonzentrationen im Kot der trächtigen Grévyzebrastuten sehr dem Progesteronprofil im Blutplasma der Pferdestute (HOFFMANN 1993, HOFFMANN et al. 1996, ALLEN 2001). Die Stute hat bekanntlich etwa ab dem 35. Trächtigkeitstag zusätzliche Corpora lutea auxiliaria, die bis ca. zum 130. Trächtigkeitstag für die Bildung von Progesteron mitverantwortlich sind, im Anschluss daran übernimmt die Plazenta die Progesteronproduktion. Diese Umstellung ist mit einer Abnahme der Progesteronwerte verbunden, die erst wieder vor der Geburt ansteigen. Daher kann angenommen werden, dass bei Grévyzebras ebenfalls Corpora lutea auxiliaria gebildet werden und mit Fortbestehen der Gravidität die Plazenta bzw. die fetoplazentare Einheit der Hauptproduktionsort des Progesterons und seiner Metaboliten ist, die dann mit dem Kot ausgeschieden werden.

Eine gerade noch signifikante Abnahme der Gestagenkonzentrationen im Kot konnte bei den Grévyzebras schon zwischen dem Tag 2 a. p. und dem Tag der Geburt festgestellt werden (s. Abb. 18, S. 73), welche aufgrund der bei Dickdarmverdauern zeitlich verzögerten Ausscheidung der Gestagene im Kot von ca. 24 bis 48 Stunden nur bedingt zur Vorhersage der Geburt geeignet ist. In anderen Studien wurde bei Grévyzebras ebenfalls um den Geburtszeitpunkt eine steile Abnahme der Progesteronkonzentration im Kot nachgewiesen (ASA et al. 2001). Demzufolge ist davon auszugehen, dass bereits vor der Geburt auch eine Verringerung der Progesteronkonzentration im Blutplasma erfolgt und das Progesteron in

dieser Phase vorwiegend plazentären Ursprungs ist. Die Abnahme der Gestagenexkretion lässt sich daher mit einem Funktionsverlust der fetoplazentaren Einheit erklären. Basalwerte in der Progestagenkonzentration im Kot wurden bei Pferden erst am 4. Tag p. p. erreicht. Dies wurde damit erklärt, dass es bei Vorliegen hoher Gestagenkonzentrationen – wie dies während der Gravidität der Fall ist – aufgrund des enterohepatischen Kreislaufs und der vermehrten Rückresorption zu einer größeren zeitlichen Verzögerung in der Ausscheidung kommt als während des Zyklus (SCHWARZENBERGER et al. 1991, 1992, 1996a). Kurz nach den Geburten – meist in der 1. oder 2. Woche p. p. – wurde bei fast allen Grévyzebrastuten der eigenen Untersuchungen ein Östrus anhand der Gestagenausscheidung nachgewiesen. Die Grévyzebrastuten zeigten folglich keinen Laktationsanöstrus. Diese Daten decken sich mit den Angaben zu den Grévyzebras von KING (1965), HAGENBECK (1983), GINSBERG (1989) und ASA et al. (2001).

Im Rahmen der eigenen Untersuchungen wurden bei zwei Grévyzebrastuten Phasen der Gestagenexkretion festgestellt, die für endokrine Dysfunktionen sprachen (s. Abb. 19 und 20, S. 74 und 75). Die Grévyzebrastute „Peggy“ hatte im Januar 2002 eine ca. 14-tägige Phase niedriger Gestagenexkretion, die auf eine fehlende Ovaraktivität hindeutete. Bei ihr könnte es sich um eine verlängerte Follikelphase gehandelt haben, die durch eine verzögerte Ovulation bedingt war. Die niedrige Gestagenausscheidung bei „Luanda“ deutete zwischen März und Mai 2003 zunächst auf eine Azyklie hin, deren Ursache nicht geklärt werden konnte. Schon SCHEIBE et al. (1999) berichteten von einer azyklischen Przewalskistute, die über einen Monat niedrige Progestagenkonzentrationen im Kot aufwies. SCHWARZENBERGER et al. (1992) fanden heraus, dass zwei nicht zyklische Stuten mit niedrigen Progesteronkonzentrationen im Blutplasma auch geringe Progestagenkonzentrationen im Kot zeigten. Ebenso hatte eine Przewalskistute niedrige Progestagenkonzentrationen im Kot. Als Ursache wurde vermutet, dass sich diese Stuten im Winteranöstrus oder in der Übergangsphase zum Östruszyklus befanden.

Weiterhin wiesen sowohl „Peggy“ als auch „Luanda“ im Anschluss an die Phasen niedriger Gestagenkonzentrationen über eine längere Zeit (zwischen Januar und Februar 2002 bzw. Mai und August 2003) erhöhte Gestagenkonzentrationen im Kot auf. Eine Trächtigkeit konnte in beiden Fällen ausgeschlossen werden, da sich in den entsprechenden Zeiträumen kein Hengst in den Herden befand. Es ist anzunehmen, dass bei beiden Grévyzebrastuten ein persistierender Gelbkörper aufgrund einer Luteolysestörung vorlag.

Eine erfolgreiche Zucht vom Aussterben bedrohter Tierarten in Zoologischen Gärten etc. erfordert genaue Kenntnisse über die Reproduktionsphysiologie der Tiere. Ziel der Untersuchungen bei Dama-/ Mhorr gazellen und Grévyzebras war es daher, durch nicht invasiv gewonnene Proben mittels Hormonanalysen Aufschluss über die Fortpflanzungsphysiologie der einzelnen Tierarten zu erhalten und somit eine Differenzierung zwischen Zyklus und Trächtigkeit vornehmen zu können. Die Bestimmung der Gestagene im Kot

ermöglichte zusätzlich eine Diagnose von Fortpflanzungsstörungen und eine Eingrenzung des Geburtszeitpunktes. Die Ergebnisse dieser Arbeit könnten daher der Entwicklung von Zuchtprogrammen zur Erhaltung dieser Tierarten dienen. Weiterhin stellt die Bestimmung der Gestagene im Kot folglich eine geeignete Methode dar, um analog die Fortpflanzung bei freilebenden Tieren zu überwachen.

6 ZUSAMMENFASSUNG

Gabriele Kallert

Zyklus- und Graviditätsdiagnostik durch Bestimmung der Gestagene im Kot von Damagazellen (*Gazella dama ruficollis*), Mhorr gazellen (*Gazella dama mhor*) und Grévyzebras (*Equus grevyi*) in zoologischen Gärten

Zoologischer Garten Leipzig und Veterinär-Physiologisch-Chemisches Institut der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Juli 2004

Schlüsselworte: Damagazelle, Grévyzebra, Zyklus, Gravidität, Gestagene, RIA, Fäzes

117 Seiten, 22 Abbildungen, 4 Tabellen, 225 Literaturangaben und Anhang mit 33 Tabellen

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, detaillierte Informationen über die Fortpflanzungsphysiologie – insbesondere zu Zykluslänge und Graviditätsdauer – bei Damagazellen (Unterarten Rothals-, Mhorr gazellen) und Grévyzebras zu erhalten. Die Bestimmung der Gestagene im Kot erwies sich als sehr gut geeignet, da bei dieser nicht invasiven und stressfreien Methode keine Narkose oder Fixierung der Tiere zur Probengewinnung notwendig und somit Verlaufsuntersuchungen über längere Zeit möglich sind. Die Gestagenbestimmung erfolgte in 3 Phasen: Einwiegen der Proben, Extraktion der Gestagenmetaboliten aus dem Kot und Hormonbestimmung durch Radioimmunoassay. Die erhaltenen Ergebnisse repräsentieren Äquivalentwerte zur Referenzsubstanz Progesteron.

Zwischen 1999 und 2003 erfolgte bei 5 Damagazellen, 5 Mhorr gazellen und 8 Grévyzebras aus 4 deutschen Zoologischen Gärten und Tierparks bzw. Safariparks eine Zyklus- und Graviditätsdiagnostik mittels Gestagenbestimmung im Kot. Insgesamt wurden 3246 Proben analysiert.

Anhand der Gestagenanalyse im Kot ergab sich für die 5 adulten, ingraviden **Damagazellen** eine durchschnittliche Zykluslänge von $20,0 \pm 3,9$ Tagen, die somit erstmals für diese Tierart exakt bestimmt werden konnte. Die Follikelphase dauerte im Mittel $7,7 \pm 2,9$ Tage mit einer Gestagenkonzentration von durchschnittlich 211 ± 20 ng/g Kot, die Lutealphase $12,3 \pm 3,4$ Tage (551 ± 95 ng/g Kot). Brunstsymptome wurden meist gegen Ende der Lutealphase beobachtet. Paarungen erfolgten zum Zeitpunkt minimaler (basaler) Gestagenausscheidung. Eine Saisonalität der Fortpflanzung scheint bei den Damagazellen in menschlicher Obhut nicht zu bestehen. Aufgrund der nachgewiesenen zyklischen Veränderungen in den Gestagenkonzentrationen im Kot konnten bei Tieren, die trotz regelmäßiger Östren und Paarungen ohne Nachzucht blieben, Zyklusunregelmäßigkeiten als Ursachen von Infertilität weitgehend ausgeschlossen werden.

Durch die Bestimmung der Gestagene konnte bei einer Damagazelle eine Trächtigkeit festgestellt und die Graviditätsdauer mit 198 Tagen erstmals exakt bestimmt werden. Bereits zu Beginn der Trächtigkeit wurden Gestagenkonzentrationen im Kot erreicht, deren Niveau dem der Exkretion in der mittleren Lutealphase entspricht. Im weiteren Verlauf der Gravidität stiegen die Gestagenkonzentrationen in 2 Phasen an: Bis zur 16. Woche a. p. lagen sie unter 1000 ng/g Kot, anschließend darüber. Maximalwerte wurden in der 1. Woche a. p. erreicht (1850 ng/g Kot). Eine Abnahme der Gestagenausscheidung auf 369 ng/g Kot war in der 1. Woche p. p. zu verzeichnen.

Bei den **Mhorr gazellen** erreichten die Gestagenkonzentrationen in der Woche vor der Geburt durchschnittlich 2000 ng/g Kot und verringerten sich auch erst in der 1. Woche p. p. deutlich (< 400 ng/g Kot). Postpartale Zyklen zeigten sich weder bei Dama- noch bei Mhorr gazellen innerhalb von 6 Wochen nach der Geburt.

Durch Bestimmung der Gestagene im Kot von 6 adulten, ingraviden **Grévyzebras** wurde eine durchschnittliche Zyklusdauer von $25,6 \pm 4$ Tagen ermittelt. Die Länge der Follikelphase betrug $12,3 \pm 4,3$ Tage, die der Lutealphase $13,3 \pm 4,5$ Tage. Die Gestagenkonzentrationen stiegen von durchschnittlich 209 ± 16 ng/g Kot in der Follikelphase auf 452 ± 86 ng/g Kot in der mittleren Lutealphase an. In Phasen niedriger Gestagenexkretion wurden Rossesymptome und Paarungen beobachtet. Eine Saisonalität wurde dabei nicht festgestellt.

Bei 3 Grévyzebras konnten Trächtigkeitlängen von 403, 420 bzw. 433 Tagen ermittelt werden. In der Frühgravidität wurden Gestagenkonzentrationen im Kot wie während der mittleren Lutealphase erreicht. Zwischen der 47. und 18. Woche a. p. schwankten die Konzentrationen sehr stark und lagen im Mittel bei 474 ng/g Kot. Zum Ende der Trächtigkeit wurde ein Anstieg der Gestagenkonzentration von 580 ± 150 ng/g Kot (13. bis 8. Woche a. p.) auf 945 ± 282 ng/g Kot (7. bis 2. Woche a. p.) festgestellt. Zwischen dem letztgenannten Zeitraum und der 1. Woche a. p. stieg die Gestagenkonzentration weiter an (1251 ± 308 ng/g Kot). Eine Abnahme der Gestagenexkretion wurde von Tag 2 a. p. zum Tag der Geburt und ein früher postpartaler Östrus bei fast allen Grévyzebrastuten nachgewiesen. Bei allen drei Tierarten bzw. Unterarten wurden zusätzlich verschiedene Fortpflanzungsstörungen wie z. B. Azyklie, persistierender Gelbkörper und/ oder Luteolysestörungen durch die Bestimmung der Gestagene im Kot festgestellt.

Die vorliegende Arbeit leistet einen Beitrag zur Kontrolle des Reproduktionsstatus von Dama- und Mhorr gazellen sowie Grévyzebras und unterstützt somit auch das Management dieser Tierarten in zoologischen Gärten.

7 SUMMARY

Gabriele Kallert

Oestrus cycle and pregnancy diagnosis in Dama gazelles (*Gazella dama ruficollis*), Mohor gazelles (*Gazella dama mhorr*) and Grévy's zebras (*Equus grevyi*) by faecal gestagen analysis

Zoological Garden Leipzig and Institute of Physiological Chemistry, Faculty of Veterinary Medicine, University of Leipzig

July 2004

Keywords: Dama gazelle, Grévy's zebra, oestrus cycle, pregnancy, gestagens, RIA, faeces
117 pages, 22 figures, 4 tables, 225 references, appendix with 33 tables

The aim of the present work was to obtain detailed information about the physiology of reproduction in Dama gazelles, Mohor gazelles and Grévy's zebras, especially on cycle length and duration of pregnancy. The determination of the faecal gestagens has been proven as a suitable non-invasive and stress free method, since no anaesthesia or fixation of animals is necessary to collect samples, and therefore, long term studies are possible to carry on. The determination of gestagens was carried out in 3 steps: weighing of faecal samples, extraction of gestagen metabolites and hormone determination using radioimmunoassay. The obtained results represent equivalent values of the reference substance progesterone.

Oestrus cycle and pregnancy were determined in 5 Dama gazelles, 5 Mohor gazelles and 8 Grévy's zebras by analysing faecal gestagen concentration. Faecal samples were collected from 4 zoological gardens and animal parks in Germany between 1999 and 2003. Altogether 3.246 samples have been analysed.

Based on the gestagen analysis in faeces, an average length of oestrus cycle of 20.0 ± 3.9 days was obtained in 5 **Dama gazelles**, which was analysed for the first time in this species. The follicular (gestagen concentration 211 ± 20 ng/g faeces) and the luteal phase (gestagen concentration 551 ± 91 ng/g faeces) were in the mean 7.7 ± 2.9 days and 12.3 ± 3.4 days long, respectively. Oestrus symptoms were frequently observed at the end of the luteal phase. Maitings were correlated with minimal gestagen excretion in the faeces. In captivity, season-dependent reproduction does not seem to exist in the Dama gazelles. As a result of cyclic variations in the faecal gestagen concentrations the existence of cycle irregularities could be excluded in animals, which indicate regular oestrus symptoms and mating without any offspring.

By analysing faecal gestagens, pregnancy could be monitored in one of the Dama gazelles with 198 days of pregnancy period, which was exactly determined for the first time. Indeed, in the early pregnancy stage, gestagen concentrations were as comparable as the concentrations obtained during the mid-luteal phase. In the progression of pregnancy, the gestagen concentration increased in 2 phases: until the week 16 a. p. gestagen levels were lower than 1000 ng/g faeces, where as subsequently levels were over these values. Maximum concentrations were seen in the 1st week a. p. (1850 ng/g faeces). In contrast, a decrease in faecal gestagen excretion to values of 369 ng/g faeces was determined in the 1st week p. p..

In **Mohor gazelles**, gestagen concentrations reached a maximum of 2000 ng/g faeces during the week before birth (a. p.), and decreased also within the 1st week p. p. to values below 400 ng/g faeces). Within 6 weeks after parturition post partum oestrus cycles could be observed neither in Dama gazelles nor in Mohor gazelles.

By analysing faecal gestagen concentrations in 6 **Grévy's zebras** an average length of oestrus cycle of 25.6 ± 4 days was determined. The length of follicular phase amounted to 12.3 ± 4.3 days, and luteal phase 13.3 ± 4.5 days. The faecal gestagen concentration increased from a mean concentration of 209 ± 16 ng/g faeces obtained during the follicular phase to 452 ± 86 ng/g faeces measured in the luteal phase. Oestrus symptoms and mating were observed in phases of low gestagen excretion. Seasonality has not been determined.

In 3 Grévy's zebras, it was possible to determine gestation lengths of 403, 420 and 433 days, respectively. In the early pregnancy, gestagen concentrations were as similar as the concentration during mid-luteal phase. Between the week 47 and 18 ante partum, gestagen concentrations fluctuated strongly with a mean value of 474 ng/g faeces. At the end of pregnancy, a rise in the gestagen concentration occurred between 13th until 8th week a. p. and 7th until 2nd a. p. from 580 ± 150 ng/g faeces to 945 ± 282 ng/g faeces, respectively. Between the latter period and the 1st week a. p. the gestagen concentration increased further to 1251 ± 308 ng/g faeces. A decrease in gestagen excretion was measured between day 2 a. p. and delivery. An early post partum oestrus was observed in almost all Grévy's zebra mares. Additionally, in all 3 species different disorders of reproduction such as azyclia, persistent corpus luteum and disturbances of the luteolytic activity of the endometrium could be determined by analysing gestagens in faeces.

The present study is a contribution to the control of reproduction physiology in Dama, Mohor gazelles and Grévy's zebras as well as a support for the management of these species in zoological gardens.

8 LITERATURVERZEICHNIS

Abáigar T, Cano M, Espeso G, Ortiz J. Introduction of Mhorr gazelle (*Gazella dama mhorr*) in Bon-Hedma National Park, Tunisia. *Int Zoo Yearb.* 1997;35:311-6.

Adams GP, Plotka ED, Asa CS, Ginther OJ. Feasibility of characterizing reproductive events in large nondomestic species by transrectal ultrasonic imaging. *Zoo Biol.* 1991;10:247-59.

Alados CL, Escós JM. Phenotypic and genetic characteristics affecting lifetime reproductive success in female Cuvier's, dama and dorcas gazelle (*Gazella cuvieri*, *G. dama*, *G. dorcas*). *J Zool Lond.* 1991;223:307-21.

Allen WR. Luteal deficiency and embryo mortality in the mare. *Reprod Dom Anim.* 2001;36:121-31.

Anderson JL. Reproduction in the Nyala (*Tragelaphus angasi*) (*Mammalia: Ungulata*). *J Zool Lond.* 1984;204:129-42.

Andreae P, Krumbiegel I. Die Damagazelle, *Nanguer dama* (Pallas, 1767), und ihr gegenwärtiger Status. Unter besonderer Berücksichtigung der Zuchtgruppe des Tiergartens Osnabrück. *Säugetierkd Mitt.* 1976;24:268-78.

Antonius O. Einige bemerkenswerte Zuchterfolge in Schönbrunn im Jahre 1931. *Zool Gart. (NF)* 1932;5:91-7.

Antonius O. Beobachtungen an Einhufern in Schönbrunn XVII. Halbeselbasterde. *Zool Gart. (NF)* 1944;16(1/2):1-22.

Asa CS. Equid reproductive biology. In: Moehlmann, PD, editor. *Equids. Zebras, asses, and horses: Status and survey and conservation actionplan.* Gland Switzerland and Cambridge: IUCN/SCC Equid Specialist Group, IUCN (The World Conservation Union); 2002:113-7.

Asa CS, Baumann JE, Houston EW, Fischer MT, Read B, Brownfield CM, et al. Patterns of excretion of fecal estradiol and progesterone and of urinary chorionic gonadotropin in Grévy's zebras (*Equus grevyi*): Ovulatory cycles and pregnancy. *Zoo Biol.* 2001;20:185-95.

Asa CS, Houston EW, Fischer MT, Baumann JE, Baumann KL, Hagberg PK, et al. Ovulatory cycles and anovulatory periods in the addax (*Addax nasomaculatus*). *J Reprod Fertil.* 1996;107:119-24.

Asher GW. Oestrous cycle and breeding season of farmed fallow deer (*Dama dama*). J Reprod Fertil 1985;75:521-9.

AZA (American Zoo and Aquarium Association) [homepage on the Internet]. Walt Disney World: Antelope Taxon Advisory Group Web Site; [updated 2003 Jul 20; cited 2004 Jul 16]. Verfügbar unter: <http://www.csew.com/antelopetag/>.

Bader H. Fruchtbarkeitskontrolle beim Pferd. In: Busch W, Zerobin K, Hrsg. Fruchtbarkeitskontrolle bei Groß- und Kleintieren. Jena: Fischer Verlag; 1995:297-325.

Baharav D. Reproductive strategies in female mountain and dorcas gazelles (*Gazella gazella* and *Gazella dorcas*). J Zool Lond. 1983;200:445-53.

Bailes G, Holdsworth RJ. Progesteragens in mares' milk. Br Vet J. 1978;134:214-6.

Baird DT. Fortpflanzungshormone. In: Austin CR, Short RV, editors. Fortpflanzungsbiologie der Säugetiere. Berlin: Verlag Parey; 1979;Bd. 3:10-31.

Bamberg E. Biochemie der gonadalen Steroidhormone. In: Döcke F, Hrsg. Endokrinologie. 3. Aufl. Jena: Fischer Verlag; 1994a:411-8.

Bamberg E. Chemie, Biochemie und Nachweis der Steroidhormone. In: Döcke F, Hrsg. Endokrinologie. 3. Aufl. Jena: Fischer Verlag; 1994b:31-40.

Bamberg E, Choi HS, Möstl E. Östrogenbestimmung im Kot zur Trächtigkeitsdiagnose bei Pferd, Rind, Schwein, Schaf und Ziege. Tierärztl Umsch. 1986;41:406-8.

Bamberg E, Möstl E. Pregnancy test in zoo animals by EIA of oestrogens in faeces. In: 11th Int Congr Anim Reprod Artif Insem; 1988 Jun 26-30; Dublin, Irland. 1988.Vol. 2:82-4.

Bamberg E, Möstl E, Patzl M, King GJ. Pregnancy diagnosis by enzyme immunoassay of estrogens in feces from nondomestic species. J Zoo Wildl Med. 1991;22(1):73-7.

Bamberg E, Schwarzenberger F. Fecal steroid assay for monitoring of estrous cycle and pregnancy. In: 4. Congr Int Soc Anim Clin Biochem; 1990 Jul 19-21; Davis, USA. 1990:95-9.

Berkeley EV, Kirkpatrick JF, Schaffer NE, Bryant WM, Threlfall WR. Serum and faecal steroid analysis of ovulation, pregnancy and parturition in black rhinoceros (*Diceros bicornis*). Zoo Biol. 1997;16:121-32.

Bokkenheuser V. The friendly anaerobes. Clin Infect Dis. 1993;16(Suppl 4):427-34.

- Bowen JM, Barrell GK. Duration of the oestrous cycle and changes in plasma hormone concentrations measured after an induced ovulation in scimitar-horned oryx (*Oryx dammah*). J Zool Lond. 1996;238:137-48.
- Brown JL, Wasser SK, Wildt DE, Graham LH. Comparative aspects of steroid hormone metabolism and ovarian activity in felids, measured noninvasively in feces. Biol Reprod. 1994;51:776-86.
- Brown JL, Wasser SK, Wildt DE, Graham LH, Monfort SL. Fecal steroid analysis for monitoring ovarian and testicular function in diverse wild carnivore, primate and ungulate species. In: Proc 1st Int Symp Physiol Etholog Wild Zoo anim; 1996 Sep 18-21; Berlin, Deutschland. 1997;Suppl 2:78-82.
- Brown JL, Wildt DE, Graham LH, Byers AP, Collins L, Barrett S, et al. Natural versus chorionic gonadotropin-induced ovarian responses in the clouded leopard (*Neofelis nebulosa*) assessed by fecal steroid analysis. Biol Reprod. 1995;53(1):93-102.
- Busch W. Fruchtbarkeitskontrolle beim Rind. In: Busch W, Zerobin K, Hrsg. Fruchtbarkeitskontrolle bei Groß- und Kleintieren. Jena: Fischer Verlag; 1995:71-149.
- Cano M. Revision der Systematik von *Gazella (Nanger) dama*. Z Köln Zoo 1984;27:103-7.
- Cano M, Abáigar T, Vericad JR. Establishment of a group of dama gazelles (*Gazella (= Nanger) dama*) for reintroduction in Senegal. Int Zoo Yearb. 1993;32:98-107.
- Cassinello J, Abáigar T, Gomendio M, Roldan ERS. Characteristics of the semen of three endangered species of gazelles (*Gazella dama mhorr*, *G. dorcas neglecta* and *G. cuvieri*). J Reprod Fertil. 1998;113(1):35-45.
- Chapeau C, King GJ, Bamberg E. Fecal estrogens in one primate and several ungulate species during various reproductive stages. Anim Reprod Sci. 1993;34:167-75.
- Choi HS. Immunologische Bestimmung von Sexualsteroiden zur Fertilitätskontrolle bei Rind, Schwein und Pferd. Wien Tierärztl Monatsschr. 1987;74(1/2):14-22, 47-56.
- Czekala NM, Callison L. Pregnancy diagnosis in the black rhinoceros (*Diceros bicornis*) by salivary hormone analysis. Zoo Biol. 1996;15:37-44.
- Czekala NM, Kasman LH, Allen J, Oosterhuis J, Lasley BL. Urinary steroid evaluation to monitor ovarian function in exotic ungulates: VI. pregnancy detection in exotic Equidae. Zoo Biol. 1990;9:43-8.

Dathe HH, Kuckelkorn B. Experiences in non-invasive steroid monitoring in animals of Tierpark Berlin. In: Proc 1st Int Symp Faecal Steroid Monitor in Zoo Anim; 1992 Feb 28-29; Rotterdam, Niederlande. 1992:49-50.

Dehnhard M, Clauss M, Lechner-Doll M, Meyer HHD, Palme R. Noninvasive monitoring of adrenocortical activity in roe deer (*Capreolus capreolus*) by measurement of faecal cortisol metabolites. Gen Comp Endocrinol. 2001;123:111-20.

Delhomme A, Ancrenaz M. Gestagen diagnosis by ultrasonography in a captive herd of Arabian oryx (*Oryx leucoryx*). Int Symp Erkrgr Zoo- und Wildtiere; 1994 Mai 11-15; Kristiansand, Norwegen. 1994;Bd.36:119-21.

Delouis C, Dijiane J, Houdebine LM, Terqui M. Relation between hormones and mammary gland function. J Dairy Sci. 1980;63(9):1492-513.

Densmore M, Kraemer D. Analysis of reproductive data on the addax (*Addax nasomaculatus*) in captivity. Int Zoo Yearb. 1986;24/25:303-6.

Densmore MA, Bowen MJ, Magyar SJ, Amoss MS, Robinson RM, Harms PG, et al. Artificial insemination with frozen, thawed semen and pregnancy diagnosis in addax (*Addax nasomaculatus*). Zoo Biol. 1987;6:21-9.

Desaulniers DM, Goff AK, Betteridge KJ, Rowell JE, Flood PF. Reproductive hormone concentrations in faeces during the oestrous cycle and pregnancy in cattle (*Bos taurus*) and muskoxen (*Ovibus moschatus*). Can J Zool. 1989;67:1148-54.

Dittrich L. Keeping and breeding gazelles at Hanover Zoo. Int Zoo Yearb. 1968;8:139-43.

Dittrich L. Beitrag zur Fortpflanzungsbiologie Afrikanischer Gazellen im Zoologischen Garten. Zool Gart. (NF) 1970;39:16-40.

Dittrich L. Gestation periods and age of sexual maturity some african antelopes. Int Zoo Yearb. 1972;12:184-7.

Döbeli M, Zerobin K. Pregnancy diagnosis in the cow, sheep, goat, sow and mare by progesterone measurements in blood, milk and saliva. In: 10 th Int Congr Anim Reprod Artif Insem; 1983 Jun 10-14; Urbana, USA. 1983:124-5.

Dobson H, Smith RF. What is stress, and how does it affect reproduction?. Anim Reprod Sci. 2000;60-61:743-52.

- Dolder W. Paarhufer. In: Tiere sehen dich an. Bergisch Gladbach: Honos Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG; 1997a:151-201.
- Dolder W. Unpaarhufer. In: Tiere sehen dich an. Bergisch Gladbach: Honos Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG; 1997b:202-13.
- Drüwa P. Die Damagazelle (*Gazella dama ssp.* Pallas, 1767), einige Beiträge zur allgemeinen Biologie, Haltung und Zucht im Zoologischen Garten. Zool Gart. (NF) 1985;55(1):1-28.
- Du Boulay GH, Wilson OL. Diagnosis of pregnancy and disease by ultrasound in exotic species. Symp zool Soc London. 1988;60:135-50.
- Durrant BS. Reproductive studies of the oryx. Zoo Biol. 1983;2:191-7.
- Edqvist LE, Forsberg M. Clinical reproductive endocrinology. In: Kaneko, JJ, Harvey, JW, Bruss ML, editors. Clinical biochemistry of domestic animals. San Diego: Academic Press; 1997.5. Aufl.:589-617.
- Eigener W, Schliemann H. Anmerkungen zu der irrtümlicherweise als Mhorr gazelle bezeichneten *Gazella dama* aus der spanischen Sahara. Zool Gart.(NF) 1983;53(3/5):313-6.
- Elze K, Kähn W, Eulenberger K, Kritsche G, Nötzold G. Trächtigkeitsdiagnose und Darstellung des Entwicklungszustandes der Feten bei Anoa, Guanako und Alpaka mittels Sonographie im Zoo Leipzig. Int Symp Erkrz Zoo- und Wildtiere; 1990 Mai 23-27; Eskilstuna, Schweden. 1990;Bd.32:289-95.
- Estergreen VL, Lin MT, Martin EL, Moss GE, Branen AL, Luedecke LO, et al.. Distribution of progesterone and its metabolites in cattle tissues following administration of progesterone - 4-¹⁴C^{1,2,3,4}. J Anim Sci. 1977;46(3):642-51.
- Eulenberger K. Fortpflanzung und Zuchthygiene bei Zoosäugetieren. In: Busch W, Zerobin K, Hrsg. Fruchtbarkeitskontrolle bei Groß- und Kleintieren. Jena:Fischer Verlag; 1995:416-30.
- Eulenberger K, Nötzold G, Arnold W, Schüppel KF, Elze K. Krankheiten sowie Haltung und Fütterung der Damagazellen (*Gazella dama spp.*) im Zoo Leipzig. Int Symp Erkrz Zoo- und Wildtiere; 1991 Mai 8-12; Liberec, Tschechien; 1991; Bd.33:105-15.
- Frank S. Haltung und Krankheiten des Anoa (*Bubalus (Anoa) depressicornis*) in zoologischen Gärten unter besonderer Berücksichtigung der Fortpflanzung. [Dissertation] Leipzig: Universität Leipzig; 1997.

Furley CW. Reproductive parameters of African gazelles: gestation, first fertile matings, first parturition and twinning. *Afr J Ecol.* 1986;24:121-8.

Gao Y, Short RV, Fletcher TP. Progesterone concentrations in plasma, saliva and milk of cows in different reproductive states. *Br Vet J.* 1988;144:262-8.

Garnier JN, Green DI, Pickard AR, Shaw HJ, Holt WV. Non-invasive diagnosis of pregnancy in wild black rhinoceros (*Diceros bicornis minor*) by faecal steroid analysis. *Reprod Fertil Dev.* 1998;10:451-8.

Ginsberg JR. The ecology of female behaviour and male mating success in the Grévy's zebra. *Symp zool Soc London* 1989;61:89-110.

Ginther OJ. Occurrence of anestrus, estrus, diestrus, and ovulation over a 12-month period in mares. *Am J Vet Res.* 1974;35:1173-9.

Ginther OJ, Whitmore HL, Squires EL. Characteristics of estrus, diestrus, and ovulation in mares and effects of season and nursing. *Am J Vet Res.* 1972;33:1935-9.

Glatzel PS. Zur Aussagefähigkeit von Steroidhormonen im Kot von Rindern für deren Ovarfunktionen. *Tierärztl Prax.* 1999;27(G):36-40.

Gottschalk J. Validierte Methode zur Bestimmung von Progesteron und 17 β -Östradiol. Labormitteilungen an das Institut für Tierarzneimittel Berlin GmbH 1999.

Groh T, Schade K, Hörhold-Schubert C. Steroid metabolism with intestinal microorganisms. *J Basic Microbiol.* 1993;33(1):59-71.

Grunert E. Dauer der Gravidität. In: Richter J, Götze, R. Tiergeburtshilfe. 4. Aufl. Grunert E, Arbeiter K, Hrsg. Berlin: Verlag Parey; 1993.4. Aufl.:79-82.

Habibi K. Reproductive strategy of Farasan gazelle (*Gazella gazella farasani*). *J Arid Environ.* 1992;23:351-3.

Hagenbeck CC. Daten zur Fortpflanzungsbiologie des Grévy-Zebras (*Equus grevyi*) in Carl Hagenbecks Tierpark, Hamburg-Stellingen. *Zool Gart. (NF)* 1993;63(5):314-22.

Hamasaki S, Yamauchi K, Ohki T, Murakami M, Takahara Y, Takeuchi Y, et al. Comparison of various reproductive status in sika deer (*Cervus nippon*) using faecal steroid analysis. *J Vet Med Sci.* 2001;63(2):195-8.

Heap RB. Hormone und Gravidität. In: Austin CR, Short RV, editors. Fortpflanzungsbiologie der Säugetiere. Berlin: Verlag Parey; 1979.Bd. 3:67-92.

Heap RB, Gwyn M, Laing JA, Walters DE. Pregnancy diagnosis in cows; changes in milk progesterone concentration during the oestrous cycle and pregnancy measured by a rapid radioimmunoassay. J Agric Sci., Camb. 1973;81:151-7.

Heeschen W. Die Milchdrüse während der Gravidität, Laktation im Puerperium sowie Milchmangel. In: Richter J, Götze, R. Tiergeburtshilfe. 4. Aufl. Grunert E, Arbeiter K, Hrsg. Berlin: Verlag Parey; 1993;4. Aufl.:123-8.

Heistermann M, Agil M, Büthe A, Hodges JK. Metabolism and excretion of oestradiol-17 β and progesterone in the Sumatran rhinoceros (*Dicerorhinus sumatrensis*). Anim Reprod Sci. 1998;53:157-72.

Henry M, Figueiredo AE, Palhares MS, Coryn M. Clinical and endocrine aspects of the oestrous cycle in donkeys (*E. asinus*). J Reprod Fertil. 1987;Suppl 35:297-303.

Hilsberg S. Aspekte zur klinischen Anwendung der Infrarot-Thermographie in der Zoo- und Wildtiermedizin. [Dissertation] Leipzig: Universität Leipzig; 2001.

Hilsberg S, Eulenberger K. Infrared-thermography in zoo animals: preliminary experiences with its use in mammalian pregnancy diagnosis and avian and reptilian egg control. In: Annu Conf Amer Assoc Zoo Vet; 1997 Okt 26-30; Houston, USA. 1997:343-5.

Hindle JE, Hodges JK. Metabolism of oestradiol-17 β and progesterone in the white rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*). J Reprod Fertil. 1990;90:571-80.

Hindle JE, Möstl E, Hodges JK. Measurement of urinary oestrogens and 20- α -dihydroprogesterone during ovarian cycles of black (*Diceros bicornis*) and white (*Ceratotherium simum*) rhinoceroses. J Reprod Fertil 1992;94:237-49.

Hodges JK. The endocrine control of reproduction. Symp zool Soc London. 1985;54:149-68.

Hodges JK, Hindle JE. Comparative aspects of steroid metabolism in rhinoceroses: implications for reproductive assessment. In: 5th World Conf Breed Endang Spec in Captivity; 1988 Okt 9-12; Cincinnati, USA.1988:83-91.

Hoffmann B. Bestimmung von Steroidhormonen beim weiblichen Rind, Entwicklung von Meßverfahren und physiologischen Daten. Berlin: Verlag Parey; 1977;Beiheft zum Zentralbl. Vet., Fortschr. Veterinärmed. 26.

Hoffmann B. Endokrinologie der Hochträchtigkeit, während des Partus und im Puerperium. In: Richter J, Götze, R. Tiergeburtshilfe. 4. Aufl. Grunert E, Arbeiter K, Hrsg. Berlin: Verlag Parey; 1993:111-22.

Hoffmann B. Gravidität, Geburt, Puerperium. In: Döcke F, Hrsg. Endokrinologie. 3. Aufl. Jena: Fischer Verlag; 1994:509-46.

Hoffmann B, Gentz F, Failing K. Investigations into the course of progesterone-, oestrogen-, and eCG-concentrations during normal and impaired pregnancy in the mare. *Reprod Dom Anim.* 1996;31:717-23.

Hoffmann B, Hamburger R. Progesteron in der Milch: Radioimmunologische Bestimmung, Beziehungen zur Gelbkörperfunktion und Milchfettkonzentration. *Zuchthygiene* 1973;8:154-62.

Holt WV, Abáigar T, Jabbour HN. Oestrous synchronization, semen preservation and artificial insemination in the mohor gazelle (*Gazella dama mhorr*) for the establishment of a genome resource bank programme. *Reprod Fertil Dev.* 1996;8:1215-22.

Holtan DW, Nett TM, Estergreen VL. Plasma progestins in pregnant, postpartum and cycling mares. *J Anim Sci.* 1975;40(2):251-60.

Holtz W. Pregnancy diagnosis through faecal estrogens in goats. In: 1st Int Symp Faecal Steroid Monitor *Zoo Anim*; 1992 Feb 28-29; Rotterdam, Niederlande. 1992:62-7.

Hradecký P. Uterine morphology in some African antelopes. *J Zoo Anim Med.* 1982;13:132-6.

Hradecký P. Placental morphology in african antelopes and giraffes. *Theriogenology* 1983a;20(6):725-33.

Hradecký P. Some uterine parameters in antelopes and a giraffe. *Theriogenology* 1983b;20(4):491-7.

Hultén F, Forsberg M, Schubert B. Determining ovulation frequency in individually penned lactating sows using a faecal „progestin“ assay. *Reprod Dom Anim.* 1999;34:71-6.

Kallert G, Gottschalk J, Neumann G, Eulenberger K, Grün E. Fortpflanzungsbiologie der Schneegämse (*Oreamnos americanus*). *Tierärztl Prax.* 2002;30(G):240-3.

- Kanchev LN, Marinova CP, Stankov BM. Bovine salivary progesterone: Application to the assessment of ovarian function and early pregnancy diagnosis. *Anim Reprod Sci.* 1988;17:1-8.
- Kellas LM. Observations on the reproductive activities, measurements, and growth rate of the dikdik (*Rhynchotragus kirkii thomasi* Neumann). *Proc zool Soc London.* 1955;124:751-84.
- Khan MZ, Altmann J, Isani SS, Yu J. A matter of time: evaluating the storage of fecal samples for steroid analysis. *Gen Comp Endocrinol.* 2002;128:57-64.
- King JM. A field guide to the reproduction of Grant's zebra and Grévy's zebra. *East Afr Wildl J.* 1965;3:99-117.
- Kirkpatrick JF, Bancroft K, Kincy V. Pregnancy and ovulation detection in uncaptured bison (*Bison bison*) assessed by means urinary and fecal steroids. *J Wildl Dis.* 1992;28(4):590-7.
- Kirkpatrick JF, Kasman LH, Lasley BL, Turner JW. Pregnancy determination in uncaptured feral horses. *J Wildl Manage* 1988;52(2):305-8.
- Kirkpatrick JF, Kincy V, Bancroft K, Shideler SE, Lasley BL. Oestrous cycle of the North American bison (*Bison bison*) characterized by urinary pregnanediol-3-glucuronide. *J Reprod Fertil.* 1991a;93:541-7.
- Kirkpatrick JF, Lasley BL, Shideler SE. Urinary steroid evaluations to monitor ovarian function in exotic ungulates: VII. Urinary progesterone metabolites in the Equidae assessed by immunoassay. *Zoo Biol.* 1990a;9:341-8.
- Kirkpatrick JF, Shideler SE, Lasley BL. Field application of faecal steroid monitoring to free-ranging wildlife. *Proc 1st Int Symp Faecal Steroid Monitor Zoo Anim; 1992 Feb 28-29; Rotterdam, Niederlande.* 1992:25-32.
- Kirkpatrick JF, Shideler SE, Lasley BL, Turner JW. Pregnancy determination in uncaptured feral horses by means of fecal steroid conjugates. *Theriogenology* 1991b;35(4):753-9.
- Kirkpatrick JF, Shideler SE, Turner JW. Pregnancy determination in uncaptured feral horses based on steroid metabolites in urine-soaked snow and free steroids in feces. *Can J Zool.* 1990b;68:2576-9.
- Klingel H. Soziale Organisation und Verhalten des Grévy-Zebras (*E. grevyi*). *Z Tierpsychol.* 1974;36:37-70.

Klingler C. Zyklusdiagnose beim Rind mittels Gestagenbestimmung im Kot. [Dissertation] Wien: Veterinärmedizinische Universität; 1991.

Koolmann J, Röhm KH. Hormone. In: Taschenatlas der Biochemie, Stuttgart: Thieme Verlag; 1994:330-51.

Korniljewa LA. Einige Angaben zur Fortpflanzung turkmenischer Kulane (*Equus hemionus* Pall.) im Leningrader Zoopark. Zool Gart. (NF) 1983;53(3/5):320-2.

Kuckelkorn B, Dathe HH. Trächtigkeitsdiagnose beim Panzernashorn (*Rhinoceros unicornis*) anhand von Progesteronbestimmungen im Speichel. Zool Gart. (NF) 1990;60(6):333-40.

Laing JA, Heap RB. The concentration of progesterone in the milk of cows during the reproductive cycle. Br Vet J. 1971;127:19-22.

Larter NC, Rajamahendran R, Sivakumaran K. Immunoreactive faecal progestins as indicators of reproductive status. Vet Rec. 1994;134:474-5.

Lasley BL. Endocrine research advances in breeding endangered species. Int Zoo Yearb. 1980;20:166-70.

Lasley BL, Kirkpatrick JF. Monitoring ovarian function in captive and free-ranging wildlife by means of urinary and fecal steroids. J Zoo Wildl Med. 1991;22(1):23-31.

Leopold T. Erbliche Ursachen für Fortpflanzungsstörungen. In: Busch W, Zerobin K, Hrsg. Fruchtbarkeitskontrolle bei Groß- und Kleintieren. Jena: Fischer Verlag; 1995:60-70.

Limpach J. Metabolisierung und Nachweis von Östrogen im Kot von Rindern. Wien Tierärztl Monatsschr. 1985;72(10):317-8.

Löffler G. Endokrines Gewebe I: Grundlagen der endokrinen Regulation von Lebensvorgängen. In: Löffler G, Petrides PE, Hrsg. Biochemie und Pathobiochemie. 6. Aufl. Berlin: Springer Verlag; 1998:762-84.

Loskutoff NM, Ott JE, Lasley BL. Monitoring the reproductive status of the okapi (*Okapia johnstoni*). In: Annu Conf Amer Assoc Zoo Vet; 1981 Okt 3-9; Seattle, USA. 1981:149.

Loskutoff NM, Ott JE, Lasley BL. Urinary steroid evaluations to monitor ovarian function in exotic ungulates: I. Pregnanediol-3-glucuronide immunoreactivity in the okapi (*Okapia johnstoni*). Zoo Biol. 1982;1:45-53.

Loskutoff NM, Ott JE, Lasley BL. Strategies for assessing ovarian function in exotic species. *J Zoo Anim Med.* 1983;14:3-12.

Loskutoff NM, Raphael BL, Nemeč LA, Wolfe BA, Howard JG, Kraemer DC. Reproductive anatomy, manipulation of ovarian activity and non-surgical embryo recovery in suni (*Neotragus moschatus zuluensis*). *J Reprod Fertil.* 1990;88:521-32.

Loskutoff NM, Walker L, Ott-Joslin JE, Raphael BL, Lasley BL. Urinary steroid evaluations to monitor ovarian function in exotic ungulates: II. Comparison between giraffe (*Giraffa camelopardalis*) and okapi (*Okapia johnstoni*). *Zoo Biol.* 1986;5:331-8.

Lynch JW, Khan MZ, Altmann J, Njahira MN, Rubenstein N. Concentrations of four fecal steroids in wild baboons: short-term storage and consequences for data interpretation. *Gen Comp Endocrinol.* 2003;132:264-71.

Macdonald IA, Bokkenheuser VD, Winter J, Mc Leron AM, Mosbach EH. Degradation of steroids in the human gut. *J Lipid Res.* 1983;24:675-700.

Masunda B, Mutisi C, Hamudikuwanda H, Agumbah JGO. The concentration of faecal progestins during the oestrus cycle in Nkone cows and the effect of duration of storage of faecal samples at room temperature on faecal progestin levels. *Trop Anim Health Prod.* 1999;31(6):373-81.

Meinecke B. Reproduktion beim weiblichen Tier. In: Von Engelhardt W, Breves G, Hrsg. *Physiologie der Haustiere.* Stuttgart: Enke im Hippokrates Verlag; 2000a:490-6.

Meinecke B. Reproduktion beim weiblichen Tier. In: Von Engelhardt W, Breves G, Hrsg. *Physiologie der Haustiere.* Stuttgart: Enke im Hippokrates Verlag; 2000b:514-37.

Meyer HHD, Sauerwein H, Mutayoba BM. Immunoaffinity chromatography and a biotin-streptavidin amplified enzymeimmunoassay for sensitive and specific estimation of estradiol-17 β . *J Steroid Biochem.* 1990;35(2):263-9.

Monfort SL, Schwartz CC, Wasser SK. Monitoring reproduction in captive moose using urinary and fecal steroid metabolites. *J Wildl Manage.* 1993;57(2):400-7.

Monfort SL, Wemmer C, Kepler TH, Bush M, Brown JL, Wildt DE. Monitoring ovarian function and pregnancy in Eld's deer (*Cervus eldi thamin*) by evaluating urinary steroid metabolite excretion. *J Reprod Fertil.* 1990;88:271-81.

Monk EL, Erb RE, Mollett TA. Relationships between immunoreactive estrone and estradiol in milk, blood, and urine of dairy cows. *J Dairy Sci.* 1975;58(1):34-40.

Moriyoshi M, Tamaki M, Nakao T, Kawata K. Early pregnancy diagnosis in the sow by saliva progesterone measurement using a bovine milk progesterone qualitative test EIA kit. *J Vet Med Sci.* 1996;58(8):737-41.

Morrow CJ, Monfort SL. Ovarian activity in the scimitar-horned oryx (*Oryx dammah*) determined by faecal steroid analysis. *Anim Reprod Sci.* 1998;53:191-207.

Morrow CJ, Wildt DE, Monfort SL. Reproductive seasonality in the female scimitar-horned oryx (*Oryx dammah*). *Anim Conserv.* 1999;2:261-8.

Morrow CJ, Wolfe BA, Roth TL, Wildt DE, Bush M, Blumer ES, et al. Comparing ovulation synchronization protocols for artificial insemination in the scimitar-horned oryx (*Oryx dammah*). *Anim Reprod Sci.* 2000;59:71-86.

Möstl E. Measuring steroids in faeces of mammals to monitor the reproductive status: success and disappointment. In: Proc 1st Int Symp Faecal Steroid Monitor Zoo Anim; 1992 Feb 28-29; Rotterdam, Niederlande. 1992:5-9.

Möstl E. Spezielle Endokrinologie. In: Von Engelhardt W, Breves G, Hrsg. Physiologie der Haustiere. Stuttgart: Enke im Hippokrates Verlag; 2000:497-514.

Möstl E, Choi HS, Wurm W, Bamberg E. Trächtigkeitsdiagnose beim Rind mittels Östrogenbestimmung im Kot. *Wien Tierärztl Monatsschr.* 1983;70(2):60-1.

Möstl E, Messmann S, Bagu E, Robia C, Palme R. Measurement of glucocorticoid metabolite concentrations in faeces of domestic livestock. *J Vet Med A* 1999;46:621-31.

Mungall EC. Courtship and mating behavior of the Dama gazelle (*Gazella dama* Pallas 1766). *Zool Gart. (NF)* 1980;50:1-14.

Neumann F. Sexualhormone. In: Gauer OH, Kramer K, Jung R, Hrsg. Physiologie des Menschen. Endokrinologie II. München: Verlag Urban & Schwarzenberg; 1977. Bd. 19:215-315.

Neumann G. Bestimmung von Sexualzyklus und Trächtigkeit mit Hilfe des Nachweises von Gestagenen im Kot von im Zoo gehaltenen Giraffen (*Giraffa camelopardalis*) und Spitzmaulnashörnern (*Diceros bicornis*). [Dissertation] Leipzig: Universität Leipzig; 2003.

- Neumann G, Gottschalk J, Eulenberger K, Grün E. Untersuchungen zur Stabilität des Progesterons im Kot bei verschiedenen im Zoo gehaltenen Wildtierarten. Dtsch Tierärztl Wschr. 2002;109(5):245-9.
- Nötzold G. Damagazellen im Leipziger Zoo. Panthera, Mitt. Zool Garten Leipzig 1997:4-8.
- Ochs A. Methoden zur Zuchtverbesserung. In: Göldenboth R, Klös HG, Hrsg. Krankheiten der Zoo- und Wildtiere. Berlin: Blackwell Wissenschaftsverlag; 1995:14-7.
- Olmedo G, Escos J, Gomendio M. Reproduction de *Gazella cuvieri* en captivité (franz. Fortpflanzung der *Gazella cuvieri* in Gefangenschaft). Mammalia 1985;49(4):501-7.
- Palme R, Fischer P, Ismail MN. Faecal and urinary excretion of ^{14}C -steroids in sheep. J Reprod Fertil. 1993;Abstr. Ser. 11:92.
- Palme R, Fischer P, Schildorfer H, Ismail MN. Excretion of infused ^{14}C -steroid hormones via faeces and urine in domestic livestock. Anim Reprod Sci. 1996;43:43-63.
- Palme R, Klingler C, Schwarzenberger F. Hormonanalytische Untersuchungen zur Gelbkörperfunktion. Wien Tierärztl Monatsschr. 1991;78:324-6.
- Palme R, Möstl E, Brem G, Schellander K, Bamberg E. Faecal metabolites of infused ^{14}C -Progesterone in domestic livestock. Reprod Dom Anim. 1997;32:199-206.
- Penzhorn BL. Reproductive characteristics of a free-ranging population of Cape mountain zebra (*Equus zebra zebra*). J Reprod Fert. 1985;73(1):51-7.
- Petrides PE. Endokrines Gewebe III: Hypothalamisch-hypophysäres System und Zielgewebe. In: Löffler G, Petrides PE, Hrsg. Biochemie und Pathobiochemie. Berlin: Springer Verlag; 1998.6. Aufl.:813-54.
- Petzsch H. Urania Tierreich. 2. Aufl. Bd. 6 Säugetiere. Leipzig: Urania Verlag; 1969:415-66.
- Pickard AR, Abáigar T, Green DI, Holt WV, Cano M. Estrogen excretion as a prediction of fertility in an exotic ungulate, the mhorr gazelle (*Gazella dama mhorr*). Theriogenology 2000;53:343.
- Pickard AR, Abáigar T, Green DI, Holt WV, Cano M. Hormonal characterization of the reproductive cycle and pregnancy in the female Mohor gazelle (*Gazella dama mhorr*). Reprod. 2001;122:571-80.

Pickard AR, Abáigar T, Holt WV, Cano M. Effects of oestrus synchronisation on Mhorh gazelle fertility, studied by faecal steroid excretion. *J Reprod Fertil.* 1998a;22 Abstr. 64:25-6.

Pickard AR, Abáigar T, Holt WV, Cano M. Non-invasive reproductive monitoring in mohor gazelles (*Gazella dama mhorh*). Euro-Americ. Mammal Congr; 1998 Jul 19-24; Santiago de Compostella, Spanien. 1998b. Abstr.95:69.

Pickard AR, Holt WV, Green DI, Cano M, Abáigar T. Endocrine correlates of sexual behavior in the Mohor gazelle (*Gazella dama mhorh*). *Horm Behav.* 2003;44:303-10.

Rabiee AR, Macmillan KL, Schwarzenberger F. The effect level of feed intake on progesterone clearance rate by measuring faecal progesterone metabolites in grazing dairy cows. *Anim Reprod Sci.* 2001;67:205-14.

Radcliffe RW, Eyres AI, Patton ML, Czekala NM, Emslie RH. Ultrasonographic characterization of ovarian events and fetal gestational parameters in two southern black rhinoceros (*Diceros bicornis minor*) and correlation to fecal progesterone. *Theriogenology* 2001;55:1033-49.

Ramsey EC, Moran F, Roser JF, Lasley BL. Urinary steroid evaluations to monitor ovarian function in exotic ungulates: X. Pregnancy diagnosis in perissodactyla. *Zoo Biol.* 1994;13:129-47.

Riad-Fahmy D, Read GF, Walker RF, Griffiths K. Steroids in saliva for assessing endocrine function. *Endocr Rev.* 1982;3(4):367-95.

Robeck TR, Fitzgerald LJ, Hnida JA, Turczynski CJ, Smith D, Kraemer DC. Analysis of urinary progesterone metabolites with behavioral correlation in guenther's dik-dik (*Madoqua guentheri*). *J Zoo Wildl Med.* 1997;28(4):434-42.

Roth TL, O' Brien JK, McRae MA, Bellem AC, Romo SJ, Kroll JL, et al. Ultrasound and endocrine evaluation of the ovarian cycle and early pregnancy in the Sumatran rhinoceros (*Dicerorhinus sumatrensis*). *Reprod.* 2001;121:139-49.

Safar-Hermann N, Ismail MN, Choi HS, Möstl E, Bamberg E. Pregnancy diagnosis in zoo animals by estrogen determinations in faeces. *Zoo Biol.* 1987;6:189-93.

Schallenberger E. Neuroendokrine Regulation der Fortpflanzung. In: Busch W, Schulz J, Hrsg. Geburtshilfe bei Haustieren. Jena: Fischer Verlag; 1993:35-55.

Scheibe KM, Dehnhard M, Meyer HHD, Scheibe A. Noninvasive monitoring of reproductive function by determination of faecal progestagens and sexual behaviour in a herd of Przewalski mares in a semireserve. *Acta Theriol.* 1999;44(4):451-63.

Schlenker G, Birkelbach C, Glatzel PS. Verlaufsuntersuchungen zum Temperatureinfluss auf die Stabilität von Sexualsteroiden im Kot von Kühen. *Berl Münch Tierärztl Wschr* 1999;112:459-64.

Schlenker G, Müller W, Glatzel P. Verlaufsuntersuchungen zur Stabilität von Sexualsteroiden im Kot von Kühen über 12 Wochen. *Berl Münch Tierärztl Wschr* 1998;111:248-52.

Schomberg DW, Featherston WR, Erb RE. Excretion of metabolites of progesterone-4-¹⁴-C in the cycling sow. *J Anim Sci.* 1965;24:1195-8.

Schwarzenberger F. Radioimmunoassay von Gestagenen im Kot von Stuten während des Zyklus. [Dissertation] Wien: Veterinärmedizinische Universität; 1989.

Schwarzenberger F, Möstl E, Bamberg E. Monitoring of the oestrous cycle in farm animals by measuring gestagens in faeces. *J Steroid Biochem.* 1990;36:129-35.

Schwarzenberger F, Möstl E, Bamberg E, von Hegel G. Gestagens in mare faeces during the oestrous cycle. *J Reprod Fertil.* 1988;Abstr. Ser. 2:43.

Schwarzenberger F, Möstl E, Bamberg E, von Hegel G. Monitoring of corpus luteum function by measuring progestagens in faeces of non-pregnant mares (*Equus caballus*) and Przewalski mares (*Equus przewalskii*). *Anim Reprod Sci.* 1992;29:263-73.

Schwarzenberger F, Möstl E, Bamberg E, Pammer J, Schmehlik O. Concentrations of progestagens and oestrogens in faeces of pregnant Lipizzan, Trotter and Thoroughbred mares. *J Reprod Fertil.* 1991;Suppl 44:489-99.

Schwarzenberger F, Möstl E, Palme R, Bamberg E. Faecal steroid analysis for non-invasive monitoring of reproductive status in farm, wild and zoo animals. *Anim Reprod Sci.* 1996a;42:515-26.

Schwarzenberger F, Palme R, Bamberg E, Möstl E. A review of faecal progesterone metabolite analysis for non-invasive monitoring of reproductive function in mammals. In: *Proc. 1st Int Symp Physiol Etholog Wild Zoo anim*; 1996 Sep 18-21; Berlin, Deutschland. 1997;Suppl 2:214-21.

Schwarzenberger F, Rietschel W, Matern B, Schaftenaar W, Bircher P, Puijenbroeck B, et al. Noninvasive reproductive monitoring in the okapi (*Okapia johnstoni*). J Zoo Wildl Med. 1999;30(4):497-503.

Schwarzenberger F, Son CH, Pretting R, Arbeiter K. Use of group-specific antibodies to detect fecal progesterone metabolites during the estrous cycle of cows. Theriogenology 1996b;46(1):23-32.

Schwarzenberger F, Speckbacher G, Bamberg E. Plasma and faecal progestagen evaluations during and after the breeding season of the female vicuna (*Vicuna vicuna*). Theriogenology 1995;43:625-34.

Schwarzenberger F, Tomášová K, Holecková D, Matern B, Möstl E. Measurement of fecal steroids in the black rhinoceros (*Diceros bicornis*) using group-specific enzyme immunoassays for 20-oxo-pregnanes. Zoo Biol. 1996c;15:159-71.

Seidel B. Antilopen. In: Göldenboth R, Klös, HG, Hrsg. Krankheiten der Zoo- und Wildtiere. Berlin: Blackwell Wissenschaftsverlag; 1995:312-38.

Sempéré AJ, Ancrenaz M, Delhomme A, Greth A, Blanvillain C. Length of estrous cycle and gestation in the Arabian oryx (*Oryx dammah*) and the importance of the male presence for introduction of postpartum estrus. Gen Comp Endocrinol. 1996;101:235-41.

Sempéré AJ, Brown N, Pereladova OB, Bahloul K, Lacroix A, Soldatova N. Comparative analysis of reproductive cycles in female Persian gazelle (*Gazella subgutturosa subgutturosa*) (Central Asia) and sand gazelle (*Gazella subgutturosa marica*) (Arabian Peninsula). Gen Comp Endocrinol. 2001;121:57-65.

Seren E, Tamanini C, Gaiani R, Bono G. Concentrations of progesterone, 17 α -hydroxyprogesterone and 20 α -dihydroprogesterone in the plasma of mares during pregnancy and at parturition. J Reprod Fertil. 1981;63:443-8.

Sharp DC, Black DL. Changes in peripheral plasma progesterone throughout the oestrous cycle of the pony mare. J Reprod Fertil. 1973;33:535-8.

Shaw HJ, Green DI, Sainsbury AW, Holt WV. Monitoring ovarian function in scimitar-horned oryx (*Oryx dammah*) by measurement of fecal 20 α -progestagen metabolites. Zoo Biol. 1995;14:239-50.

Shille VM, Haggerty MA, Shackleton C, Lasley BL. Metabolites of estradiol in serum, bile, intestine and feces of the domestic cat (*Felis catus*). Theriogenology 1990;34(4):779-94.

Squires EL, Wentworth BC, Ginther OJ. Progesterone concentration in blood of mares during the estrous cycle, pregnancy and after hysterectomy. *J Anim Sci.* 1974;39(4):759-67.

Stolla R, Bader H. Milchprogesteronkonzentration bei Stuten im post-partalen Zeitraum und in der frühen Trächtigkeit. *Zuchthygiene* 1984;19:7-13.

Strauss G. Einhufer. In: Göldenboth R, Klös, HG, Hrsg. *Krankheiten der Zoo- und Wildtiere.* Berlin: Blackwell Wissenschaftsverlag; 1995:189-99.

Stupnicki R, Mc Cracken JA, Williams KIH. Progesterone metabolism in the ewe. *J Endocrinol.* 1969;45:67-74.

Taylor W. The excretion of steroid hormone metabolites in bile and feces. *Vitam Horm.* 1971;29:201-85.

Thompson KV, Mashburn KL, Monfort SL. Characterization of estrous cyclicity in the sable antelope (*Hippotragus niger*) through fecal progestagen monitoring. *Gen Comp Endocrinol.* 1998;112(1):129-37.

Thompson KV, Monfort SL. Synchronization of oestrus cycle in sable antelope. *Anim Reprod Sci.* 1999;57:185-97.

Thun R. Physiologie und Pathophysiologie der Fortpflanzungsregulation. In: Busch W, Zerobin K, Hrsg. *Fruchtbarkeitskontrolle bei Groß- und Kleintieren.* Jena: Fischer Verlag; 1995:19-39.

Träger L. Steroidhormone. Biosynthese, Stoffwechsel, Wirkung. Berlin: Springer Verlag; 1977.

Trumler E. Das "Rossigkeitsgesicht" und ähnliches Ausdrucksverhalten bei Einhufern. *Z Tierpsychol.* 1959;Bd. 16:478-88.

Urich K. Sterine und Steroide. In: Urich, K, Hrsg. *Vergleichende Biochemie der Tiere.* Jena: Fischer Verlag; 1990:560-88.

Velloso AL, Wasser SK, Monfort SL, Dietz JM. Longitudinal fecal steroid excretion in maned wolves (*Chrysocyon brachyurus*). *Gen Comp Endocrinol.* 1998;112(1):96-107.

Vié JC. Reproduction biology of captive Arabian oryx (*Oryx leucoryx*) in Saudi Arabia. *Zoo Biol.* 1996;15:371-81.

Volf J. Einhufer oder Pferdeverwandte. In: Grzimeks Tierleben Enzyklopädie des Tierreichs. Bd. 12, München: DTV- Verlag; 1993;Säugetiere Bd. 3, Kap. 18:541-75.

Wackernagel H. Grant's zebra, *Equus burchellii boehmi*, at Basle Zoo - A contribution to breeding biology. Int Zoo Yearb. 1965;5:38-41.

Walther F. Die Gazellen und ihre Verwandten. In: Grzimeks Tierleben Enzyklopädie des Tierreichs. Bd. 13, München: DTV- Verlag; 1993;Säugetiere Bd. 4, Kap. 15:431-56.

Walzer C. Equidae. In: Fowler ME, Miller, RE, editors. Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy 5. 2002.

Wasser SK, Monfort SL, Southers J, Wildt DE. Excretion rates and metabolites of oestradiol and progesterone in baboon (*Papio cynocephalus cynocephalus*) faeces. J Reprod Fertil. 1994;101:213-20.

Wasser SK, Papageorge S, Foley C, Brown JL. Excretory fate of estradiol and progesterone in the African elephant (*Loxodonta africana*) and patterns of fecal steroid concentrations throughout the estrous cycle. Gen Comp Endocrinol. 1996;102:255-62.

Wasser SK, Risler L, Steiner RA. Excreted steroids in primate feces over the menstrual cycle and pregnancy. Biol Reprod. 1988;39:862-72.

Wasser SK, Thomas R, Nair PP, Guidry C, Southers J, Lucas J, et al. Effects of dietary fiber on faecal steroid measurements in baboons (*Papio cynocephalus cynocephalus*). J Reprod Fertil. 1993;97:569-74.

Wasser SK, Thomas RI, Nair PP, Monfort SL, Wildt DE. Effect of diet on fecal steroid measurements. Proc 1st Int Symp Faecal Steroid Monitor Zoo Anim; 1992 Feb 28-29; Rotterdam, Niederlande. 1992:10-19.

Watson PF, Glover TE. The domestic animal model as a basis artificial breeding in non-domestic animals. In: 9 th Int Congr Anim Reprod Artif Insem; 1980 Jun 16-20; Madrid, Spanien. 1980;Vol. 2:549-57.

Werner H. Zur physiologischen und pathogenen Bedeutung intestinaler Bacteriodaceen. Zentralbl Bakteriologie. Abt. 1 1974;Ref. 240:423-4.

Westlin-van Aarde LM, van Aarde RJ, Skinner JD. Reproduction in female Hartmann's zebra, (*E. zebra hartmannae*). J Reprod Fert. 1988;84(2):505-11.

Wiesner H. Notizen zur Haltung von Mhorr gazellen (*Gazella dama mhorr*). Z Köln Zoo 1984;27(3):110-3.

Wiesner H, Müller P. On the reintroduction of the Mhorr gazelle in Tunisia and Morocco. Naturwissenschaften 1998;85(11):553-5.

Williams SD. Status and action plan for Grévy's zebra. In: Moehlmann, PD, editor. Equids. Zebras, asses, and horses: Status and survey and conservation actionplan. Gland Switzerland and Cambridge: IUCN/SCC Equid Specialist Group, IUCN (The World Conservation Union); 2002:11-27.

Williams WF. Excretion of progesterone and its metabolites in milk, urine and feces. J Dairy Sci. 1962;45:1541-2.

Winter J, Bokkenheuser VD. Bacterial metabolism of natural and synthetic sex hormones undergoing enterohepatic circulation. J Steroid Biochem. 1987;27(4-6):1145-9.

Wittke G, Pfeffer E. Reproduktionssystem. In: Wittke G, Pfeffer E, Hrsg. Physiologie der Haustiere. 2. Aufl. Berlin: Verlag Parey; 1984:129-47.

Yu SJ, Li FD. Profiles of plasma progesterone before and at the onset of puberty in yak heifers. Anim Reprod Sci. 2001;65:67-73.

Zeeb K, Kleinschmidt A. Beobachtungen zum Paarungsverhalten von Grévyzebras in Gefangenschaft. Z Tierpsychol. 1963;Bd. 20:207-14.

Ziegler TE, Scheffler G, Wittwer DJ, Schultz-Darken N, Snowdon CT, Abbott DH. Metabolism of reproductive steroids during the ovarian cycle in two species of callitrichids, *Saguinus oedipus* and *Callithrix jacchus*, and estimation of the ovulatory period from fecal steroids. Biol Reprod. 1996;54:91-9.

9 ANHANG**9.1 Einzelwerte der Gestagenkonzentrationen im Kot zur Fortpflanzungskontrolle bei Dama- und Mhorrhazellen****Tabelle I: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Damagazelle „Bessy“ während des Zyklus**

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
10.04.00	- 24	450		01.03.01	- 22	865	
12.04.00	- 22	551		03.03.01	- 20	405	
14.04.00	- 20	293		04.03.01	- 19	195	
18.04.00	- 16	860		06.03.01	- 17	229	
19.04.00	- 15	677		07.03.01	- 16	200	
20.04.00	- 14	932		08.03.01	- 15	178	
21.04.00	- 13	1087		09.03.01	- 14	404	
22.04.00	- 12	699		10.03.01	- 13	485	
24.04.00	- 10	784		11.03.01	- 12	444	
25.04.00	- 9	980		12.03.01	- 11	178	
26.04.00	- 8	463		13.03.01	- 10	345	
27.04.00	- 7	696		14.03.01	- 9	543	
28.04.00	- 6	888		15.03.01	- 8	469	
30.04.00	- 4	463		16.03.01	- 7	562	
01.05.00	- 3	202		17.03.01	- 6	518	
03.05.00	- 1	158		18.03.01	- 5	622	
04.05.00	0	107		19.03.01	- 4	579	
06.05.00	2	205		20.03.01	- 3	517	
07.05.00	3	268		21.03.01	- 2	275	
08.05.00	4	328		22.03.01	- 1	266	
09.05.00	5	636		23.03.01	0	169	
10.05.00	6	444		24.03.01	1	202	
12.05.00	8	652		25.03.01	2	243	
14.05.00	10	693		26.03.01	3	382	
15.05.00	11	756		27.03.01	4	445	
16.05.00	12	1103		29.03.01	6	633	
17.05.00	13	1298		30.03.01	7	941	
18.05.00	14	939		31.03.01	8	578	
19.05.00	15	649		01.04.01	9	810	
21.05.00	17	539		02.04.01	10	709	
22.05.00	18	202		03.04.01	11	591	
23.05.00	19	82		04.04.01	12	772	
24.05.00	20	88		05.04.01	13	733	
25.05.00	21	123		06.04.01	14	638	
29.05.00	25	334		07.04.01	15	744	
26.02.01	- 25	1008		08.04.01	16	750	
27.02.01	- 24	992		09.04.01	17	802	
28.02.01	- 23	813		10.04.01	18	529	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle I

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
11.04.01	19	820		16.08.01	- 2	370	
13.04.01	21	711		17.08.01	- 1	318	
14.04.01	22	467		18.08.01	0	233	
15.04.01	23	519		19.08.01	1	308	
16.04.01	24	284		20.08.01	2	455	
17.04.01	25	66	Östrus	21.08.01	3	410	
24.07.01	- 25	880		22.08.01	4	549	
25.07.01	- 24	768		23.08.01	5	629	
26.07.01	- 23	550		24.08.01	6	1085	
27.07.01	- 22	572		25.08.01	7	860	
28.07.01	- 21	628		26.08.01	8	990	
29.07.01	- 20	477		27.08.01	9	1223	
30.07.01	- 19	589		28.08.01	10	859	
31.07.01	- 18	333		29.08.01	11	1153	
01.08.01	- 17	297		31.08.01	13	268	
02.08.01	- 16	306		02.09.01	15	206	
04.08.01	- 14	271		03.09.01	16	206	
05.08.01	- 13	310		04.09.01	17	136	
06.08.01	- 12	467		05.09.01	18	229	
07.08.01	- 11	1291		06.09.01	19	259	
08.08.01	- 10	1297		07.09.01	20	474	
10.08.01	- 8	783		08.09.01	21	284	
11.08.01	- 7	643		09.09.01	22	315	
12.08.01	- 6	633		10.09.01	23	494	
13.08.01	- 5	818		11.09.01	24	741	
14.08.01	- 4	877		12.09.01	25	977	
15.08.01	- 3	590					

Tabelle II: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Damagazelle „Janet“ während des Zyklus

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
17.04.00	- 23	158		08.05.00	- 2	161	
19.04.00	- 21	101		10.05.00	0	129	
22.04.00	- 18	123		15.05.00	5	195	
24.04.00	- 16	192		16.05.00	6	189	
26.04.00	- 14	261		17.05.00	7	195	
30.04.00	- 10	356		18.05.00	8	356	
01.05.00	- 9	473		19.05.00	9	252	
03.05.00	- 7	507		21.05.00	11	321	
04.05.00	- 6	624		22.05.00	12	315	
07.05.00	- 3	202		23.05.00	13	255	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle II

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
24.05.00	14	369		05.11.00	- 12	271	
25.05.00	15	170		06.11.00	- 11	280	
29.05.00	19	101		07.11.00	- 10	384	
30.05.00	- 16	120		08.11.00	- 9	337	
31.05.00	- 15	107		09.11.00	- 8	353	
01.06.00	- 14	164		10.11.00	- 7	369	
02.06.00	- 13	205		11.11.00	- 6	359	
04.06.00	- 11	318		12.11.00	- 5	324	
07.06.00	- 8	324		13.11.00	- 4	372	
08.06.00	- 7	328		14.11.00	- 3	378	
09.06.00	- 6	485		15.11.00	- 2	233	
11.06.00	- 4	387		16.11.00	- 1	202	
13.06.00	- 2	113		17.11.00	0	164	
14.06.00	- 1	91		18.11.00	1	164	
15.06.00	0	63		19.11.00	2	214	
16.06.00	1	107		20.11.00	3	211	
18.06.00	3	107		21.11.00	4	249	
19.06.00	4	95		22.11.00	5	302	
20.06.00	5	167		23.11.00	6	287	
21.06.00	6	221		24.11.00	7	287	
22.06.00	7	252		25.11.00	8	315	
23.06.00	8	265		26.11.00	9	365	
24.06.00	9	233		27.11.00	10	359	
25.06.00	10	230		28.11.00	11	312	
26.06.00	11	117		29.11.00	12	444	
27.06.00	12	271		30.11.00	13	350	
28.06.00	13	914		01.12.00	14	432	
29.06.00	14	520		02.12.00	15	328	
30.06.00	15	457		03.12.00	16	350	
01.07.00	16	416		04.12.00	17	340	
23.10.00	- 25	476		05.12.00	18	217	
24.10.00	- 24	391		06.12.00	19	192	
25.10.00	- 23	347		07.12.00	20	205	
26.10.00	- 22	221		08.12.00	21	186	
27.10.00	- 21	151		09.12.00	22	195	
28.10.00	- 20	158		10.12.00	23	183	Östrus
29.10.00	- 19	132		11.12.00	24	233	
30.10.00	- 18	161		12.12.00	25	356	
31.10.00	- 17	154		05.02.01	- 19	155	Östrus
01.11.00	- 16	284		06.02.01	- 18	205	
02.11.00	- 15	205		07.02.01	- 17	205	
03.11.00	- 14	208		08.02.01	- 16	201	
04.11.00	- 13	309		09.02.01	- 15	207	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle II

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
10.02.01	- 14	365		27.03.01	- 7	427	
11.02.01	- 13	426		29.03.01	- 5	712	
13.02.01	- 11	523		30.03.01	- 4	874	
14.02.01	- 10	488		31.03.01	- 3	716	
15.02.01	- 9	488		01.04.01	- 2	288	
16.02.01	- 8	578		02.04.01	- 1	197	
17.02.01	- 7	409		03.04.01	0	150	
18.02.01	- 6	412		04.04.01	1	167	
19.02.01	- 5	518		05.04.01	2	178	
20.02.01	- 4	331		06.04.01	3	161	Östrus
21.02.01	- 3	171		07.04.01	4	199	
22.02.01	- 2	214		08.04.01	5	227	
23.02.01	- 1	174		09.04.01	6	320	
24.02.01	0	148		10.04.01	7	336	
25.02.01	1	199	Östrus	11.04.01	8	349	
26.02.01	2	197		12.04.01	9	503	
27.02.01	3	288		13.04.01	10	557	
28.02.01	4	295		14.04.01	11	485	
01.03.01	5	417		15.04.01	12	495	
02.03.01	6	453		16.04.01	13	564	
03.03.01	7	680		17.04.01	14	557	
04.03.01	8	627		18.04.01	15	923	
05.03.01	9	309		19.04.01	16	671	
06.03.01	10	284		20.04.01	17	482	
07.03.01	11	263		21.04.01	18	276	
08.03.01	12	314		22.04.01	19	198	
09.03.01	13	356		23.04.01	20	178	
10.03.01	14	375		24.04.01	- 18	195	
11.03.01	15	210		25.04.01	- 17	208	
12.03.01	16	196		26.04.01	- 16	264	Östrus
14.03.01	18	127		27.04.01	- 15	294	
15.03.01	19	116		28.04.01	- 14	245	
16.03.01	- 18	162		29.04.01	- 13	343	
17.03.01	- 17	239	Östrus	30.04.01	- 12	476	
18.03.01	- 16	233		01.05.01	- 11	344	
19.03.01	- 15	393		02.05.01	- 10	346	
20.03.01	- 14	308		03.05.01	- 9	263	
21.03.01	- 13	538		04.05.01	- 8	489	
22.03.01	- 12	481		05.05.01	- 7	522	
23.03.01	- 11	685		06.05.01	- 6	368	
24.03.01	- 10	617		07.05.01	- 5	625	
25.03.01	- 9	586		08.05.01	- 4	379	
26.03.01	- 8	625		09.05.01	- 3	185	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle II

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
10.05.01	- 2	194		29.06.01	12	585	
12.05.01	0	153		30.06.01	13	531	
13.05.01	1	187		01.07.01	14	477	
14.05.01	2	265		02.07.01	15	459	
16.05.01	4		Östrus	03.07.01	16	405	
17.05.01	5	574		04.07.01	17	759	
18.05.01	6	593		05.07.01	18	446	
19.05.01	7	563		06.07.01	19	291	
20.05.01	8	1591		07.07.01	20	186	
21.05.01	9	582		08.07.01	- 25	235	
22.05.01	10	685		09.07.01	- 24	197	
23.05.01	11	427		10.07.01	- 23	221	
24.05.01	12	513		11.07.01	- 22	241	
25.05.01	13	158		12.07.01	- 21	251	
26.05.01	14	497		13.07.01	- 20	339	
27.05.01	15	394		14.07.01	- 19	508	
28.05.01	16	204		15.07.01	- 18	643	
30.05.01	17	152		16.07.01	- 17	436	
31.05.01	18	140		17.07.01	- 16	735	
01.06.01	- 16	195		18.07.01	- 15	545	
02.06.01	- 15	311		19.07.01	- 14	380	
03.06.01	- 14	241		20.07.01	- 13	686	
04.06.01	- 13	305		21.07.01	- 12	646	
05.06.01	- 12	483	Östrus	22.07.01	- 11	537	
06.06.01	- 11	533		24.07.01	- 9	592	
07.06.01	- 10	525		25.07.01	- 8	439	
08.06.01	- 9	645		26.07.01	- 7	297	
09.06.01	- 8	983		27.07.01	- 6	272	
10.06.01	- 7	552		28.07.01	- 5	259	
11.06.01	- 6	599		29.07.01	- 4	263	
12.06.01	- 5	754		01.08.01	- 1	194	
13.06.01	- 4	605		02.08.01	0	190	
14.06.01	- 3	518		04.08.01	2	199	
15.06.01	- 2	278		05.08.01	3	310	
16.06.01	- 1	219		07.08.01	5	389	
17.06.01	0	179		09.08.01	7	1264	
18.06.01	1	184		10.08.01	8	739	
19.06.01	2	188		11.08.01	9	449	
23.06.01	6	288		12.08.01	10	466	
24.06.01	7	360		13.08.01	11	318	
25.06.01	8	544	Östrus	14.08.01	12	387	
26.06.01	9	406		15.08.01	13	266	
28.06.01	11	593		16.08.01	14	226	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle II

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
17.08.01	15	187		09.10.01	- 8	694	
18.08.01	16	154		10.10.01	- 7	1119	
19.08.01	- 20	199		11.10.01	- 6	1020	
20.08.01	- 19	314		12.10.01	- 5	1204	
21.08.01	- 18	300		13.10.01	- 4	1087	
22.08.01	- 17	358		14.10.01	- 3	885	
23.08.01	- 16	307		15.10.01	- 2	377	
24.08.01	- 15	386		16.10.01	- 1	384	
25.08.01	- 14	389		17.10.01	0	143	
27.08.01	- 12	641		19.10.01	2	162	
28.08.01	- 11	481		20.10.01	3	274	
29.08.01	- 10	543		21.10.01	4	276	
31.08.01	- 8	531		22.10.01	5	389	
02.09.01	- 6	384		23.10.01	6	365	
03.09.01	- 5	354		24.10.01	7	428	
04.09.01	- 4	189		27.10.01	10	659	
05.09.01	- 3	165		29.10.01	12	392	
06.09.01	- 2	176		30.10.01	13	474	
07.09.01	- 1	181		01.11.01	15	328	
08.09.01	0	160		03.11.01	17	271	
09.09.01	1	168		04.11.01	18	619	
10.09.01	2	206		07.11.01	21	482	
11.09.01	3	212		10.11.01	24	860	
12.09.01	4	234		11.11.01	25	558	
13.09.01	5	184		14.01.02	- 25	107	
14.09.01	6	301		16.01.02	- 23	183	
15.09.01	7	587		17.01.02	- 22	90	
17.09.01	9	442		19.01.02	- 20	248	
18.09.01	10	315		20.01.02	- 19	276	
19.09.01	11	466		21.01.02	- 18	572	
20.09.01	12	420		22.01.02	- 17	630	
21.09.01	13	285		24.01.02	- 15	320	
22.09.01	14	253		25.01.02	- 14	639	
23.09.01	15	556		26.01.02	- 13	393	
24.09.01	16	230		29.01.02	- 10	914	
25.09.01	17	163		30.01.02	- 9	333	
26.09.01	- 21	189		03.02.02	- 5	200	
27.09.01	- 20	219		06.02.02	- 2	218	
02.10.01	- 15	173		08.02.02	0	180	
05.10.01	- 12	474		09.02.02	1	318	
06.10.01	- 11	620		11.02.02	3	441	
07.10.01	- 10	512		12.02.02	4	342	
08.10.01	- 9	684		13.02.02	5	332	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle II

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
14.02.02	6	798		26.02.02	18	172	
17.02.02	9	515		27.02.02	19	260	
18.02.02	10	289		01.03.02	21	504	
21.02.02	13	387		03.03.02	23	490	
22.02.02	14	1315		04.03.02	24	689	
23.02.02	15	281		05.03.02	25	516	

Tabelle III: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Damagazelle „Mary“ während des Zyklus

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
05.04.00	- 21	170		23.05.00	- 16	608	
09.04.00	- 17	148		24.05.00	- 15	564	
10.04.00	- 16	192		25.05.00	- 14	504	
11.04.00	- 15	287		29.05.00	- 10	422	
12.04.00	- 14	375		30.05.00	- 9	501	
13.04.00	- 13	347		31.05.00	- 8	576	
14.04.00	- 12	488		01.06.00	- 7	655	
17.04.00	- 9	375		02.06.00	- 6	617	
19.04.00	- 7	425		04.06.00	- 4	299	
22.04.00	- 4	542		07.06.00	- 1	113	
24.04.00	- 2	271		08.06.00	0	98	
26.04.00	0	91		09.06.00	1	145	
30.04.00	4	243		11.06.00	3	230	
01.05.00	5	170		13.06.00	5	384	
03.05.00	7	353		14.06.00	6	419	
05.05.00	9	542		16.06.00	8	334	
06.05.00	10	756		18.06.00	10	592	
07.05.00	11	365		19.06.00	11	416	
08.05.00	12	599		20.06.00	12	340	
09.05.00	13	873		21.06.00	13	595	
10.05.00	14	498		22.06.00	14	274	
11.05.00	15	473		23.06.00	15	299	
12.05.00	16	394		24.06.00	16	227	
14.05.00	18	655		25.06.00	17	198	
15.05.00	19	306		26.06.00	18	135	
16.05.00	20	151		28.06.00	20	173	
17.05.00	21	148		29.06.00	21	321	
18.05.00	22	170		30.06.00	22	261	
19.05.00	23	158		01.07.00	23	334	
21.05.00	24	145		28.10.00	- 25	154	
22.05.00	- 17	284		29.10.00	- 24	173	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle III

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
30.10.00	- 23	227		12.12.00	- 22	444	
31.10.00	- 22	189		13.12.00	- 21	243	
01.11.00	- 21	221		14.12.00	- 20	309	
02.11.00	- 20	239		15.12.00	- 19	444	
03.11.00	- 19	293		16.12.00	- 18	391	
04.11.00	- 18	309		17.12.00	- 17	416	
05.11.00	- 17	394		18.12.00	- 16	469	
06.11.00	- 16	394		20.12.00	- 14	589	
07.11.00	- 15	693		22.12.00	- 12	394	
08.11.00	- 14	359		25.12.00	- 9	432	
09.11.00	- 13	513		27.12.00	- 7	243	
10.11.00	- 12	362		29.12.00	- 5	309	
11.11.00	- 11	343		31.12.00	- 3		Östrus
12.11.00	- 10	287		01.01.01	- 2	170	
13.11.00	- 9	532		03.01.01	0	148	
14.11.00	- 8	375		05.01.01	2	211	
15.11.00	- 7	479		08.01.01	5	432	
16.11.00	- 6	545		18.01.01	15	406	
17.11.00	- 5	236		19.01.01	16	263	
18.11.00	- 4	224		20.01.01	17	199	
19.11.00	- 3	249		21.01.01	18	171	
20.11.00	- 2	202		22.01.01	19	147	
21.11.00	- 1	205		23.01.01	- 21	220	
22.11.00	0	192		24.01.01	- 20	239	
23.11.00	1	214		26.01.01	- 18		Östrus
24.11.00	2	208		05.02.01	- 8	492	
25.11.00	3	211		06.02.01	- 7	741	
26.11.00	4	230		07.02.01	- 6	603	
27.11.00	5	243		08.02.01	- 5	416	
28.11.00	6	280		09.02.01	- 4	265	
29.11.00	7	284		10.02.01	- 3	202	Östrus
30.11.00	8	309		11.02.01	- 2	208	
01.12.00	9	293		12.02.01	- 1	195	
02.12.00	10	441		13.02.01	0	185	
03.12.00	11	488		14.02.01	1	209	
04.12.00	12	372		15.02.01	2	262	
05.12.00	13	482		16.02.01	3	269	
06.12.00	14	649		17.02.01	4	336	
07.12.00	15	277		18.02.01	5	311	
08.12.00	16	290		19.02.01	6	385	
09.12.00	17	233		20.02.01	7	316	Östrus
10.12.00	18	173	Östrus	21.02.01	8	628	
11.12.00	- 23	217		22.02.01	9	664	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle III

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
23.02.01	10	448		23.03.01	- 2	196	
24.02.01	11	741		24.03.01	- 1	208	
25.02.01	12	919		25.03.01	0	197	
26.02.01	13	738		26.03.01	1	235	
27.02.01	14	766		27.03.01	2	228	
28.02.01	15	357		29.03.01	4	331	
01.03.01	16	235		30.03.01	5	498	
02.03.01	17	197	Paarung	31.03.01	6	419	
03.03.01	18	151	Paarung	01.04.01	7	723	
04.03.01	19	162		02.04.01	8	774	
05.03.01	20	149		03.04.01	9	618	
06.03.01	- 19	211		04.04.01	10	567	
07.03.01	- 18	202		05.04.01	11	837	
08.03.01	- 17	237		06.04.01	12	660	
09.03.01	- 16	257		07.04.01	13	574	
10.03.01	- 15	299		08.04.01	14	651	
11.03.01	- 14	326		09.04.01	15	840	
12.03.01	- 13	601		10.04.01	16	731	
13.03.01	- 12	707		11.04.01	17	535	Östrus
14.03.01	- 11	524		12.04.01	18	567	
15.03.01	- 10	595		13.04.01	19	631	
16.03.01	- 9	490		14.04.01	20	411	
17.03.01	- 8	481	Östrus	15.04.01	21	177	
18.03.01	- 7	515		16.04.01	22	137	
19.03.01	- 6	513		17.04.01	23	186	
20.03.01	- 5	1106		18.04.01	24	183	
21.03.01	- 4	444		19.04.01	25	187	
22.03.01	- 3	543					

Tabelle IV: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Damagazelle „Nadja“ während des Zyklus

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
08.05.00	- 25	413		22.05.00	- 11	306	
10.05.00	- 23	161		23.05.00	- 10	365	
12.05.00	- 21	548		24.05.00	- 9	406	
14.05.00	- 19	154		25.05.00	- 8	854	
15.05.00	- 18	180		29.05.00	- 4	573	
16.05.00	- 17	243		30.05.00	- 3	249	
17.05.00	- 16	353		31.05.00	- 2	173	
19.05.00	- 14	347		01.06.00	- 1	173	
21.05.00	- 12	797		02.06.00	0	161	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle IV

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
04.06.00	2	236		24.11.00	21	236	
07.06.00	5	737		25.11.00	22	239	
08.06.00	6	236		26.11.00	23	227	
09.06.00	7	324		27.11.00	- 13	274	
13.06.00	11	488		28.11.00	- 12	268	
15.06.00	13	536		29.11.00	- 11	372	
16.06.00	14	268		30.11.00	- 10	425	
18.06.00	16	230		01.12.00	- 9	428	
19.06.00	17	132		02.12.00	- 8	403	
20.06.00	18	192		03.12.00	- 7	362	
25.06.00	23	268		04.12.00	- 6	315	
18.10.00	- 16	230		05.12.00	- 5	479	
20.10.00	- 14	224		06.12.00	- 4	274	
22.10.00	- 12	413		07.12.00	- 3	324	
23.10.00	- 11	485		08.12.00	- 2	400	
24.10.00	- 10	567		09.12.00	- 1	261	
26.10.00	- 8	595		10.12.00	0	180	
27.10.00	- 7	397		11.12.00	1	205	Östrus
28.10.00	- 6	353		12.12.00	2	277	
29.10.00	- 5	529		13.12.00	3	230	
30.10.00	- 4	350		14.12.00	4	186	
31.10.00	- 3	419		15.12.00	5	507	
01.11.00	- 2	384		16.12.00	6	309	
02.11.00	- 1	268		17.12.00	7	362	
03.11.00	0	195		18.12.00	8	400	
04.11.00	1	255		20.12.00	10	806	
05.11.00	2	239		22.12.00	12	460	
06.11.00	3	236		25.12.00	15	548	
07.11.00	4	328		27.12.00	17	854	
08.11.00	5	334		29.12.00	19	532	
09.11.00	6	321		31.12.00	21		Östrus
10.11.00	7	400		01.01.01	22	154	
11.11.00	8	387		03.01.01	24	268	
12.11.00	9	498		18.01.01	- 28	298	
13.11.00	10	554		19.01.01	- 27	210	Östrus/ Paarung
14.11.00	11	419		20.01.01	- 26	166	
15.11.00	12	898		21.01.01	- 25	228	Östrus
16.11.00	13	1017		22.01.01	- 24	207	
17.11.00	14	564		23.01.01	- 23	207	
18.11.00	15	536		24.01.01	- 22	367	
21.11.00	18	365		05.02.01	- 10	605	
22.11.00	19	299		06.02.01	- 9	735	
23.11.00	20	233					

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle IV

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
07.02.01	- 8	698		22.03.01	- 4	642	Östrus
08.02.01	- 7	1097		23.03.01	- 3	435	
09.02.01	- 6	742		24.03.01	- 2	249	
10.02.01	- 5	537	Östrus	25.03.01	- 1	217	
11.02.01	- 4	309		26.03.01	0	181	Bock jagt Nadja
12.02.01	- 3	324	Östrus	27.03.01	1	199	
13.02.01	- 2	251	Paarung	29.03.01	3	202	
14.02.01	- 1	211		30.03.01	4	301	
15.02.01	0	209		31.03.01	5	283	
16.02.01	1	219		01.04.01	6	397	
17.02.01	2	217		02.04.01	7	305	
18.02.01	3	213		03.04.01	8	466	
19.02.01	4	278		04.04.01	9	580	
20.02.01	5	327		05.04.01	10	469	
21.02.01	6	210		06.04.01	11	497	
22.02.01	7	301		07.04.01	12	483	
23.02.01	8	267		08.04.01	13	434	
24.02.01	9	697		09.04.01	14	674	
25.02.01	10	523		10.04.01	15	533	
26.02.01	11	357		11.04.01	16	579	Östrus
27.02.01	12	365		12.04.01	17	481	
28.02.01	13	435		13.04.01	18	321	
01.03.01	14	390		14.04.01	19	275	Östrus
02.03.01	15	323	Östrus	15.04.01	20	144	
03.03.01	16	297		16.04.01	- 20	199	
04.03.01	17	226	Östrus	17.04.01	- 19	217	
05.03.01	18	223		18.04.01	- 18	176	
06.03.01	19	223		19.04.01	- 17	224	
07.03.01	20	180		20.04.01	- 16	455	
08.03.01	- 18	227		21.04.01	- 15	291	
09.03.01	- 17	399		22.04.01	- 14	363	
10.03.01	- 16	325		23.04.01	- 13	884	
11.03.01	- 15	371		24.04.01	- 12	572	
12.03.01	- 14	575		25.04.01	- 11	615	
13.03.01	- 13	807		26.04.01	- 10	732	
14.03.01	- 12	334		27.04.01	- 9	327	
15.03.01	- 11	641		28.04.01	- 8	455	
16.03.01	- 10	785		29.04.01	- 7	561	
17.03.01	- 9	854		30.04.01	- 6	811	
18.03.01	- 8	586		01.05.01	- 5	850	Östrus
19.03.01	- 7	672		02.05.01	- 4	660	
20.03.01	- 6	690		03.05.01	- 3	449	
21.03.01	- 5	387					

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle IV

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
04.05.01	- 2	236	Bock jagt Nadja	16.06.01	- 3	330	
05.05.01	- 1	195		17.06.01	- 2	219	Bock jagt Nadja
06.05.01	0	164		18.06.01	- 1	220	
07.05.01	1	198		19.06.01	0	203	
08.05.01	2	186		20.06.01	1	262	
09.05.01	3	235		21.06.01	2	409	
10.05.01	4	394		22.06.01	3	365	
11.05.01	5	533		23.06.01	4	271	
12.05.01	6	398		24.06.01	5	568	
13.05.01	7	517		25.06.01	6	817	
14.05.01	8	492		26.06.01	7	575	
15.05.01	9	551		27.06.01	8	521	
16.05.01	10	728		28.06.01	9	568	
18.05.01	12	481		29.06.01	10	677	
19.05.01	13	668		30.06.01	11		Östrus
20.05.01	14	653		01.07.01	12	691	
21.05.01	15	501	Östrus	02.07.01	13	657	
22.05.01	16	644		03.07.01	14	1237	
23.05.01	17	556		05.07.01	16	1148	
24.05.01	18	288		06.07.01	17	979	
25.05.01	19	134	Bock jagt Nadja	08.07.01	19	1341	
26.05.01	- 24	150		09.07.01	20	618	
27.05.01	- 23	433		10.07.01	21	516	
29.05.01	- 21	240		11.07.01	22	307	
30.05.01	- 20	358		12.07.01	23	258	
31.05.01	- 19	359		13.07.01	24	243	
01.06.01	- 18	301		15.07.01	26	196	
02.06.01	- 17	314		16.07.01	27	148	
03.06.01	- 16	391		17.07.01	28	142	
04.06.01	- 15	456		19.07.01	- 16	233	
05.06.01	- 14	645		21.07.01	- 14	379	
06.06.01	- 13	573		22.07.01	- 13	348	
07.06.01	- 12	785		23.07.01	- 12	383	
08.06.01	- 11	461		24.07.01	- 11	372	
09.06.01	- 10	1157		25.07.01	- 10	576	
10.06.01	- 9	367	Östrus	26.07.01	- 9	594	
11.06.01	- 8	423		27.07.01	- 8	663	
12.06.01	- 7	479		28.07.01	- 7	511	
13.06.01	- 6	389		29.07.01	- 6	534	
14.06.01	- 5	385		30.07.01	- 5	520	
15.06.01	- 4	249		31.07.01	- 4	611	
				01.08.01	- 3	377	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle IV

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
02.08.01	- 2	211		22.09.01	10	461	
04.08.01	- 1	189		23.09.01	11	678	
05.08.01	0	182		24.09.01	12	880	
07.08.01	2	486		26.09.01	14	669	
08.08.01	3	669		27.09.01	15	481	Transport nach Hodenhagen
09.08.01	4	722					
10.08.01	5	532					
11.08.01	6	508		02.10.01	20	470	
12.08.01	7	477		05.10.01	23	189	
13.08.01	8	525		06.10.01	24	207	
14.08.01	9	589		07.10.01	25	292	
15.08.01	10	1175		23.11.01	- 23	347	
16.08.01	11	624		24.11.01	- 22	277	
17.08.01	12	556		26.11.01	- 20	317	
18.08.01	13	669		27.11.01	- 19	243	
19.08.01	14	619		30.11.01	- 16	417	
20.08.01	15	520		01.12.01	- 15	582	
21.08.01	16	414		02.12.01	- 14	643	
22.08.01	17	234		03.12.01	- 13	633	
23.08.01	- 20	235		04.12.01	- 12	663	
24.08.01	- 19	276		07.12.01	- 9	724	
28.08.01	- 15	423		08.12.01	- 8	956	
29.08.01	- 14	617		10.12.01	- 6	442	
31.08.01	- 12	551		11.12.01	- 5	686	
02.09.01	- 10	498		12.12.01	- 4	533	
03.09.01	- 9	1283		13.12.01	- 3	288	
04.09.01	- 8	520		14.12.01	- 2	239	
05.09.01	- 7	706		15.12.01	- 1	239	
06.09.01	- 6	892		16.12.01	0	210	
07.09.01	- 5	675		17.12.01	1	211	
08.09.01	- 4	699		18.12.01	2	281	
09.09.01	- 3	407		19.12.01	3	873	
10.09.01	- 2	235		20.12.01	4	257	
11.09.01	- 1	163		21.12.01	5	351	
12.09.01	0	162		22.12.01	6	294	
13.09.01	1	173		23.12.01	7	288	
14.09.01	2	168		24.12.01	8	304	
15.09.01	3	352		25.12.01	9	329	
16.09.01	4	253		27.12.01	11	488	
18.09.01	6	414		28.12.01	12	379	
19.09.01	7	499		29.12.01	13	496	
20.09.01	8	988		30.12.01	14	424	
21.09.01	9	851		31.12.01	15	580	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle IV

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
04.01.02	19	361		07.01.02	22	248	
05.01.02	20	195		08.01.02	23	169	
06.01.02	21	407		09.01.02	24	182	

Tabelle V: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Damagazelle „Trine“ präpubertär und während des Zyklus

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
08.12.99		139		03.11.00	- 3	192	
15.12.99		195		04.11.00	- 2	180	
22.12.99		129		05.11.00	- 1	227	
29.12.99		95		06.11.00	0	173	
05.01.00		161		07.11.00	1	236	
12.01.00		205		08.11.00	2	265	
26.01.00		148		09.11.00	3	343	
02.02.00		684		10.11.00	4	309	
09.02.00		756		11.11.00	5	529	
16.02.00		192		12.11.00	6	495	
01.03.00		665		13.11.00	7	504	
08.03.00		173		14.11.00	8	665	
15.03.00		655		15.11.00	9	501	
22.03.00		498		16.11.00	10	677	
29.03.00		161		17.11.00	11	649	
05.04.00		482		18.11.00	12	570	
20.10.00	- 17	227		19.11.00	13	507	
21.10.00	- 16	265		20.11.00	14	265	
22.10.00	- 15	482		21.11.00	15	252	
23.10.00	- 14	299		22.11.00	16	258	
24.10.00	- 13	384		23.11.00	17	252	
25.10.00	- 12	416		24.11.00	18	183	
26.10.00	- 11	532		25.11.00	19	205	
27.10.00	- 10	460		26.11.00	20	230	
28.10.00	- 9	602		27.11.00	21	211	
29.10.00	- 8	554		28.11.00	22	258	
30.10.00	- 7	441		29.11.00	23	255	
31.10.00	- 6	576		30.11.00	24	403	
01.11.00	- 5	372		01.12.00	25	479	
02.11.00	- 4	268					

Tabelle VI: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Damagazelle „Trine“ während der Gravidität

Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
10.03.01	- 224	188		22.04.01	- 182	637	
11.03.01	- 223	149		23.04.01	- 181	787	
12.03.01	- 222	164		24.04.01	- 180	663	
13.03.01	- 221	167		25.04.01	- 179	581	
14.03.01	- 220	184		26.04.01	- 178	854	
15.03.01	- 219	267		27.04.01	- 177	711	
16.03.01	- 218	230		28.04.01	- 176	691	
17.03.01	- 217	230		29.04.01	- 175	731	
18.03.01	- 216	169		30.04.01	- 174	947	
19.03.01	- 215	185		01.05.01	- 173	619	
20.03.01	- 214	183		02.05.01	- 172	722	
21.03.01	- 213	172		03.05.01	- 171	857	
22.03.01	- 212	205		04.05.01	- 170	825	
23.03.01	- 211	317		05.05.01	- 169	754	
24.03.01	- 210	330		06.05.01	- 168	585	
25.03.01	- 209	450		07.05.01	- 167	1040	
26.03.01	- 208	359		08.05.01	- 166	786	
27.03.01	- 207	522		09.05.01	- 165	728	
29.03.01	- 206	530		10.05.01	- 164	870	
30.03.01	- 205	702		11.05.01	- 163	291	
31.03.01	- 204	710		12.05.01	- 162	572	
01.04.01	- 203	627		13.05.01	- 161	677	
02.04.01	- 202	367		14.05.01	- 160	633	
03.04.01	- 201	216		15.05.01	- 159	783	
04.04.01	- 200	199		16.05.01	- 158	822	
05.04.01	- 199	172		17.05.01	- 157	618	
06.04.01	- 198	189	Östrus	18.05.01	- 156	562	
07.04.01	- 197	184		19.05.01	- 155	1122	
08.04.01	- 196	198		20.05.01	- 154	1010	
09.04.01	- 195	243		21.05.01	- 153	895	
10.04.01	- 194	437		22.05.01	- 152	778	
11.04.01	- 193	604		23.05.01	- 151	555	
12.04.01	- 192	565		24.05.01	- 150	673	
13.04.01	- 191	472		25.05.01	- 149	507	
14.04.01	- 190	849		26.05.01	- 148	500	
15.04.01	- 189	773		27.05.01	- 147	470	
16.04.01	- 188	777		28.05.01	- 146	512	
17.04.01	- 187	781		29.05.01	- 145	690	
18.04.01	- 186	880		30.05.01	- 144	632	
19.04.01	- 185	924		31.05.01	- 143	527	
20.04.01	- 184	1243		01.06.01	- 142	801	
21.04.01	- 183	893		02.06.01	- 141	694	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle VI

Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
03.06.01	- 140	572		20.07.01	- 93	1002	
04.06.01	- 139	632		21.07.01	- 92	1243	
05.06.01	- 138	604		22.07.01	- 91	1567	
06.06.01	- 137	1387		23.07.01	- 90	1132	
07.06.01	- 136	1251		24.07.01	- 89	1366	
08.06.01	- 135	1120		25.07.01	- 88	1494	
09.06.01	- 134	544		26.07.01	- 87	1562	
10.06.01	- 133	648		27.07.01	- 86	1536	
11.06.01	- 132	602		28.07.01	- 85	1498	
12.06.01	- 131	640		29.07.01	- 84	1444	
13.06.01	- 130	951		31.07.01	- 82	1228	
14.06.01	- 129	664		01.08.01	- 81	1016	
15.06.01	- 128	1309		03.08.01	- 79	984	
16.06.01	- 127	709		04.08.01	- 78	1018	
17.06.01	- 126	619		05.08.01	- 77	1056	
18.06.01	- 125	1245		06.08.01	- 76	1242	
19.06.01	- 124	520		07.08.01	- 75	1461	
20.06.01	- 123	616		08.08.01	- 74	1642	
21.06.01	- 122	1034		09.08.01	- 73	1378	
22.06.01	- 121	747		10.08.01	- 72	1501	
23.06.01	- 120	1321		11.08.01	- 71	1271	
24.06.01	- 119	540		12.08.01	- 70	1443	
25.06.01	- 118	737		13.08.01	- 69	1271	
26.06.01	- 117	1054		14.08.01	- 68	1530	
27.06.01	- 116	1057		15.08.01	- 67	1434	
28.06.01	- 115	916		16.08.01	- 66	1431	
29.06.01	- 114	1180		17.08.01	- 65	1465	
30.06.01	- 113	1051		18.08.01	- 64	1397	
01.07.01	- 112	745		19.08.01	- 63	1423	
02.07.01	- 111	725		20.08.01	- 62	1515	
03.07.01	- 110	702		21.08.01	- 61	1537	
04.07.01	- 109	657		22.08.01	- 60	1447	
05.07.01	- 108	667		23.08.01	- 59	1059	
06.07.01	- 107	723		24.08.01	- 58	1233	
07.07.01	- 106	717		25.08.01	- 57	1404	
08.07.01	- 105	968		26.08.01	- 56	1153	
09.07.01	- 104	741		27.08.01	- 55	1518	
10.07.01	- 103	1153		28.08.01	- 54	1424	
11.07.01	- 102	1216		29.08.01	- 53	1406	
12.07.01	- 101	1262		31.08.01	- 51	1636	
13.07.01	- 100	1070		02.09.01	- 49	1520	
15.07.01	- 98	1594		03.09.01	- 48	1599	
16.07.01	- 97	1105		04.09.01	- 47	1431	
17.07.01	- 96	1426		05.09.01	- 46	1472	
18.07.01	- 95	1293		06.09.01	- 45	1548	
19.07.01	- 94	862		07.09.01	- 44	1451	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle VI

Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
08.09.01	- 43	1681		21.10.01	0		Geburt
09.09.01	- 42	1220		26.10.01	5	369	
10.09.01	- 41	1459		30.10.01	9	1511	
11.09.01	- 40	1310		23.11.01	33	247	
12.09.01	- 39	1515		24.11.01	34	244	
13.09.01	- 38	1394		26.11.01	36	194	
14.09.01	- 37	1595		27.11.01	37	190	
15.09.01	- 36	1986		29.11.01	39	124	
17.09.01	- 34	1522		30.11.01	40	124	
18.09.01	- 33	1483		04.12.01	44	291	
19.09.01	- 32	1473		08.12.01	48	198	
20.09.01	- 31	1286		10.12.01	50	121	
21.09.01	- 30	1195		12.12.01	52	150	
22.09.01	- 29	1567		17.12.01	57	159	
23.09.01	- 28	1029		18.12.01	58	203	
24.09.01	- 27	787		19.12.01	59	200	
25.09.01	- 26	1259		24.12.01	64	199	
26.09.01	- 25	843		25.12.01	65	155	
27.09.01	- 24	1646		27.12.01	67	104	
05.10.01	- 16	1629		28.12.01	68	150	
08.10.01	- 13	965		29.12.01	69	154	
15.10.01	- 6	1850					

Tabelle VII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Mhorrhgazelle „Felicitas“
während der Gravidität und post partum

Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
16.05.02	- 8	2235		22.06.02	29	223	
23.05.02	- 1	1929		24.06.02	31	364	
24.05.02	0		Geburt	26.06.02	33	226	
25.05.02	1	1681		28.06.02	35	154	
27.05.02	3	288		30.06.02	37	109	
29.05.02	5	152		02.07.02	39	53	
31.05.02	7	201		04.07.02	41	245	
02.06.02	9	101		06.07.02	43	272	
04.06.02	11	122		08.07.02	45	299	
06.06.02	13	165		10.07.02	47	90	
08.06.02	15	185		12.07.02	49	170	
10.06.02	17	145		14.07.02	51	287	
12.06.02	19	149		16.07.02	53	94	
14.06.02	21	231		18.07.02	55	189	
16.06.02	23	239		20.07.02	57	76	
18.06.02	25	207		22.07.02	59	107	
20.06.02	27	127		24.07.02	61	154	

Tabelle VIII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Mhorr gazelle „Maria“
während der Gravidität und post partum

Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
16.05.02	- 6	2037		22.06.02	31	308	
18.05.02	- 4	1804		24.06.02	33	379	
22.05.02	0		Geburt	26.06.02	35	106	
23.05.02	1	1852		28.06.02	37	166	
25.05.02	3	396		30.06.02	39	162	
27.05.02	5	345		02.07.02	41	146	
29.05.02	7	148		04.07.02	43	175	
31.05.02	9	151		06.07.02	45	204	
02.06.02	11	82		08.07.02	47	231	
04.06.02	13	89		10.07.02	49	155	
06.06.02	15	117		12.07.02	51	210	
08.06.02	17	172		14.07.02	53	130	
10.06.02	19	122		16.07.02	55	101	
12.06.02	21	130		18.07.02	57	69	
14.06.02	23	117		20.07.02	59	91	
16.06.02	25	171		22.07.02	61	118	
18.06.02	27	166		24.07.02	63	109	
20.06.02	29	164					

Tabelle IX: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Damagazelle „Janet“ post
partum

Datum	Tag p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
01.12.99	0		Geburt	01.03.00	91	277	
08.12.99	7	214		08.03.00	98	309	
15.12.99	14	180		15.03.00	105	123	
22.12.99	21	265		22.03.00	112	315	
29.12.99	28	161		29.03.00	119	183	
05.01.00	35	217		05.04.00	126	139	
12.01.00	42	113		09.04.00	130	129	
19.01.00	49	208		10.04.00	131	173	
26.01.00	56	413		11.04.00	132	164	
02.02.00	63	135		12.04.00	133	208	
09.02.00	70	139		13.04.00	134	189	
16.02.00	77	309		14.04.00	135	211	
23.02.00	84	91					

Tabelle X: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der laktierenden Mhorr gazelle
„Franziska“

Datum	Tag p. p.	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Tag p. p.	Gestagenwert	Bemerkungen
24.04.02	0		Geburt	20.06.02	57	55	
16.05.02	22	139		22.06.02	59	360	
18.05.02	24	121		24.06.02	61	221	
20.05.02	26	58		26.06.02	63	177	
23.05.02	29	102		28.06.02	65	389	
25.05.02	31	107		30.06.02	67	207	
27.05.02	33	136		02.07.02	69	49	
29.05.02	35	124		04.07.02	71	295	
31.05.02	37	207		06.07.02	73	259	
02.06.02	39	92		08.07.02	75	262	
04.06.02	41	87		10.07.02	77	79	
06.06.02	43	68		12.07.02	79	119	
08.06.02	45	194		14.07.02	81	172	
10.06.02	47	48		16.07.02	83	120	
12.06.02	49	55		18.07.02	85	58	
14.06.02	51	260		20.07.02	87	26	
16.06.02	53	433		22.07.02	89	172	
18.06.02	55	213		24.07.02	91	108	

Tabelle XI: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Damagazelle „Bessy“ zwischen Oktober 2000 und Januar 2001 sowie vor und nach einer einmaligen Behandlung mit 1,5 ml Iliren®

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
18.10.00	1	583		24.11.00	37	309	
20.10.00	2	460		25.11.00	38	343	
21.10.00	3	791		26.11.00	39	280	
22.10.00	4	747		27.11.00	40	312	
23.10.00	5	769		28.11.00	41	460	
24.10.00	6	684		29.11.00	42	337	
25.10.00	7	624		30.11.00	43	400	
26.10.00	8	772		01.12.00	44	375	
27.10.00	9	520		02.12.00	45	504	
28.10.00	10	101		03.12.00	46	450	
29.10.00	11	350		04.12.00	47	520	
30.10.00	12	296		05.12.00	48	425	
31.10.00	13	158		06.12.00	49	482	
01.11.00	14	186		07.12.00	50	501	Behandlung (s. o.)
02.11.00	15	202		08.12.00	51	847	
03.11.00	16	198		09.12.00	52	904	
04.11.00	17	239		10.12.00	53	135	
05.11.00	18	460		11.12.00	54	79	
06.11.00	19	340		12.12.00	55	249	
07.11.00	20	400		13.12.00	56	299	
08.11.00	21	491		14.12.00	57	365	
09.11.00	22	649		15.12.00	58	406	
10.11.00	23	624		16.12.00	59	265	
11.11.00	24	636		17.12.00	60	444	
12.11.00	25	630		18.12.00	61	621	
13.11.00	26	797		20.12.00	62	1188	
14.11.00	27	869		22.12.00	63	617	
15.11.00	28	715		25.12.00	64	747	
16.11.00	29	951		27.12.00	65	977	
17.11.00	30	747		29.12.00	66	1099	
18.11.00	31	611		01.01.01	67	986	
19.11.00	32	589		03.01.01	68	1200	
20.11.00	33	718		05.01.01	69	970	
21.11.00	34	457		08.01.01	70	1175	
22.11.00	35	1197					
23.11.00	36	561					

Tabelle XII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Damagazelle „Bessy“ im Zeitraum Februar bis Oktober 2001 sowie vor und nach einer erneuten Behandlung mit 1,5 ml Iliren® (weitere Daten s. Tabelle I)

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
05.02.01	71	622		08.05.01	159	418	
06.02.01	72	888		09.05.01	160	436	
07.02.01	73	974		10.05.01	161	523	
08.02.01	74	959		11.05.01	162	537	
09.02.01	75	825		12.05.01	163	460	
10.02.01	76	1024		13.05.01	164	425	
11.02.01	77	1013		14.05.01	165	526	
12.02.01	78	800		15.05.01	166	514	
13.02.01	79	266		16.05.01	167	556	
14.02.01	80	697		17.05.01	168	579	
15.02.01	81	830		18.05.01	169	451	
16.02.01	82	563		19.05.01	170	538	
17.02.01	83	736		20.05.01	171	524	
18.02.01	84	509		21.05.01	172	488	
19.02.01	85	888		22.05.01	173	502	
20.02.01	86	1151		23.05.01	174	444	
21.02.01	87	817		24.05.01	175	486	
22.02.01	88	673		25.05.01	176	256	
23.02.01	89	627		26.05.01	177	96	
24.02.01	90	879		27.05.01	178	270	
25.02.01	91	1155		28.05.01	179	234	
18.04.01	139	180		29.05.01	180	214	
19.04.01	140	143		30.05.01	181	359	
20.04.01	141	338		31.05.01	182	301	
21.04.01	142	237		01.06.01	183	424	
22.04.01	143	262		02.06.01	184	324	
23.04.01	144	349		03.06.01	185	341	
24.04.01	145	555		04.06.01	186	728	
25.04.01	146	429		05.06.01	187	810	
26.04.01	147	424		06.06.01	188	1214	
27.04.01	148	451		07.06.01	189	631	
28.04.01	149	563		08.06.01	190	934	
29.04.01	150	512		09.06.01	191	1388	
30.04.01	151	419		10.06.01	192	722	
01.05.01	152	425		11.06.01	193	1209	
02.05.01	153	500		12.06.01	194	1298	
03.05.01	154	286		13.06.01	195	1304	
04.05.01	155	423		14.06.01	196	813	
05.05.01	156	430		15.06.01	197	1432	
06.05.01	157	497		16.06.01	198	847	
07.05.01	158	415		17.06.01	199	895	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XII

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
19.06.01	200	727		15.09.01	280	893	
23.06.01	201	669		17.09.01	281	729	
24.06.01	202	950		18.09.01	282	691	
25.06.01	203	984		19.09.01	283	636	
26.06.01	204	1108		20.09.01	284	985	
27.06.01	205	1091		21.09.01	285	765	
28.06.01	206	1094		22.09.01	286	233	
29.06.01	207	1231		23.09.01	287	287	
30.06.01	208	725		24.09.01	288	367	
01.07.01	209	968		25.09.01	289	433	
02.07.01	210	1020		26.09.01	290	721	
03.07.01	211	1193		27.09.01	291	760	
04.07.01	212	991		28.09.01	292	412	
06.07.01	213	667		29.09.01	293	314	
07.07.01	214	788		30.09.01	294	323	
08.07.01	215	548		01.10.01	295	228	
09.07.01	216	666		02.10.01	296	461	
10.07.01	217	662		03.10.01	297	501	
11.07.01	218	782		04.10.01	298	496	
12.07.01	219	787		05.10.01	299	318	
13.07.01	220	1065		06.10.01	300	200	
14.07.01	221	526		07.10.01	301	440	
15.07.01	222	835		08.10.01	302	460	
16.07.01	223	753		09.10.01	303	419	Behandlung (s. o.)
17.07.01	224	730		10.10.01	304	426	
18.07.01	225	716		11.10.01	305	906	
19.07.01	226	1117		12.10.01	306	395	
20.07.01	227	1143		13.10.01	307	278	
21.07.01	228	1174		14.10.01	308	224	
22.07.01	229	1080		15.10.01	309	238	
23.07.01	230	921		16.10.01	310	275	Euthanasie des Tieres
13.09.01	278	380					
14.09.01	279	790					

Tabelle XIII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Damagazelle „Nadja“ nach dem Transport in den Safaripark Hodenhagen (weitere Daten s. Tabelle IV)

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
08.10.01	1	417		27.10.01	17	509	
09.10.01	2	359		29.10.01	18	461	
10.10.01	3	777		30.10.01	19	557	
11.10.01	4	590		01.11.01	20	450	
12.10.01	5	717		03.11.01	21	598	
13.10.01	6	538		04.11.01	22	267	
14.10.01	7	1031		05.11.01	23	644	
15.10.01	8	886		06.11.01	24	590	
16.10.01	9	743		07.11.01	25	412	
17.10.01	10	626		10.11.01	26	764	
19.10.01	11	914		11.11.01	27	401	
20.10.01	12	784		12.11.01	28	609	
21.10.01	13	567		15.11.01	29	968	
22.10.01	14	896		16.11.01	30	170	
23.10.01	15	882		20.11.01	31	1018	
24.10.01	16	812					

Tabelle XIV: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Mhorrhgazelle „Dajumi“

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
16.05.02	1	194		22.06.02	19	171	
18.05.02	2	100		24.06.02	20	174	
20.05.02	3	155		26.06.02	21	137	
23.05.02	4	122		28.06.02	22	179	
25.05.02	5	128		30.06.02	23	138	
27.05.02	6	136		02.07.02	24	165	
29.05.02	7	145		04.07.02	25	278	
31.05.02	8	262		06.07.02	26	214	
02.06.02	9	179		08.07.02	27	144	
04.06.02	10	136		10.07.02	28	140	
06.06.02	11	121		12.07.02	29	146	
08.06.02	12	177		14.07.02	30	131	
10.06.02	13	144		16.07.02	31	237	
12.06.02	14	138		18.07.02	32	149	
14.06.02	15	119		20.07.02	33	164	
16.06.02	16	138		22.07.02	34	115	
18.06.02	17	171		24.07.02	35	126	
20.06.02	18	154					

Tabelle XV: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der Mhorrhgazelle „Franca“

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
16.05.02	1	184		22.06.02	19	255	
18.05.02	2	136		24.06.02	20	472	
20.05.02	3	162		26.06.02	21	116	
23.05.02	4	197		28.06.02	22	166	
25.05.02	5	166		30.06.02	23	200	
27.05.02	6	99		02.07.02	24	129	
29.05.02	7	103		04.07.02	25	288	
31.05.02	8	280		06.07.02	26	190	
02.06.02	9	142		08.07.02	27	328	
04.06.02	10	143		10.07.02	28	228	
06.06.02	11	114		12.07.02	29	313	
08.06.02	12	173		14.07.02	30	135	
10.06.02	13	148		16.07.02	31	164	
12.06.02	14	146		18.07.02	32	135	
14.06.02	15	157		20.07.02	33	167	
16.06.02	16	338		22.07.02	34	151	
18.06.02	17	122		24.07.02	35	85	
20.06.02	18	128					

Tabelle XVI: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) der männlichen Damagazelle „Kenny“

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
14.02.99	1	145		18.02.99	5	139	
15.02.99	2	129		19.02.99	6	154	
16.02.99	3	132		20.02.99	7	158	
17.02.99	4	123		21.02.99	8	120	

9.2 Einzelwerte der Gestagenkonzentrationen im Kot zur Fortpflanzungskontrolle bei Grévyzebras

Tabelle XVII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Dolly“ während des Zyklus

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
20.09.01	- 3	567		17.11.01	0	116	
21.09.01	- 2	250		18.11.01	1	208	
22.09.01	- 1	441		19.11.01	2	405	
23.09.01	0	216		20.11.01	3	257	
24.09.01	1	362		21.11.01	4	353	
28.09.01	5	416		22.11.01	5	354	
01.10.01	8	702		23.11.01	6	884	
03.10.01	10	1198		24.11.01	7	125	
04.10.01	11	1562		25.11.01	8	645	
05.10.01	12	553		27.11.01	10	712	
06.10.01	13	491		28.11.01	11	391	
08.10.01	15	645		29.11.01	12	334	
10.10.01	17	537		30.11.01	13	348	
12.10.01	19	393		01.12.01	14	293	
15.10.01	22	319		02.12.01	15	339	
16.10.01	23	552		03.12.01	16	395	
17.10.01	24	294		04.12.01	17	367	
19.10.01	26	218		05.12.01	18	300	
22.10.01	- 2	178		06.12.01	19	252	
24.10.01	0	175		07.12.01	20	323	
26.10.01	2	219		08.12.01	21	299	
30.10.01	6	452		09.12.01	- 1	186	
31.10.01	7	317		10.12.01	0	184	
01.11.01	8	530		11.12.01	1	194	
02.11.01	9	1056		13.12.01	3	205	
03.11.01	10	360		14.12.01	4	198	
04.11.01	11	283		15.12.01	5	250	
05.11.01	12	469		16.12.01	6	272	
06.11.01	13	563		17.12.01	7	357	
07.11.01	14	375		18.12.01	8	444	
08.11.01	15	356		19.12.01	9	313	
09.11.01	16	434		20.12.01	10	518	
10.11.01	17	478		22.12.01	12	1087	
11.11.01	18	326		23.12.01	13	549	
12.11.01	19	216		24.12.01	14	1038	
13.11.01	20	187		25.12.01	15	562	
14.11.01	21	279		26.12.01	16	541	
15.11.01	22	185		27.12.01	17	532	
16.11.01	- 1	623		28.12.01	18	801	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XVII

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
29.12.01	19	407		10.02.02	13	420	
30.12.01	20	435		11.02.02	14	540	
31.12.01	21	369		12.02.02	15	657	
01.01.02	22	281		13.02.02	16	456	
02.01.02	23	191		14.02.02	17	426	
03.01.02	24	206		15.02.02	18	372	
04.01.02	25	318		16.02.02	19	467	
05.01.02	- 2	189		17.02.02	20	501	
06.01.02	- 1	254		18.02.02	21	447	
07.01.02	0	170		19.02.02	22	279	
08.01.02	1	191		20.02.02	23	344	
09.01.02	2	212		21.02.02	24	313	
10.01.02	3	218		23.02.02	- 5	241	
11.01.02	4	248		24.02.02	- 4	152	
12.01.02	5	365		26.02.02	- 2	201	
13.01.02	6	444		27.02.02	- 1	149	
14.01.02	7	305		28.02.02	0	126	
15.01.02	8	564		01.03.02	1	129	
16.01.02	9	228		02.03.02	2	164	
17.01.02	10	743		03.03.02	3	156	
18.01.02	11	515		04.03.02	4	214	
19.01.02	12	1394		05.03.02	5	344	
20.01.02	13	763		06.03.02	6	531	
21.01.02	14	749		07.03.02	7	447	
22.01.02	15	662		08.03.02	8	454	
23.01.02	16	657		09.03.02	9	673	
24.01.02	17	226		10.03.02	10	432	
25.01.02	18	235		11.03.02	11	464	
26.01.02	19	209		12.03.02	12	498	
27.01.02	- 1	164		13.03.02	13	446	
28.01.02	0	144		14.03.02	14	748	
29.01.02	1	225		15.03.02	15	772	
30.01.02	2	219		16.03.02	16	620	
31.01.02	3	158		17.03.02	17	379	
01.02.02	4	207		18.03.02	18	375	
02.02.02	5	199		19.03.02	19	278	
03.02.02	6	202		20.03.02	20	881	
04.02.02	7	263		21.03.02	21	135	
05.02.02	8	376					
06.02.02	9	410		22.03.02	22	144	Hengst in Herde/ Rosse
07.02.02	10	485					
08.02.02	11	739		23.03.02	23	146	Paarung
09.02.02	12	556		24.03.02	24	210	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XVII

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
24.09.03	- 5	593		30.10.03	3	217	
29.09.03	0	207		03.11.03	7	558	
01.10.03	2	230		07.11.03	11	990	
03.10.03	4	289		10.11.03	14	337	
06.10.03	7	299		12.11.03	16	613	
08.10.03	9	433		14.11.03	18	522	
10.10.03	11	287		17.11.03	21	433	
15.10.03	16	530		19.11.03	23	334	
17.10.03	18	558		21.11.03	25	154	
20.10.03	21	322		26.11.03	30	235	
22.10.03	23	327		28.11.03	32	370	
24.10.03	25	230		01.12.03	35	708	
27.10.03	0	154					

Tabelle XVIII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Nora“ während des Zyklus

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
08.11.01	- 5	273		02.12.01	19	478	
09.11.01	- 4	233		03.12.01	20	280	
10.11.01	- 3	303		04.12.01	21	499	
11.11.01	- 2	207		05.12.01	22	209	
12.11.01	- 1	187		06.12.01	23	191	
13.11.01	0	157		07.12.01	24	210	
14.11.01	1	571		08.12.01	25	207	
15.11.01	2	175		09.12.01	0	148	
16.11.01	3	1031		10.12.01	1	203	
17.11.01	4	269		11.12.01	2	213	
18.11.01	5	450		12.12.01	3	768	
19.11.01	6	265		13.12.01	4	277	
20.11.01	7	329		14.12.01	5	299	
21.11.01	8	253		15.12.01	6	276	
22.11.01	9	545		16.12.01	7	356	
23.11.01	10	425		17.12.01	8	517	
24.11.01	11	357		18.12.01	9	427	
25.11.01	12	464		19.12.01	10	373	
26.11.01	13	481		20.12.01	11	337	
27.11.01	14	502		22.12.01	13	697	
28.11.01	15	590		23.12.01	14	448	
29.11.01	16	468		24.12.01	15	421	
30.11.01	17	388		25.12.01	16	414	
01.12.01	18	493		26.12.01	17	404	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XVIII

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
27.12.01	18	371		11.02.02	7	266	
28.12.01	19	301		12.02.02	8	383	
29.12.01	20	360		13.02.02	9	287	
30.12.01	21	307		14.02.02	10	198	
31.12.01	22	238		15.02.02	11	291	
01.01.02	23	220		16.02.02	12	325	
02.01.02	24	211		17.02.02	13	328	
03.01.02	0	96		18.02.02	14	297	
04.01.02	1	112		19.02.02	15	338	
05.01.02	2	201		20.02.02	16	281	
06.01.02	3	301		21.02.02	17	293	
07.01.02	4	176		23.02.02	19	279	
08.01.02	5	119		24.02.02	20	174	
09.01.02	6	183		26.02.02	22	291	
10.01.02	7	229		27.02.02	23	111	
11.01.02	8	207		28.02.02	24	115	
12.01.02	9	290		01.03.02	- 1	83	
13.01.02	10	296		02.03.02	0	50	
14.01.02	11	333		03.03.02	1	51	
15.01.02	12	356		04.03.02	2	83	
16.01.02	13	285		05.03.02	3	113	
17.01.02	14	334		06.03.02	4	97	
18.01.02	15	354		07.03.02	5	238	
19.01.02	16	1446		08.03.02	6	173	
20.01.02	17	443		09.03.02	7	729	
21.01.02	18	1319		10.03.02	8	185	
22.01.02	19	453		11.03.02	9	210	
23.01.02	20	566		12.03.02	10	284	
24.01.02	21	411		13.03.02	11	321	
25.01.02	22	363		14.03.02	12	212	
26.01.02	23	334		15.03.02	13	239	
27.01.02	24	361		16.03.02	14	236	
28.01.02	25	366		17.03.02	15	325	
30.01.02	27	162		18.03.02	16	276	
31.01.02	28	197		19.03.02	17	265	
02.02.02	- 2	302		20.03.02	18	455	
03.02.02	- 1	113		21.03.02	19	358	
04.02.02	0	100		22.03.02	20	394	Hengst in Herde
05.02.02	1	421		23.03.02	21	236	
06.02.02	2	138		24.03.02	22	225	
08.02.02	4	180		25.03.02	23	249	Paarung
09.02.02	5	182		26.03.02	24	265	
10.02.02	6	205					

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XVIII

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
27.03.02	25	167	Rosse/ Paarung	17.10.03	2	186	
17.09.03	- 4	535		20.10.03	5	186	
21.09.03	0	208		22.10.03	7	308	
24.09.03	3	364		24.10.03	9	331	
26.09.03	5	296		27.10.03	12	262	
29.09.03	8	1179		30.10.03	15	388	
01.10.03	10	389		03.11.03	19	481	
03.10.03	12	345		07.11.03	23	144	
06.10.03	15	384		10.11.03	26	224	
08.10.03	17	379		12.11.03	28	561	
10.10.03	19	379		14.11.03	30	311	
13.10.03	22	401		17.11.03	33	456	
15.10.03	0	173		19.11.03	35	426	
				21.11.03	37	474	

Tabelle XIX: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Peggy“ während des Zyklus

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
02.03.02	- 5	231		19.03.02	12	345	
03.03.02	- 4	373		20.03.02	13	464	
04.03.02	- 3	254		21.03.02	14	464	
05.03.02	- 2	627		22.03.02	15	310	Hengst in Herde
06.03.02	- 1	317		23.03.02	16	416	Rosse
07.03.02	0	135		24.03.02	17	363	
08.03.02	1	278		25.03.02	18	336	Paarung
09.03.02	2	295		26.03.02	19	335	
10.03.02	3	255		27.03.02	20	405	
11.03.02	4	261		28.03.02	21	353	
12.03.02	5	236		29.03.02	22	394	
13.03.02	6	347		30.03.02	23	284	
14.03.02	7	316		01.04.02	25	258	Paarung
15.03.02	8	387		02.04.02	26	241	Rosse/ Paarung
16.03.02	9	238					
17.03.02	10	212					
18.03.02	11	404					

Tabelle XXII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Schari“
während des Zyklus

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
19.03.03	- 5	181		25.06.03	21	201	
21.03.03	- 3	186		27.06.03	23	182	
24.03.03	0	175		30.06.03	0	144	
26.03.03	2	266		02.07.03	2	148	
28.03.03	4	250		04.07.03	4	273	
31.03.03	7	270		07.07.03	7	433	
02.04.03	9	259		09.07.03	9	437	
04.04.03	11	237		11.07.03	11	409	
07.04.03	14	253		14.07.03	14	493	
09.04.03	16	186		16.07.03	16	539	
11.04.03	18	159		18.07.03	18	275	
14.04.03	21	163		21.07.03	21	256	
16.04.03	0	135		23.07.03	23	219	
18.04.03	2	187		25.07.03	0	163	
21.04.03	5	219		28.07.03	3	248	
23.04.03	7	237		30.07.03	5	323	
25.04.03	9	252		01.08.03	7	398	
28.04.03	12	303		04.08.03	10	508	
30.04.03	14	402		06.08.03	12	431	
02.05.03	16	324		08.08.03	14	500	
05.05.03	19	263		11.08.03	17	424	
07.05.03	0	197		13.08.03	19	425	
09.05.03	2	200		15.08.03	0	215	
12.05.03	5	211		18.08.03	3	314	
14.05.03	7	211		20.08.03	5	247	
16.05.03	9	237		22.08.03	7	285	
19.05.03	12	351		25.08.03	10	382	
21.05.03	14	416		27.08.03	12	392	
23.05.03	16	517		29.08.03	14	442	
26.05.03	19	417		01.09.03	17	320	
28.05.03	21	362		03.09.03	19	394	
30.05.03	23	220		05.09.03	21	363	
02.06.03	- 2	207		08.09.03	24	165	
04.06.03	0	204		10.09.03	- 2	228	
06.06.03	2	205		12.09.03	0	148	
09.06.03	5	250		15.09.03	3	174	
11.06.03	7	282		17.09.03	5	207	
13.06.03	9	395		19.09.03	7	235	
16.06.03	12	649		22.09.03	10	379	
18.06.03	14	435		24.09.03	12	284	
20.06.03	16	453		26.09.03	14	268	
23.06.03	19	259		29.09.03	17	255	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXII

Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Zyklus- tag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
01.10.03	19	254		13.10.03	31	230	
03.10.03	21	218		15.10.03	33	271	Transport nach Frankfurt/ Main
06.10.03	24	197					
08.10.03	26	197					
10.10.03	28	190					

Tabelle XXIII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Kathrin“,
juvenil

Datum	Probentag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Probentag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
07.08.02	1	123		07.02.03	28	139	
14.08.02	2	156		11.02.03	29	157	
15.08.02	3	176		14.02.03	30	134	
20.08.02	4	147		17.02.03	31	193	
29.08.02	5	120		21.02.03	32	191	
03.09.02	6	111		24.02.03	33	113	
11.09.02	7	127		28.02.03	34	168	
17.09.02	8	104		03.03.03	35	198	
25.09.02	9	152		07.03.03	36	142	
02.10.02	10	342		10.03.03	37	237	
09.10.02	11	207		14.03.03	38	117	
14.10.02	12	174		17.03.03	39	315	
16.10.02	13	124		21.03.03	40	252	
13.12.02	14	903		24.03.03	41	194	
16.12.02	15	160		28.03.03	42	179	
20.12.02	16	137		31.03.03	43	233	
29.12.02	17	305		13.04.03	44	141	
04.01.03	18	113		26.04.03	45	186	
06.01.03	19	91		02.05.03	46	115	
10.01.03	20	102		08.05.03	47	104	
13.01.03	21	136		12.05.03	48	92	
17.01.03	22	89		27.05.03	49	162	
20.01.03	23	148		01.06.03	50	141	
24.01.03	24	222		10.06.03	51	124	
27.01.03	25	64		23.06.03	52	161	
31.01.03	26	212		23.07.03	53	153	
03.02.03	27	216		18.08.03	54	190	

Tabelle XXIV: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Nelly“,
juvenil

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
06.08.02	1	149		03.02.03	27	245	
15.08.02	2	238		07.02.03	28	187	
19.08.02	3	124		11.02.03	29	173	
20.08.02	4	229		14.02.03	30	231	
29.08.02	5	155		17.02.03	31	149	
03.09.02	6	112		21.02.03	32	151	
11.09.02	7	199		24.02.03	33	113	
17.09.02	8	100		28.02.03	34	158	
25.09.02	9	239		03.03.03	35	199	
02.10.02	10	174		07.03.03	36	167	
09.10.02	11	386		10.03.03	37	112	
14.10.02	12	570		14.03.03	38	252	
16.10.02	13	399		17.03.03	39	287	
13.12.02	14	545		21.03.03	40	295	
16.12.02	15	202		24.03.03	41	235	
20.12.02	16	148		28.03.03	42	181	
29.12.02	17	1133		31.03.03	43	167	
04.01.03	18	194		08.05.03	44	119	
06.01.03	19	188		11.05.03	45	108	
10.01.03	20	113		12.05.03	46	101	
13.01.03	21	128		21.05.03	47	747	
17.01.03	22	130		01.06.03	48	159	
20.01.03	23	128		17.06.03	49	214	
24.01.03	24	170		17.07.03	50	150	
27.01.03	25	191		25.07.03	51	203	
31.01.03	26	177					

Tabelle XXV: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Dolly“
während der 1. erfassten Gravidität (anschließende Daten s. Tabelle XVII)

Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
06.07.00	- 437		Paarung	10.09.01	- 6	1166	
07.07.00	- 436		Paarung	12.09.01	- 4	1399	
12.08.00	- 401		Paarung	14.09.01	- 2	1856	
14.08.00	- 398		Paarung	15.09.01	-1		Harz- tropfen am Euter
15.08.00	- 397		Paarung				
31.08.01	- 16	961		16.09.01	0		Geburt
03.09.01	- 13	744		17.09.01	1	965	
05.09.01	- 11	1105		18.09.01	2	703	
07.09.01	- 9	1089	Euteran- bildung	19.09.01	3	292	

Tabelle XXVI: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Dolly“
während der 2. erfassten Gravidität (vorherige Daten s. Tabelle XVII)

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	
25.03.02	- 405	244	Paarung	22.04.02	- 377	386		
26.03.02	- 404	129		23.04.02	- 376	357		
27.03.02	- 403	197		24.04.02	- 375	458		
28.03.02	- 402	223		25.04.02	- 374	276	Rosse/ Paarung	
29.03.02	- 401	221						
30.03.02	- 400	349		27.04.02	- 372	398		
01.04.02	- 398	470	evtl. Paarungen zwischen 01.04.02 und 17.04.02	28.04.02	- 371	307		
02.04.03	- 397	344			29.04.02	- 370	418	
03.04.02	- 396	398			30.04.02	- 369	327	
04.04.02	- 395	457			01.05.02	- 368	424	
05.04.02	- 394	451			02.05.02	- 367	356	
06.04.02	- 393	392			03.05.02	- 366	514	
07.04.02	- 392	349			04.05.02	- 365	453	
08.04.02	- 391	296			06.05.02	- 363	1378	
09.04.02	- 390	381			07.05.02	- 362	600	
10.04.02	- 389	427			08.05.02	- 361	498	
11.04.02	- 388	503			09.05.02	- 360	496	
12.04.02	- 387	401			10.05.02	- 359	692	
13.04.02	- 386	391			11.05.02	- 358	623	
15.04.02	- 384	514			12.05.02	- 357	549	
16.04.02	- 383	364			13.05.02	- 356	354	
17.04.02	- 382	361			14.05.02	- 355	630	
18.04.02	- 381	423			15.05.02	- 354	1299	Rosse/ Paarung
19.04.02	- 380	484						
20.04.02	- 379	409		17.05.02	- 352	1091	Rosse/ Paarung	
21.04.02	- 378	403						

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXVI

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
18.05.02	- 351	452		09.07.02	- 299	1459	
19.05.02	- 350	333		10.07.02	- 298	1468	
20.05.02	- 349	718		11.07.02	- 297	1175	
21.05.02	- 348	620		12.07.02	- 296	475	
22.05.02	- 347	619		13.07.02	- 295	1288	
23.05.02	- 346	664		16.07.02	- 292	1966	
24.05.02	- 345	2227		17.07.02	- 291	373	
25.05.02	- 344	623		19.07.02	- 289	1668	
26.05.02	- 343	1075		20.07.02	- 288	491	
27.05.02	- 342	536		21.07.02	- 287	1438	
28.05.02	- 341	494		22.07.02	- 286	1693	
29.05.02	- 340	455		23.07.02	- 285	580	
30.05.02	- 339	617		24.07.02	- 284	691	
31.05.02	- 338	476		26.07.02	- 282	2038	
01.06.02	- 337	623		27.07.02	- 281	427	
02.06.02	- 336	632		28.07.02	- 280	502	
03.06.02	- 335	489		29.07.02	- 279	542	
04.06.02	- 334	825		30.07.02	- 278	1812	
05.06.02	- 333	380		01.08.02	- 276	1930	
06.06.02	- 332	472		02.08.02	- 275	548	
09.06.02	- 329	2264		03.08.02	- 274	1764	
10.06.02	- 328	558		04.08.02	- 273	631	
11.06.02	- 327	426		05.08.02	- 272	1195	
12.06.02	- 326	817		07.08.02	- 270	1468	
13.06.02	- 325	1036		08.08.02	- 269	1189	
14.06.02	- 324	533		11.08.02	- 265	1413	
15.06.02	- 323	2119		12.08.02	- 264	528	
16.06.02	- 322	1231		15.08.02	- 261	534	
17.06.02	- 321	389		20.08.02	- 256	688	
21.06.02	- 317	1360		21.08.02	- 255	2151	
23.06.02	- 315	1195		25.08.02	- 251	1915	
24.06.02	- 314	972		26.08.02	- 250	2089	
25.06.02	- 313	369		27.08.02	- 249	415	
26.06.02	- 312	381		28.08.02	- 248	920	
27.06.02	- 311	470		30.08.02	- 246	857	
28.06.02	- 310	484		02.09.02	- 243	1830	
29.06.02	- 309	470		03.09.02	- 242	2036	
30.06.02	- 308	472		04.09.02	- 241	1923	
01.07.02	- 307	422		05.09.02	- 240	504	
02.07.02	- 306	489		06.09.02	- 239	2072	
03.07.02	- 305	425		09.09.02	- 236	827	
06.07.02	- 302	479		15.09.02	- 230	2108	
08.07.02	- 300	503		16.09.02	- 229	438	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXVI

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
17.09.02	- 228	1060		17.02.03	- 75	583	
19.09.02	- 226	2219		21.02.03	- 71	832	
20.09.02	- 225	1937		24.02.03	- 68	553	
21.09.02	- 224	756		28.02.03	- 64	456	
22.09.02	- 223	1280		03.03.03	- 61	555	
25.09.02	- 220	467		07.03.03	- 57	385	
02.10.02	- 213	831		10.03.03	- 54	361	
09.10.02	- 206	788		14.03.03	- 50	628	
14.10.02	- 201	502		17.03.03	- 47	674	
16.10.02	- 199	471		21.03.03	- 43	591	
18.10.02	- 197	441		24.03.03	- 40	634	
21.10.02	- 194	329		28.03.03	- 36	486	
28.10.02	- 187	493		31.03.03	- 33	511	
01.11.02	- 183	1870		04.04.03	- 29	829	
04.11.02	- 180	480		07.04.03	- 26	1020	
08.11.02	- 176	383		11.04.03	- 22	1200	
11.11.02	- 173	528		13.04.03	- 20		Euterödem
15.11.02	- 169	406		14.04.03	- 19	1104	
18.11.02	- 166	641		18.04.03	- 15	870	
22.11.02	- 162	372		21.04.03	- 12	1040	
25.11.02	- 159	374		22.04.03	- 11	1073	
29.11.02	- 155	332		25.04.03	- 8	894	
06.12.02	- 148	465					
10.12.02	- 144	551		28.04.03	- 5	1305	Frucht gesenkt/ Vulva ödema- tisiert
13.12.02	- 141	1862					
16.12.02	- 138	467					
20.12.02	- 134	843		02.05.03	- 1	1341	Harz- tropfen am Euter
23.12.02	- 131	248					
27.12.02	- 127	756		03.05.03	0		Geburt
29.12.02	- 125	1715		06.05.03	3	1408	
04.01.03	- 119	309		07.05.03	4	498	
06.01.03	- 117	381		08.05.03	5	2180	
10.01.03	- 113	324		10.05.03	7	1485	
13.01.03	- 110	355		11.05.03	8	258	
17.01.03	- 106	380		12.05.03	9	321	
20.01.03	- 103	396		13.05.03	10	1410	
24.01.03	- 99	369		14.05.03	11	276	
27.01.03	- 96	513		15.05.03	12	263	
31.01.03	- 92	572		16.05.03	13	232	
03.02.03	- 89	662		18.05.03	15	257	
07.02.03	- 85	445		19.05.03	16	238	
10.02.03	- 82	493		20.05.03	17	808	
14.02.03	- 78	485					

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXVI

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
22.05.03	19	338		01.06.03	29	1590	
23.05.03	20	451		02.06.03	30	566	
26.05.03	23	1475		04.06.03	32	668	
27.05.03	24	736		07.06.03	35	1612	
28.05.03	25	1564		11.06.03	39	649	
30.05.03	27	1724		12.06.03	40	916	
31.05.03	28	1578		14.06.03	42	346	

Tabelle XXVII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Nora“ während der 1. erfassten Gravidität (anschließende Daten s. Tabelle XVIII)

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
10.08.00	- 451		Paarung	03.10.01	- 32	671	
11.08.00	- 450		Paarung	05.10.01	- 30	977	
12.08.00	- 449		Paarung	08.10.01	- 27	1129	
13.08.00	- 448		Paarung	10.10.01	- 25	941	
20.09.00	- 410		Paarung	12.10.01	- 23	998	
28.08.01	- 68	785		15.10.01	- 20	1153	
31.08.01	- 65	553		17.10.01	- 18	1024	
03.09.01	- 62	398		19.10.01	- 16	796	
05.09.01	- 60	737		22.10.01	- 13	884	
07.09.01	- 58	697		24.10.01	- 11	961	
10.09.01	- 55	1109		26.10.01	- 9	870	
12.09.01	- 53	835		30.10.01	- 5	866	
14.09.01	- 51	882		31.10.01	- 4	1000	
17.09.01	- 48	1075		02.11.01	- 2	1315	
21.09.01	- 44	1043		04.11.01	0	812	Geburt
24.09.01	- 41	744		05.11.01	1	632	
26.09.01	- 39	1337		06.11.01	2	515	
28.09.01	- 37	986		07.11.01	3	244	
01.10.01	- 34	1376					

Tabelle XXVIII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Nora“
während der 2. erfassten Gravidität (vorherige Daten s. Tabelle XVIII)

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
28.03.02	- 426	143	Paarung	12.05.02	- 381	522	
29.03.02	- 425	125		13.05.02	- 380	269	
30.03.02	- 424	166		14.05.02	- 379	488	
31.03.02	- 423	348		15.05.02	- 378	504	
01.04.02	- 422	149	evtl. Paarungen zwischen 01.04.02 und 17.04.02	16.05.02	- 377	251	
02.04.02	- 421	105		17.05.02	- 376	977	
03.04.02	- 420	207		18.05.02	- 375	285	
04.04.02	- 419	196		19.05.02	- 374	282	
05.04.02	- 418	206		21.05.02	- 372	290	
06.04.02	- 417	192		23.05.02	- 370	300	
07.04.02	- 416	253		24.05.02	- 369	1200	
08.04.02	- 415	135		27.05.02	- 366	222	
09.04.02	- 414	296		03.06.02	- 359	301	
10.04.02	- 413	339		05.06.02	- 357	417	
11.04.02	- 412	303		10.06.02	- 352	259	
12.04.02	- 411	309		11.06.02	- 351	295	
13.04.02	- 410	358		15.06.02	- 347	1405	
15.04.02	- 408	188		26.06.02	- 336	190	
16.04.02	- 407	615		27.06.02	- 335	310	
17.04.02	- 406	298		06.07.02	- 326	374	
18.04.02	- 405	696		20.07.02	- 312	335	
19.04.02	- 404	324	25.07.02	- 307	384		
20.04.02	- 403	304	26.07.02	- 306	371		
21.04.02	- 402	528	30.07.02	- 302	347		
22.04.02	- 401	424	02.08.02	- 299	312		
23.04.02	- 400	323	06.08.02	- 295	296		
24.04.02	- 399	419	07.08.02	- 294	373		
25.04.02	- 398	628	13.08.02	- 288	1557		
27.04.02	- 396	321	14.08.02	- 287	382		
28.04.02	- 395	299	15.08.02	- 286	388		
29.04.02	- 394	278	Paarung	20.08.02	- 281	461	
30.04.02	- 393	306		27.08.02	- 274	394	
01.05.02	- 392	284		29.08.02	- 272	330	
02.05.02	- 391	287		03.09.02	- 267	329	
03.05.02	- 390	465		11.09.02	- 258	337	
04.05.02	- 389	247		17.09.02	- 252	329	
06.05.02	- 387	992		25.09.02	- 244	587	
07.05.02	- 386	402		02.10.02	- 237	408	
08.05.02	- 385	237		09.10.02	- 230	1308	
09.05.02	- 384	411		14.10.02	- 225	130	
10.05.02	- 383	259		16.10.02	- 223	355	
11.05.02	- 382	489		18.10.02	- 221	412	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXVIII

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
21.10.02	- 218	359		28.03.03	- 60	700	
28.10.02	- 211	494		31.03.03	- 57	535	
01.11.02	- 207	2272		04.04.03	- 53	622	
04.11.02	- 204	363		07.04.03	- 50	597	
08.11.02	- 200	439		11.04.03	- 46	1144	
11.11.02	- 197	368		13.04.03	- 44		Euterödern
15.11.02	- 193	383		14.04.03	- 43	782	
18.11.02	- 190	501		18.04.03	- 39	661	
22.11.02	- 186	336		21.04.03	- 36	944	
25.11.02	- 183	296		22.04.03	- 35	879	
29.11.02	- 179	349		25.04.03	- 32	752	
06.12.02	- 172	237		28.04.03	- 29	747	
10.12.02	- 168	423		02.05.03	- 25	677	
13.12.02	- 165	1479		06.05.03	- 21	550	
16.12.02	- 162	153		10.05.03	- 17	1960	
20.12.02	- 158	434		12.05.03	- 15	660	
23.12.02	- 155	480		16.05.03	- 11	797	
27.12.02	- 151	1924		19.05.03	- 8	713	
29.12.02	- 149	2164		23.05.03	- 4	1132	
04.01.03	- 143	414		26.05.03	-1	847	
06.01.03	- 141	460		27.05.03	0	914	Geburt
10.01.03	- 137	382		28.05.03	1	1367	
13.01.03	- 134	447		30.05.03	3	1905	
17.01.03	- 130	404		31.05.03	4	1679	
20.01.03	- 127	357		01.06.03	5	279	
24.01.03	- 123	297		02.06.03	6	231	
27.01.03	- 120	360		04.06.03	8	233	
31.01.03	- 116	433		07.06.03	11	1439	
03.02.03	- 113	422		11.06.03	15	475	
07.02.03	- 109	443		12.06.03	16	502	
10.02.03	- 106	414		14.06.03	18	308	
14.02.03	- 102	333		15.06.03	19	1281	
17.02.03	- 99	428		16.06.03	20	388	
21.02.03	- 95	561		17.06.03	21	932	
24.02.03	- 92	470		18.06.03	22	768	
28.02.03	- 88	444		19.06.03	23	969	
03.03.03	- 85	519		20.06.03	24	305	
07.03.03	- 81	502		21.06.03	25	1568	
10.03.03	- 78	427		22.06.03	26	1190	
14.03.03	- 74	519		23.06.03	27	580	
17.03.03	- 71	330		24.06.03	28	756	
21.03.03	- 67	519		25.06.03	29	295	
24.03.03	- 64	331		26.06.03	30	567	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXVIII

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
27.06.03	31	226		03.07.03	37	636	
28.06.03	32	969		04.07.03	38	395	
29.06.03	33	1322		05.07.03	39	420	
30.06.03	34	176		06.07.03	40	1283	
01.07.03	35	303		08.07.03	42	150	

Tabelle XXIX: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Peggy“
während der 1. erfassten Gravidität

Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
15.08.00	- 444		Paarung	05.11.01	3	429	
02.09.00	- 426		Paarung	06.11.01	4	523	
28.08.01	- 66	754		07.11.01	5	326	
31.08.01	- 63	474		08.11.01	6	248	
03.09.01	- 60	522		09.11.01	7	209	
05.09.01	- 58	537		10.11.01	8	141	
07.09.01	- 56	467		11.11.01	9	246	
10.09.01	- 53	598		12.11.01	10	233	
12.09.01	- 51	453		13.11.01	11	265	
14.09.01	- 49	579		14.11.01	12	405	
17.09.01	- 46	523		15.11.01	13	172	
21.09.01	- 42	1139		16.11.01	14	353	
24.09.01	- 39	622		17.11.01	15	167	
26.09.01	- 37	1530		18.11.01	16	162	
28.09.01	- 35	707		19.11.01	17	166	
01.10.01	- 32	1377		20.11.01	18	91	
03.10.01	- 30	935		21.11.01	19	108	
05.10.01	- 28	831		22.11.01	20	194	
08.10.01	- 25	945		23.11.01	21	132	
10.10.01	- 23	1246		24.11.01	22	104	
12.10.01	- 21	1150		25.11.01	23	199	
15.10.01	- 18	975		26.11.01	24	523	
17.10.01	- 16	1150		27.11.01	25	163	
19.10.01	- 14	932		28.11.01	26	177	
22.10.01	- 11	917		29.11.01	27	229	
24.10.01	- 9	711		30.11.01	28	129	
26.10.01	- 7	1082		01.12.01	29	97	
30.10.01	- 3	1200		02.12.01	30	88	
31.10.01	- 2	1386		03.12.01	31	113	
02.11.01	0	1171	Geburt	04.12.01	32	85	
03.11.01	1	1187		05.12.01	33	79	
04.11.01	2	421		06.12.01	34	102	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXIX

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
07.12.01	35	81		11.12.01	39	185	
08.12.01	36	102		12.12.01	40	619	
09.12.01	37	95		13.12.01	41	201	
10.12.01	38	78		14.12.01	42	121	

Tabelle XXX: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Peggy“
während der 2. erfassten Gravidität (vorherige Daten s. Tabelle XIX)

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
03.04.02	- 439	281	evtl. Paarungen zwischen 01.04.02 und 17.04.02	08.05.02	- 404	442	
04.04.02	- 438	128		09.05.02	- 403	588	
05.04.02	- 437	78		10.05.02	- 402	287	
06.04.02	- 436	70		11.05.02	- 401	1004	
07.04.02	- 435	79		12.05.02	- 400	418	
08.04.02	- 434	64		13.05.02	- 399	312	
09.04.02	- 433	91		14.05.02	- 398	389	
10.04.02	- 432	123		16.05.02	- 396	296	
11.04.02	- 431	108		21.05.02	- 391	274	
12.04.02	- 430	106		25.05.02	- 387	150	
13.04.02	- 429	118		29.05.02	- 383	470	
14.04.02	- 428	638		04.06.02	- 377	573	
15.04.02	- 427	150		10.06.02	- 371	370	
16.04.02	- 426	243		17.06.02	- 364	1666	
17.04.02	- 425	259		05.07.02	- 346	562	
18.04.02	- 424	251		07.07.02	- 344	305	
19.04.02	- 423	426		20.07.02	- 331	483	
20.04.02	- 422	337	26.07.02	- 325	370		
21.04.02	- 421	435	30.07.02	- 321	432		
22.04.02	- 420	322	02.08.02	- 318	270		
23.04.02	- 419	336	07.08.02	- 313	315		
24.04.02	- 418	506	14.08.02	- 306	347		
25.04.02	- 417	368	15.08.02	- 305	361		
27.04.02	- 415	426	20.08.02	- 300	560		
28.04.02	- 414	491	27.08.02	- 293	357		
29.04.02	- 413	429	29.08.02	- 291	275		
30.04.02	- 412	374	03.09.02	- 286	368		
01.05.02	- 411	395	11.09.02	- 278	424		
02.05.02	- 410	359	17.09.02	- 272	279		
03.05.02	- 409	310	25.09.02	- 263	712		
04.05.02	- 408	438	02.10.02	- 256	387		
06.05.02	- 406	1341	09.10.02	- 249	479		
07.05.02	- 405	440	14.10.02	- 244	469		

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXX

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
16.10.02	- 242	456		21.03.03	- 86	480	
18.10.02	- 240	307		24.03.03	- 83	423	
21.10.02	- 237	309		28.03.03	- 79	690	
28.10.02	- 230	417		31.03.03	- 76	605	
01.11.02	- 226	501		04.04.03	- 72	481	
04.11.02	- 223	375		07.04.03	- 69	643	
08.11.02	- 219	267		11.04.03	- 65	737	
11.11.02	- 216	440		14.04.03	- 62	616	
15.11.02	- 212	389		18.04.03	- 58	695	
18.11.02	- 209	359		21.04.03	- 55	640	
22.11.02	- 205	288		22.04.03	- 54	638	
25.11.02	- 202	383		25.04.03	- 51	596	
29.11.02	- 198	324		28.04.03	- 48	949	
06.12.02	- 191	338		02.05.03	- 44	1105	
10.12.02	- 187	379		06.05.03	- 40	953	
13.12.02	- 184	1735		10.05.03	- 36	2014	
16.12.02	- 181	219		12.05.03	- 34	724	
20.12.02	- 177	586		16.05.03	- 30	814	
23.12.02	- 174	316		19.05.03	- 27	1073	
27.12.02	- 170	621		23.05.03	- 23	1007	
29.12.02	- 168	1776		02.06.03	- 13	1019	
04.01.03	- 162	654		08.06.03	- 7		Euterödem
06.01.03	- 160	497		11.06.03	- 4	1829	
10.01.03	- 156	514		12.06.03	- 3	1480	
13.01.03	- 153	307		14.06.03	- 1	820	
17.01.03	- 149	645		15.06.03	0		Geburt
20.01.03	- 146	376		16.06.03	1	975	
24.01.03	- 142	472		17.06.03	2	1536	
27.01.03	- 139	338		19.06.03	4	731	
31.01.03	- 135	628		20.06.03	5	263	
03.02.03	- 132	725		21.06.03	6	200	
07.02.03	- 128	715		22.06.03	7	1313	
10.02.03	- 125	575		23.06.03	8	1370	
14.02.03	- 121	480		24.06.03	9	1000	
17.02.03	- 118	550		26.06.03	11	122	
21.02.03	- 114	839		27.06.03	12	162	
24.02.03	- 111	772		28.06.03	13	299	
28.02.03	- 107	582		29.06.03	14	503	
03.03.03	- 104	515		30.06.03	15	226	
07.03.03	- 100	552		01.07.03	16	144	
10.03.03	- 97	390		03.07.03	18	1037	
14.03.03	- 93	483		04.07.03	19	191	
17.03.03	- 90	631		05.07.03	20	867	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXX

Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Tag a. p./ p. p.	Gestagen- wert	Bemer- kungen
06.07.03	21	496		12.07.03	27	324	
08.07.03	23	519		13.07.03	28	349	
09.07.03	24	245		14.07.03	29	425	
10.07.03	25	342		17.07.03	32	392	
11.07.03	26	1259		19.07.03	34	385	

Tabelle XXXI: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Luanda“ im Jahr 2003 (anschließende Daten s. Tabelle XX)

Datum	Probentag	Gestagen- wert	Bemer- kungen	Datum	Probentag	Gestagen- wert	Bemer- kungen
17.03.03	1	156		02.06.03	33	561	
19.03.03	2	224		04.06.03	34	477	
21.03.03	3	152		06.06.03	35	400	
24.03.03	4	137		09.06.03	36	402	
26.03.03	5	128		11.06.03	37	393	
28.03.03	6	205		13.06.03	38	327	
31.03.03	7	132		16.06.03	39	482	
02.04.03	8	266		18.06.03	40	657	
04.04.03	9	150		20.06.03	41	639	
07.04.03	10	202		23.06.03	42	603	
09.04.03	11	184		25.06.03	43	393	
11.04.03	12	205		26.06.03	44	387	
14.04.03	13	139		27.06.03	45	494	
16.04.03	14	119		30.06.03	46	350	
18.04.03	15	154		02.07.03	47	366	
21.04.03	16	157		04.07.03	48	557	
23.04.03	17	148		07.07.03	49	653	
25.04.03	18	175		09.07.03	50	363	
28.04.03	19	157		11.07.03	51	367	
30.04.03	20	119		14.07.03	52	398	
02.05.03	21	161		16.07.03	53	480	
05.05.03	22	212		18.07.03	54	282	
07.05.03	23	120		21.07.03	55	383	
09.05.03	24	195		23.07.03	56	349	
12.05.03	25	193		25.07.03	57	452	
14.05.03	26	312		28.07.03	58	326	
16.05.03	27	447		30.07.03	59	343	
19.05.03	28	452		01.08.03	60	377	
21.05.03	29	333		04.08.03	61	404	
23.05.03	30	503		06.08.03	62	395	
28.05.03	31	632		08.08.03	63	392	
30.05.03	32	639		11.08.03	64	339	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXXI

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
12.08.03			Hengst in Herde	27.08.03	71	310	evtl. Paarung
13.08.03	65	786		29.08.03	72	219	
15.08.03	66	337		01.09.03	73	193	
18.08.03	67	325		03.09.03	74	264	
20.08.03	68	292	evtl. Paarung	05.09.03	75	371	
				08.09.03	76	347	
22.08.03	69	323	evtl. Paarung	10.09.03	77	250	
				12.09.03	78	270	
25.08.03	70	194	evtl. Paarung	15.09.03	79	178	

Tabelle XXXII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des Grévyzebras „Peggy“ im Jahr 2002 (anschließende Daten s. Tabelle XIX)

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
01.01.02	188	106		30.01.02	215	324	
02.01.02	189	171		31.01.02	216	250	
03.01.02	190	98		01.02.02	217	1322	
04.01.02	191	157		02.02.02	218	277	
05.01.02	192	187		03.02.02	219	318	
06.01.02	193	190		04.02.02	220	314	
07.01.02	194	184		05.02.02	221	1191	
08.01.02	195	150		06.02.02	222	422	
09.01.02	196	121		07.02.02	223	878	
10.01.02	197	114		08.02.02	224	185	
11.01.02	198	183		09.02.02	225	1346	
12.01.02	199	94		10.02.02	226	328	
13.01.02	200	72		11.02.02	227	388	
14.01.02	201	146		12.02.02	228	354	
15.01.02	202	992		13.02.02	229	399	
17.01.02	203	252		14.02.02	230	303	
18.01.02	204	328		15.02.02	231	283	
20.01.02	205	346		16.02.02	232	389	
21.01.02	206	1391		17.02.02	233	292	
22.01.02	207	348		18.02.02	234	328	
23.01.02	208	269		19.02.02	235	296	
24.01.02	209	241		20.02.02	236	287	
25.01.02	210	366		21.02.02	237	274	
26.01.02	211	237		23.02.02	238	264	
27.01.02	212	195		24.02.02	239	224	
28.01.02	213	416		26.02.02	240	550	
29.01.02	214	1501		27.02.02	241	215	

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung von Tabelle XXXII

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
28.02.02	242	393		01.03.02	243	263	

Tabelle XXXIII: Gestagenkonzentrationen im Kot (ng/g) des männlichen Grévyzebras „Nakuru“

Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen	Datum	Probentag	Gestagenwert	Bemerkungen
07.08.02	1	103		29.08.02	3	45	
19.08.02	2	71		03.09.02	4	108	

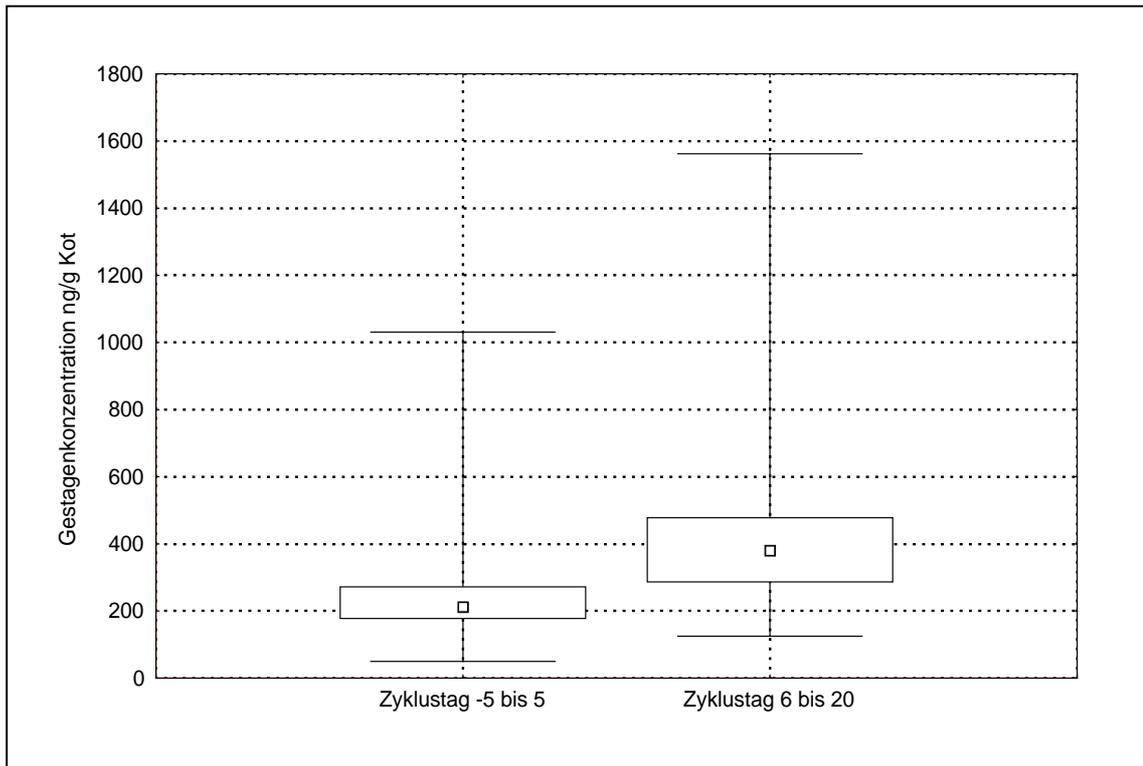


Abbildung 21: Box-Whisker-Plot

Darstellung der Gestagenkonzentration im Kot von Grévyzebras während des Zyklus

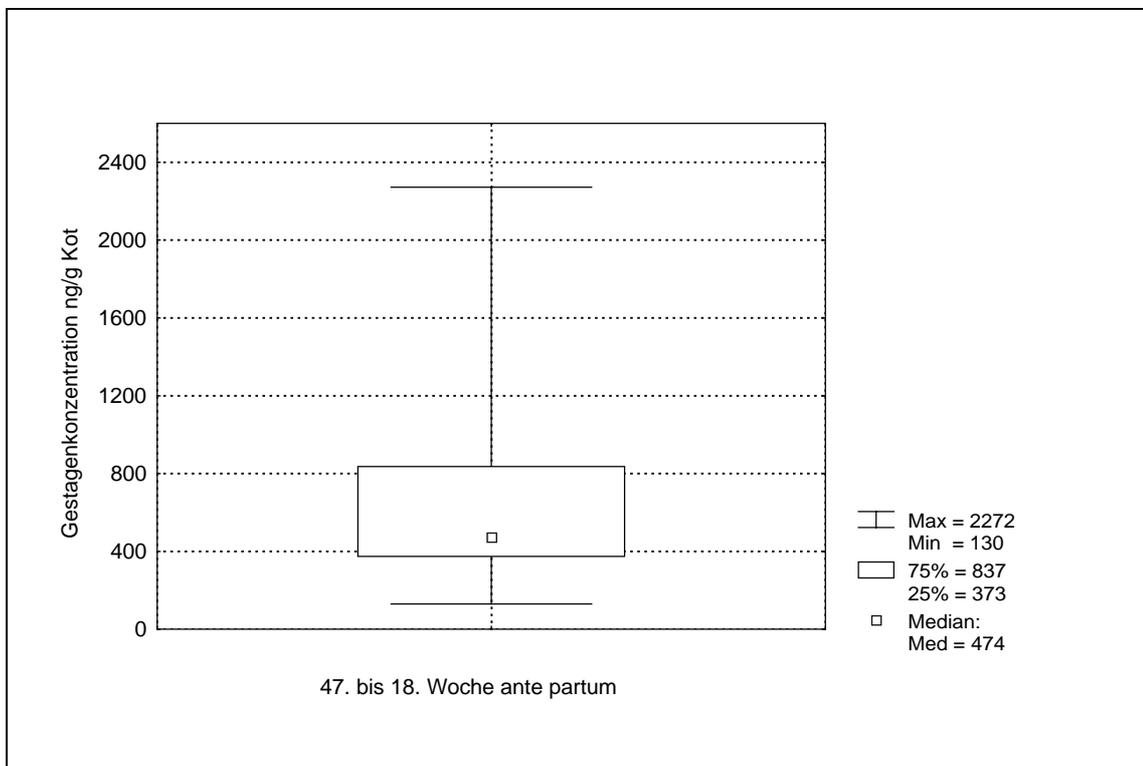


Abbildung 22: Box-Whisker-Plot

Darstellung der durchschnittlichen Gestagenkonzentration im Kot von Grévyzebras während der 47. bis 18. Woche ante partum

Danksagung

Mein herzlicher Dank gilt insbesondere

- Herrn Prof. Dr. K. Eulenberger für die Überlassung des Themas, die wissenschaftliche Betreuung, die fachliche Beratung bei der Durchführung sowie für seine kritischen Ratschläge bei der Auswertung dieser Arbeit und seine stets motivierenden Anregungen
- Herrn Prof. Dr. E. Grün für die freundliche Unterstützung und wertvollen fachlichen Ratschläge bei der Anfertigung, sowie für die stets präzisen Anmerkungen bei der Korrektur dieser Arbeit
- Herrn Prof. Dr. H. Fuhrmann für die Überlassung eines Arbeitsplatzes zur Durchführung der Untersuchungen im Isotopenlabor des Veterinär-Physiologisch-Chemischen Institutes der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig
- Frau Dr. J. Gottschalk für die intensive labortechnische Betreuung der Versuche, die unermüdliche Zusammenarbeit bei der statistischen Auswertung der Ergebnisse sowie für die stets freundliche und hilfsbereite Unterstützung bei der Anfertigung dieser Arbeit
- Frau Dipl.-Ing. (FH) G. Lochmann für die Einführung in die immunologischen Techniken, die Hilfe bei der Durchführung und Auswertung der Radioimmunoassays sowie für das angenehme Arbeitsklima
- auch den übrigen Kollegen/-innen und Mitarbeitern/-innen des Veterinär-Physiologisch-Chemischen Institutes der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig für die nette Arbeitsatmosphäre und den freundlichen Zuspruch während meiner Zeit am Institut
- sowie den Tierpflegern/-innen der beteiligten zoologischen Gärten bzw. Tier-/Safariparks in Hodenhagen, Leipzig, Magdeburg und München für das zuverlässige und geduldige Sammeln der Kotproben, sowie für die Angabe der zugehörigen Daten aus den Revierbüchern
- den Zoodirektoren, Tierärzten/-innen und Veterinäringenieuren/-innen der zoologischen Gärten bzw. Tier-/Safariparks in Hodenhagen, Leipzig, Magdeburg und München für die Zusammenarbeit, das Überlassen der Proben und der Informationen zu den Tieren

Mein ganz besonderer Dank gilt meinen verständnisvollen Eltern sowie meiner Familie, die mich nicht nur während des Studiums, sondern auch während der Anfertigung dieser Dissertation uneingeschränkt unterstützt haben. Weiterhin danke ich meinen Freunden und Bekannten, die meine berufliche Entwicklung stets mit großem Interesse verfolgen.