

Aus dem Department für biomedizinische Wissenschaften
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

Abteilung für Physiologie, Pathophysiologie und experimentelle Endokrinologie
(Leiter: Univ. Prof. DDr. Reinhold Erben)

**Nicht-invasives Monitoring von Sexualhormonmetaboliten im Kot
von Kurzohrrüsselspringern (*Macroscelides proboscideus*)**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von
Martin Polotzek

Wien, im Februar 2020

Betreuer

Ao.Univ.-Prof. Dr.med.vet. Franz Schwarzenberger

Abteilung für Physiologie, Pathophysiologie und experimentelle Endokrinologie

Veterinärmedizinische Universität Wien

Gutachter

Ao.Univ.-Prof. Dipl.ECAR Dr.med.vet. Urban Besenfelder

Institut für Tierzucht und Genetik, Abteilung für Reproduktionsbiologie

Veterinärmedizinische Universität Wien

Meinen Eltern gewidmet

Danksagung

Mein besonderer Dank gilt einer Vielzahl an besonderen Menschen und Institutionen, ohne deren Hilfe und Unterstützung ich meine Diplomarbeit sicher nicht in dieser Art und Weise hätte durchführen können.

Als erstes danke ich den Zoos von Wuppertal und Cottbus, dem Tierpark Berlin sowie einer Privathalterin, von der ich meine Tiere, deren Kot ich für diese Arbeit verwendet habe, überlassen bekommen habe. Ein weiterer Dank gilt den engagierten Privathaltern sowie der ZOOM Erlebniswelt in Gelsenkirchen, die für meine Diplomarbeit ebenfalls Kotproben ihrer Kurzohrrüsselspringer gesammelt und mir zur Verfügung gestellt haben.

Herzlichen Dank auch an Ao.Univ.-Prof. Dr.med.vet. Franz Schwarzenberger für die gute Betreuung meiner Diplomarbeit sowie an Elke Leitner für die tatkräftige Unterstützung bei den Arbeiten im Labor.

Und zu guter Letzt danke ich meiner Familie und meinen Freunden, die mich immer unterstützen und an mich glauben. Ein großes Dankeschön gilt hier vor allem meinen Eltern, die mir mein Veterinärmedizinstudium erst ermöglicht haben und die mich in all dem fördern, was ich tue. Und Danke möchte ich an dieser Stelle auch besonders meinem Bruder Simon sowie meiner besten Freundin Janina für die mentale Stütze während meines Studiums sagen.

Wien, im Februar 2020

Inhaltsverzeichnis

Danksagung

1. Einleitung und Fragestellung.....	- 1 -
2. Literaturübersicht	- 3 -
2.1. Anatomische Besonderheiten der Geschlechtsorgane	- 3 -
2.2. Geschlechtsbestimmung	- 3 -
2.3. Reproduktionsbiologie	- 4 -
3. Material und Methode	- 5 -
4. Ergebnisse.....	- 8 -
4.1. Ergebnisse der weiblichen Tiere.....	- 8 -
4.2. Ergebnisse der männlichen Tiere	- 10 -
4.3. Epiandrosteron bei weiblichen Tieren.....	- 12 -
5. Diskussion	- 14 -
6. Zusammenfassung	- 18 -
7. Summary	- 19 -
8. Literaturverzeichnis.....	- 20 -
9. Abkürzungsverzeichnis	- 25 -
10. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis.....	- 26 -

1. Einleitung und Fragestellung

Die Ordnung der Rüsselspringer (*Macroscelidea*) wird in eine Familie (*Macroscelididae*) mit vier Gattungen unterteilt, die je nach Autor insgesamt 15-17 Arten umfassen (Puschmann et al. 2009, Rathbun 2009, Westheide und Rieger 2015). Bis auf *Elephantulus rozeti*, die als einzige Art im Norden Afrikas anzutreffen ist, beschränkt sich das Verbreitungsgebiet der Rüsselspringer ausschließlich auf die südliche Hälfte Afrikas (Douady et al. 2003). War ihre Taxonomie lange Zeit umstritten, werden Rüsselspringer heute zur Überordnung der *Afrotheria* gezählt (Rathbun 2009).

Die mit Abstand am häufigsten in menschlicher Obhut gehaltene Art ist der Kurzohrrüsselspringer (*Macroscelides proboscideus*), der derzeit (Stand: 15.04.2019) von 28 deutschen Zoos sowie vier zoologischen Einrichtungen in Österreich und drei in der Schweiz gepflegt wird (Zootierliste 2019). Daher wird im Folgenden nur mehr auf *Macroscelides proboscideus* eingegangen. Ihr faszinierendes Aussehen und interessantes Verhalten machen Kurzohrrüsselspringer zu einer für Zoobesucher attraktiven Art mit einem hohen Schauwert (Puschmann et al. 2009, Olbricht und Sliwa 2010). Und so ist es nicht verwunderlich, dass sie, gemessen an der Anzahl der Tierpaten, beispielsweise in der Wilhelma Stuttgart zu den drei beliebtesten Zootieren gehören (Holtkötter 2011). Auch in Privathand sind Kurzohrrüsselspringer gelegentlich anzutreffen (Holtkötter 2011, Bundesarbeitsgruppe Kleinsäuger e.V. 2018). Zwar haben die Tiere aufgrund ihrer geringen Körpergröße einen kleinen Platzbedarf (Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft 2014), stellen aber hohe Ansprüche an ihre Ernährung (Puschmann et al. 2009).

Im Februar 2010 erfüllte ich mir einen großen Traum und ein Pärchen Kurzohrrüsselspringer zog bei mir ein. Leider konnte ich die beiden Tiere (1,1)¹ nie erfolgreich vergesellschaften, sodass ich sie nach einigen Monaten mit dem Wuppertaler Zoo gegen ein bereits aneinander gewöhntes Pärchen tauschte. Aber auch dieses Paar musste aufgrund innerartlicher Aggressionen nach einiger Zeit getrennt werden. In den folgenden Jahren zogen noch weitere Rüsselspringer bei mir ein, jedoch gestaltete sich die Nachzucht als schwierig und Jungtiere blieben aus. Das lag zum einen daran, dass es trotz behutsamer Vergesellschaftung der Tiere mittels Schmusegitter sehr schwierig war, ein harmonisierendes Paar zusammenzustellen. Zum

¹ In dieser Arbeit wird die züchterische Bezeichnung „x,y“ zur Beschreibung der Geschlechter verwendet: x = Anzahl an männlichen Tieren; y = Anzahl an weiblichen Tieren

anderen konnte ich bei meinen vergesellschafteten Tieren keine Paarung beobachten. Laut Ehrlich (2006) nutzen Männchen und Weibchen kurz vor der Paarung bereits dasselbe Versteck und suchen die Nähe des anderen, was bei meinen Tieren nie der Fall war. Die Enttäuschung über ausbleibende Zuchterfolge brachte mich letztendlich zu der Idee, die Fortpflanzungsbiologie von Kurzhörrüsselspringern genauer zu untersuchen.

Nicht-invasive endokrinologische Untersuchungen aus Kotproben sind seit drei Jahrzehnten in der Wildtierforschung etabliert und wurden schon erfolgreich bei Nashörnern, diversen Katzenarten, Bären und vielen weiteren Spezies durchgeführt (Schwarzenberger und Brown 2013). Über die Anwendung dieser nicht-invasiven Untersuchungen bei Rüsselspringern ist bislang noch sehr wenig publiziert. Dabei eignet sich dieses Verfahren vor allem bei gefährlichen und/oder stressempfindlichen Tieren besonders gut, um Grundlagen der Fortpflanzungsbiologie wie Zykluslänge und saisonale Unterschiede der jeweiligen Spezies zu studieren sowie Trächtigkeiten zu diagnostizieren (Schwarzenberger et al. 1996b).

Puschmann et al. (2009) schreibt, dass die „Angaben zum Östruszyklus von 14 Tagen bis 2,5 Monaten schwanken“. Daher möchte ich in meiner Arbeit den Östrogen- und Progesteronverlauf weiblicher Kurzhörrüsselspringer untersuchen, um eine konkretere Angabe über die Zykluslänge machen zu können. Da es bei Kurzhörrüsselspringern auch hin und wieder zu Fehlern bei der Geschlechtsbestimmung kommt (Sicks 2016, pers. Mitteilung), möchte ich über das Messen von Sexualhormonmetaboliten im Kot ein unverwechselbares Sexen der 35-50 g leichten Tiere (Dumbacher et al. 2012) ermöglichen, für das man die empfindlichen Tiere nicht in die Hand nehmen müsste.



Abb. 1: Kurzhörrüsselspringer im Terrarium

2. Literaturübersicht

2.1. Anatomische Besonderheiten der Geschlechtsorgane

Der Penis des männlichen Kurzhohrrüsselspringers ist sehr lang (Woodall 1995a), sitzt in der Mitte des Bauchs und weist nach cranial einen Abstand von 47-58 mm zum Maul sowie nach caudal einen Abstand von 29-34 mm zum Anus auf (Olbricht und Stanley 2009). Die Hoden befinden sich intraabdominal caudal der Nieren (Woodall 1995b) und schwanken in ihrem Gewicht im Jahresverlauf (Bernard et al. 1996). Allerdings nennen Bernard et al. (1996) als Grund für die Gewichtsschwankungen der Hoden die Schwankungen im Körpergewicht männlicher Kurzhohrrüsselspringer während des Jahres. Trotz schwankender Hodengrößen sind männliche Kurzhohrrüsselspringer ganzjährig zeugungsfähig (Bernard et al. 1996). Männliche Rüsselspringer besitzen fünf Prostata-Paare, eine paarig ausgebildete Bulbourethraldrüse sowie einen *Uterus masculinus* an akzessorischen Geschlechtsdrüsen (Woodall 1995b).

Die Anatomie des weiblichen Reproduktionstrakts bei *Macroscelides proboscideus* ist ähnlich zu derer bei der Östlichen Klippen-Elefantenspitzmaus (*Elephantulus myurus*) (Tripp 1971): Die beiden Uterushörner vereinen sich caudal zu einem gemeinsamen medianen Uterus, der in einen flachen *Sinus urogenitalis* mündet (Tripp 1971). Laut Tripp (1971) fehlen sowohl eine Zervix als auch eine echte Vagina. Kurzhohrrüsselspringerweibchen haben sechs Zitzen (Olbricht und Stanley 2009), jeweils zwei antebrachiale, abdominale und inguinale (Olbricht und Sliwa 2010).

2.2. Geschlechtsbestimmung

Zur Geschlechtsbestimmung werden die Tiere nach Schwarz (2011, pers. Mitteilung) mit der Hand gefangen und auf den Rücken gedreht. Wenn man nun sanft auf den Bauch pustet, um das Fell zu scheiteln, kann man beim männlichen Tier den median liegenden Penis erkennen. Da die manuelle Geschlechtsbestimmung bei Kurzhohrrüsselspringern Übung erfordert, kommt es hierbei relativ häufig zu Verwechslungen (Sicks 2016, pers. Mitteilung).

2.3. Reproduktionsbiologie

Nach neueren Erkenntnissen sind Kurzhohrrüsselspringer monogam (Schubert 2009). Während D'Agostino (2015) von einer „saisonalen Reproduktion“ spricht, berichten Bernard et al. (1996), dass ganzjährig mit Ausnahme von März und Mai trüchtige Weibchen in Südafrika zu finden sind. Schubert (2009) publizierte eine Fortpflanzungszeit von Juli bis Januar, in der die Weibchen zwei bis drei Würfe zur Welt bringen. Im Gegensatz zum Freiland, wo man einen deutlichen saisonalen Trend in der Reproduktion beobachten kann, bekommen Kurzhohrrüsselspringer in Gefangenschaft das ganze Jahr über Nachwuchs (Olbricht et al. 2006). Olbricht et al. (2006) geben die Zykluslänge mit „zwei Wochen“ an und berufen sich dabei auf Verhaltensbeobachtungen. Rüsselspringer ovulieren spontan (Olbricht 2008) und weisen eine Polyovulation mit durchschnittlich 21 Gelbkörpern auf einem Ovar auf (Tripp 1971, Birney und Baird 1985). Dabei hat ein Gelbkörper in der frühen Trächtigkeit einen Durchmesser von ca. 425 µm (Tripp 1971). Nach einer Tragzeit von 56-61 Tagen (D'Agostino 2015) kommen ein bis zwei, selten drei Jungtiere als Nestflüchter zur Welt (Olbricht et al. 2006); ein Nest wird von *Macrosceldies proboscideus* nicht gebaut (Olbricht und Sliwa 2010). Bereits kurz nach der Geburt kann es aufgrund eines post-partum Östrus (Bernard et al. 1996) erneut zu einer erfolgreichen Paarung kommen, sodass teilweise Geburtsintervalle von 60-61 Tagen beobachtet werden (Olbricht et al. 2006). Das Männchen kann bei der Jungenaufzucht im selben Terrarium wie das Weibchen gehalten werden (Hendel 2016, pers. Mitteilung). Die Jungtiere können bereits nach vier (Holtkötter 2011) bzw. fünf bis sechs (Hendel 2016, pers. Mitteilung) Wochen vom Muttertier entwöhnt werden.

3. Material und Methode

Es wurden über unterschiedlich lange Zeiträume jeweils einmal täglich Kotproben von 3,3 Kurzohrrüsselspringern gesammelt. Die Tiere befanden sich zum Zeitpunkt der Probenentnahme entweder in Privatbesitz, der ZOOM Erlebniswelt Gelsenkirchen oder in meinem eigenen Besitz (Herkunft dieser Tiere: privat, Zoo Wuppertal, Tierpark Cottbus und Tierpark Berlin). Um die Kotproben einem bestimmten Tier zuordnen zu können, wurden die Tiere im Beprobungszeitraum einzeln gehalten. Für die Entnahme der Kotproben wurde der gesamte Sand im Terrarium durchsiebt. Es musste hierfür zu keiner Zeit ein Rüsselspringer angefasst oder fixiert werden. Der durch Sieben gewonnene Kot wurde anschließend mit einer Pinzette von Verunreinigungen wie Futterresten befreit; mit einem Pinsel wurde der am Kot anhaftende Sand abgebürstet. Der gesäuberte Kot wurde für jedes Tier separat nach Tagen getrennt in Eppendorfgläsern bei -18°C eingefroren. Da aus verschiedenen Gründen teilweise an vereinzelt Tagen keine Kotproben gewonnen werden konnten, entspricht die Anzahl an Proben nicht immer der Anzahl an Tagen im Beprobungszeitraum (Tab. 1).

Das jüngste weibliche Tier hatte am ersten Probentag ein Alter von 3,2 Monaten, das älteste Weibchen war zu diesem Zeitpunkt 48,8 Monate alt (Tab. 1). Olbricht (2008) nennt als Alter für den Eintritt der Geschlechtsreife „ca. 45 Tage“, wobei es meist erst später zur ersten erfolgreichen Fortpflanzung kommt (Olbricht et al. 2006). Nachdem es auch Berichte über die Nachzucht bei fünfjährigen Kurzohrrüsselspringerweibchen gibt (Olbricht und Sliwa 2010), liegen alle in der Diplomarbeit untersuchten weiblichen Individuen im reproduktionsfähigen Alter. Das Durchschnittsalter der weiblichen Tiere am ersten Probentag beträgt 31,8 Monate, das der männlichen Individuen 42,4 Monate. Insgesamt wurden 512 Kotproben gesammelt und analysiert (Tab. 1).

Das Weibchen mit dem Kürzel „T“ befand sich zunächst in meinem Privatbesitz, bis es Anfang September 2017 an einen deutschen Privathalter abgegeben wurde, der dann über einen Zeitraum von knapp vier Monaten erneut täglich Kotproben sammelte. Daher existieren von diesem Tier zwei Beprobungszeiträume (T1 und T2, Tab. 1).

Tabelle 1: Übersicht Kurzhohrrüsselspringer und Beprobungszeiträume

Kürzel	Geburtsdatum	Geschlecht	Alter am 1. Probenstag [Monate]	Beprobungszeitraum		Anzahl der Proben
				Start	Ende	
A	Nov. 14	weiblich	35,8	09.10.17	15.02.18	127
T1	01.09.13	weiblich	39,4	26.11.16	25.01.17	61
T2	01.09.13	weiblich	48,8	05.09.17	31.12.17	118
N	22.08.16	weiblich	3,2	26.11.16	25.01.17	61
H	22.09.13	männlich	49,3	09.10.17	12.02.18	124
R	Okt. 14	männlich	35,7	05.09.17	16.09.17	12
J	20.03.14	männlich	42,2	05.09.17	13.09.17	9
Gesamtanzahl an Proben						512

Alle Kurzhohrrüsselspringer wurden während der Beprobungsphase einzeln in Terrarien gehalten, die den „Mindestanforderungen an die Haltung von Säugetieren“ (Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft 2014) entsprachen bzw. diese übertrafen. Teilweise hatten sie über ein Gitter Sicht- und Riechkontakt zu einem getrenntgeschlechtlichen Tier. Gefüttert wurden die Kurzhohrrüsselspringer mit klein geschnittenem Gemüse und geringen Mengen Obst. Sämereien und lebende sowie getrocknete Insekten haben den Futterplan komplettiert. Frisches Wasser stand den Tieren rund um die Uhr in Näpfen zur Verfügung.

Der täglich gesammelte und gereinigte Kot (s.o.) wurde bis zum Zeitpunkt der Extraktion bei -18°C gelagert. Kurz vor der Extraktion wurden die Kotproben aufgetaut und tageweise jeweils 0,1 g abgewogen und mit je 2,0 ml 80%igem Methanol versetzt. Nach 30-minütigem Schütteln wurden die Proben für jeweils 15 Minuten bei 3.800 rpm zentrifugiert und anschließend in neuen Röhrchen mit Pufferlösung 1:10 vorverdünnt. Es folgte die Analyse mittels Enzymimmunoassay (EIA) im Labor der Abteilung für Physiologie, Pathophysiologie und experimentelle Endokrinologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien. Bei den Weibchen wurden Östrogen- und Progesteronmetaboliten, bei den Männchen Testosteron- und Epiandrosteronmetaboliten untersucht. Die für die EIA verwendeten gruppenspezifischen Antikörper wurden in Kaninchen gewonnen (Schwarzenberger et al. 2000). Als Progesteronmetabolit wurden 20-oxo-Pregnane (20-oxo-P) mit einem Antikörper gegen 5α -pregnane- 3β -ol-20-one 3HS:BSA (Schwarzenberger et al. 1996a) nachgewiesen, für das Östrogen wurde der Antikörper Estradiol- 17β -OH 17-HS:BSA verwendet (Patzl et al. 1998). Der Antikörper gegen 5α -Andro-stane-3,17-dione 3-CMO:BSA detektierte das Epiandrosteron (=17-oxo-androstanes) bei den männlichen Tieren (Möstl und Brunner 1997). Der Nachweis

von Testosteron (=17 β -OH-androstanes) erfolgte mit 4-Androstene-17 β -ol, 3-one 3CMO:BSA (Palme und Möstl 1993).

Das Projekt wurde bei der Ethikkommission vorgelegt. Die TierhalterInnen haben der Analyse des Materials und der anonymisierten Veröffentlichung der Ergebnisse der Untersuchungen in wissenschaftlichen Arbeiten bzw. der Verwendung in Lehre und Forschung der Vetmeduni Wien schriftlich zugestimmt.

4. Ergebnisse

Zur besseren Veranschaulichung der Ergebnisse werden die gemessenen Konzentrationen der Hormonmetaboliten im Kot grafisch dargestellt.

4.1. Ergebnisse der weiblichen Tiere

Da die Konzentrationen der Gestagene bei den verschiedenen Weibchen sehr variabel sind und keine zyklischen Regelmäßigkeiten erkennen lassen, wird sich bei der Aussage über die Zykluslänge auf die Östrogene fokussiert. Wie in Abb. 2 ersichtlich, hat Weibchen T im ersten Beprobungszeitraum (T1) eine Zykluslänge von 12—14 Tagen (Mittelwert: 13 Tage) und Gestagenkonzentrationen von 626,6 bis 2.357,2 ng/g Kot. Im zweiten Beprobungszeitraum war die Zykluslänge mit 24—31 Tagen (Mittelwert: 27 Tage) deutlich länger, die Gestagenkonzentration mit Werten zwischen 0,01 und 514,9 ng/g Kot deutlich niedriger als im ersten Beprobungszeitraum (Abb. 3).

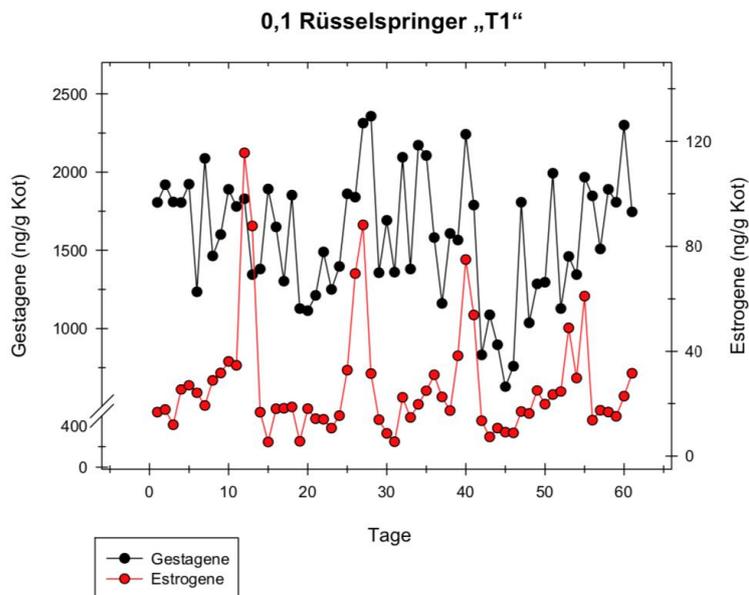


Abb. 2: Konzentration an Gestagenen und Estrogenen im Kot von Weibchen „T1“

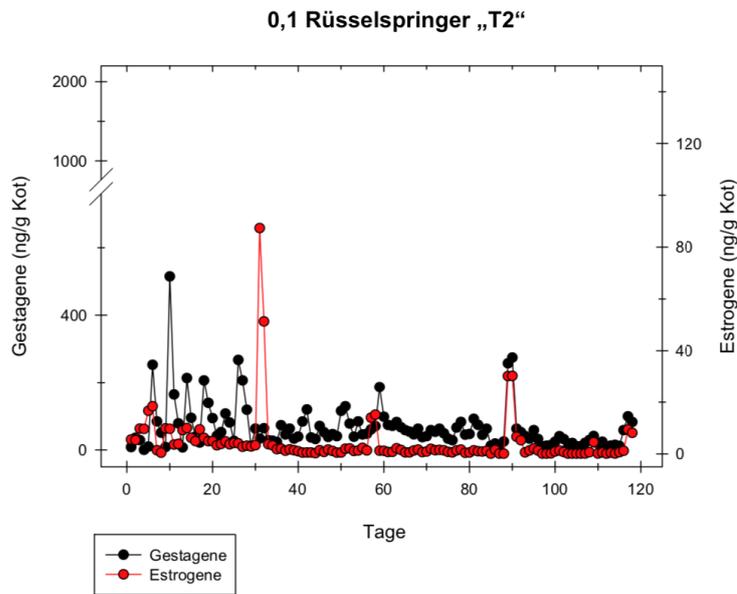


Abb. 3: Konzentration an Gestagenen und Estrogenen im Kot von Weibchen „T2“

Bei Weibchen A schwanken die Östrogenpeaks und somit die Zykluslänge zwischen 6 und 17 Tagen (Mittelwert: 11,5 Tage) und die Gestagenkonzentrationen zwischen 265,9 und 2.363,0 ng/g Kot (Abb. 4).

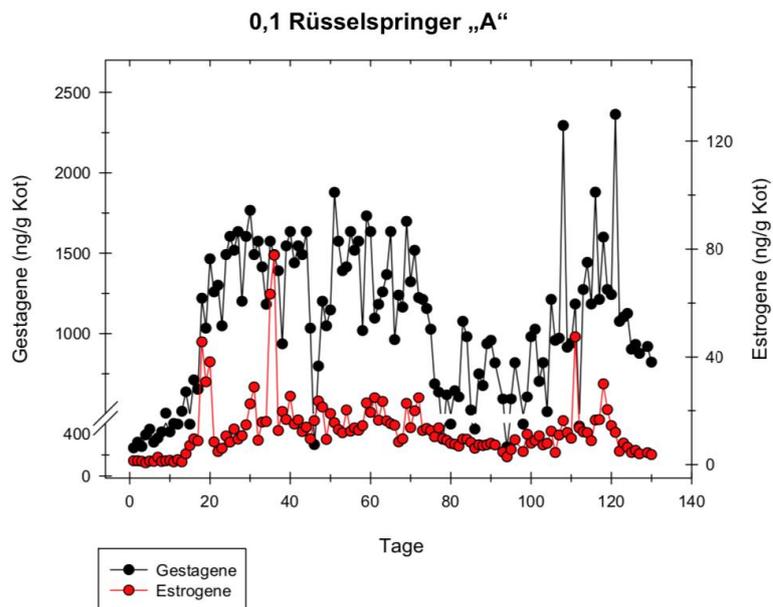


Abb. 4: Konzentration an Gestagenen und Estrogenen im Kot von Weibchen „A“

Weibchen N zeigte in dem 61-tägigen Beprobungszeitraum keinen erkennbaren Zyklus bei Östrogenkonzentrationen von unter 10,5 ng/g Kot und Gestagenkonzentrationen unter 650 ng/g Kot (Abb. 5).

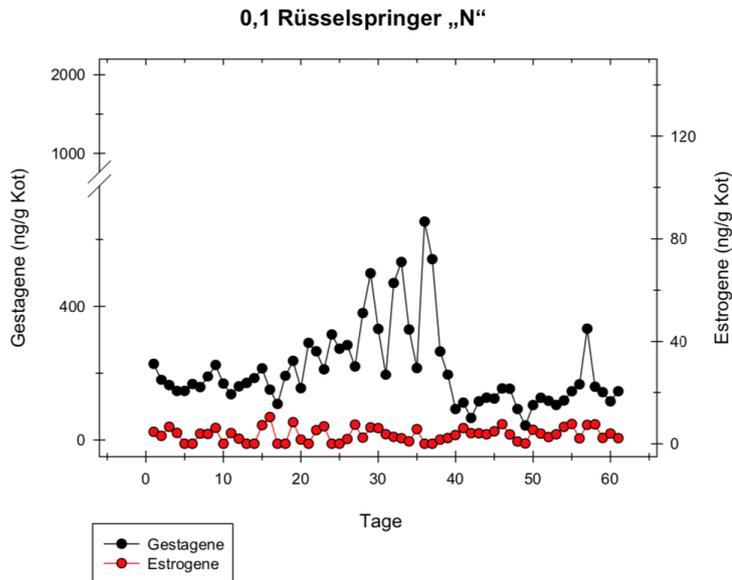


Abb. 5: Konzentration an Gestagenen und Estrogenen im Kot von Weibchen „N“

4.2. Ergebnisse der männlichen Tiere

Rüsselspringermännchen H zeigte zu Beginn des 127-tägigen Beprobungszeitraums hohe Testosteron- und Epiandrosteronkonzentrationen, die ab Tag 27 abfallen. Die Testosteronkonzentrationen schwanken zwischen 6,1 und 55,5 ng/g Kot (Mittelwert: 18,3 ng/g Kot), die Epiandrosteronkonzentrationen zwischen 26,6 und 726,8 ng/g Kot (Mittelwert: 130,3 ng/g Kot) und weisen einen Korrelationskoeffizienten von 0,48 auf (Abb. 6).

1,0 Rüsselspringer „H“

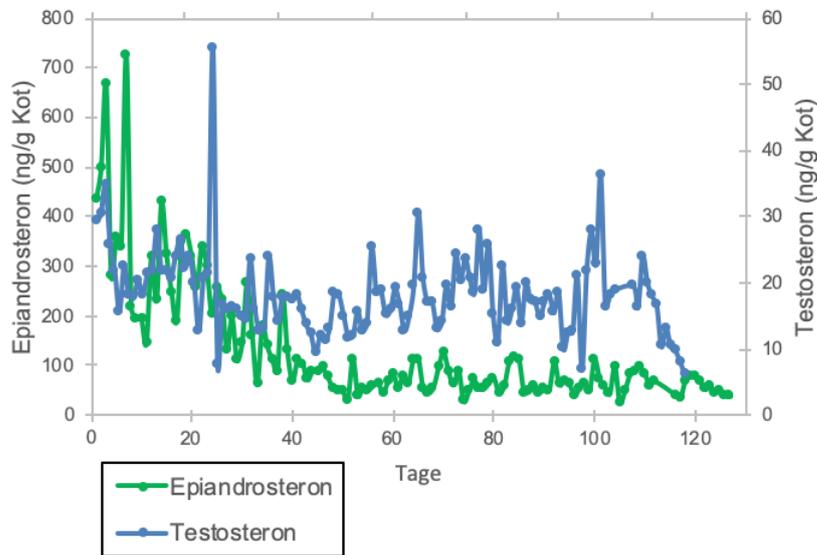


Abb. 6: Epiandrosteron- und Testosteronkonzentrationen im Kot von Männchen „H“

Männchen R hat Testosteronkonzentrationen von 7,7—25,5 ng/g Kot (Mittelwert: 14,7 ng/g Kot) und Epiandrosteronkonzentrationen von 65,7—245,6 ng/g Kot (Mittelwert: 124,3 ng/g Kot) bei einem Korrelationskoeffizienten von 0,92 (Abb. 7).

1.0 Rüsselspringer „R“

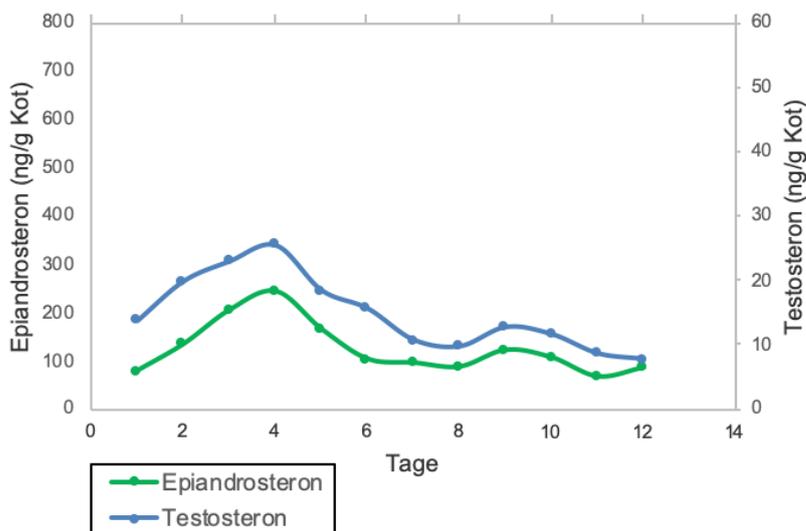


Abb. 7: Epiandrosteron- und Testosteronkonzentrationen im Kot von Männchen „R“

Die Testosteronkonzentrationen bei Männchen J liegen zwischen 8,7 und 28,5 ng/g Kot (Mittelwert: 16,1 ng/g Kot) und die Epiandrosteronkonzentrationen bei selbigem Tier variieren von 79,1—289,4 ng/g Kot (Mittelwert: 148,0 ng/g Kot) (Korrelationskoeffizient: 0,89; Abb. 8).

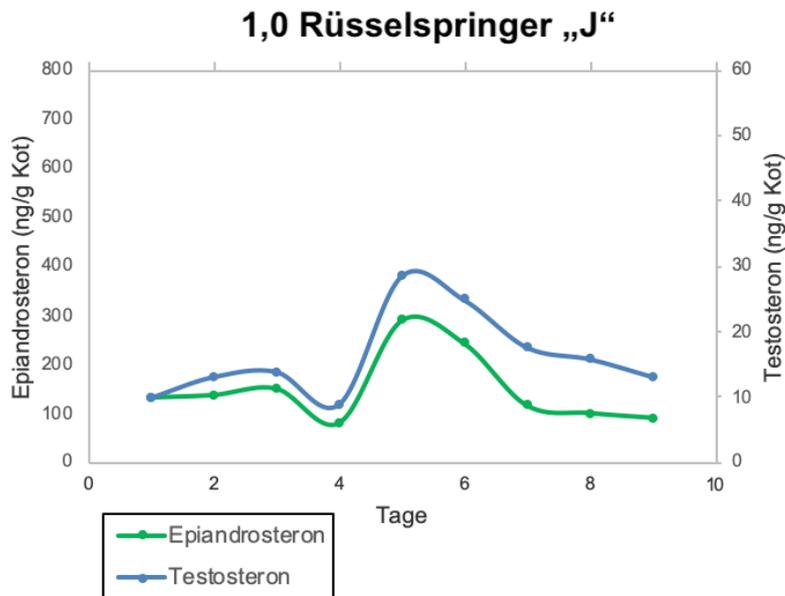


Abb. 8: Epiandrosteron- und Testosteronkonzentrationen im Kot von Männchen „J“

4.3. Epiandrosteron bei weiblichen Tieren

Um eine nicht-invasive Geschlechtsbestimmung bei Kurzohrrüsselspringern durchzuführen, wurden bei einem der weiblichen Tiere zusätzlich noch Epiandrosteronmetaboliten im Kot gemessen. Abb. 9 und Abb. 10 zeigen die Ergebnisse im Vergleich zu den gemessenen Gestagenwerten. Die Epiandrosteronkonzentrationen sind mit Werten zwischen 9,3 und 2.401,0 ng/g Kot sehr variabel und weisen einen Korrelationskoeffizienten zu den Gestagenen von 0,93 auf. Mit einem Mittelwert im ersten Beprobungszeitraum bei Weibchen „T“ („T1“) von 1.689,6 ng/g Kot liegen die gemessenen Epiandrosteronwerte deutlich über derer der Männchen (Mittelwerte zwischen 124,3 und 148,0 ng/g Kot) (Abb. 9).

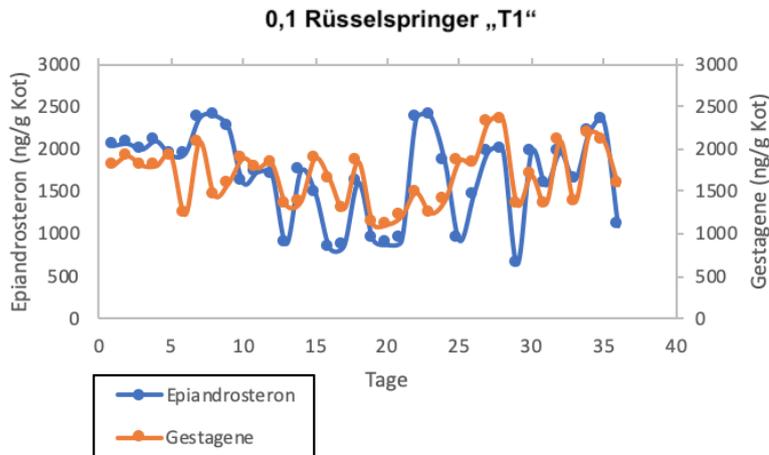


Abb. 9: Epiandrosteron- und Gestagenkonzentrationen im Kot von Weibchen „T1“

Im zweiten Beprobungszeitraum des gleichen Tieres („T2“) wurden die Epiandrosteronmetaboliten nur an den ersten 36 Probetagen gemessen und waren mit einem Mittelwert von 77,0 ng/g Kot, vergleichbar mit den Gestagenwerten, deutlich geringer als im ersten Beprobungszeitraum (Abb. 10).

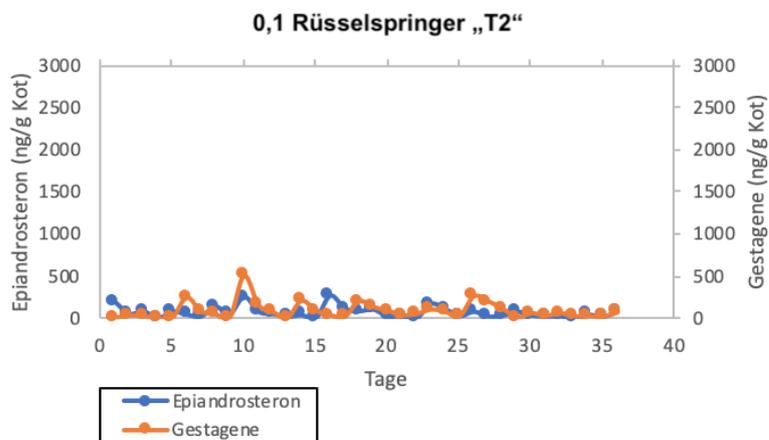


Abb. 10: Epiandrosteron- und Gestagenkonzentrationen im Kot von Weibchen „T2“

5. Diskussion

Wie unter 4.1. ersichtlich ist, haben die beprobten Kurzhörrüsselspringer eine sehr variable Zykluslänge von 6—31 Tagen mit einer durchschnittlichen Zyklusdauer von 15,5 Tagen. Die von Puschmann et al. (2009) beschriebene variable Zykluslänge bei Rüsselspringern konnte somit in dieser Arbeit bestätigt werden. Allerdings zeigte sich bei den untersuchten Rüsselspringern eine geringere Zykluslänge als die von Puschmann et al. (2009) angegebenen „14 Tage bis 2,5 Monate“.

In den gemessenen Gestagenkonzentrationen im Kot der Weibchen waren bei allen Tieren keine auf einen Zyklus hinweisenden regelmäßigen Schwankungen erkennbar. Daher sind Gestagenmetaboliten im Kot für die Zyklusbestimmung bei Kurzhörrüsselspringern nicht geeignet. Im Gegensatz dazu kann mit dem Messen der Östrogenmetaboliten im Rüsselspringerkot bis auf Ausnahme eines Tieres gut eine Aussage auf den Zyklus getroffen werden. Das Weibchen N, bei welcher im Hormonprofil kein erkennbarer Zyklus nachgewiesen wurde, war mit 3—5 Monaten im Beprobungszeitraum das jüngste Tier dieser Studie, allerdings gibt Olbricht (2008) als Alter für den Eintritt der Geschlechtsreife „ca. 45 Tage“ an, die der besagte Rüsselspringer deutlich überschritten hat und demnach schon geschlechtsreif sein müsste. Warum trotzdem bei Rüsselspringer N kein Zyklus erkennbar war, könnte daran liegen, dass sie zum Beprobungszeitraum keinen Sichtkontakt zu einem Männchen (s.u.) hatte, doch noch nicht in der Geschlechtsreife war, generell keinen regelmäßigen Zyklus hat oder letztendlich gar kein Weibchen war, da es bei Rüsselspringern häufiger zu Fehlern beim Sexen kommt (Sicks 2016, pers. Mitteilung). Allerdings kann der letzte Punkt in diesem Fall ausgeschlossen werden, da die pathologische Untersuchung des kurze Zeit nach Ende des Beprobungszeitraums verendeten Tieres (die Todesursache von Weibchen N steht in keinem Zusammenhang zu dieser Studie) dieses eindeutig als Weibchen identifizierte. Um den Punkt mit der Geschlechtsreife zu überprüfen, wäre es interessant, diese Hormonstudie mit weiteren weiblichen Rüsselspringern zwischen einem und sechs Monaten durchzuführen, um so hormonell den Eintritt der Geschlechtsreife zu ermitteln.

Weibchen „A“ und teilweise Weibchen „T“ hatten mit Werten zwischen 266 — 2.363 ng/g Kot sehr hohe Progesteronmetabolitkonzentrationen, während Weibchen „N“ und Weibchen „T“ im späteren Beprobungszeitraum dauerhaft niedrige Gestagenwerte von deutlich unter 660 ng/g Kot zeigen (Abb. 3 und Abb. 5). Zum Zeitpunkt des Probesammelns hatte Weibchen „A“ Sicht- und Riechkontakt zu einem männlichen Tier mittels Schmusegitter, Weibchen „N“ hatte

lediglich einen Riech- aber keinen Sichtkontakt zu einem Männchen. Da Weibchen „T“ nur im ersten Beprobungszeitraum auch Sichtkontakt zu einem männlichen Artgenossen hatte, legt dies die Vermutung nahe, dass der Zyklus weiblicher Kurzhörrüsselspringer von der Anwesenheit eines Männchens beeinflusst wird. Für diese Beeinflussung ist kein direkter Kontakt notwendig; der Sichtkontakt über ein Schmusegitter ist hierfür ausreichend. Brown et al. (1996) zeigten, dass die im Kot nachgewiesenen Progesteronwerte weiblicher Geparde (*Acinonyx jubatus*) sowohl in der Zeit nach dem Deckakt als auch in den Tagen nach dem Hören der Rufe eines benachbarten Gepardenmännchens (ohne direkten Kontakt zu diesem) stark ansteigen. Die beim Geparden erhöhten Progesteronwerte sind, womöglich aufgrund der gleichen Ursache wie bei Kurzhörrüsselspringern, aufgrund der induzierten Ovulation von dem direkten bzw. dem Hörkontakt zu einem Männchen abhängig (Brown et al. 1996).

Die unterschiedliche Dauer zwischen den Östrogenpeaks und somit auch die unterschiedliche Zykluslänge bei Weibchen „T“ in den unterschiedlichen Beprobungszeiträumen wird womöglich auch von der An- bzw. der Abwesenheit eines Männchens beeinflusst. Als dieses Tier Sicht- und Riechkontakt zu einem Männchen hatte, war die Zykluslänge mit durchschnittlich 13 Tagen vergleichbar zu Weibchen „A“ (11,5 Tage), die ebenfalls Riechkontakt zu einem männlichen Artgenossen hatte. Im späteren Beprobungszeitraum von Weibchen „T“, wo weder Sicht- noch Riechkontakt zu einem Männchen existierte, war die Zykluslänge mit einem Mittelwert von 27 Tagen mehr als doppelt so lange wie im ersten Beprobungszeitraum. Daraus resultiert die Hypothese, dass Kurzhörrüsselspringer eine deutlich kürzere Zykluslänge haben, wenn sie Kontakt zu einem Männchen haben. Als alternative Erklärung für die längere Zykluslänge von Weibchen „T“ im zweiten Beprobungszeitraum kann aber auch deren Alter in Betracht gezogen werden, da sie mit 48,8 Monaten am ersten Probenstag des zweiten Beprobungszeitraums fast zehn Monate älter als zu Beginn des ersten Beprobungszeitraums war. Olbricht et al. (2006) berichten von einem Rüsselspringerweibchen, das insgesamt 41 Jungtiere gebar, wobei sie bei ihrem letzten Wurf bereits 5,5 Jahre alt war. Demnach liegt Weibchen „T“ im zweiten Beprobungszeitraum noch im reproduktionsfähigen Alter und hat wenige Monate nach Ende des zweiten Beprobungszeitraums ihren ersten Nachwuchs zur Welt gebracht.

Bei Tierarten mit einer saisonalen Reproduktion sind erhöhte Testosteron- und Epiandrosteronwerte in der Fortpflanzungszeit beschrieben (Blottner et al. 1996, Schanbacher & Lunstra 1976, Do Thi Dong Xuan et al. 2005). Die Abwesenheit zyklischer Veränderungen

bei den Testosteron- und Epiandrosteronkonzentrationen im Kot männlicher Tiere lässt vermuten, dass Kurzhohrrüsselspringer in Gefangenschaft ganzjährig fortpflanzungsfähig sind. Dies deckt sich mit der Aussage von Olbricht et al. (2006), die ganzjährige Zuchterfolge bei in menschlicher Obhut gehaltenen *Macroscelides proboscideus* beschreiben. Allerdings ist in dieser Arbeit die Stichprobengröße der männlichen Tiere mit $n=3$ sehr klein, zumal von zwei Männchen aufgrund unerwarteter Todesfälle nur sehr kurze Beprobungszeiträume existieren. Daher wäre es sehr interessant, weitere Forschungsprojekte in diese Richtung zu starten und den Kot mehrerer Männchen über einen sehr langen Zeitraum, idealerweise über ein Jahr, zu sammeln.

Die erhöhten Epiandrosteronwerte zu Beginn des Beprobungszeitraums von Männchen „H“ sind womöglich mit dem vorausgegangenen Transport und dem anschließenden Umsetzen in ein neues Terrarium zu erklären. Pollard et al. (1980) berichten von signifikant höheren Epiandrosteronwerten in gestressten, männlichen Ratten an Tag 3 und 5 der Stressexposition. Da der Fang und Transport von Tieren mit Stress verbunden ist (McLaren et al. 2007), könnten so die vergleichsweise hohen Epiandrosteronwerte von Rüsselspringermännchen „H“ erklärt werden.

Ein weiterer Aspekt dieser Arbeit sollte die Vorbereitung auf weitere Versuche für eine hormonelle Geschlechtsbestimmung bei Kurzhohrrüsselspringern sein. Bautista et al. (2013) berichten in ihrer Arbeit, dass die Testosteronkonzentration im Kot männlicher Großtrappen (*Ovis montanus*) höher als die Östrogenkonzentration ist. Da manche Weibchen teilweise aber sehr niedrige Östrogenspiegel von 0,0 bis 0,5 ng/g Kot hatten, wird hier vermutlich die Testosteronkonzentration bei weiblichen Tieren höher sein als die Östrogenkonzentration. Ebenso hatten die männlichen Tiere teilweise recht niedrige Testosteronkonzentrationen von unter 7,0 ng/g Kot, sodass diese Art der Geschlechtsbestimmung bei Kurzhohrrüsselspringern womöglich nicht funktioniert. Das bei anderen Tierarten zur nicht-invasiven Geschlechtsbestimmung verwendete Epiandrosteron (Hoby et al. 2006) ist bei *Macroscelides proboscideus* ebenfalls nicht zum Sexen geeignet, da in der Arbeit bei weiblichen Tieren teils deutlich höhere Werte als bei den Männchen festgestellt wurden.

Die gelegentliche Verwechslung der Geschlechter ist sicherlich einer der Gründe, warum die Zucht bei Kurzhohrrüsselspringern teilweise schwierig ist, da nach wie vor irrtümlicherweise gleichgeschlechtliche Paare zusammengestellt werden. Allerdings ist bei Rüsselspringern die

Vergesellschaftung generell ein Problem. Dies liegt möglicherweise an der Partnerwahl durch die Weibchen („Mate Choice“). So ist bei manchen Tierarten bereits beschrieben, dass sich die weiblichen Tiere ihren Paarungspartner nach verschiedenen Präferenzen aussuchen (Kirkpatrick et al. 2006). McDermott (2019) berichtet von der Schwierigkeit, züchtende Gepardenpaare (*Acinonyx jubatus*) zusammenzustellen, und nennt hier als Grund ebenfalls den Mate Choice. So bevorzugen weibliche Geparde den Kater mit dem geringsten Verwandtschaftsverhältnis- unabhängig von Alter, männlichem Testosteronlevel oder weiblichem Zyklusstand (McDermott 2019). Eventuell kann man hier erneut Rückschlüsse von der Geparden- auf die Rüsselspringerzucht schließen, sodass Rüsselspringerweibchen neben der induzierten Ovulation (s.o.) auch eine anspruchsvolle Partnerwahl hätten. Da die meisten Kurzohrrüsselspringer in Europa auf den Import von 3,1 Individuen durch den Wuppertaler Zoo im Jahr 1988 zurückzuführen sind (Olbricht und Sliwa 2010), ist der Genpool von *Macroscelides proboscideus* in Europa sehr gering. Eine zum Gepard vergleichbare Präferenz weiblicher Tiere für weit entfernt verwandte Männchen würde daher einen weiteren Grund für die Schwierigkeit der Rüsselspringerzucht erklären.

Abschließend muss angemerkt werden, dass die Stichprobengröße dieser Arbeit mit drei weiblichen (aufgeteilt auf insgesamt vier Beprobungszeiträume) sowie drei männlichen Individuen gering war. Dies hat zum einen mit der Tatsache zu tun, dass *Macroscelides proboscideus* nur selten von Privatpersonen gepflegt wird (Bundesarbeitsgruppe Kleinsäuger e.V. 2018), zum anderen ist das tägliche Probensammeln mit einem großen Aufwand verbunden, da jeden Tag nach Möglichkeit zur gleichen Uhrzeit der gesamte Kot aus dem Terrarium hinausgesiebt werden muss. Dies wird durch die sehr geringe Größe der Rüsselspringerkötel noch erschwert. Hinzu kommt, dass die Tiere zum Zeitpunkt des Probesammelns einzeln gehalten werden müssen, damit der Kot einem bestimmten Tier zugeordnet werden kann, sodass keine Zucht während der Beprobungszeiträume möglich ist. Dennoch bleibt die Reproduktion bei Kurzohrrüsselspringern ein spannendes Thema, in dem nach wie vor noch Forschungsbedarf besteht. Und so sollen in Zukunft noch weitere Hormonanalysen mit Rüsselspringerkot erfolgen, um zu beweisen, dass diese Tierart eine induzierte Ovulation hat.

6. Zusammenfassung

In dieser Arbeit wurde die Reproduktionsbiologie von Kurzhohrrüsselspringern (*Macroscelides proboscideus*) genauer untersucht. Über unterschiedlich lange, bis zu vier Monate dauernde Beprobungszeiträume wurde jeweils einmal täglich Kot von insgesamt 3,3 Individuen gesammelt und bei den weiblichen Tieren Östrogen- und Progesteronmetaboliten, bei den Männchen Testosteron- und Epiandrosteronmetaboliten mittels Enzymimmunoassays (EIA) nachgewiesen. Zusätzlich wurden noch zur nicht-invasiven Geschlechtsbestimmung bei einem Teil der weiblichen Tiere die Epiandrosteronkonzentrationen im Kot mittels EIA gemessen, welche sich aber nach Auswertung der Ergebnisse nicht zum Sexen von Kurzhohrrüsselspringern eignen.

Die in der Arbeit untersuchten Weibchen zeigten eine sehr variable Zykluslänge von 6–31 Tagen mit einer durchschnittlichen Zyklusdauer von 15,5 Tagen. Allerdings ist auffällig, dass die weiblichen Tiere, die Sicht- und Riechkontakt zu männlichen Artgenossen hatten, eine mit 11,5 bzw. 13 Tagen deutlich geringere Zykluslänge sowie im Gegensatz zu den Weibchen ohne Männchenkontakt höhere Progesteronwerte im Kot aufwiesen. Dies zeigt, dass die Anwesenheit männlicher Artgenossen einen starken Einfluss auf den weiblichen Zyklus hat, und lässt die Vermutung naheliegen, dass Kurzhohrrüsselspringer eine induzierte Ovulation haben. Da die Progesteronwerte aller Weibchen im Gegensatz zu den Östrogenwerten keine zyklischen Schwankungen erkennen ließen, ist zur nicht-invasiven Zyklusdiagnostik im Kot von *Macroscelides proboscideus* ausschließlich Östrogen geeignet.

Bei den Testosteron- und Epiandrosteronwerten der männlichen Tiere konnten in dieser Arbeit keine zyklischen Schwankungen festgestellt werden. Die daraus resultierende Hypothese, dass männliche Kurzhohrrüsselspringer in Gefangenschaft ganzjährig zeugungsfähig sind, muss aber aufgrund der geringen Stichprobengröße genauso wie die oben genannte Hypothese der induzierten Ovulation weiblicher Rüsselspringer mit Hormonanalysen von Kotproben weiterer Tiere bewiesen werden.

7. Summary

In this study the reproduction biology of round-eared elephant shrews (*Macroscelides proboscideus*) was examined. The faeces of 3.3 animals were collected daily during a period of up to four months and faecal estrogen, progesterone, testosterone and epiandrosterone metabolite excretion was monitored by using enzyme immunoassays (EIA).

The female elephant shrews monitored in this study showed a variable cycle length of 6—31 days with an average cycle length of 15.5 days. However, the females with visual and olfactory contact to males had a shorter cycle length (average of 11.5 and 13 days) and higher progesterone metabolite values compared to the females with no contact to males. These observation leads to the hypothesis, that female round-eared elephant shrews have an induced ovulation. Because of no periodic variations in the female progesterone, only estrogen can be used for noninvasive cycle diagnostic in round-eared elephant shrews.

The testosterone and epiandrosterone measured in the males showed no periodic variations and was not significant different from epiandrosterone measured in the females, wherefore noninvasive sexing is not possible in this species.

Because of the small sample size, further research is necessary.

8. Literaturverzeichnis

Bautista, L. M., Silván, G., Cáceres, S., Martínez-Fernández, L., Bravo, C., Illera, J. C., Alonso, J. C. & Blanco, G. (2013). Faecal sexual steroids in sex typing and endocrine status of great bustards. *European Journal of Wildlife Research*, 59, 815-822.

Bernard, R. T. F., Kerley, G. I. H., Doubell, T. & Davison, A. (1996). Reproduction in the round-eared elephant shrew (*Macroscelides proboscideus*) in the southern Karoo, South Africa. *Journal of Zoology*, 240, 233-243.

Birney, E. C. & Baird, D. D. (1985). Why do some mammals polyovulate to produce a litter of two?. *The American Naturalist*, 126, 136-140.

Blottner, S., Hingst, O. & Meyer, H. H. D. (1996). Seasonal spermatogenesis and testosterone production in roe deer (*Capreolus capreolus*). *Reproduction*, 108, 299-305.

Brown, J. L., Wildt, D. E., Wielebnowski, N., Goodrowe, K. L., Graham, L. H., Wells, S. & Howard, J. G. (1996). Reproductive activity in captive female cheetahs (*Acinonyx jubatus*) assessed by faecal steroids. *Reproduction*, 106, 337-346.

Bundesarbeitsgruppe Kleinsäuger e.V. (2018). Tierbestands- und Nachzuchtliste der BAG Kleinsäuger 2018, 2.

Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (2014). Gutachten über die Mindestanforderungen an die Haltung von Säugetieren vom 7. Mai 2014, 52-53.

D'Agostino, J. (2015): Insectivores (*Insectivora, Macroscelidea, Scandentia*). In: Miller, R. & Fowler, M. (2015). *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine*. Achte Auflage. St. Louis: Elsevier Saunders, 275-281.

Do Thi Dong Xuan, Végi, B., Szőke, Z. & Peczely, P. (2005). Seasonal changes in plasma dehydro-epiandrosterone (DHEA) levels of domestic geese. *Acta Biologica Hungarica*, 56, 11-20.

Douady, C. J., Catzeflis, F., Raman, J., Springer & M. S., Stanhope, M. J. (2003). The Sahara as a vicariant agent, and the role of Miocene climatic events, in the diversification of the mammalian order *Macroscelidea* (elephant shrews). *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 100, 8325-8330.

Dumbacher, J. P., Rathbun, G. B., Smit, H. A. & Eiseb, S. J. (2012). Phylogeny and taxonomy of the round-eared sengis or elephant-shrews, genus *Macroscelides* (*Mammalia*, *Afrotheria*, *Macroscelidea*). *Public Library of Science One*, 7, e32410.

Ehrlich, C. (2006). Kleinsäuger im Terrarium: Biologie, Haltung, Zucht. Zweite Auflage. Münster: Natur und Tier-Verlag, 135-136.

Hendel, M. (2016). Persönliche Mitteilung.

Hoby, S., Schwarzenberger, F., Doherr, M. G., Robert, N. & Walzer, C. (2006). Steroid hormone related male biased parasitism in chamois, *Rupicapra rupicapra rupicapra*. *Veterinary Parasitology*, 138, 337-348.

Holtkötter, M. (2011). Charmebolzen aus der Wüste. *Wilhelma Magazin*, 19(3), 20-21.

Kirkpatrick, M., Rand, A. S. & Ryan, M. J. (2006). Mate choice rules in animals. *Animal Behaviour*, 71, 1215-1225.

McDermott, A. (2019). News Feature: Getting the world's fastest cat to breed with speed. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 116, 24911.

McLaren, G., Bonacic, C. & Rowan, A. (2007). Animal welfare and conservation: measuring stress in the wild. Blackwell Publishing, Victoria, Australia, 120-133.

Möstl, E. & Brunner, I. (1997). Increase of androgen metabolites of the bitch excreted via faeces during oestrus. *International Journal for Mammalian Biology*, 62, 160–163.

Olbricht, G., Kern, C. & Vakhrusheva, G. (2006). Einige Aspekte der Fortpflanzungsbiologie von Kurzohr-Rüsselspringern (*Macroscelides proboscideus* A. Smith, 1928) in Zoologischen

Gärten unter besonderer Berücksichtigung von Drillingswürfen. Der Zoologische Garten, 75, 304-316.

Olbricht, G. (2008). Aspects of the Reproductive Biology of Sengis (*Macroscelidea*) in general and the Postnatal Development of the Short-eared Sengi (*Macroscelides proboscideus*) in particular [Dissertation]. Duisburg, Essen: Universität Duisberg-Essen.

Olbricht, G. & Stanley, W. T. (2009). The topographic distribution of the penis and mammary glands in sengis (*Macroscelidea*) and its usefulness for taxonomic distinctions. Zoosystematics and Evolution, 85, 297-303.

Olbricht, G. & Sliwa, A. (2010). Elefantenspitzmause- die kleinen Verwandten der Elefanten. Zeitschrift des Kölner Zoos, 53, 135-147.

Palme, R. & Möstl, E. (1993). Biotin–streptavidin enzyme immunoassay for the determination of oestrogens and androgens in boar faeces. In: Görög, S. (Ed.), Proceedings of the Fifth Symposium on the Analysis of Steroids '93, 111–117.

Patzl, M., Schwarzenberger, F., Osmann, C., Bamberg, E. & Bartmann, W. (1998). Monitoring ovarian cycle and pregnancy in the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) by faecal progesterone and oestrogen analysis. Animal Reproduction Science, 53, 209–219.

Pollard, I., Bassett, J. R. & Joss, J. M. (1980). Plasma testosterone levels and $\Delta 5$ - 3β -hydroxysteroid dehydrogenase activity in the testis of the rat following prolonged exposure to stress. Reproduction, 59, 101-106.

Puschmann, W., Zscheile, D. & Zscheile, K. (2009). Zootierhaltung- Tiere in menschlicher Obhut: Säugetiere. Fünfte Auflage. Frankfurt am Main: Verlag Harri Deutsch, 93-96.

Rathbun, G. B. (2009). Why is there discordant diversity in sengi (*Mammalia: Afrotheria: Macroscelidea*) taxonomy and ecology?. African Journal of Ecology, 47, 1-13.

Schanbacher, B. D. & Lunstra, D. D. (1976). Seasonal changes in sexual activity and serum levels of LH and testosterone in Finish Landrace and Suffolk rams. *Journal of Animal Science*, 43, 644-650.

Schubert, M. (2009). The Social System of the Round-Eared Sengi (*Macroselides proboscideus*) [Dissertation]. Bayreuth: Universität Bayreuth.

Schwarz, J. (2011). Persönliche Mitteilung.

Schwarzenberger, F., Tomasova, K., Holeckova, D., Matern, B. & Möstl, E. (1996a). Measurement of fecal steroids in the black rhinoceros (*Diceros bicornis*) using group-specific enzyme-immunoassays for 20-oxo-pregnanes. *Zoo Biology*, 15, 159–171.

Schwarzenberger, F., Möstl, E., Palme, R. & Bamberg, E. (1996b). Faecal steroid analysis for non-invasive monitoring of reproductive status in farm, wild and zoo animals. *Animal Reproduction Science*, 42, 515-526.

Schwarzenberger, F., Rietschel, W., Vahala, J., Holeckova, D., Thomas, P., Maltzan, J., Baumgartner, K. & Schaftenaar, W. (2000). Fecal progesterone, estrogen, and androgen metabolites for noninvasive monitoring of reproductive function in the female Indian rhinoceros, *Rhinoceros unicornis*. *General and Comparative Endocrinology*, 119, 300-307.

Schwarzenberger, F. & Brown, J. L. (2013). Hormone monitoring: an important tool for the breeding management of wildlife species. *Wiener Tierärztliche Monatsschrift*, 100, 209-225.

Sicks, F. (2016). Persönliche Mitteilung.

Tripp, H. R. H. (1971). Reproduction in elephant-shrews (*Macroscelididae*) with special reference to ovulation and implantation. *Reproduction*, 26, 149-159.

Westheide, W. & Rieger, R. (2015). *Spezielle Zoologie Teil 2: Wirbel- oder Schädeltiere*. Dritte Auflage. Heidelberg, Berlin: Spektrum Akademischer Verlag, 547-549.

Woodall, P. F. (1995a). The penis of elephant shrews (*Mammalia: Macroscelididae*). *Journal of Zoology*, 237, 399-410.

Woodall, P. F. (1995b). The male reproductive system and the phylogeny of elephant-shrews (*Macroscelidea*). *Mammal Review*, 25, 87-93.

Zootierliste <https://zootierliste.de/?klasse=1&ordnung=105&familie=10501&art=1050101>
(Zugriff 15.04.2019)

9. Abkürzungsverzeichnis

x,0	Anzahl an männlichen Tieren
0,x	Anzahl an weiblichen Tieren
1,1	ein Pärchen (ein Männchen + ein Weibchen)
EIA	Enzymimmunoassay
Konz.	Konzentration

10. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

Abbildung 1: Kurzohrrüsselspringer im Terrarium..... - **2** -

Abbildung 2: Konzentration an Gestagenen und Estrogenen im Kot v. Weibchen „T1“ - **8** -

Abbildung 3: Konzentration an Gestagenen und Estrogenen im Kot v. Weibchen „T2“ - **9** -

Abbildung 4: Konzentration an Gestagenen und Estrogenen im Kot v. Weibchen „A“ - **9** -

Abbildung 5: Konzentration an Gestagenen und Estrogenen im Kot v. Weibchen „N“ - **10** -

Abbildung 6: Epiandrosteron- und Testosteronkonz. im Kot von Männchen „H“ - **11** -

Abbildung 7: Epiandrosteron- und Testosteronkonz. im Kot von Männchen „R“ - **11** -

Abbildung 8: Epiandrosteron- und Testosteronkonz. im Kot von Männchen „J“ - **12** -

Abbildung 9: Epiandrosteron- und Gestagenkonzentrationen im Kot von Weibchen „T1“ - **13** -

Abbildung 10: Epiandrosteron- u. Gestagenkonzentrationen im Kot von Weibchen „T2“.- **13** -

Tabelle 1: Übersicht Kurzohrrüsselspringer und Beprobungszeiträume..... - **6** -