

Aus dem Institut für Tieranatomie
der Tierärztlichen Fakultät der
Ludwig-Maximilians-Universität München
Vorstand: Prof. Dr. Dr. h. c. Hans-Georg Liebich

Angefertigt unter der Leitung von
Prof. Dr. Cordula Poulsen Nautrup

**Sonografische Topografie der großen abdominalen Organe und
echografische Graviditätsdiagnostik beim
Kleinen Igeltenrek – Echinops telfairi**

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

von
Pia Anna Berken
aus Oelde-Stromberg/ NRW

München 2006

**Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät der
Ludwig-Maximilians-Universität München**

Dekan: Univ.-Prof. Dr. E. P. Märtlbauer
Referentin: Univ.-Prof. Dr. C. Poulsen Nautrup
Korreferent: Univ.-Prof. Dr. J. Hirschberger

Tag der Promotion: 28. Juli 2006

Für Oma.

INHALTSVERZEICHNIS

1	EINLEITUNG	7
2	LITERATUR	8
2.1	Echinops telfairi	8
2.1.1	Zoologische Einordnung und Beschreibung	8
2.1.2	Anatomie	9
2.1.3	Trächtigkeit und Zucht	10
2.1.4	Verhalten	11
2.2	Ultraschall	13
2.2.1	Allgemeines	13
2.2.2	Hochauflösende Sonografie	13
2.2.3	Sonografische Graviditätsdiagnostik in der Kleintiermedizin	14
2.2.4	Sedierung	15
2.2.5	Lagerung	15
2.2.6	Sonografische Darstellung des Uterus	16
2.2.7	Erstdetektion/ sichere Detektion	16
2.2.8	Embryonale und fetale Lebenszeichen	18
2.2.9	Embryonale und fetale Maße	18
2.2.10	Embryonale und fetale Entwicklung	20
2.2.11	Anzahl der Feten	21
2.2.12	Pathologische Veränderungen	22
2.2.13	Fetale Herzfrequenz	23
3	MATERIAL UND METHODE	24
3.1	Material	24
3.1.1	Technische Ausrüstung	24
3.1.2	Tiere	25
3.1.2.1	Haltung	25
3.1.2.2	Kennzeichnung	26
3.1.2.3	Auswahl	26
3.2	Methode	30
3.2.1	Vorversuche	30

3.2.2	Vorbereitung	33
3.2.3	Versuchsdurchführung	33
3.2.4	Befunderhebung, Dokumentation, Auswertung	34
3.2.5	Vermessung Uterus, Embryonen, Feten und Welpen	35
4	ERGEBNISSE	36
4.1	In vitro	36
4.1.1	Sektion	36
4.1.2	Ultraschalluntersuchung im Wasserbad	41
4.2	In vivo – Ultraschall	42
4.2.1	Sonografische Anatomie und Topografie	42
4.2.1.1	Harnblase	42
4.2.1.2	Nieren	44
4.2.1.3	Fettgewebe	46
4.2.1.4	Darm	47
4.2.1.5	Milz und Magen	50
4.2.1.6	Leber und Gallenblase	52
4.2.1.7	Männliche Geschlechtsorgane	54
4.2.1.8	Weibliche Geschlechtsorgane	55
4.2.2	Untersuchungsdauer Trächtigkeitsuntersuchung	56
4.2.3	Anzahl Trächtigkeiten	58
4.2.4	Erstdetektion während der Untersuchung	60
4.2.5	Sichere Detektion während der Untersuchung	62
4.2.6	Erstdetektion nach Videosichtung	63
4.2.7	Herzaktion als fetales Lebenszeichen	63
4.2.8	Durchmesser der Gebärmutterhörner	64
4.2.9	Maße Fruchtanlagen	64
4.2.9.1	Maße 14 Tage p. c.	65
4.2.9.2	Maße 21 Tage p. c.	65
4.2.9.3	Maße 28 Tage p. c.	66
4.2.9.4	Maße 35 Tage p. c.	67
4.2.9.5	Maße 42 Tage p. c.	68
4.2.9.6	Maße 49 Tage p. c.	69
4.2.9.7	Maße 56 Tage p. c.	70
4.2.9.8	Maße Tag 63 p. c.	71

4.2.9.9	Maße Tage 65 bis 68 p. c.	71
4.2.10	Trächtigkeitsdauer	72
4.2.11	Anzahl Feten – Welpen	72
4.2.12	Neugeborene Welpen	73
4.2.13	Spontaner Fruchttod und Resorption – Einzelfallbeschreibung	75
4.2.14	Unerkannte Trächtigkeit – Einzelfallbeschreibung	75
4.2.15	Fetale Herzfrequenz – Einzelfallbeschreibung	76
5	DISKUSSION	77
5.1	Hochauflösende Sonografie	77
5.2	Sonografie der Anatomie und Topografie	78
5.3	Trächtigkeitsuntersuchungen	79
5.4	Spontaner Fruchttod und Resorption	83
5.5	Unerkannte Trächtigkeit	83
5.6	Fetale Herzfrequenz	84
5.7	Schlussbetrachtung	84
6	ZUSAMMENFASSUNG	86
7	SUMMARY	87
8	ANHANG: TABELLEN	88
9	LITERATURVERZEICHNIS	108
10	ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS	118
11	ABBILDUNGSVERZEICHNIS	119
12	DANKSAGUNG	121

1 Einleitung

Der Kleine Igeltenrek, *Echinops telfairi*, ist ein primitives Säugetier mit einer – verglichen mit höher entwickelten Säugern – äußerst geringen Gehirn-/Körpergewichts-Relation und weiteren cerebralen Besonderheiten. *Echinops telfairi* ist auf der Insel Madagaskar heimisch. Wegen der Abholzung seines Lebensraumes ist der Bestand bedroht (KÜNZLE 1998). Im Gegensatz zu den anderen Vertretern seiner zoologischen Familie lässt sich *Echinops telfairi* in Gefangenschaft züchten. Er bietet sich als Versuchsmodell für die Erforschung der Thermoregulation, Reproduktion und Neurophysiologie der Tenrecidae an (GOULD u. EISENBERG 1966).

Die Trächtigkeitsdauer der einzelnen Weibchen variiert um mehr als zwei Wochen und erschwert eine Zuchtplanung erheblich. Versuche mit Feten sind schwierig, da das Gestationsalter kaum Aussagen über die Entwicklung der Feten gibt (KÜNZLE 1998; MÖRSTEDT 2003).

Die Sonografie mit hoch auflösenden Ultraschallsystemen ermöglicht die Wiedergabe der makroskopischen Anatomie und Topografie auch von sehr kleinen Tieren. Die Ultraschalldiagnostik ist nicht invasiv und nur mäßig beunruhigend. Es sollten nähere Erkenntnisse über die Trächtigkeit von *Echinops telfairi* gewonnen werden, ohne die Population zu reduzieren oder das Einzeltier stark zu beeinträchtigen. Dazu musste festgestellt werden, ob ein Screening während der Gravidität bei wachen, in Gefangenschaft gehaltenen Wildtieren ohne Gefährdung von Mutter und Ungeborenem durchführbar ist. Gleichzeitig sollte erstmals die Anatomie und Topografie der abdominalen Organe des Kleinen Igeltenrek sonografisch demonstriert werden.

2 Literatur

2.1 Echinops telfairi

2.1.1 Zoologische Einordnung und Beschreibung

Der nur auf der Insel Madagaskar vorkommende Kleine Igeltenrek (*Echinops telfairi*) wird der Klasse der Mammalia (Säugetiere), Unterklasse Theria (Eigentliche Säugetiere), Überordnung Eutheria (Höhere Säugetiere), Ordnung Insectivora (Insektenfresser) zugerechnet (AHNE 2000). Diese primitive Ordnung zeigt gemeinsame Kennzeichen, die stammesgeschichtliche Einheit der rezenten Insektenfresser ist aber nicht eindeutig gesichert (AHNE 2000). *Echinops telfairi* wird zur Unterordnung der Tenrecomorpha gezählt (HERTER 1962; AHNE 2000).

Molekularbiologen zufolge handelt es sich bei *Echinops telfairi* um ein Mitglied der Überordnung Afrotheria, Ordnung Afrosoricida, Unterordnung Tenrecomorpha, Familie Tenrecidae (MOUCHATY et al. 2000; DIJK et al. 2001; HEDGES 2001; NIKAIDO et al. 2003). Er soll enger mit den großen Säugetieren Afrikas verwandt sein als mit dem Europäischen Igel *Erinaceus europaeus* (MOUCHATY et al. 2000; DIJK et al. 2001; HEDGES 2001; GORE 2003).

Beim Kleinen Igeltenrek handelt es sich um ein sehr altes, primitive Merkmale aufweisendes Säugetier (HERTER 1962; EISENBERG 1975; MOUCHATY et al. 2000). Beheimatet ist es in den Trocken- und Dornwaldgebieten an der Westküste und im Südwesten Madagaskars (HERTER 1962; EISENBERG u. GOULD 1970; GARBUTT 1999).

Die Nahrung besteht hauptsächlich aus Insekten und Würmern (HERTER 1962; GOULD u. EISENBERG 1966).

2.1.2 Anatomie

Die Tiere sind etwa 14-18 cm groß bei einem je nach Ernährungszustand und Jahreszeit schwankenden Gewicht von 110 bis 250 g (EISENBERG u. GOULD 1970; KÜNZLE 1998; GARBUTT 1999).

Echinops telfairi ist dorsal von weißlich beigen bis schwarzen Stacheln bedeckt (EISENBERG u. GOULD 1970; FAHEY 2001). Die Hautmuskulatur ist sehr kräftig ausgebildet und dient der Abwehr, zum einen durch Aufrichten der Stacheln, zum anderen durch den Einrollmechanismus (HERTER 1963; GOULD und EISENBERG 1966; KÄSTNER 1995). Der Schwanz ist im Gegensatz zu dem des Europäischen Igels nicht nackt und rudimentär ausgebildet, sondern kurz, breit, kräftig bemuskelt und mit Stacheln besetzt (HERTER 1962; GOULD u. EISENBERG 1966).

Beine und Ventralseite des Rumpfes sind von feinen Haaren bedeckt (GOULD u. EISENBERG 1966; FAHEY 2001). Trippelnd vermögen die Igeltenreks recht schnell zu laufen (HERTER 1963; HONEGGER u. NOTH 1966). Die Krallen sind im Gegensatz zu denen des Europäischen Igels stark gekrümmt und spitz (HERTER 1963). Das ermöglicht *Echinops telfairi*, zwar langsam aber gut zu klettern (HERTER 1963; HONEGGER u. NOTH 1966; GOULD u. EISENBERG 1966). Dabei benutzt er den Schwanz als Stemmwerkzeug (HERTER 1963). So scheint er in der Lage zu sein, sowohl im Geäst als auch auf dem Erdboden nach Insekten zu jagen (EISENBERG u. GOULD 1970).

Hauptorientierungssinn für die Futtersuche sind Geruch und Gehör (HERTER 1963; KÄSTNER 1995). Das Sehvermögen ist vergleichsweise gering entwickelt (HERTER 1963). Männliche und weibliche Tiere haben eine Kloake und sind äußerlich kaum voneinander zu unterscheiden (HERTER 1962; EISENBERG u. GOULD 1970; KÄSTNER 1995; KÜNZLE 1998). Die Hoden der männlichen Tiere durchlaufen keinen Descensus testis, sie bleiben in der Bauchhöhle (KÄSTNER 1995). Die Weibchen weisen einen Uterus bicornis auf (KÄSTNER 1995) und besitzen vier bis sechs paarige Zitzen (HONEGGER u. NOTH 1966; FAHEY 2001). Der Darmtrakt ist wegen der leichtverdaulichen, hochenergetischen Nahrung wenig spezialisiert (KÄSTNER 1995). Der Wasserbedarf des Kleinen Igeltenrek scheint gering zu sein (HERTER 1963).

2.1.3 Trächtigkeit und Zucht

Aus der Familie der Tenrecidae ist *Echinops telfairi* die Spezies, die am häufigsten in Gefangenschaft gehalten wird (SCHWARZENBERG u. KÜNZLE 2005), da sie sich am ehesten für die Zucht eignet (GOULD u. EISENBERG 1966). Dazu wird der Kleine Igeltenrek außerhalb der Deckzeit und Trächtigkeit in Gruppen von bis zu sechs gleichgeschlechtlichen (KÜNZLE 1998) oder gemischtgeschlechtlichen Tieren gehalten (STEPHENSON et al. 1994; KUPITZ 2000).

In seiner Heimat findet die Fortpflanzung von *Echinops telfairi* während des Südsommers statt, der günstige Umweltbedingungen für Trächtigkeits- und Aufzuchtphase bietet (HERTER 1963; KÄSTNER 1995). Die Tiere zeigen kurz nach dem Erwachen aus einer Winterruhe eine sexuelle Aktivität (GOULD u. EISENBERG 1966; KÄSTNER 1995).

In der nördlichen Hemisphäre fällt die Winterruhe auf den hiesigen Winter, d. h. auf die Monate Dezember bis Februar/ März (KÜNZLE 1998; EISENBERG u. MUCKENHIRN 1968). Während dieser Monate fallen die Tiere in Torpor, der individuelle Unterschiede und jährliche Schwankungen aufweist (HERTER 1963; EISENBERG u. MUCKENHIRN 1968; KÜNZLE 1998).

Dieser Ruhephase folgt die Paarungszeit von März bis in den Mai (EISENBERG u. GOULD 1967). Zur Paarung werden Tiere beiderlei Geschlechts paarweise aufgestellt (EISENBERG u. GOULD 1967). Bei nicht eindeutiger Geschlechtsbestimmung ist eine temporäre Haltung in Kleingruppen zu bis zu fünf Tieren möglich (EISENBERG u. GOULD 1967).

In Gefangenschaft wird *Echinops telfairi* im Alter von knapp 14 Monaten (HONEGGER u. NOTH 1966), einer anderen Quelle zufolge nicht vor dem zweiten Jahr geschlechtsreif (GOULD u. EISENBERG 1966). Die Zuchtfähigkeit der Weibchen reicht bis zum sechsten Lebensjahr oder darüber hinaus (HONEGGER u. NOTH 1966).

Das Weibchen wirft einmal pro Jahr, in der Zeit zwischen April und Ende Juni, 3-4 Junge (KÜNZLE 1998). Unterschiedlichen Angaben zufolge währt die Tragezeit von *Echinops telfairi* 62-68 Tage (EISENBERG u. GOULD 1967), 60-65 Tage (KUPITZ 2000), 62-65 Tage (FAHEY 2001) bzw. 57-79 Tage (SCHWARZENBERG u. KÜNZLE 2005). Ein Zusammenhang zwischen Tragezeit und dem Alter des Muttertieres oder der Anzahl der Feten konnte nicht festgestellt werden (SCHWARZENBERG u. KÜNZLE 2005).

Die Geschlechterunterscheidung ist anhand ausgeprägter Augenwülste beim Männchen und oft klar erkennbarer Zitzen beim Weibchen nur unter Vorbehalt möglich (HONEGGER u. NOTH 1966; KUPITZ 2000; TERRA INSPIRA 2003).

2.1.4 Verhalten

Echinops telfairi ist nachtaktiv (GOULD u. EISENBERG 1966; EISENBERG 1975). Die Dauer der Ruhephase hängt dabei von der Umgebungstemperatur ab. Je höher diese ist, desto aktiver sind die Tiere (HERTER 1962; HERTER 1963; EISENBERG u. GOULD 1970). Charakteristisch ist die instabile Fähigkeit zur Thermoregulation, was sich sowohl auf den Tages- als auch auf den Jahreszyklus auswirkt (HERTER 1962; HERTER 1963; EISENBERG u. GOULD 1970). Die Körpertemperatur schwankt während der Sommerzeit bei gleich bleibenden Außentemperaturen von 24 bis 26° C innerhalb von 24 Stunden von 24 bis 30,7°C (EISENBERG u. GOULD 1970). Am Tag ruhen die Igeltenreks in ihren Schlupfwinkeln, wobei jedes Tier für sich alleine eine Ruhezöhle bewohnt, die über längere Zeit hinweg immer wieder aufgesucht wird (HERTER 1963). Anders als andere Mitglieder der Familie der Tenrecidae lebt *Echinops telfairi* in freier Wildbahn nicht in sozialen Verbänden (HERTER 1963; GOULD und EISENBERG 1966).

Der Südwinter auf Madagaskar dauert in etwa von Mai bis Oktober und ist durch Niederschlagsarmut und den damit verbundenen Mangel an Beutetieren sowie kühlere Temperaturen gekennzeichnet (HERTER 1963; GERRITS 1997; GARBUTT 1999). Während dieser Phase durchlaufen die Tiere 2-4 Monate lang einen Torpor, sind lethargisch und fressen oder trinken nur selten (HERTER 1963; GERRITS 1997; GARBUTT 1999). Ihre Körpertemperatur entspricht in dieser Zeit fast der Außentemperatur (EISENBERG u. MUCKENHIRN 1968). Bevor sie in Torpor fallen, zeigen die Igeltenreks einen gesteigerten Appetit und legen Fettreserven an (EISENBERG u. MUCKENHIRN 1968; EISENBERG u. GOULD 1970).

Bei Beunruhigungen, scharfen Gerüchen oder sexueller Aktivität sondert vor allem bei männlichen Tiere eine kleine Drüse in den Augenlidern eine opake, milchige, lipidreiche Flüssigkeit ab, die bei starker Reizung den gesamten Augapfel bedecken kann (HERTER 1963; HONEGGER u. NOTH 1966; KÄSTNER 1995; KUPITZ 2000; FAHEY 2001).

Leichte lokale Berührungsreize werden durch Zusammenzucken und Kontraktion der Hautmuskulatur beantwortet, sehr starke mit Zusammenkugeln (GOULD u. EISENBERG 1966; HERTER 1963).

In Gefangenschaft toleriert *Echinops telfairi* Gruppenhaltung, aber es kommen Kämpfe vor (GOULD u. EISENBERG 1966). Attacken werden vor allem zwischen Männchen aber auch zwischen Weibchen im Zusammenhang mit einer Trächtigkeit beobachtet (GOULD u. EISENBERG 1966). Aggressionen – auch gegen den Menschen - äußern sich, indem die Stacheln, besonders jene über den Augen („Brauen“), aufgestellt werden und der Kopf gesenkt wird (GOULD u. EISENBERG 1966; HONEGGER u. NOTH 1966). Der Kopf stößt nach vorne, wobei ein fauchendes oder schnaufendes Geräusch ausgestoßen wird (HERTER 1963; GOULD u. EISENBERG 1966). Bei sehr starker Erregung kann auch ein lautes Knirschen durch Aufeinanderreiben der Backenzähne hervorgerufen werden (HERTER 1963; GOULD u. EISENBERG 1966; HONEGGER u. NOTH 1966). Beim Angriff schnappen Igeltenreks blitzschnell zu. Sie verbeißen sich im Gegner oder versuchen, ihre Kopfstacheln als Stichwaffe einzusetzen (HERTER 1963; GOULD u. EISENBERG 1966).

2.2 Ultraschall

2.2.1 Allgemeines

Die Ultraschalluntersuchung hat sich als wichtiges bildgebendes Diagnoseverfahren in Medizin und Veterinärmedizin etabliert (NEUBERTH 1993; GREEN 1996; KOISCHWITZ 2000; POULSEN NAUTRUP 2001a). Sie gilt als sichere und nicht invasive Untersuchungsmethode, die routinemäßig und fachübergreifend eingesetzt wird (NEUBERTH 1993; STÜTZEL 1994; POULSEN NAUTRUP 2001a). Die Sonografie repräsentiert eine rasch verfügbare, einfache Untersuchungstechnik in der modernen Praxis (NEUBERTH 1993; KOISCHWITZ 2000). Die Organe werden unabhängig von ihrer Funktion dargestellt, und eine relativ exakte Größenvermessung ist problemlos durchzuführen (FRITSCH u. GERWING 1993; NEUBERTH 1993).

2.2.2 Hochauflösende Sonografie

Ein Teil der Schallenergie wird bei der Passage durch die Materie in Wärme umgewandelt, also absorbiert (FARROW 1996; POULSEN NAUTRUP 2001a; NYLAND et al. 2002). Der Grad der Absorption hängt von der Schallfrequenz und der Beschaffenheit des Gewebes ab (FARROW 1996; POULSEN NAUTRUP 2001a). Je höher die Frequenz ist, desto kürzer ist die Wellenlänge und detailreicher die Darstellung, desto größer ist die Schallabschwächung im Gewebe und damit geringer die Eindringtiefe ins Gewebe (STÜTZEL 1994; POULSEN NAUTRUP 2001a).

Im Bereich der Körperweichteile werden mit einer Frequenz von 1 MHz Strukturen bis zu einer Tiefe von 500 mm, bei einer Frequenz von 5 MHz Objekte bis 100 mm Tiefe und bei 15 MHz noch 10 mm tief liegende Gewebe erreicht (POULSEN NAUTRUP 2001a). Das axiale Auflösungsvermögen in Weichteilen steigt dabei von 1,5 mm bei 1 MHz über 0,3 mm bei 5 MHz auf bis zu 0,1 mm bei 15 MHz (POULSEN NAUTRUP 2001a). Ab einer Frequenz von 7,5 MHz wird von einem hochfrequenten Schallkopf gesprochen (POULSEN NAUTRUP 2001a).

Zum Scannen (englisch to scan = [elektronisch] abtasten) des zu untersuchenden Bereichs stehen grundsätzlich verschiedene Schallkopfformen zur Verfügung (POULSEN NAUTRUP

2001a; NYLAND et al. 2002). Für die sonografische Untersuchung oberflächlicher Organe oder bei Katzen und Heimtieren empfiehlt sich die Verwendung eines hochfrequenten Linear- oder Parallel-Scans (CHANG et al. 2003; POULSEN NAUTRUP u. KLEIST 2004). Die parallel angeordneten Ultraschallelemente senden ein ebenfalls parallel verlaufendes Schallbündel aus (MÜSGEN 2000; POULSEN NAUTRUP 2001a). Die schallkopfnaher Auflösung ist sehr gut, die Interpretation der entstehenden rechteckigen Ultraschallbilder einfach (BARR 1992; POULSEN NAUTRUP 2001a). Die empfangenen Echos erzeugen ein der Schallkopfbreite entsprechendes Schnittbild mit parallelen Rändern (STÜTZEL 1994; POULSEN NAUTRUP 2001a). Je nach angestrebter Bildgröße, Auflösung und Eindringtiefe variieren Größe und Frequenzen der angebotenen Linearschallköpfe (NYLAND 2002). Ein erheblicher Nachteil liegt in der meist relativ großen Auflagefläche (POULSEN NAUTRUP 2001a; NYLAND 2002).

2.2.3 Sonografische Graviditätsdiagnostik in der Kleintiermedizin

In der Tiermedizin entsprechen die Einsatzgebiete für Ultraschalluntersuchungen denen der Humanmedizin (POULSEN NAUTRUP 2004). Gynäkologische Erkrankungen der Haus- und Heimtiere sollten grundsätzlich sonografisch abgeklärt werden, bevor invasive Untersuchungsmethoden eingesetzt werden (SCHMIDT et al. 1986). Die Trächtigkeitsdiagnostik stellt eine der häufigsten Indikationen dar (YEAGER u. CONCANNON 1996). Mit modernen Geräten können fast alle Tierarten sonografisch untersucht werden (POULSEN NAUTRUP 2004).

Im Gegensatz zur Röntgenuntersuchung liefert das Verfahren der Ultraschalluntersuchung bewegliche Bilder (GREEN 1996). Dadurch sind Bewegungsabläufe und schnell wechselnde Strukturveränderungen beurteilbar (GREEN 1996). Das gilt für Darm- und Herztätigkeit, aber auch für Welpenbewegungen im Uterus (KÄHN 2004).

Die ultraschallgestützte Trächtigkeitsdiagnostik wird fast ausschließlich mit der zweidimensionalen Real-Time-Sonografie durchgeführt (BONDESTAM et al. 1983; SCHÄFER 2001). Bei Hund, Katze, Kaninchen, Meerschweinchen, Ratte und Maus wird der Linear- oder Konvexschallkopf von außen an das Abdomen gelegt, und die Untersuchung erfolgt transkutan (CHANG et al. 2003; BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004;

KÄHN 2004). Bei schlechter Ankopplung sollte der Patient geschoren werden (SCHERER 1993; SCHÄFER 2001; MATTOON u. NYLAND 2002).

Bei Hund und Katze ist die sonografische Trächtigkeitsdiagnostik bis auf zeitliche Unterschiede einiger Befunde miteinander vergleichbar (SCHÄFER 2001). Für Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchilla und Ratte fehlen detaillierte Angaben (BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004; DIMITROV et al. 2004).

Ein weiterführendes sonografisches Untersuchungsverfahren stellt die Dopplerechografie dar (SCHÄFER 2001). Sie gibt physiologische und pathologische Vorgänge im kardiovaskulären System von Muttertier und Feten wieder (SCHÄFER 2001).

2.2.4 Sedierung

Eine Sedierung trächtiger Tiere stellt grundsätzlich ein Risiko für Muttertier und Früchte dar (SCHÄFER 2001). Bei Hund und Katze (BONDESTAM et al. 1983; SCHÄFER 2001) bzw. Meerschweinchen und Kaninchen ist sie in der überwiegenden Zahl der Fälle nicht nötig (INABA et al. 1986; SCHERER 1993; BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004). Die Untersuchung kleinerer und vor allem nicht menschenbezogener Labortiere wie z. B. Ratten und Mäusen kann eine Narkose notwendig machen (CUBBERLEY 1982; INABA u. MORI 1986; SCHERER 1993; SRINIVASAN 1998), muss aber nicht (CHANG et al. 2003).

2.2.5 Lagerung

Die Hündin wird in Rücken- oder Seitenlage oder im Stehen geschallt (BONDESTAM et al. 1983; SCHÄFER 2001; MATTOON u. NYLAND 2002). Die Untersuchung der Katze erfolgt im Stehen (SCHÄFER 2001) oder in Rückenlage (DAVIDSON et al. 1986). Kaninchen, Meerschweinchen und Ratte werden in Rücken- oder Seitenlage untersucht (INABA u. MORI 1986; INABA et al. 1986; SCHERER 1993; BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004).

2.2.6 Sonografische Darstellung des Uterus

Die Darstellung eines unveränderten, nicht-graviden Uterus gelingt bei Hund und Katze im Bereich des Corpus fast immer (ENGLAND u. YEAGER 1993; LÜERSSEN u. JANTHUR 2001), die der Cornu uteri ist häufig nicht möglich (DAVIDSON et al. 1986; ENGLAND u. YEAGER 1993; MATTOON u. NYLAND 2002). Die Darstellbarkeit hängt bei der Hündin von der zyklusbedingten Beschaffenheit des Uterus ab und ist während des Östrus und frühen Metöstrus am besten (ENGLAND u. YEAGER 1993).

Beim Kaninchen (INABA et al. 1986; BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004) und beim Meerschweinchen (INABA u. MORI 1986) ist die Unterscheidung zwischen Gebärmutter und Darmschlingen äußerst schwierig bis unmöglich. Für andere Heimtiere liegen keine Angaben vor.

2.2.7 Erstdetektion/ sichere Detektion

„Eine wichtige Voraussetzung für die genaue Bestimmung des Gestationsalters ist die Definition des Trächtigkeitsbeginns“ (GÜNZEL-APEL et al. 2001, S. 304). Die Konzeption findet jeweils kurz nach der Ovulation statt (GÜNZEL-APEL et al. 2001; MATTOON u. NYLAND 2002). Im Gegensatz zur Katze ist die Ovulation der Hündin nicht durch den Deckakt induziert (GÜNZEL-APEL et al. 2001). Eine genaue Angabe der Ovulation ist bei ihr nur labortechnisch möglich (GÜNZEL-APEL et al. 2001; MATTOON u. NYLAND 2002). Einige Autoren geben bei der Hündin das Gestationsalter in Bezug auf die Kopulation (GÜNZEL-APEL et al. 2001), andere in Bezug auf den vor der Ovulation festgestellten LH-Peak an (ENGLAND u. YEAGER 1993; MATTOON u. NYLAND 2002;).

Bei der Katze beziehen sich die Zeitangaben auf den Zeitpunkt der Kopulation (DAVIDSON et al. 1986; GÜNZEL-APEL et al. 2001; MATTOON u. NYLAND 2002). Die Zeitangaben für Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchillas und Ratten beziehen sich auf die Tage post copulationem (INABA u. MORI 1986; INABA et al. 1986; SCHERER 1993; BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004; DIMITROV et al. 2004).

Der erste Hinweis auf eine mögliche Trächtigkeit der Katze ist ein sonografisch einfach darstellbarer Uterus (DAVIDSON et al. 1986). Erste beweisende Anzeichen einer

Trächtigkeit sind runde, flüssigkeitsgefüllte Strukturen dorsal der Harnblase (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001; MATTOON und NYLAND 2002; KÄHN 2004). Diese treten beim Hund 17 Tage post LH-Peak auf (MATTOON und NYLAND 2002). Bei der Katze können die Fruchtkammern ab Tag 11 (YEAGER u. CONCANNON 1996; MATTOON u. NYLAND 2002), Tag 13 (GROF 1992; MÖRSTEDT 2003) bzw. ab Tag 15 bis 17 (GÜNZEL-APEL et al. 2001) post copulationem sonografisch identifiziert werden. Beim Kaninchen sind Fruchtkammern (Chorionhöhlen) ab Tag 7 post copulationem als hypoechogene Zonen im Uteruslumen erkennbar (BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004). Ein Übersehen oder eine Verwechslung der Fruchtkammern mit sonografisch ähnlich aussehenden Strukturen kann zu diesem Zeitpunkt nicht ausgeschlossen werden (MATTOON und NYLAND 2002). Die Fruchtanlage muss insbesondere gegen Dünndarmquerschnitte oder Gefäße abgegrenzt werden (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001).

Beim Hund gelingt der sonografische Trächtigkeitsnachweis frühestens zwischen dem 18. und 20. Tag post ovulationem (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001) bzw. 23.-25. Tag post LH-Peak an (MATTOON u. NYLAND 2002), bei der Katze vom 15. Tag post copulationem an (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001).

Mit Sicherheit sind die Fruchtblasen mit Fruchtanlagen in der Amnionsflüssigkeit vom 24. bis 28. (BARR 1992) bzw. 25. bis 29. Trächtigkeitstag an (GERWING 1993; YEAGER u. CONCANNON 1996; SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001) zu erkennen.

Eine sichere Feststellung der Gravidität der Katze ist unter Routinebedingungen ab dem 20. Tag post copulationem möglich (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001; KÄHN 2004).

Beim Kaninchen kann man die Trächtigkeit sonografisch ab Tag 7 (INABA et al. 1986; MÖRSTEDT 2003) bzw. Tag 8 (SCHERER 1993), beim Meerschweinchen je nach Gerätegüte ab Tag 11 (SCHERER 1993; WASEL 2005), beim Chinchilla ab Tag 9 (DIMITROV et al. 2004) und bei der Ratte ab Tag 8 (SCHERER 1993) post copulationem sicher detektieren.

2.2.8 Embryonale und fetale Lebenszeichen

Herzaktionen sind erste sichtbare Lebenszeichen eines Embryos (VERSTEGEN et al. 1993, MATTOON u. NYLAND 2002). Sie bestehen aus einem winzigen, schnell pulsierenden, echogenen Strich im Ultraschallbild (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001; MATTOON u. NYLAND 2002). Beim Hund sind diese Bewegungen vom 16. (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001), 25. (VERSTEGEN et al. 1993; YEAGER u. CONCANNON 1996) bzw. 28. Tag post copulationem an (BARR 1992) erkennbar. Bei der Katze lassen sie sich zwischen 16. und 20. (GERWING 1993), 17.-19. (VERSTEGEN et al. 1993; MÖRSTEDT 2003) bzw. vom 17. Tag post copulationem an (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001) nachweisen.

Die fetalen Herzbewegungen sind beim Kaninchen ab Tag 9 (BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004) bzw. Tag 13 post copulationem (SCHERER 1993), beim Meerschweinchen ab Tag 14 post copulationem (SCHERER 1993) bzw. zwischen Tag 11 und Tag 19 post copulationem (WASEL 2005), beim Chinchilla ab Tag 13 post copulationem (DIMITROV et al. 2004) und bei der Ratte ab Tag 14 post copulationem (SCHERER 1993) sonografisch darstellbar.

Aktive Bewegungen der Feten können beim Hund frühestens ab dem 28. Tag post copulationem (GERWING 1993; SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001) bzw. 33.-35. Tag post LH-Peak (MATTOON u. NYLAND 2002) detektiert werden. Bei der Katze lassen sie sich ab dem 27. Tag post copulationem feststellen (GERWING 1993; SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001), beim Chinchilla ab Tag 17 post copulationem (DIMITROV et al. 2004).

2.2.9 Embryonale und fetale Maße

Die Ultraschall-Biometrie ermöglicht in Grenzen die Feststellung des Gestationsalters und damit eine ungefähre Voraussage der Geburt (BECK et al. 1990; SCHÄFER 2001; MATTOON u. NYLAND 2002). Dazu notwendig sind Berichte und systematische Untersuchungen zur speziesabhängigen Fetometrie (MATTOON u. NYLAND 2002, BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004). Bei Hund und Katze finden sich einige Normalwerte für die Fruchtgröße in verschiedenen Trächtigkeitsstadien und in Abhängigkeit

unterschiedlicher Rasse und Größe (BECK et al. 1990; BARR 1992; SCHÄFER 2001; MATTOON u. NYLAND 2002; KÄHN 2004).

Für kleine Haus- und Heimtiere liegen nur wenige Beschreibungen und biometrischen Messdaten vor (BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004; REESE u. FRINGS 2004). Die ultrasonografische Fetometrie wird beim Kaninchen (BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004; INABA et al. 1986), Meerschweinchen (INABA u. MORI 1986) und Chinchilla (DIMITROV et al. 2004) angegeben. Für die Maus liegt eine Studie vor, die die embryonale Entwicklung von Tag 7,5 bis 18,5 p. c. beschreibt (CHANG et al. 2003).

Als biometrische Eckdaten haben sich in der Veterinärmedizin die Bestimmung von Scheitelsteißlänge (SSL), biparietalem Kopfdurchmesser (BPD) und Rumpfquer-/Abdomendurchmesser (ADT) der Feten als praktikabel erwiesen (BECK et al. 1990; BARR 1992; GÜNZEL-APEL et al. 2001). Sämtliche biometrische Ergebnisse können nur eingeschränkt übernommen werden, da zahlreiche Fehlerquellen existieren (GÜNZEL-APEL et al. 2001). Die individuelle Schallbarkeit, der Füllungszustand der Harnblase, der Grad der lagebedingten Krümmung, individuelle Wachstumsschwankungen und rasseabhängige Größenunterschiede bedingen abweichende Messergebnisse (GÜNZEL-APEL et al. 2001). Auch fehlende Kooperationsbereitschaft von Mutter und Frucht kann zu Verfälschungen führen (GÜNZEL-APEL et al. 2001; BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004).

Bei Hund und Katze ist zwischen Tag 20 und 37 post LH-Peak der Fruchtkammerdurchmesser das genaueste Merkmal zur Bestimmung des Gestationsalters (BECK et al. 1990; MATTOON u. NYLAND 2002). Vom 23. Tag post copulationem an (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001) oder spätestens ab dem 34. Trächtigkeitstag (BARR 1992) werden die Umrisse der Embryonen deutlich. Kopf, Rumpf und Gliedmaßen können differenziert werden (BARR 1992; SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001). Zu diesem Zeitpunkt sind erstmals die Körperlängsachse eindeutig zu identifizieren und die Scheitel-Steiß-Länge zu messen (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001).

Der biparietale Kopfdurchmesser kann beim Hund vom 36. bis 58. Tag post ovulationem und bei der Katze vom 30. Tag post copulationem an bis zur Geburt zur Abschätzung des Gestationsalters herangezogen werden (GÜNZEL-APEL et al. 2001; MATTOON u. NYLAND 2002).

Der transversale Durchmesser des fetalen Rumpfes in Höhe des Magens ist zwischen 22. und 58. Tag post ovulationem beim Hund und vom 35. Tag post copulationem an bei der Katze bestimmbar (GÜNZEL-APEL et al. 2001).

Zwischen dem 35. und 40. bzw. 38. und 45. Trächtigkeitstag wird bei Hunde- und Katzenfetten eine sonografische Abgrenzung der Organe möglich (BARR 1992; KÄHN 2004).

Beim Kaninchen lässt sich der Durchmesser der Fruchtblasen bis Tag 20-23 post copulationem (BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004) bzw. Tag 27 post copulationem (INABA et al. 1986) ausmessen, beim Meerschweinchen bis Tag 41 post copulationem (INABA u. MORI 1986) und beim Chinchilla bis Tag 30 post copulationem (DIMITROV et al. 2004). Angaben über andere biometrische Daten fehlen in der Literatur.

2.2.10 Embryonale und fetale Entwicklung

Die ersten Herzaktionen zeigen sich als pulsierender hyperechogener Strich inmitten des Embryos (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001; MATTOON u. NYLAND 2002). Dieser Strich entwickelt sich zu einem annähernd runden, echogenen, rhythmisch schlagenden Organ mit echofreiem Hohlraum (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001). Intrakardial werden ab dem 40. Tag post LH-Peak Kammern, Scheidewände und Klappen differenzierbar (GERWING 1993; MATTOON u. NYLAND 2002).

Im kranialen Abdomen ist die Leber als fein granulierte Struktur mittlerer Echogenität sichtbar (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001), die einen Großteil des Abdomens einnimmt (BARR 1992).

Die Lunge hebt sich im Zwerchfellbereich als echogenere Struktur deutlich von der kaudal gelegenen, echoärmeren Leber ab (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001), kann aber auch scheinbar mit ihr verschmelzen (MATTOON u. NYLAND 2002).

Der Magen liegt kaudal der Leber oder auch scheinbar in ihr (BARR 1992). Er ist beim Hund vom 34. Tag post ovulationem und bei der Katze vom 32. Tag post copulationem an (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001; MATTOON u. NYLAND 2002) mit seinem flüssigen Inhalt (Fruchtwasser) im Ultraschallbild als echoloser, großer Bereich darstellbar (BARR 1992; SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001; KÄHN 2004).

Die Harnblase erscheint einige Tage später als zweite, etwas kleinere, reflexfreie Struktur im Ultraschallbild (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001; MATTOON u. NYLAND 2002; KÄHN 2004).

Mit zunehmender Mineralisation des fetalen Skelettes kommt es zur Ausbildung von Schallschatten und anschließender Absorption der restlichen Ultraschallenergie in dem kalkhaltigen Gewebe (BARR 1992; SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001; MATTOON u. NYLAND 2002). Diese zunehmende Echogenität setzt bei Hund und Katze ab dem 33. bis 39. Tag post ovulationem (MATTOON u. NYLAND 2002) bzw. 35. bis 45. Tag post copulationem ein (KÄHN 2004). Zuerst werden dabei im Ultraschallbild die Gesichtsknochen und die Echoscheibchen der Wirbel und Rippenquerschnitte deutlich (MATTOON u. NYLAND 2002; KÄHN 2004). Beim Kaninchen lässt sich die fetale Ossifikation ab Tag 18 (INABA et al. 1986; BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004;), beim Meerschweinchen ab Tag 25 (INABA u. MORI 1986) und beim Chinchilla ab Tag 17 post copulationem (DIMITROV et al. 2004) darstellen.

2.2.11 Anzahl der Feten

Die sonografische Bestimmung der zu erwartenden Welpenzahl ist schwierig (CARTEE u. ROWLES 1984; BARR 1992;). Unter Praxisbedingungen kann die Zahl der Früchte sonografisch beim Hund am ehesten zwischen dem 25. und 35. (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001) oder um den 30. Tag (GERWING 1993) bestimmt werden. Bei der Katze erfolgt eine Zählung am besten zwischen dem 23. und 33. Tag (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001) bzw. am 25. Tag post copulationem (GERWING 1993). Genaue Angaben sind oft nur bei Trächtigkeiten mit ein bis vier Früchten und unter günstigen Voraussetzungen von Seiten des Muttertieres zu treffen (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001). Die Anzahl der Früchte wird dabei oft unterschätzt, da Fruchtanlagen eher übersehen als doppelt gezählt werden (SCHÄFER u. POULSEN NAUTRUP 2001).

Beim Kaninchen ergab die Auszählung der Feten zwischen Tag 8 und Tag 12 post copulationem die größte Übereinstimmung mit der Zahl der anschließend entwickelten Welpen (BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004).

2.2.12 Pathologische Veränderungen

Die häufigste pathologische Veränderung während der Trächtigkeit ist der Fruchttod (GERWING 1993; MATTOON u. NYLAND 2002). Die sonografische Untersuchung ermöglicht die frühzeitige Feststellung eines embryonalen oder fetalen Fruchttodes (GÜNZEL-APEL et al. 2001; MATTOON u. NYLAND 2002). Der Vorgang der Fruchtresorption oder ein bevorstehender oder bereits stattgefundenener Abort lässt sich beobachten (MÜLLER u. ARBEITER 1993; ENGLAND 1993; YEAGER u. CONCANNON 1996; GÜNZEL-APEL et al. 2001).

Der embryonale Fruchttod und die anschließende Fruchtresorption verlaufen in der Regel ohne klinische Symptome (ENGLAND 1993; YEAGER u. CONCANNON 1996; GÜNZEL-APEL et al. 2001). Sie können lediglich einzelne Fruchtanlagen oder den gesamten Wurf betreffen (ENGLAND 1993; GÜNZEL-APEL et al. 2001; KÄHN 2004). Die embryonale Fruchtresorption ist durch charakteristische sonografische Befunde gekennzeichnet:

- Größe der Fruchtkammer reduziert
- Fältelung der Fruchtkammerwand
- Verringerung des Fruchtwasservolumens
- Undeutliche oder fehlende embryonale Strukturen
- Kollabieren der Fruchtblase
- Verdickung und Einstülpung der Fruchtblasenwand (YEAGER u. CONCANNON 1996; GÜNZEL-APEL et al. 2001; MATTOON u. NYLAND 2002).

Auch der in der zweiten Hälfte der Trächtigkeit auftretende fetale Fruchttod geht bei Hund und Katze häufig nicht mit klinischen Symptomen einher (GÜNZEL-APEL et al. 2001). Ab dem 35. Tag endet er in der Regel mit einem Abort (MATTOON u. NYLAND 2002). Charakteristische sonografische Befunde des fetalen Fruchttodes sind:

- Herzstillstand
- Fehlen fetaler Bewegungen
- Unphysiologische Körperhaltung des Fetus
- Kollabieren des Rippenbogens
- Undeutliche Organstrukturen (GERWING 1993; MÜLLER u. ARBEITER 1993; YEAGER u. CONCANNON 1996; GÜNZEL-APEL et al. 2001; MATTOON u. NYLAND 2002).

Bei Mazeration des Fetus können sonografisch sich auflösende Skelettanteile sowie eine Reduktion des Fruchtwasservolumens festgestellt werden (BARR 1992; YEAGER u. CONCANNON 1996; GÜNZEL-APEL et al. 2001).

2.2.13 Fetale Herzfrequenz

Eine verminderte Aktivität des Fetus und eine Verlangsamung der Herzschlagfrequenz weisen auf fetalen Stress hin (BARR 1992; MATTOON u. NYLAND 2002).

Die Herzfrequenz eines Hundefetus mittelgroßer Rassen beträgt zu Beginn der Entwicklung $214 \pm 13,3$ Schläge pro Minute und steigt bis zum 40. Trächtigkeitstag langsam auf $238,2 \pm 16,1$ Schläge pro Minute an (VERSTEGEN et al. 1993). Fünf Tage vor der Geburt sinkt sie auf $218 \pm 6,7$ Schläge pro Minute (VERSTEGEN et al. 1993). Eine fetale Bradykardie beim Hund liegt bei einer Herzfrequenz von weniger als 120 bis 150 Schlägen pro Minute vor (YEAGER u. CONCANNON 1996).

Das Herz eines Katzenfetus zeigt während der gesamten Trächtigkeit eine Frequenz von $228,2 \pm 35,5$ Schlägen pro Minute (VERSTEGEN et al. 1993).

Für Heimtiere fehlen entsprechende Angaben in der Literatur.

3 Material und Methode

3.1 Material

3.1.1 Technische Ausrüstung

Die Anatomische Anstalt der Humanmedizinischen Fakultät in der Pettenkofer Straße verfügt über ein tragbares Ultraschallgerät der Firma Physia. Es handelt sich dabei um ein Mittelklassegerät für die abdominale Sonografie namens SonoStar HS 3000 Vers. 3.0.1.0-focus-data 3.0.0 mit einem Linear-Small-Schallkopf 10 MHz (30mm).

In der Chirurgischen Tierklinik der Tierärztlichen Fakultät wird ein Siemens Sonoline Elegra mit einem Linearschallkopf VF 13-5 (7,2 bis 12,0 MHz) verwendet. Hierbei handelt es sich um ein abdominales High-End-Gerät.

Das Institut für Tieranatomie I verfügt über ein Gerät der Firma Philips, ein Sonos 7500 mit einem 15-6L Linearschallkopf (7,0 bis 15,0 MHz). Das Sonos 7500 ist ein kardiologisches High-End-Gerät der neuesten Generation.

Alle Ultraschallgeräte verfügen über einen Videorekorder. Die Videodokumentation ermöglicht die mehrmalige Sichtung und eventuell spätere Zuordnung sowie ein nachträgliches Vermessen fraglicher Strukturen. Die Bildqualität im Nachhinein produzierter Standbilder von der Videokassette ist verglichen mit digitalen Bildern geringer. Die Bilder wurden mit dem Computerprogramm „Scion Image“, das als so genannte Freeware aus dem Internet herunter geladen werden kann, nachträglich vermessen.

Während der Untersuchungen wurden handschriftliche Notizen zu den Untersuchungsergebnissen angefertigt, die neben Ultraschallergebnissen auch eventuelle Besonderheiten im Verhalten oder bezüglich des Gesundheitszustandes der Tiere vermerkten. Diese Notizen wurden später in eine Tabelle übertragen, um die Entwicklungen eines jeden Tieres nachvollziehen und sie mit denen der anderen Tiere vergleichen zu können.

3.1.2 Tiere

3.1.2.1 Haltung

Im Institut für Neuroanatomie der Anatomischen Anstalt der Ludwig-Maximilians-Universität München leben 500-600 Igeltenreks¹. Sie werden in Käfigen mit einer Größe von 45 x 65 x 34 cm (b x l x h) (KÜNZLE 1998) gehalten. Die Einstreu besteht aus staubarmem Sägemehl und die Gitterwände bieten Klettermöglichkeiten (GOULD u. EISENBERG 1966; KÜNZLE 1998). Jeder Käfig enthält mindestens eine hölzerne Nistbox von 12 cm Höhe, die in einen Vorraum von 7 x 10 cm und einen Hauptraum von 10 x 10 cm Größe unterteilt ist (KÜNZLE 1998). Die Nistbox kann über einen Deckel eröffnet werden (KÜNZLE 1998).

Um den jährlichen Aktivitätszyklus der Tiere zu provozieren, werden die natürlichen Umweltbedingungen der Trockenwälder Südwestmadagaskars nachgeahmt, angepasst an die Jahreszeiten der Nordhalbkugel (EISENBERG u. GOULD 1970; KÜNZLE 1998). Der Sommer wird durch Raumtemperaturen von 24 bzw. 23 bis 26°C, eine relative Luftfeuchtigkeit von 60 bis 80% und 12 bis 13 Stunden Kunstlicht pro Tag simuliert (EISENBERG u. GOULD 1967; EISENBERG u. GOULD 1970; KÜNZLE 1998). Für die Winterperiode werden niedrigere Umgebungstemperaturen von 20 bis 22°C und eine relative Luftfeuchtigkeit von 40 bis 60% bei einer täglichen Beleuchtungsdauer von zehn bis elf Stunden eingestellt (KÜNZLE 1998). In den Stallraum dringt weder UV-Licht beinhaltendes Tageslicht ein, noch wird künstliches UV-Licht zugeführt (EISENBERG 1975; KÜNZLE 1998). Ein Tag-Nacht-Rhythmus wird mit konventionellem Kunstlicht simuliert (EISENBERG 1975; KÜNZLE 1998;).

Das Futter setzt sich aus Dosenfutter für Katzen, spezieller Hundewurst, Insekten, Bananen oder Trockenfutter für Igel und solchem für Katzen zusammen (EISENBERG u. GOULD 1970; KÜNZLE 1998). Die Fütterung erfolgt je nach Aktivitätsphase ein Mal pro Woche im Winter und bis zu vier Mal pro Woche während der Trächtigkeit (KÜNZLE 1998).

¹ Zulassungsnummer 211-2531-68/01

3.1.2.2 Kennzeichnung

Die Tiere werden mit Ohrmarken aus Metall, auf denen vierstellige Nummern eingestanzt sind, markiert. Diese Ohrmarken sollen während der gesamten Lebensdauer im Ohr verbleiben. Verliert ein Tier seine Ohrmarke, wird eine neue am anderen Ohr eingesetzt und der Identifikationsnummer wird hinter einem Schrägstrich die neue Nummer hinzugefügt. Verliert es auch diese, bleibt es von da an ohne äußere Kennzeichnung und wird mit der ursprünglichen Identifikationsnummer und dem Zusatz „o. Nr.“ (ohne Nummer) beschrieben. Eine Unterscheidung zu den markierten Käfiggenossen erfolgt von nun an aufgrund der Narben an den Ohren und der Tatsache, dass nur ein Tier pro Gruppe ohne Kennung ist.

3.1.2.3 Auswahl

Für die Darstellung der männlichen Geschlechtsorgane wurden insgesamt 12 Männchen sonografisch untersucht, die zu den pro Tier zwei Untersuchungsterminen aus der Anatomischen Anstalt abgeholt und anschließend am selben Tag wieder dorthin gebracht wurden. Die Tiere wurden mit den Nummern 1 bis 12 gekennzeichnet.

Für die Gruppe 1 der Studie zur Trächtigkeit standen 30 Weibchen zur Verfügung, die bereits mindestens eine Geburt und anschließende erfolgreiche Aufzuchtphase gezeigt hatten. Zum einen, um wirklich sicher sein zu können, dass es sich um Weibchen handelt und der Versuchsaufbau nicht durch ein unerkanntes Männchen gestört wird, zum anderen, um eine größere Wahrscheinlichkeit auf möglichst viele Trächtigkeiten mit sicher fertilen Igelinnen zu haben.

Die Weibchen wurden in zwei Gruppen mit je 15 Tieren unterteilt. Die Identifikation der einzelnen Tiere erfolgte anhand der Ohrmarkennummern.



Abbildung 1: *Echinops telfairi*, adult, mit Ohrmarke

Am 02.04.2004 und 04.04.2004 wurden die Tiere jeweils einer Gruppe für 24 Stunden einzeln mit je einem ebenfalls bewiesenen, fertilen Männchen zusammengesetzt. Es wurde nicht kontrolliert, ob eine Kopulation erfolgte oder nicht. Nach diesen 24 Stunden wurden die Paare wieder getrennt und die Weibchen in Gruppen zu je 5 Tieren eingeteilt:

Gruppe 1: Decktermin 02.04.2004
1773
1690
1615
2066
1868
1444/0036
1758
1875
1608
1631
1661
2176/0092
1423
1729
1425

Gruppe 1: Decktermin 04.04.2004
1602
1666
1915
1457/0084
1755
1467
2103
1237
1482
1573
1744/0041
1819
2077/0122
1833
1412

Abbildung 2: Versuchstiere Gruppe 1 mit einem Decktermin

Zehn Tage nach dem Zusammensetzen mit den Männchen wurden die Weibchen in das Institut für Tieranatomie I der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München transportiert². Dort war ein Nebenraum den Haltungsbedürfnissen entsprechend eingerichtet worden. Die Raumtemperatur lag durchschnittlich bei 26°C. Die relative Luftfeuchtigkeit betrug 55 bis 60%. Zusätzlich zum Tageslicht durch ein Fenster (35 x 65 cm) wurde ein Tag-Nacht-Rhythmus mit zwei Schreibtischlampen zu je 100W simuliert. Die Lampen waren an eine Zeitschaltuhr angeschlossen. Auf 13 Stunden Licht folgten entsprechend elf Stunden Dunkelheit.

Die 30 Tiere waren entsprechend ihrer Gruppeneinteilung in sechs Käfigen zu je fünf Weibchen untergebracht. Jeder Käfig war mit zwei Nistboxen ausgestattet, damit es nicht zu Rangordnungsauseinandersetzungen kam. Entsprechend den Fütterungsgewohnheiten in der Anatomischen Anstalt wurde anfangs drei Mal pro Woche mit dem gleichen Futter wie ebendort gefüttert. Um bei den Ultraschalluntersuchungen keine Artefakte durch Futterbrei oder Aufgasungen nach der Fütterung zu provozieren, wurde möglichst jeweils ein oder sogar zwei Tage vor der sonografischen Untersuchung gefüttert. Wasser stand ad libitum zur Verfügung.

Nach Ausschluss der nicht trächtigen Weibchen im Laufe der Untersuchungen wurden die trächtigen Tiere einige Wochen vor der Geburt ihren Artgenossen gegenüber zunehmend aggressiv. Sie wurden getrennt und schließlich einzeln in Käfigen mit je einem Nistkasten gehalten, um Rangordnungsstress konkurrierender Weibchen zu vermeiden.

Gefüttert wurde jetzt vier bis fünf Mal pro Woche.

Von den 30 Weibchen der Gruppe 1 verstarben während des Untersuchungszeitraumes drei, so dass schließlich 27 regelmäßig geschallt werden konnten.

Von diesen 27 Weibchen waren zehn bekannt und eines unerkannt tragend. Die bekannten Trächtigkeiten wurden bis zur Geburt und eine bis zur Resorption beobachtet, wobei besonderes Augenmerk auf die Erstdetektion der Trächtigkeit und die ungefähre Anzahl der Feten gelegt wurde.

Die nicht tragenden Weibchen wurden zurück in die Anatomische Anstalt gebracht, wo einige noch einmal gedeckt wurden, um dem Bedarf an Welpen gerecht werden zu können. Die acht

² Zulassungsbescheid vom 11.05.2004 durch die Regierung von Oberbayern, Staatliches Veterinäramt für das Gebiet der Landeshauptstadt München, Herrn Dr. Riedl

kooperativsten dieser zweimalig gedeckten Weibchen wurden dann als Gruppe 2 ab dem 23. Tag nach dem zweiten Decktermin untersucht. Die Untersuchungen erfolgten diesmal 15 Tage lang täglich. Fünf der acht Tiere waren am 02.04.2004 und drei am 04.04.2004 das erste Mal mit je einem Männchen zusammengesetzt worden. Der mögliche zweite Deckakt fand bei allen acht Tieren am 10.05.2004 statt. Auch hierbei wurde nicht kontrolliert, ob eine Kopulation erfolgte.

Gruppe 2: Decktermine 02.04. und 10.05.2004	Gruppe 2: Decktermine 04.04. und 10.05.2004
1444/0036	1819
1758	2103
1875/o. Nr.	2077/0122
1631/o. Nr.	
1729	

Abbildung 3: Versuchstiere Gruppe 2 mit zwei Deckterminen

Zusätzlich wurden noch sechs Weibchen als Gruppe 3 geschallt, die ebenfalls zwei Mal gedeckt worden waren. Die Decktermine waren der 04.04.2004 und der 27.04.2004.

Gruppe 3: Decktermine 04.04. und 10.05.2004
1521
1555
1627
1863
2117
2125

Abbildung 4: Versuchstiere Gruppe 3 mit zwei Deckterminen

Die Weibchen der Gruppen 2 und 3 wurden jeweils zwei Mal mit einem Männchen verpaart, wodurch keine eindeutige Aussage über Gestationsstadien oder Trächtigkeitsdauer zu machen ist. Außerdem unterlagen diese Tiere wegen der häufigeren Transporte und Käfigumstellungen höherem Stress als die Vergleichsgruppe 1.

Die großen abdominalen Organe wurden bei allen Tieren sonografisch untersucht.

3.2 Methode

3.2.1 Vorversuche

Um Anatomie und Topographie der abdominalen Organe später auf das Ultraschallbild übertragen zu können, wurden im Vorfeld der Untersuchungen sechs bereits tote Tiere, entweder nach Tötung in der humanmedizinischen Neuroanatomie im Rahmen der dortigen Versuchsreihen oder nach spontanem Ableben, im Jahr 2003 seziiert. Anhand der dadurch erworbenen Kenntnisse konnten die Organe identifiziert werden.

Um die Handhabung der Tiere zu erlernen und gleichzeitig ein geeignetes Untersuchungsgerät zu finden, wurden bereits in 2003 ausgewählte Tiere mehrmals untersucht, zwei Männchen und zwei Weibchen. Die Untersuchungen fanden im Institut für Tieranatomie der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München statt.

Institut	Ultraschallgerät	Einsatzschwerpunkt	Schallkopf
Anatomische Anstalt Humanmedizin	SonoStar HS 3000 Vers. 3.0.1.0-focus-data 3.0.0 Physia GmbH	Abdomen	Linearschallkopf 10 MHz, unifrequent
Chirurgische Klinik für Kleintiere	Sonoline Elegra Siemens AG	Abdomen	Linearschallkopf VF 13-5, multifrequent 7,5-13,0 MHz
Institut für Tieranatomie I	Sonos 7500 Philips	Kardiologie	Linearschallkopf 15-6L, multifrequent 7,0-15,0 MHz

Abbildung 5: Liste der verfügbaren Ultraschallgeräte

Technische Kriterien waren die Möglichkeit, im Echtzeitverfahren ohne verzögerten Bildaufbau schallen und mittels hoher Schallfrequenz eine gute Auflösung erzielen zu können. Die Dokumentation der Untersuchungsergebnisse sollte umfassend und möglichst digital erfolgen. Außerdem sollte die Auflagefläche des Schallkopfes möglichst klein sein.



Abbildung 6: *Physia Sonostar HS 3000, Linearschallkopf 10 MHz, unifrequent*
– Beispielbild Harnblase und Igel auf Schallkopf

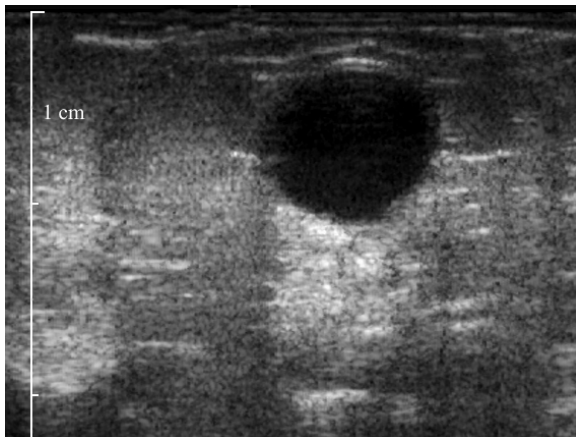


Abbildung 7: *Siemens Sonoline Elegra, Linearschallkopf VF 13-5, multifrequent 7,5 bis 13 MHz*
– Beispielbild Harnblase und Igel auf Schallkopf

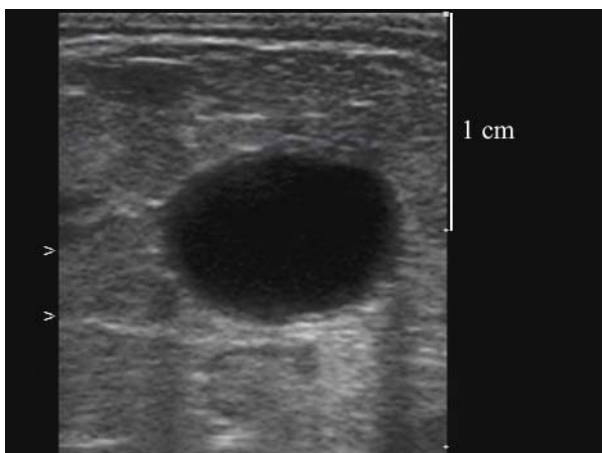


Abbildung 8: *Philips Sonos 7500, Linearschallkopf 15-6 L, multifrequent 7,0 bis 15 MHz*
– Beispielbild Harnblase und Igel auf Schallkopf

Nach Testen der verschiedenen Geräte wurden die Untersuchungen der Organe und der Trächtigkeit mit dem Ultraschallsystem Sonos 7500 von Philips durchgeführt, da es eine sehr gute Bildauflösung mit einem insgesamt sehr kleinen Schallkopf verbindet.

Lange Transportwege und damit verbundene zusätzliche Aufregung für die Igeltenreks sollten vermieden werden. Die räumliche Beschaffenheit des Instituts für Tieranatomie I, das das Gerät beherbergt, ermöglichte eine Unterbringung der Tiere direkt im Raum nebenan.

Es erfolgte bei allen Tieren zu jedem Untersuchungszeitpunkt eine zweidimensionale Sonografie. M-Mode und Doppleruntersuchungen kamen bei zwei Muttertieren in drei und vier Fällen zur Anwendung.

Zur Ultraschalluntersuchung eines Igeltenrek bedarf es der Hilfe eines Assistenten. Die Tiere werden von der Untersucherin mit einer Hand fixiert, mit der anderen wird der Schallkopf geführt.

Die Einstellungen am Gerät müssen durch den Assistenten vorgenommen werden.

Bei der Fixierung der Tiere wurden weiche Wildlederhandschuhe benutzt, um schmerzhaften Verletzungen durch Bisse und Stacheln zu entgehen. Die Tiere wurden von dorsal gegriffen und der ganze Körper möglichst gestreckt gehalten. Sobald der Igeltenrek Gelegenheit hatte, sich einzurollen, bot die Ventralseite keine Ansatzfläche mehr für den Schallkopf. Das Tier musste kurz abgesetzt und erneut gegriffen werden. Einmal auf den Tisch gesetzt, versuchte der Igel sofort, fortzulaufen, so dass immer ein hoher Karton zum Absetzen bereit stand.

Für die sonografische Untersuchung der Organe wurden spontan verstorbene Tiere 24 Stunden gekühlt und anschließend sezziert. Den toten Weibchen wurden Uterus und Eierstöcke zusammen mit der Harnblase und einem Stück Enddarm entnommen. Die Organe wurden in zimmerwarmes Wasser gelegt, das zuvor durch 15 Minuten langes sprudelndes Kochen entlüftet worden war. Das Wasser bedeckte die Organe nur wenige Millimeter. Dann wurde der Schallkopf ohne Gel direkt über den Organen auf die Wasseroberfläche gehalten.

3.2.2 Vorbereitung

Die Untersuchungen fanden in einem warmen, abgedunkelten Raum direkt neben dem Raum mit den Käfigen statt. Vor den Untersuchungen wurde bei den Tieren der Gruppe 1 eine 36- bis 48-stündige Nahrungskarenz eingehalten. Nüchterne Tiere zeigten weniger Aufgasungen und damit weniger Artefakte im Ultraschallbild. Die Igeltenreks der Gruppe 2 und 3 wurden unabhängig von den Untersuchungen gefüttert.

Die Tiere waren unsediert. Handelsübliches Ultraschallgel wurde wegen der Thermolabilität der Igeltenreks im Wasserbad angewärmt und dann auf der Bauchdecke verteilt. Einige Tiere wiesen eine starke Behaarung an der Ventralseite auf, die eine optimale Ankopplung erschwerte. Diesen Tieren wurde mit einem kleinen Rasierer (Wella Contura) die Bauchdecke rasiert.

3.2.3 Versuchsdurchführung

12 männlichen Tenreks wurden jeweils an zwei Terminen aus der Anatomischen Anstalt abgeholt und ihr Abdomen in der Tierärztlichen Fakultät sonografisch untersucht. Direkt nach der Ultraschalluntersuchung wurden die Tiere wieder zurückgebracht. Der Untersuchungszeitpunkt ergab sich aus der Abkömmlichkeit der Zuchttiere.

Zur Darstellung der weiblichen Geschlechtsorgane wurden die Weibchen der Gruppe 1 zu zwei Terminen am 14. und am 21. Tag p. c. herangezogen. Zur Beurteilung der Darstellbarkeit der Uterushörner wurden im Nachhinein die Daten der trächtigen Tiere außer Acht gelassen, so dass den Messungen 16 Weibchen zugrunde liegen.

Zur Trächtigkeitsuntersuchung erfolgte bei den 30 Weibchen der Gruppe 1 die erste Ultraschalluntersuchung am 14. Tag nach der möglichen Befruchtung. Jeweils 15 Weibchen, die am 02.04. bzw. 04.04.2004 für je 24 Stunden einzeln mit einem Männchen zusammengesetzt worden waren, wurden am 16.04. bzw. 18.04.2004 das erste Mal untersucht. Die weiteren Untersuchungen erfolgten im Abstand von sieben Tagen nach der vorhergehenden. In Gruppe 1 starben drei von 30 Tieren, eines 19 Tage p. c., eines 23 Tage p. c. und eines 28 Tage p. c. Das entspricht einer Mortalitätsrate von 10%. Die 27 restlichen Weibchen wurden nach Plan geschallt. 14 von ihnen waren am 02.04. und 13 am 04.04.2004

gedeckt worden. Die bereits vorliegenden Untersuchungsergebnisse der drei nicht graviden, toten Tiere wurden verworfen.

Die acht Weibchen der Gruppe 2 wurden am 23. Tag p. c. (2. Deckakt) das erste Mal geschallt. Dann folgten tägliche Untersuchungen bis zum 36. Tag p. c. (2. Deckakt).

Die sechs Tiere der Gruppe 3 wurden am 21. Tag p. c. (2. Deckakt) zum ersten Mal, und dann bis zum 35. Tag p. c. (2. Deckakt) täglich sonografisch untersucht.

Zum Aufsuchen der Fruchtanlagen wurde der Schallkopf quer zur Körperlängsachse der Weibchen von kaudal nach kranial über die Bauchdecke geführt. Als Orientierungspunkt diente die Harnblase. Durch leichte Kippbewegungen mit dem Schallkopf wurde das Abdomen systematisch durchgemustert. Tiere, deren Bauchdecke breiter als der Schallkopf war, wurden zweimal mit leicht versetztem Scanner transversal durchgemustert. Danach erfolgte die Untersuchung mit sagittal gehaltenem Schallkopf. Wenn Abwehrbewegungen dazu führten, dass der Schallkopf nicht mehr auf der Haut auflag, wurde die Untersuchungssequenz wiederholt. Bei zunehmender Aggressivität oder Unruhe wurden die Tiere zu ihrer Schonung zurück in den Käfig gesetzt.

3.2.4 Befunderhebung, Dokumentation, Auswertung

Die Ultraschalluntersuchungen wurden auf S-VHS-Videokassetten aufgezeichnet und zusätzlich ausgesuchte Standbilder über einen angeschlossenen PC abgespeichert. Aus den Videoaufnahmen wurden einzelne aussagekräftige Bilder separat digitalisiert. Die Vermessung der Bilder erfolgte zum Teil direkt während der Untersuchung am Ultraschallgerät, zum Teil nachträglich mit Hilfe des Vermessungsprogramms Scion Image.

Der Zeitpunkt der Erstdetektion der Trächtigkeit wurde nach Abschluss der Untersuchungen anhand der Videoaufnahmen bestimmt. Dazu wurden Bilder von Nichttragenden und Tragenden gesichtet und verglichen.

Der Zeitpunkt der sicheren Detektion der Trächtigkeit ergab sich direkt während der Untersuchungen.

Die statistische Beurteilung erfolgte über die Parameter Mittelwert, Varianz, Standardabweichung und Student'scher t-Test für gepaarte Stichproben.

3.2.5 Vermessung Uterus, Embryonen, Feten und Welpen

Die Vermessung von Uterus, Embryonen, Feten und Welpen erfolgte soweit möglich nach allgemein gebräuchlichen Standards. In der Veterinärmedizin hat sich im Embryonalstadium die Vermessung des Fruchtkammerdurchmessers (FKD) (BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2000) und im Fetalstadium die Bestimmung von Scheitelsteißlänge (SSL), biparietalem Kopfdurchmesser (BPD) und Rumpfquerdurchmesser (ADT) als praktikabel erwiesen (GÜNZEL-APEL et al. 2001).

Aufgrund der begrenzten Untersuchungszeit (bis die Tiere unruhig wurden) gelang eine exakte und gute Einstellung des zu vermessenden Bereiches bei der Ermittlung des Fruchtkammerdurchmessers in 37,45%, der Scheitelsteißlänge in 21,69% und des Biparietaldurchmessers nur in 8,86% der Fälle. Der Rumpfdurchmesser konnte nur sporadisch vermessen werden.

Die explizite Untersuchung der fetalen Herzaktivität fand an drei Terminen bei insgesamt acht Feten von zwei Muttertieren statt. Zur Ermittlung der Herzfrequenz wurde das fetale Herz im M-Mode untersucht.

4 Ergebnisse

4.1 In vitro

4.1.1 Sektion

Die Tiere zeigten äußerlich keine Verletzungen, Auffälligkeiten oder Unterschiede zu lebenden Igeltenreks. Eine eindeutige Geschlechtsunterscheidung war auch bei eingehender Betrachtung, die in dieser Form beim lebenden Tier nicht durchführbar ist, nicht möglich.

Bei der Eröffnung der Bauchhöhle lag die dunkelblau-violette Milz zusammen mit dem Netz auf dem Darmkonvolut. Die Milz zog in der Länge von der Medianen nach latero-dorsal bis weit unter den Rippenbogen der linken Körperseite und in der Breite von der kaudalen Begrenzung des Magens bis zur Höhe des Nabels.

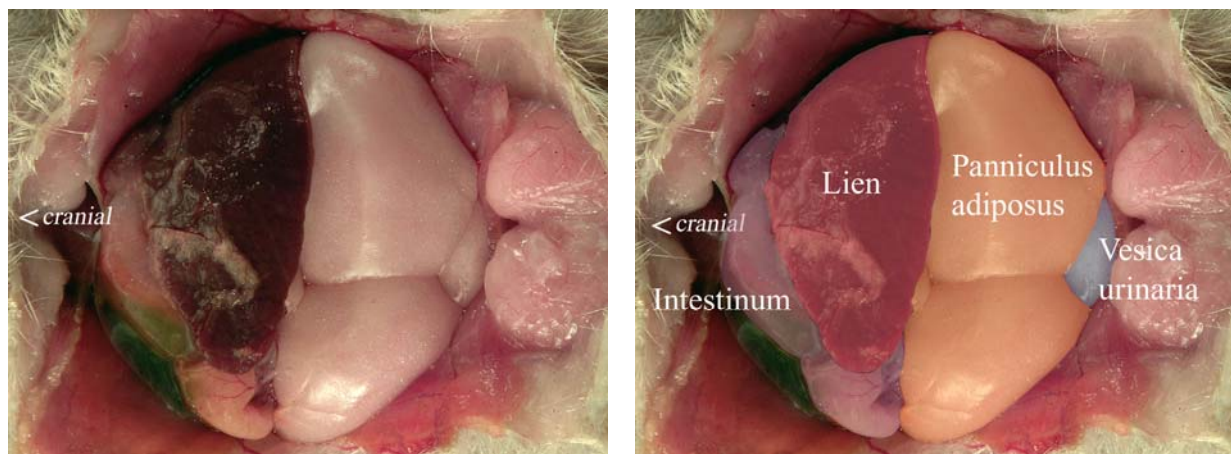


Abbildung 9: Abdomen eröffnet

Nach Entfernung der Milz lag das Darmkonvolut je nach Ernährungszustand des Tiers in mehr oder weniger Fett eingebettet in der eröffneten Bauchhöhle. Das intraperitonäale Fett zeigte sich makroskopisch von grober Struktur, war teilweise braunrot und als Ganzes von den anderen Organen abgrenzbar. Die Darmschlingen einiger Tiere waren aufgegastr, bei anderen waren sie dilatiert und mit mehr oder weniger gelbem bis braunem Inhalt gefüllt, der durch die Wand schimmerte. Der Darm wies keinen Blinddarm auf und ließ makroskopisch keinen Übergang vom Dün- zum Dickdarm erkennen. Das Gekröse enthielt Lymphknoten und das Pankreas.

Die Darmschlingen wurden nach kranial und die paarigen Fettpolster zur Seite geklappt. Nun waren die Geschlechtsorgane erkennbar, bei den Männchen die intraabdominal, etwas kaudal der Nieren gelegenen Hoden mit den Samenleitern.

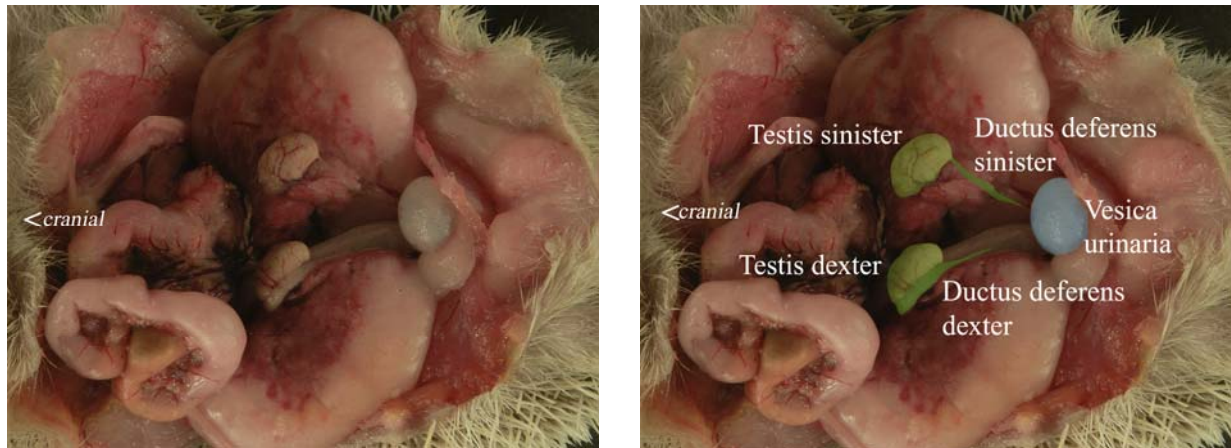


Abbildung 10: Bauchraum Männchen nach Entfernen der Milz, Fett zur Seite geklappt

Bei den Weibchen zeigten sich entsprechend Uterus, Uterushörner und Eierstöcke.

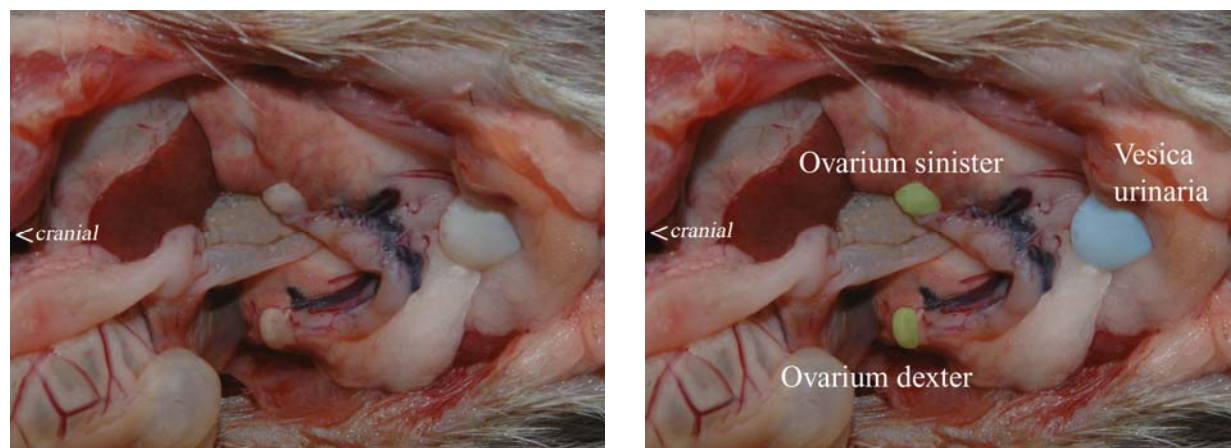


Abbildung 11: Bauchraum Weibchen, Darmkonvolut heraus geklappt

Bei den Männchen lag parallel den nach kaudal ziehenden Samenleitern dorsal der Harnblase jeweils eine symmetrische, dunkelviolet bis schwarze akzessorischen Geschlechtsdrüse.

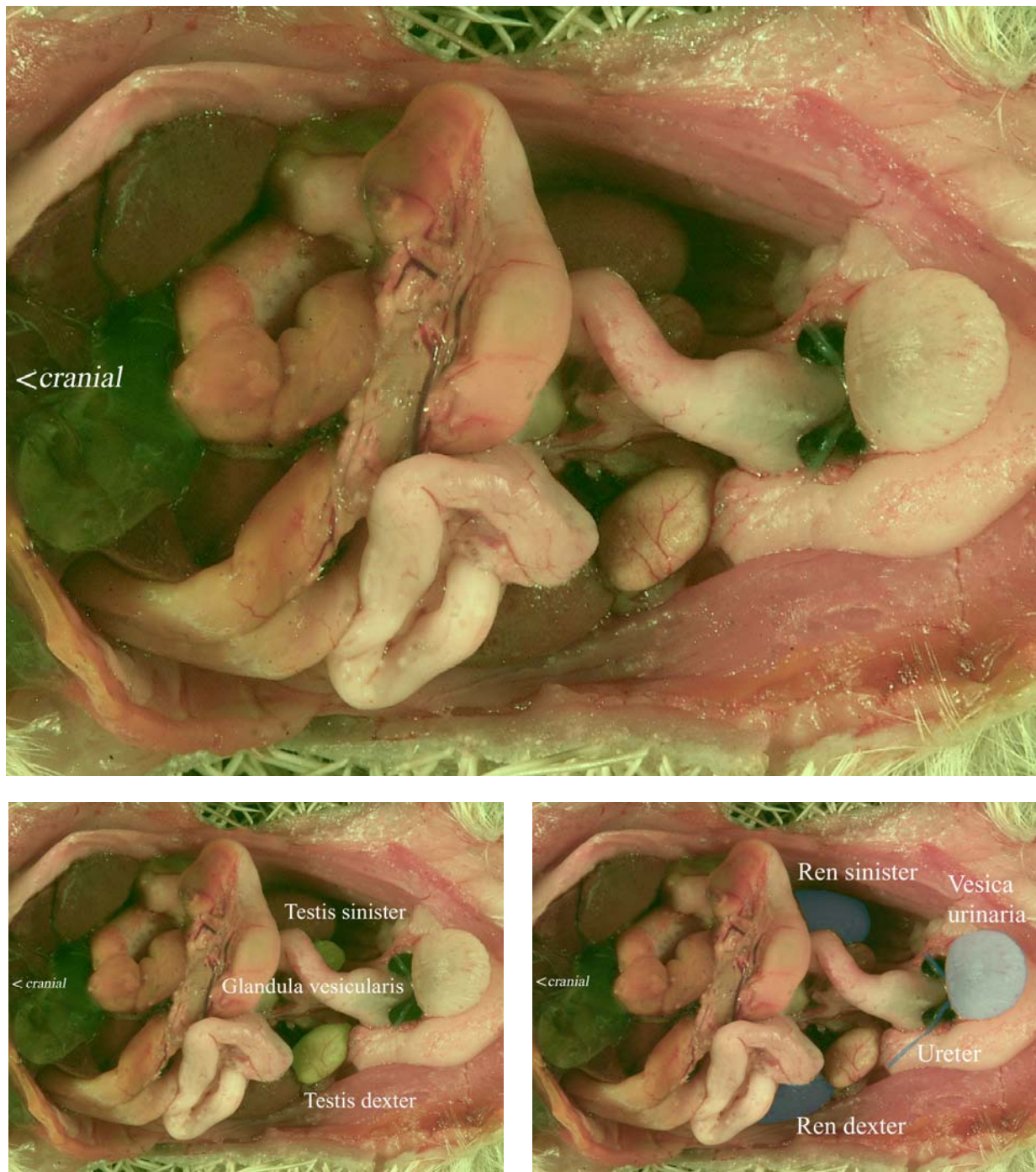


Abbildung 12: männliche Harn- und Geschlechtsorgane nach Entfernen des Fettes

Die Nieren lagen in viel Fett eingebettet retroperitonäal, die rechte etwas weiter kranial.

Beim Weibchen zog direkt von der Spitze des Uterushornes ein Aufhängeband nach kraniodorsal in Richtung Zwerchfellpfeiler. Kaudal der Gonaden befand sich die Blase.

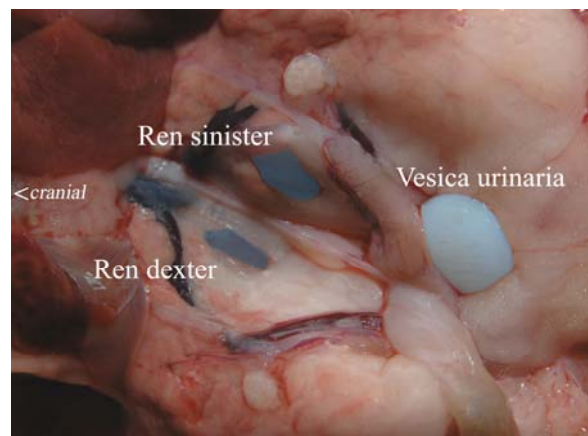
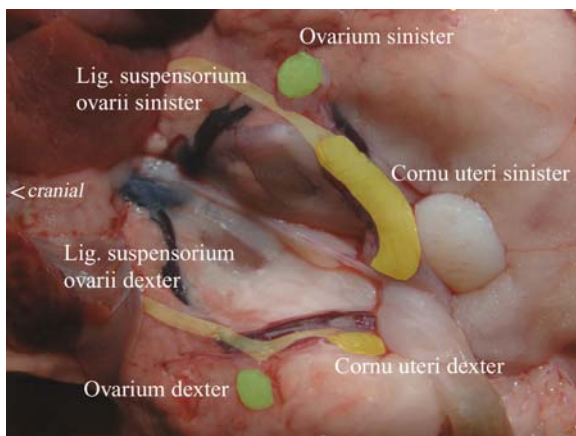
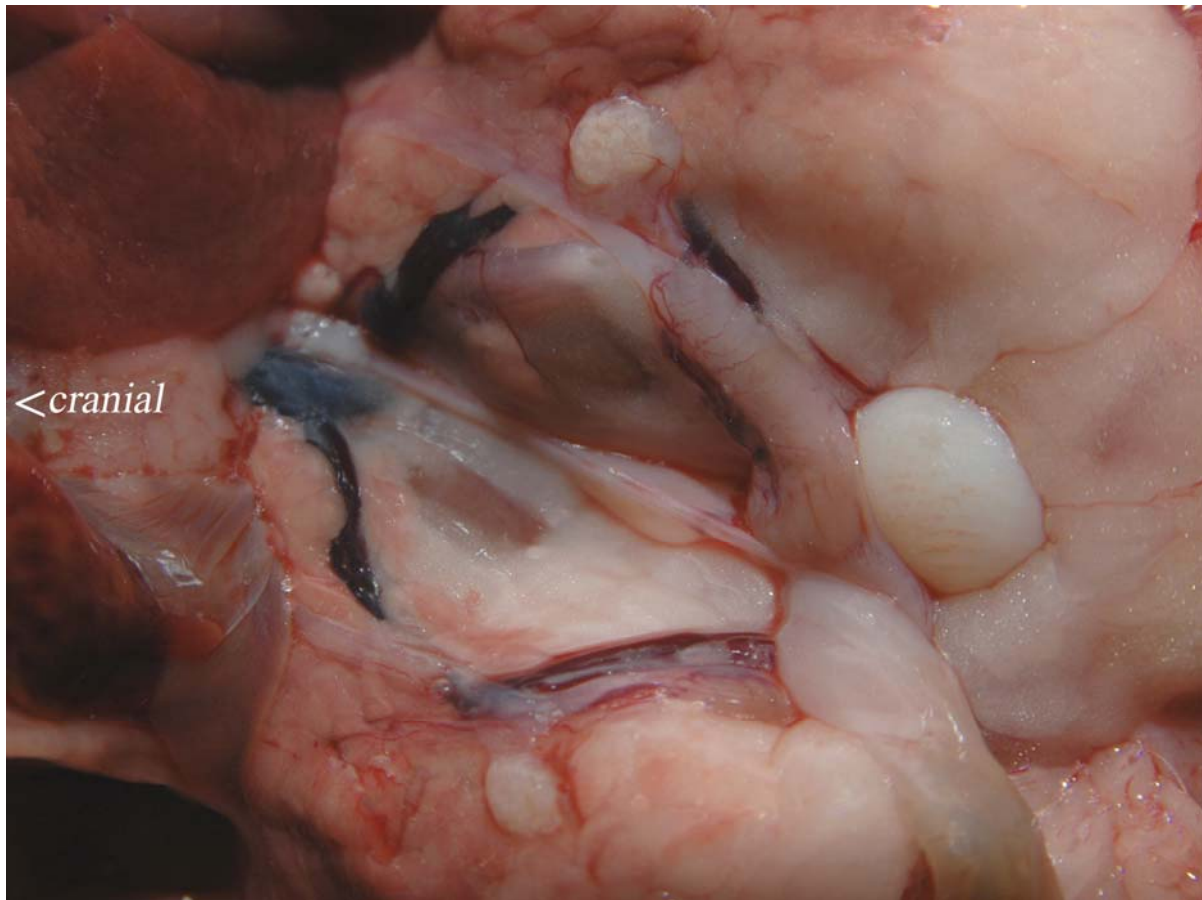


Abbildung 13: weibliche Harn- und Geschlechtsorgane

Die Leber war gelappt. Sie überdeckte fast die gesamte Zwerchfellfläche und grenzte kaudal an den Magen an. Die Gallenblase war bei allen Tieren in Auflösung begriffen. Gallige Imbibitionen zeigten sich im Bereich der Darmschlingen und/ oder anderer Organe (s. Abbildungen 9 und 12).

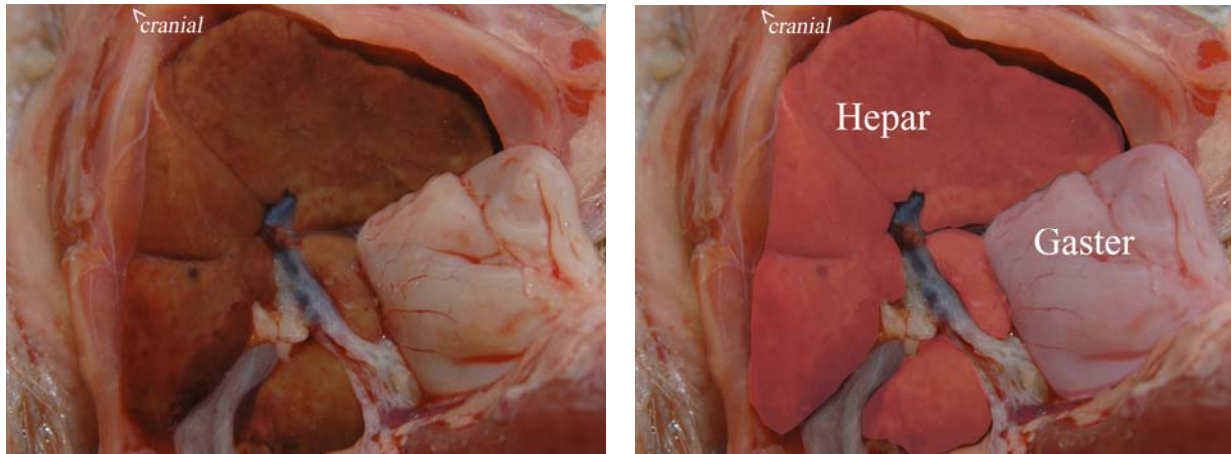


Abbildung 14: Leber und Magen

4.1.2 Ultraschalluntersuchung im Wasserbad

Die entnommenen Organe zeigten sich als nicht voneinander abgrenzbare Strukturen, die hinsichtlich Echogenität sowie Verteilung der Echos sehr ähnlich waren. Beispielsweise war eine Unterscheidung zwischen Harnblasenwand und Lumen mit Harn nicht möglich:



Abbildung 15: *Harnblase und Gebärmutterkörper in vitro*

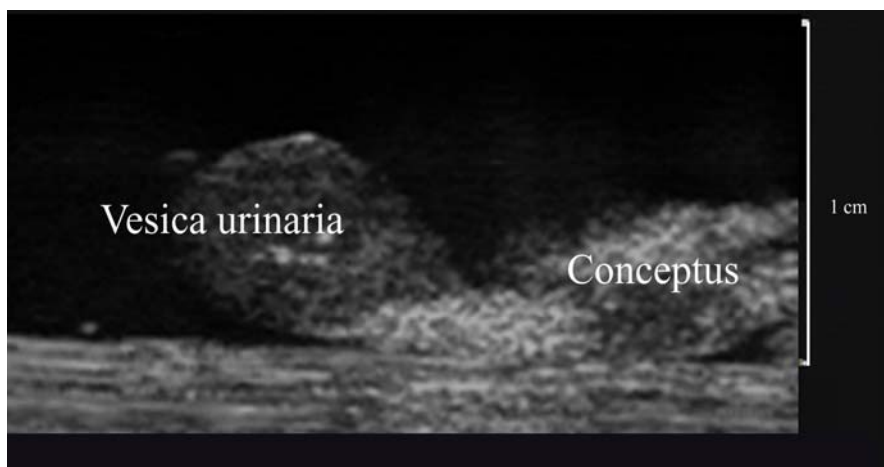


Abbildung 16: *Harnblase und Fruchtanlagen in vitro*

In beiden Fällen war keine Flüssigkeit innerhalb der Strukturen zu erkennen.

4.2 In vivo – Ultraschall

4.2.1 Sonografische Anatomie und Topografie

Sonografisch lassen sich beim Kleinen Igeltenrek die großen Bauchhöhlenorgane Harnblase, Nieren, Darm, Milz, Leber und Gallenblase darstellen. Bei einigen Weibchen ist auch der Uteruskörper erkennbar. Bei einigen männlichen Tieren sind die Hoden darstellbar.

4.2.1.1 Harnblase

Die je nach Füllungszustand in der Becken- bzw. in Becken- und Bauchhöhle liegende Harnblase stellt sich als anechogene, nahezu runde Struktur dar.

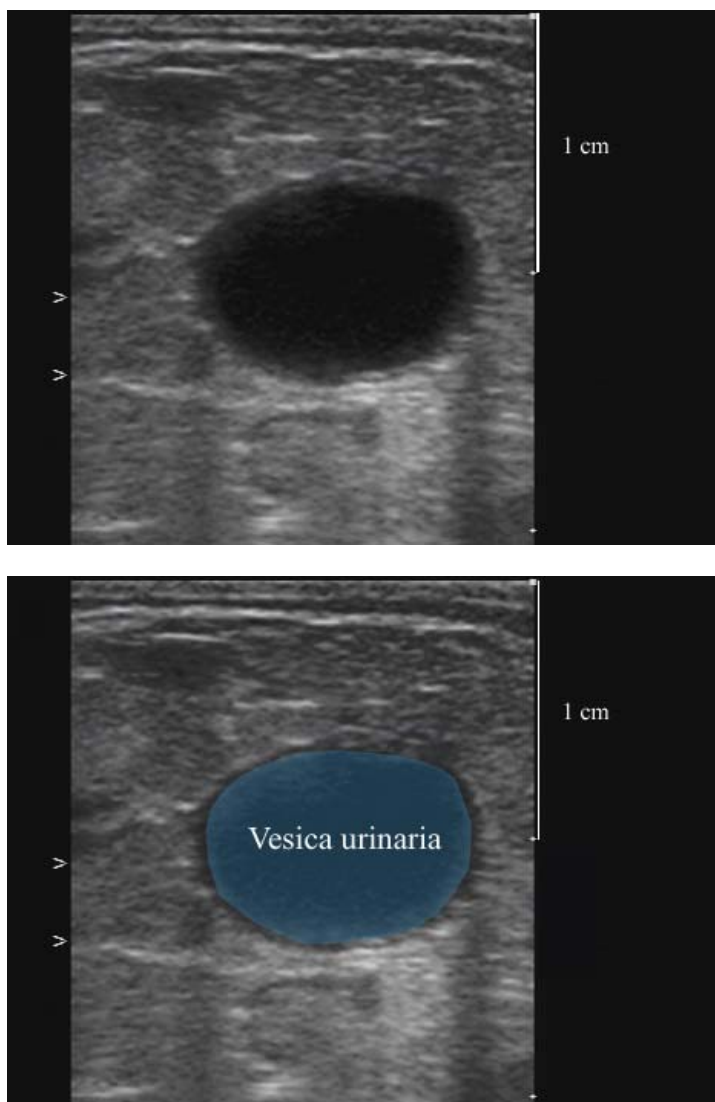


Abbildung 17: Harnblase mäßig gefüllt

Die Wanddicke variiert individuell und je nach Füllungszustand. Die Harnblase war bei allen Tieren darstellbar.

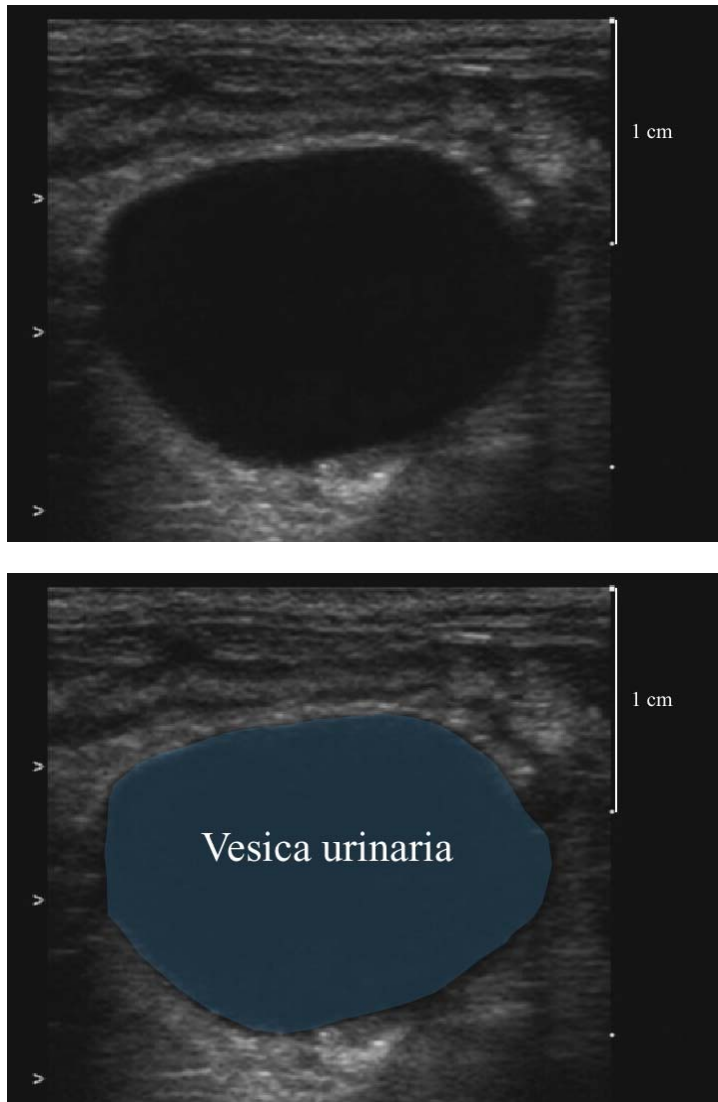


Abbildung 18: Harnblase stark gefüllt

4.2.1.2 Nieren

Laterokraniel der Harnblase stellen sich die Nieren feinkörnig dar. Sie sind weniger echogen als das umliegende Gewebe und gut abgrenzbar. In der Sagittalansicht erscheinen die Nieren längsoval, in der Transversalansicht rundlich.

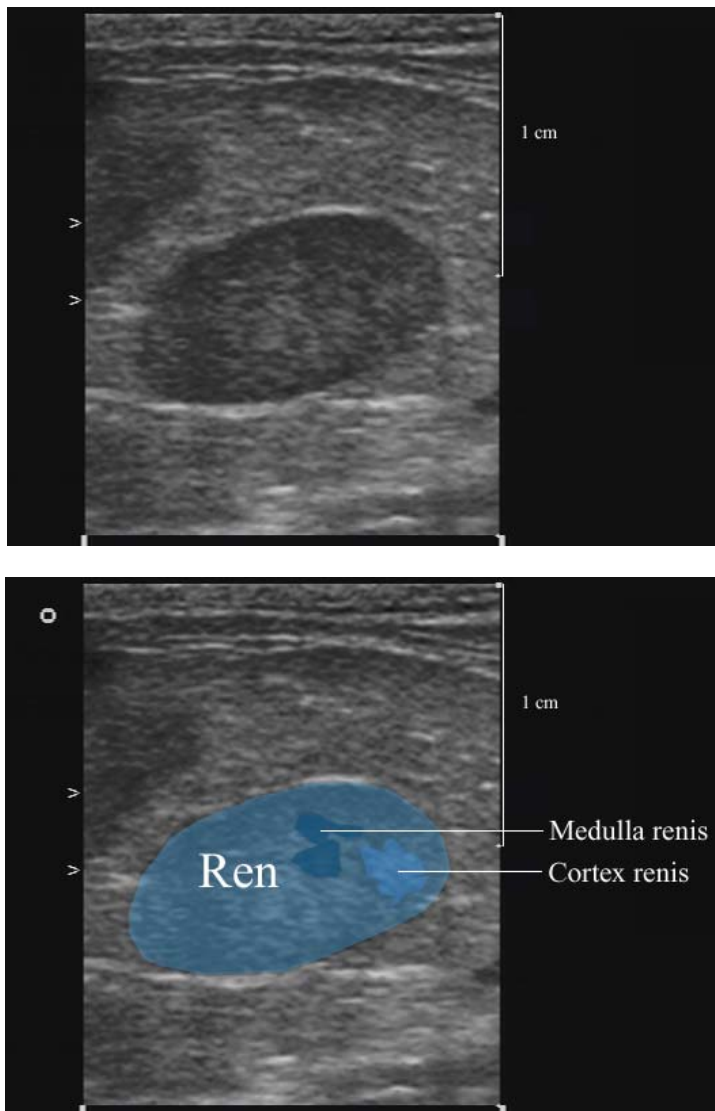


Abbildung 19: Niere, sagittale Schnittebene

Eine Unterscheidung zwischen dem weniger echogenen Mark und der echogeneren Rinde war möglich. Die Darstellung der Nieren gelang bei allen Tieren, wobei die Abgrenzung bei fatteren Tenreks problematisch sein kann.

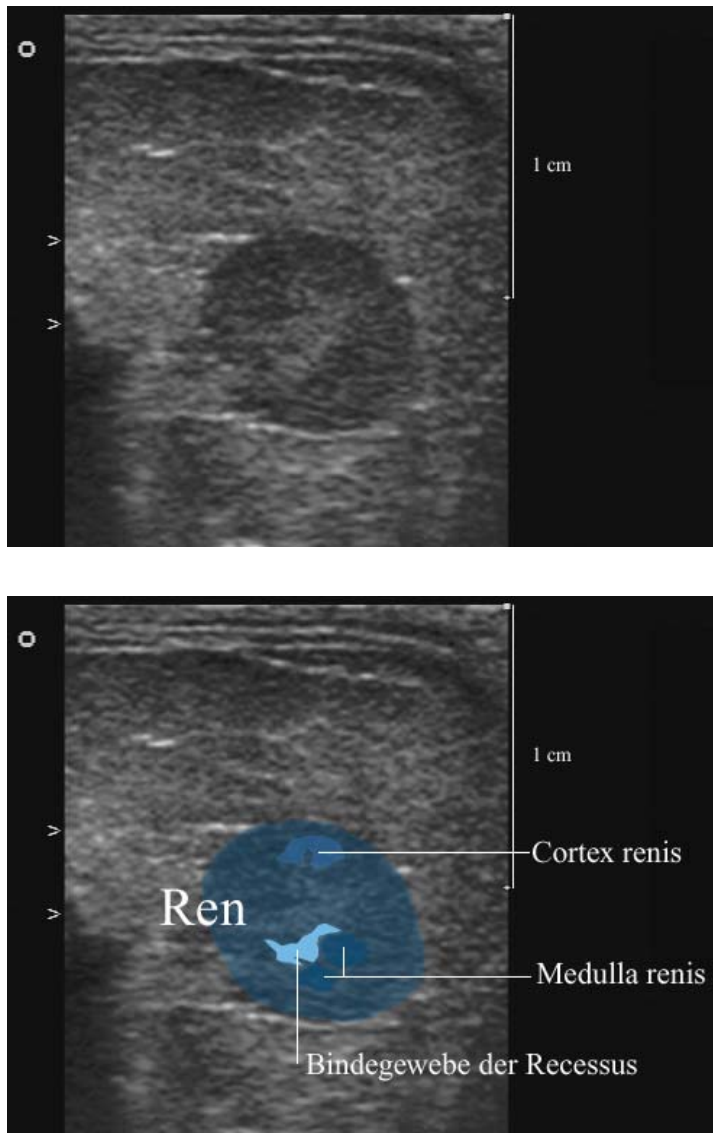


Abbildung 20: Niere, transversale Schnittebene

4.2.1.3 Fettgewebe

Das je nach individuellem Ernährungszustand und in Abhängigkeit von der Jahreszeit bei einigen Tieren reichliche abdominale Fettgewebe weist teilweise die körnige Struktur parenchymatöser Organe auf. Zu anliegendem Fett oder anderen Organen ist manchmal eine glatte Abgrenzung darstellbar.

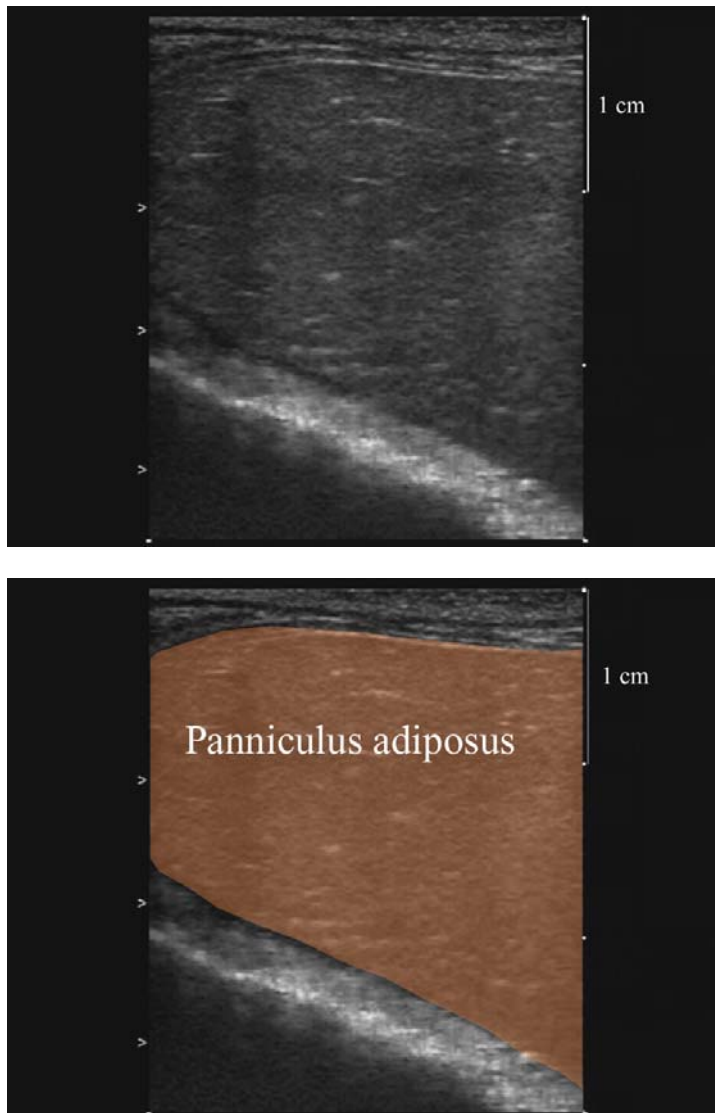


Abbildung 21: *Fettgewebe*

4.2.1.4 Darm

Die Darmschlingen lassen sich im Ultraschallbild nicht nach Dick- und Dünndarm unterscheiden. Peristaltische Bewegungen sind zwei bis drei Mal pro Minute erkennbar. Bei sehr fetten Tieren ist die Abgrenzung der Darmwand zur Umgebung problematisch.

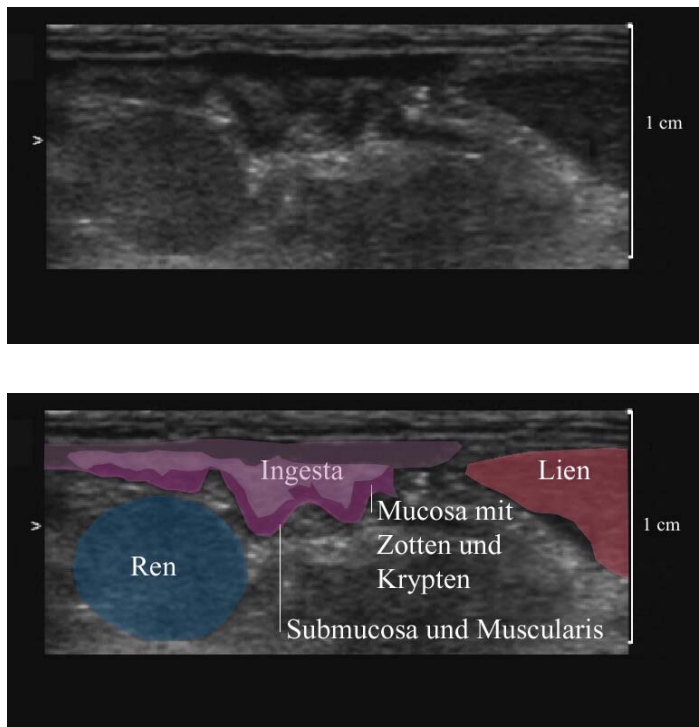


Abbildung 22: *Darmschlingen längs*

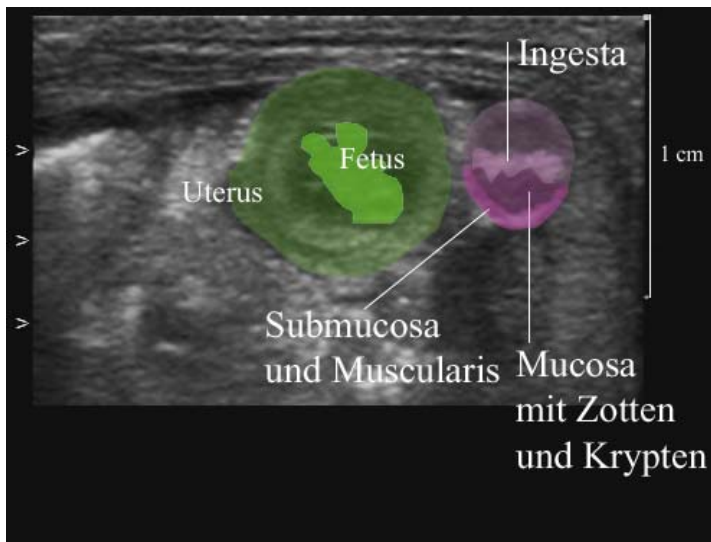


Abbildung 23: *Darmschlingen quer*

Der Enddarm ist in gefülltem Zustand dorsal der Harnblase oder des Harnblasenhalses gut erkennbar. Sein stark echogener Inhalt führt zu einer dorsalen Schallauslöschung.

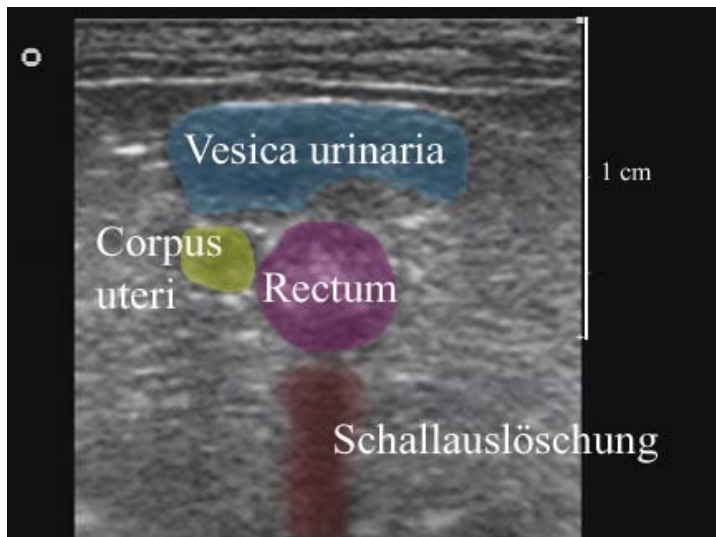
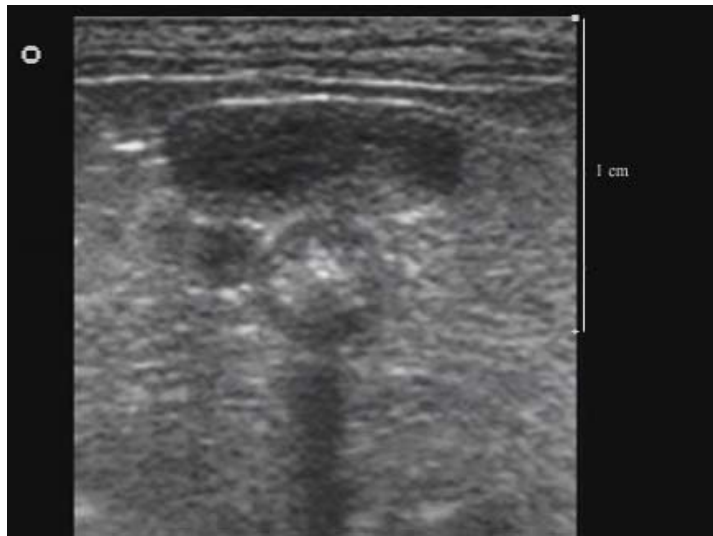


Abbildung 24: *Rectum, Harnblase*

4.2.1.5 Milz und Magen

Die Milz erscheint im Ultraschallbild bei sagittal aufgesetztem Schallkopf nahezu dreieckig. Da sie direkt unter der Haut liegt, ist jeder Druck mit dem Schallkopf zu vermeiden. Wenn möglich, sollte der Schallkopf fast schwebend gehalten und eine Schicht aus Ultraschallgel als Vorlaufstrecke genutzt werden. Mit transversal aufgesetztem Schallkopf ist sie schwer zu identifizieren. Das homogene Milzparenchym ist echoärmer als das umgebende Gewebe. Die Milzkapsel lässt sich differenzieren.

Der Magen ist in mäßig gefülltem Zustand darstellbar als hyperechogener Bereich auf der linken Körperhälfte kaudal des Rippenbogens.

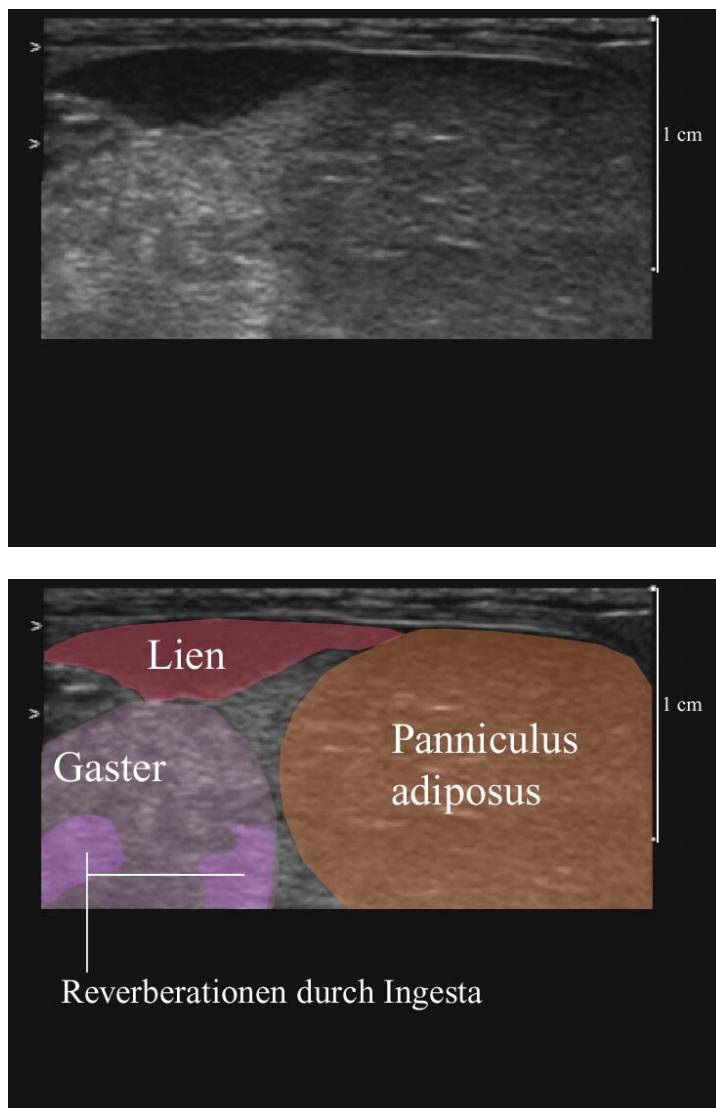


Abbildung 25: Milz, Magen und Fettgewebe

Der stark gefüllte Magen schiebt die Bauchhöhlenorgane weit nach kaudal und erschwert bis verhindert eine Ultraschalluntersuchung durch das Auftreten von Artefakten wie Mehrfachspiegelungen/ Reverberationen und das Kometenschweifphänomen.

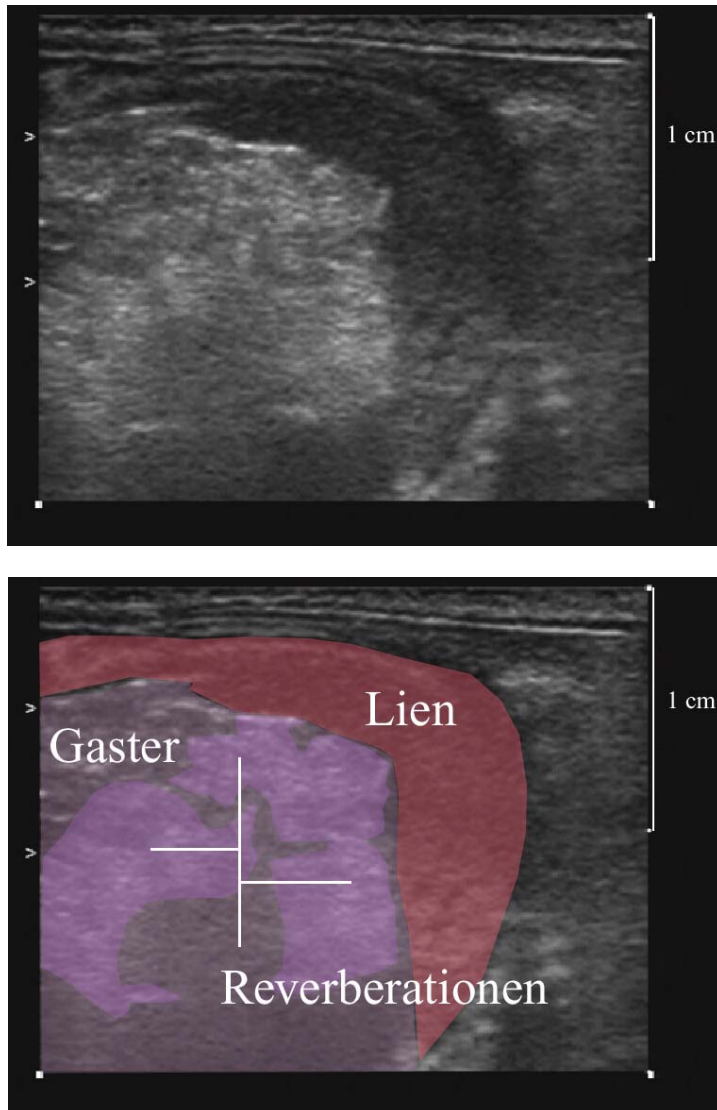


Abbildung 26: Milz und Magen

4.2.1.6 Leber und Gallenblase

Der Schallkopf wird auf der Bauchdecke liegend leicht angedrückt und in Richtung Zwerchfell gekippt. Bei nüchternen Igeltenreks kann man das Leberparenchym als feines, regelmäßiges Echomuster erkennen, das weniger echogen als die Umgebung erscheint. Die einzelnen Leberlappen stellen sich mit scharfen Rändern deutlich dar. Gefäße sind als echofreie Strukturen je nach Anschnitt rund oder länglich zu erkennen.

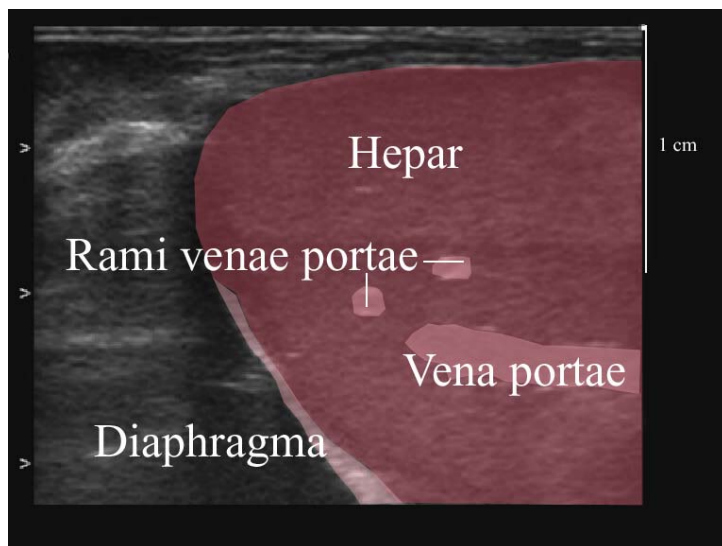
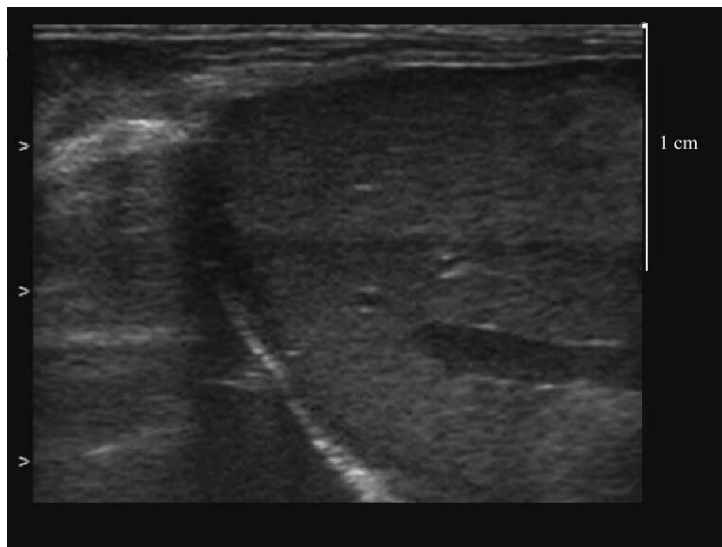


Abbildung 27: *Leber und Lebervene längs*

Die Gallenblase lässt sich beim nüchternen Tier auffällig, nahezu rund und echofrei.

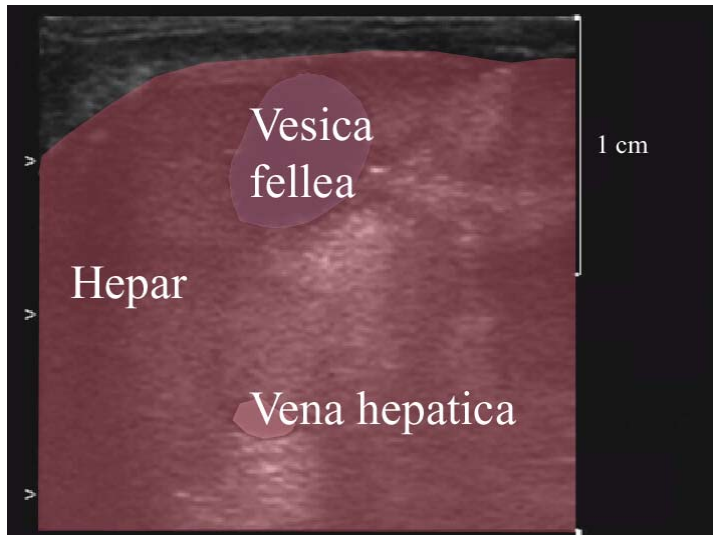
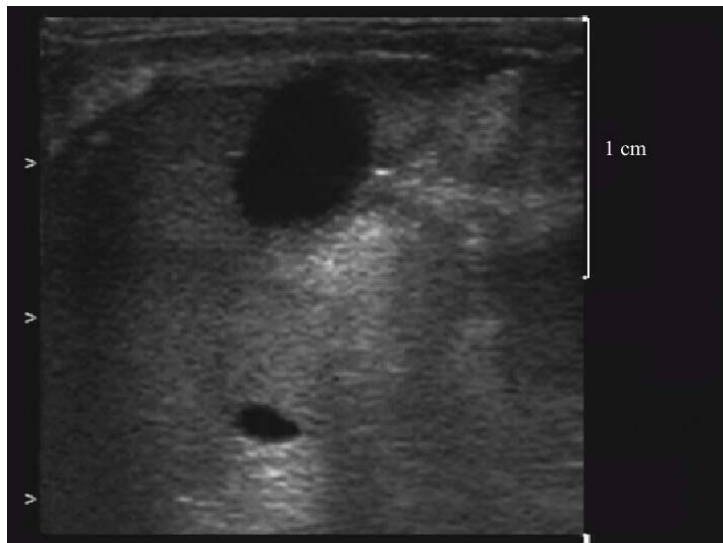


Abbildung 28: *Leber und Gallenblase*

4.2.1.7 Männliche Geschlechtsorgane

Die Hoden sind beim männlichen Igeltenrek kраниomedial der Nieren auffindbar. Ihr sonografisches Bild zeigt sich feinkörnig, homogen. Ihre Form ist länglich oval, etwas kleiner als die Nieren und mit letzteren leicht zu verwechseln. Die Darstellung der Hoden gelang in 45,83% der Fälle.

(Tabelle 9 im Anhang)

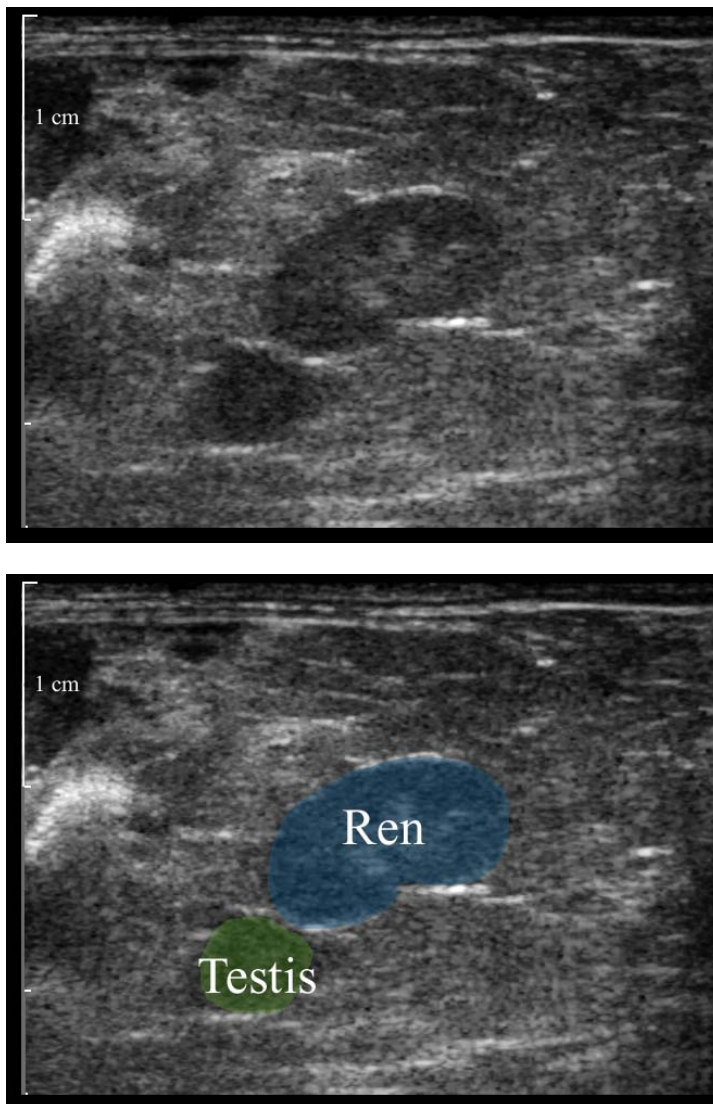


Abbildung 29: Niere und Hoden

4.2.1.8 Weibliche Geschlechtsorgane

Der Gebärmutterkörper stellt sich als nahezu runde, dunkle Struktur dorsolateral des Harnblasenhalses dar. Er war bei 94,44 % der Untersuchungen detektierbar. Die kranial liegenden Gebärmutterhörner ließen sich in 67,19% der Fälle darstellen. Eine Abgrenzung der Eierstöcke gelang nicht.

(Tabellen 10 a und 10 b im Anhang)

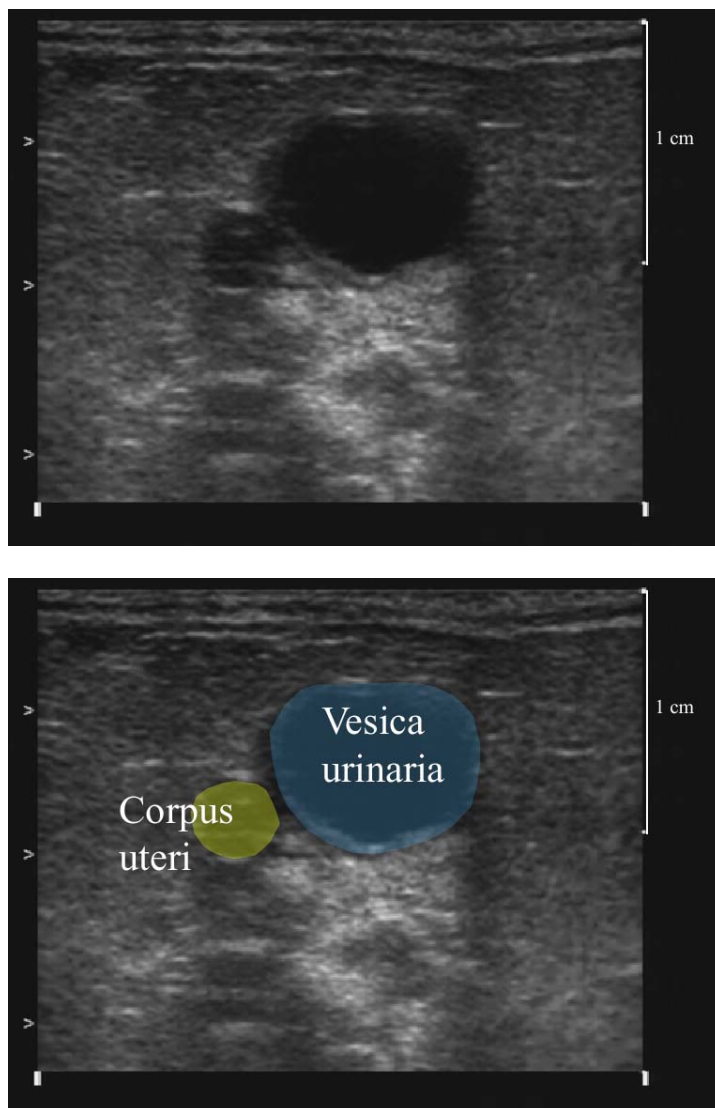


Abbildung 30: Harnblase und Gebärmutterkörper

4.2.2 Untersuchungsdauer Trächtigkeitsuntersuchung

Die Untersuchungsdauer lag bei den 153 Einzeluntersuchungen der Gruppe 1 zwischen 1' und 26'30'', der Mittelwert bei 6'28'' \pm 3'22''.

Die 104 Untersuchungen der Gruppe 2 währten von 1'10'' bis 27'9'', im Mittel 3'21'' \pm 2'48''.

Die Untersuchungsdauer der 76 Ultraschalltermine von Gruppe 3 variierte zwischen 1'14'' und 9'3'', Mittelwert 4'54'' \pm 1'50''.

Gemessen wurde die reine Aufnahmezeit des an das Ultraschallgerät angeschlossenen Videogerätes. Vor- und Nachbereitung der Tiere, zwischenzeitliches Absetzen und Wiederaufnehmen sowie Bändigungsversuche blieben unberücksichtigt.

Begrenzende Faktoren für die Untersuchungsdauer waren zunehmende Aggressivität, Schaum vor dem Maul, Aufgasungen des Magen-Darm-Traktes, Einrollen verbunden mit dem Aufstellen der Stacheln und weißer Augendrüsenausfluss.

Mit fortschreitendem Trächtigkeitsstadium wiesen alle untersuchten Weibchen zunehmend alle genannten Symptome der Gereiztheit auf.

Während der insgesamt 153 Ultraschalluntersuchungen der Gruppe 1 zeigten acht Tiere an insgesamt 14 Terminen Schaum vor dem Maul, was 9,15% der Untersuchungen entspricht. Die Weibchen zeigten dieses Verhalten jeweils ein bis drei Mal. Der Schaum trat kurz nach Beginn der Untersuchungen auf. Sechs der betroffenen Tiere waren trächtig, und der Schaum trat bei diesen Tieren ungefähr ab der Hälfte der Trächtigkeit auf.



Abbildung 31: *Echinops telfairi* mit Schaum vor dem Maul

In der Gruppe 2 zeigte sich dieses Verhalten bei 104 Untersuchungen insgesamt neun Mal, also in 8,65% der Fälle. Hier waren vier der acht betroffenen Weibchen trächtig. In der Gruppe 3 kam es bei 76 Untersuchungen zu neun Fällen von Schaum vor dem Maul, das entspricht 11,39%. In diesem Fall handelte es sich um drei Tiere, wovon eines trächtig war.

Aus der Befürchtung heraus, es könnte zu Stress bedingten Aborten kommen, wurden die Tiere nach Bemerkung des Schaums weggesetzt und es wurde versucht, sie mit Futter abzulenken und zu beruhigen. Indikator für das Wohlbefinden der Tiere war die Fresslust auf Dosenfutter, dessen Geruch in der Regel zum Fressen animiert. Tiere, die speichelten, zeigten kein Interesse an Futter, obwohl sie vor der Untersuchung nüchtern waren. Nach dem Wegsetzen verschwand der Schaum und es wurde gefressen. Beim Versuch, die Untersuchung dann fortzusetzen, trat der Schaum vor dem Maul nach ein paar Minuten erneut. Deshalb wurde auf eine weitere Untersuchung zu demselben Termin verzichtet. Insgesamt mussten von 333 Untersuchungen 32 wegen Schaum vor dem Maul unter- oder abgebrochen werden, das entspricht einer Häufigkeit von 9,61%.

4.2.3 Anzahl Trächtigkeiten

In der Gruppe 1 sind von 30 Weibchen, von denen jeweils 15 am 02.04.04 bzw. 04.04.04 mit je einem Männchen zusammengesetzt worden waren, elf trächtig geworden. Das entspricht einer Trächtigkeitsrate von 36,67%. Zehn der elf Trächtigkeiten wurden im Zuge der Ultraschalluntersuchungen erkannt. Die drei verstorbenen Tiere zeigten weder sonografisch noch präparatorisch eine Trächtigkeit.

Gruppe 1: Decktermin 02.04.2004	
1773	trächtig
1690	trächtig
1615	trächtig
2066	trächtig
1868	trächtig u. Fruchtod
1444/0036	
1758	
1875	
1608	
1631	
1661	
2176/0092	
1423	
1729	
1425	verstorben, nicht trächtig

Gruppe 1: Decktermin 04.04.2004	
1602	trächtig
1666	trächtig
1915	trächtig
1457/0084	trächtig
1755	trächtig
1467	unerkannt trächtig
2103	
1237	
1482	
1573	
1744/0041	
1819	
2077/0122	
1833	verstorben, nicht trächtig
1412	verstorben, nicht trächtig

Abbildung 32: Trächtigkeiten Gruppe 1

In Gruppe 2 wurde bei drei der acht untersuchten Weibchen, also in 37,5% der Fälle, eine Trächtigkeit festgestellt.

Gruppe 2: Decktermine 02.04. und 10.05.2004	
1444/0036	trächtig
1631	trächtig
1875	trächtig u. Fruchttod
1758	
1729	

Gruppe 2: Decktermine 04.04. und 10.05.2004	
1819	
2103	
2077/0122	

Abbildung 33: *Trächtigkeiten Gruppe 2*

In Gruppe 3 wurde bei zwei von sechs Tieren, das entspricht 33,33%, eine Trächtigkeit festgestellt.

Gruppe 3: Decktermine 04.04. und 10.05.2004	
1863	trächtig
1555	trächtig u. Fruchttod
1627	
1521	
2117	
2125	

Abbildung 34: *Trächtigkeiten Gruppe 3*

4.2.4 Erstdetektion während der Untersuchung

Die ersten Anzeichen für eine Trächtigkeit traten im Ultraschallbild als nahezu runde Strukturen kranial oder kranialateral der Harnblase auf.

Eine Abgrenzung zu Darmanschnitten erfolgte durch ein Drehen des aufliegenden Ultraschallkopfes um 90°. Darmschlingen lassen sich so längs darstellen, Fruchtkammern bleiben rund. Diese Drehung war infolge von Abwehrbewegungen der untersuchten Tiere nicht immer möglich.

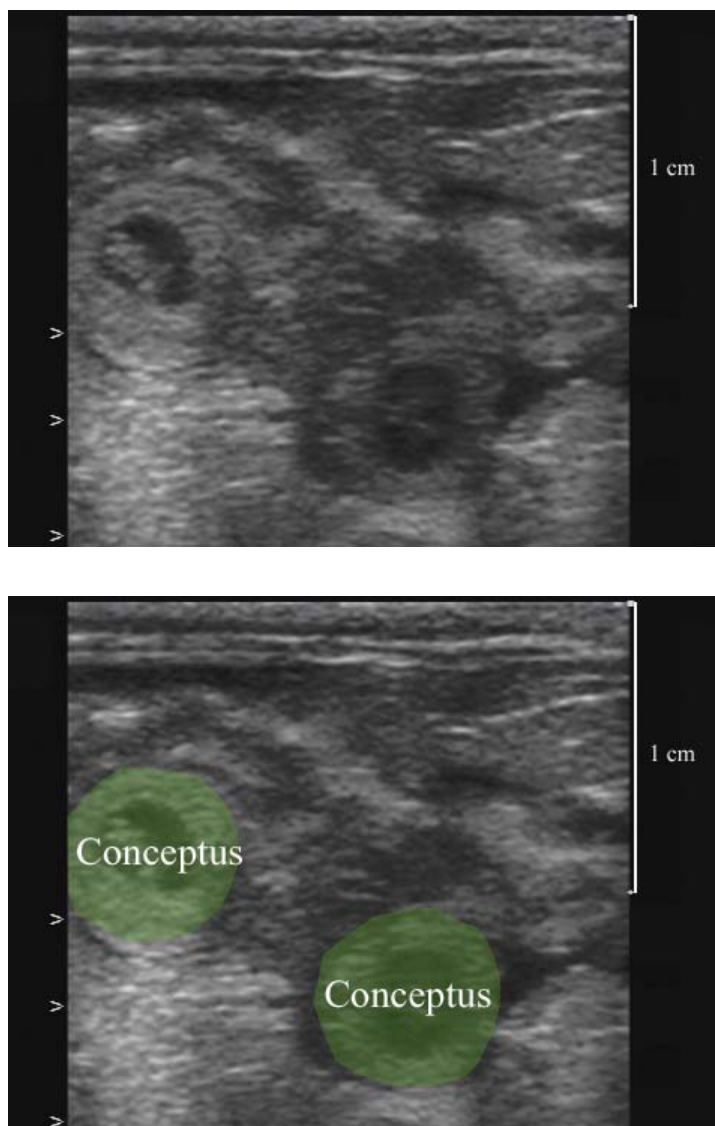


Abbildung 35: Darstellung Fruchtkammern mit quer aufliegendem Schallkopf

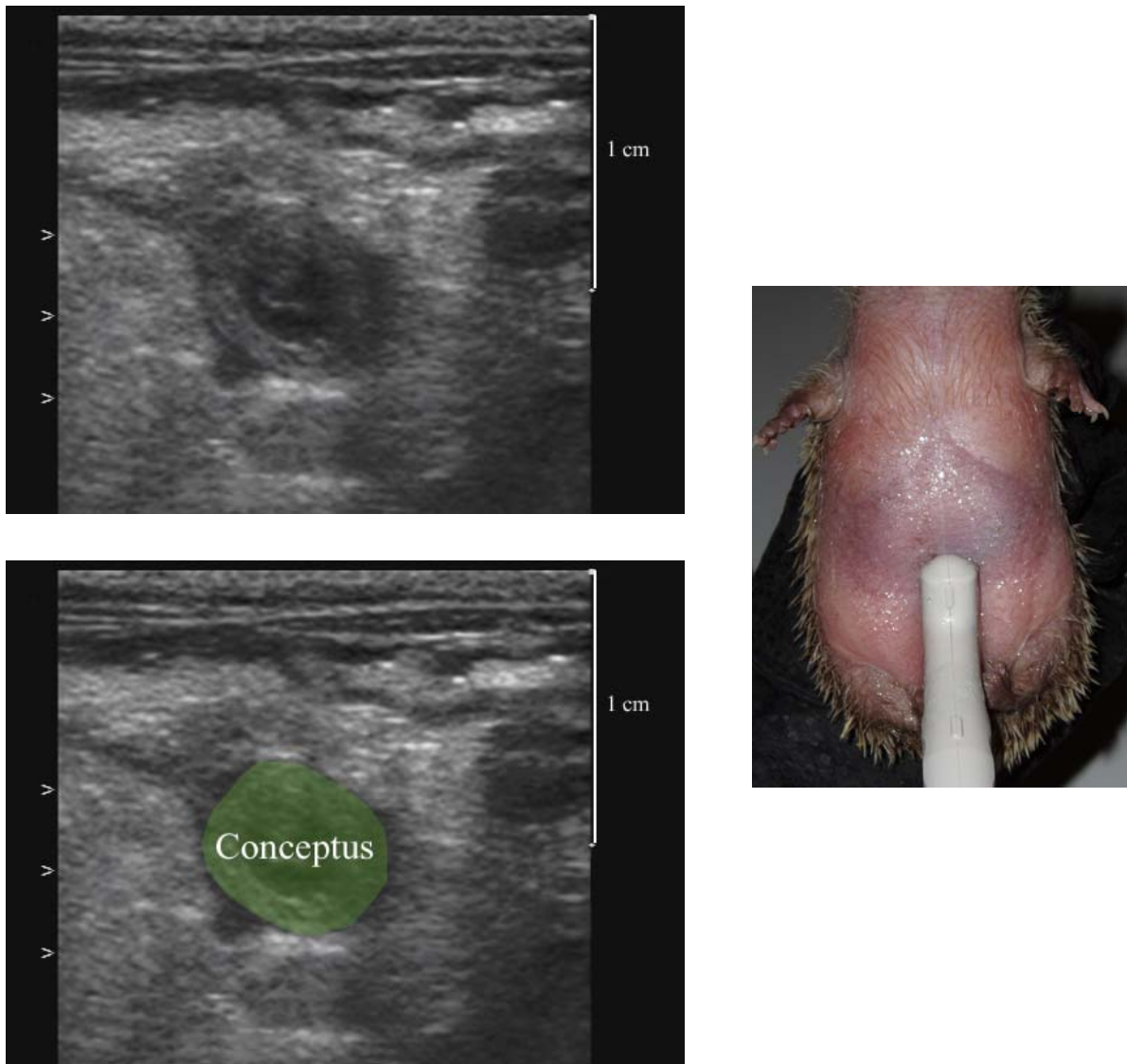


Abbildung 36: Darstellung Fruchtkammer nach Drehen des Schallkopfes um 90°

Diese Strukturen konnten in Gruppe 1 bei einem der elf trächtigen Tiere am 21. Tag p. c., bei acht Tieren am 28. Tag p. c. und bei einem Tier am 35. Tag p. c. nachgewiesen werden. Eine Trächtigkeit wurde während der Untersuchungen nicht erkannt. Ohne Berücksichtigung der nicht erkannten Trächtigkeit gelang die Erstdetektion im Mittel am 28. Tag p. c. $\pm 3,3$. Die Größe der vermessenen Fruchtkammern lag im Mittel bei $4,57 \text{ mm} \pm 1,65$. Insgesamt wurden in Gruppe 1 bei der Erstdetektion während der Untersuchungen elf Fruchtkammern bei zehn Tieren vermessen. Die kleinste Fruchtkammer hatte einen Durchmesser von 2,56 mm, die größte von 7,3 mm.

In Gruppe 2 wurden während der Untersuchungen erste Hinweise auf eine Trächtigkeit bei zwei Tieren am 23. Tag p. c. und bei einem Tier am 26. Tag p. c. entdeckt, MW 24 Tage $\pm 1,73$. Es konnte jeweils eine Fruchtkammer ausgemessen werden. Die Größe der

Fruchtkammern lag im Mittel bei $6,18 \text{ mm} \pm 1,67$. Die kleinste zeigte einen Durchmesser von $4,26 \text{ mm}$, die größte einen Durchmesser von $7,25 \text{ mm}$.

In Gruppe 3 wurde eine der zwei Trächtigkeiten am 21. Tag p. c. und eine am 26. Tag p. c. entdeckt, MW $23,5 \text{ Tage} \pm 3,54$. Es konnte jeweils eine Fruchtkammer vermessen werden. Bei dem Tier 21 Tage p. c. hatte die Fruchtkammer einen Durchmesser von $7,18 \text{ mm}$, bei dem anderen Tier am 26. Tag p. c. einen Durchmesser von $4,05 \text{ mm}$, MW $5,62 \text{ mm} \pm 2,21$.

(Tabellen 1 und 2 im Anhang)

4.2.5 Sichere Detektion während der Untersuchung

In Gruppe 1 wurde die Trächtigkeit bei einem Tier am 21. Tag nach dem Decken, bei sechs Tieren am 28. Tag und bei drei Tieren am 35. Tag sicher erkannt, MW $28 \text{ Tage} \pm 3,5$. Die Trächtigkeit eines weiteren Tieres wurde auch am 35. Tag nicht erkannt, woraufhin das Tier nicht weiter an den sonografischen Untersuchungen teilnahm.

Die Größe der elf vermessenen Fruchtanlagen bei der sicheren Detektion lag zwischen $2,7$ und $6,3 \text{ mm}$ Durchmesser, MW $4,63 \text{ mm} \pm 1,26$.

In Gruppe 2 konnte eine sichere Trächtigkeitsdiagnose bei einem Tier am 23. Tag p. c. und bei zwei Tieren am 26. Tag p. c. gestellt werden, MW $25 \text{ Tage} \pm 1,73$.

Die fünf vermessenen Fruchtanlagen hatten bei der sicheren Detektion im Mittel einen Durchmesser von $6,03 \text{ mm} \pm 1,58$. Die größte Fruchtkammer maß $7,48 \text{ mm}$, die kleinste $4,26 \text{ mm}$.

In Gruppe 3 konnte bei einem Tier am 21. Tag p. c. eine sichere Trächtigkeitsdiagnose gestellt werden, bei einem Tier am 26. Tag p. c., MW $23,5 \text{ Tage} \pm 2,5$. Die sechs vermessenen Fruchtkammern waren im Mittel $5,19 \text{ mm} \pm 1,47$ groß. Die kleinste zeigte einen Durchmesser von $3,66 \text{ mm}$, die größte von $7,35 \text{ mm}$.

(Tabellen 1 und 3 im Anhang)

4.2.6 Erstdetektion nach Videosichtung

In Gruppe 1 fand die im Nachhinein bestimmte Erstdetektion bei zwei Tieren am 14. Tag p. c., bei fünf Tieren am 21. Tag p. c. und bei vier Tieren am 28. Tag p. c. statt, MW 22,27 Tage \pm 5,26. Die mehrfache Sichtung der Videoaufnahmen ermöglichte auch die Erfassung der Trächtigkeit des Tieres, die bei den regulären Untersuchungen übersehen worden war.

Die Größe der 26 bei der Videosichtung vermessenen Fruchtanlagen lag zwischen 2,56 und 6,85 mm im Durchmesser, MW 4,77 mm \pm 1,38.

Nach den Ergebnissen der sicheren Detektion in Gruppe 1 wurden die Tiere der Gruppe 2 am 23. Tag p. c. (2. Deckakt) das erste Mal geschallt. Bei einem der drei als trächtig eingestuft Tiere wurde eine Gravidität direkt am Tag 23 p. c. (2. Deckakt) festgestellt, bei den zwei weiteren am Tag 26 p. c. (2. Deckakt). Die Größe der Fruchtanlagen lag bei dieser sicheren Detektion zwischen 4,26 und 7,48 mm im Durchmesser, MW 6,03 mm \pm 1,58. Im Nachhinein konnte eine Trächtigkeit bei allen drei Weibchen bereits am 23. Tag p. c. (2. Deckakt) festgestellt werden. Die Maße der Fruchtanlagen variierten von 3,54 bis zu 7,48 mm, MW 5,28 mm \pm 1,59.

Die Tiere der Gruppe 3 wurden am 21. Tag p. c. (2. Deckakt) das erste Mal geschallt. Eine der zwei Graviditäten wurde sofort sicher detektiert, die zweite am 26. Tag p. c. (2. Deckakt). Die Fruchtanlagen zeigten Durchmesser zwischen 3,66 und 7,35 mm, MW 5,19 mm \pm 1,47. Nachträglich wurde die Erstdetektion beider Tiere auf den 21 Tag p. c. (2. Deckakt) festgelegt bei Durchmessern zwischen 3,66 und 8,43 mm, MW 6,43 mm \pm 1,03.

(Tabellen 1 und 4 im Anhang)

4.2.7 Herzaktion als fetales Lebenszeichen

Fetale Herzaktionen waren in Gruppe 1 in neun Fällen ab dem 35. Tag p. c. im Ultraschallbild erkennbar, in einem Fall ab dem 42. Tag p. c.

In Gruppe 2 trat die Herzaktion sonografisch in einem Fall ab dem 23. Tag p. c. und in zwei Fällen ab dem 33. Tag p. c. auf.

In Gruppe 3 konnte in einem Fall ab dem 34. Tag p. c. eine Herzaktion des Fetus festgestellt werden.

Dieses Lebenszeichen war bei der Videosichtung auch nicht früher erkennbar.

4.2.8 Durchmesser der Gebärmutterhörner

In Gruppe 1 lagen die Maße des Uterushorndurchmessers am Tag 14 p. c. bei graviden Tieren außerhalb der Plazentationsstelle im Mittel bei $3,21 \text{ mm} \pm 0,45$. Vermessen wurden acht Cornua uteri. Die nicht graviden Tiere wiesen im Mittel einen Gebärmutterhorndurchmesser von $3,08 \text{ mm} \pm 0,44$ auf. Hier lagen zwölf Messungen zugrunde. Der Student'sche t-Test ergab einen Wert von 0,54.

Am Tag 21 p. c. betrug der Mittelwert bei sieben Vermessungen gravider Uteri $3,31 \text{ mm} \pm 0,86$. Elf nicht gravide Tiere wiesen im Mittel einen Gebärmutterdurchmesser von $3,17 \text{ mm} \pm 0,41$ auf. Der Student'sche t-Test ergab einen Wert von 0,68.

Am Tag 28 p. c. ergaben vier Messungen gravider Weibchen einen MW von $3,17 \text{ mm} \pm 0,6$. Neun nicht gravide Uteri zeigten einen mittleren Durchmesser von $3,14 \text{ mm} \pm 0,57$. Der Student'sche t-Test ergab einen Wert von 0,72.

An allen Untersuchungstagen bestand außerhalb der Plazentationsstellen kein Größenunterschied zwischen graviden und nicht graviden Cornua uteri (d. h. $\alpha > 0,05$).

(Tabelle 8 im Anhang)

4.2.9 Maße Fruchtanlagen

Die Grundmerkmale der Früchte zeigten sich innerhalb eines Wurfes sonografisch gleich. Erhebliche Unterschiede traten mit fortschreitender Trächtigkeit zwischen Feten gleichen Gestationsalters verschiedener Muttertiere auf.

(Tabellen 5 und 6 im Anhang)

Die Fruchtkammern waren größer als der angrenzende Uterus.

4.2.9.1 Maße 14 Tage p. c.

In Gruppe 1 wurden am 14 Tag p. c. anhand von Videoaufnahmen zwei Fruchtkammern vermessen. Der Durchmesser betrug einmal 3,91 mm und einmal 5,35 mm.

(Tabelle 5 im Anhang)

Tiere der Gruppen 2 und 3 wurden zu diesem Gestationszeitpunkt nicht untersucht.

4.2.9.2 Maße 21 Tage p. c.

Am 21. Tag p. c. wurden in Gruppe 1 neun Fruchtkammern vermessen. Deren Durchmesser lag zwischen 2,56 mm und 6,54 mm, im Mittel bei $4,89 \text{ mm} \pm 1,26$.

In Gruppe 2 wurden zu diesem Zeitpunkt keine Maße genommen.

In Gruppe 3 wurden am 21. Tag p. c. vier Fruchtkammern mit Durchmessern von 6,58 bis 7,95 mm ausgemessen, MW $7,2 \text{ mm} \pm 0,58$.

(Tabelle 5 im Anhang)



Abbildung 37: *Fruchtkammern eines Muttertieres 21 Tage p. c.*

4.2.9.3 Maße 28 Tage p. c.

Am 28. Tag p. c. konnten in Gruppe 1 insgesamt 25 Fruchtkammern vermessen werden. Die kleinste maß 3,79 mm im Durchmesser, die größte 7,22 mm. Das arithmetische Mittel betrug $5,35 \text{ mm} \pm 1,18$.

In Gruppe 2 wurden 28. Tage p. c. neun Fruchtkammern detektiert. Der Durchmesser der kleinsten betrug 3,91 mm, der der größten 11,8 mm, MW $6,99 \text{ mm} \pm 3,42$.

In Gruppe 3 maß von drei Fruchtkammern die kleinste 4,41 mm und die größte 4,67 mm, im Mittel $4,56 \text{ mm} \pm 0,13$.

(Tabellen 5 und 6 im Anhang)

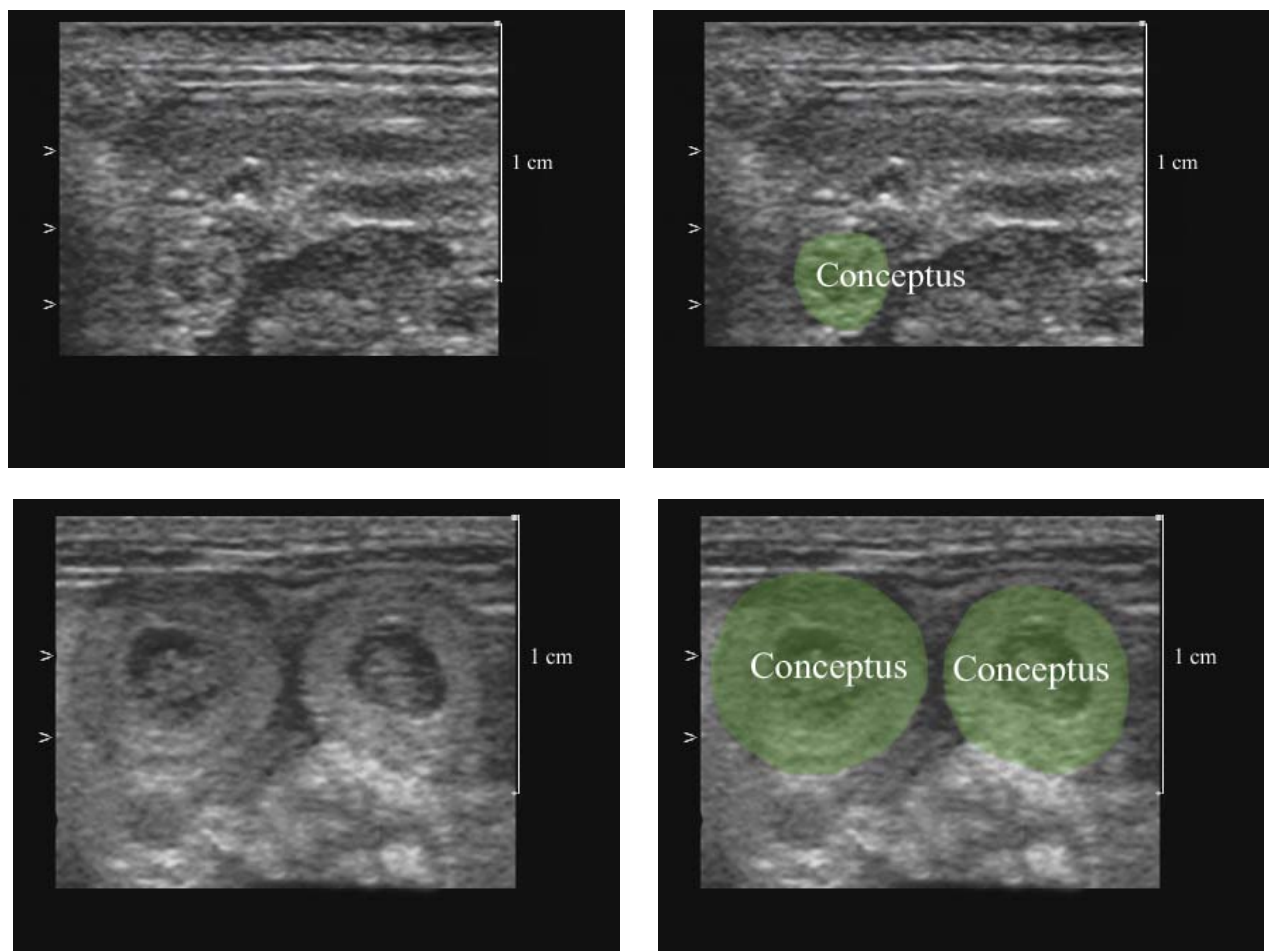


Abbildung 38: *Fruchtkammern zweier Muttertiere 28. Tage p. c.*

4.2.9.4 Maße 35 Tage p. c.

Am 35. Tag p. c. wurden in Gruppe 1 27 Fruchtkammern und 15 Scheitelsteißblängen vermessen. Der Durchmesser der kleinsten Fruchtkammer betrug 4,06 mm, der der größten 13,24 mm, MW 8,42 mm \pm 2,75. Die SSL variierten von 3,52 mm bis 9,15 mm, MW 6,42 mm \pm 2,11.

In Gruppe 2 betrug der mittlere Durchmesser von neun vermessenen Fruchtkammern 10,43 mm \pm 4,57 mm. Die Größen variierten zwischen 5,61 mm und 17,05 mm. Die Messung einer SSL ergab 15,88 mm.

In Gruppe 3 maßen drei Fruchtkammern im Mittel 6 mm \pm 0,47. Der Durchmesser der kleinsten belief sich auf 5,54 mm, der der größten auf 6,47 mm.

(Tabellen 5 und 6 im Anhang)

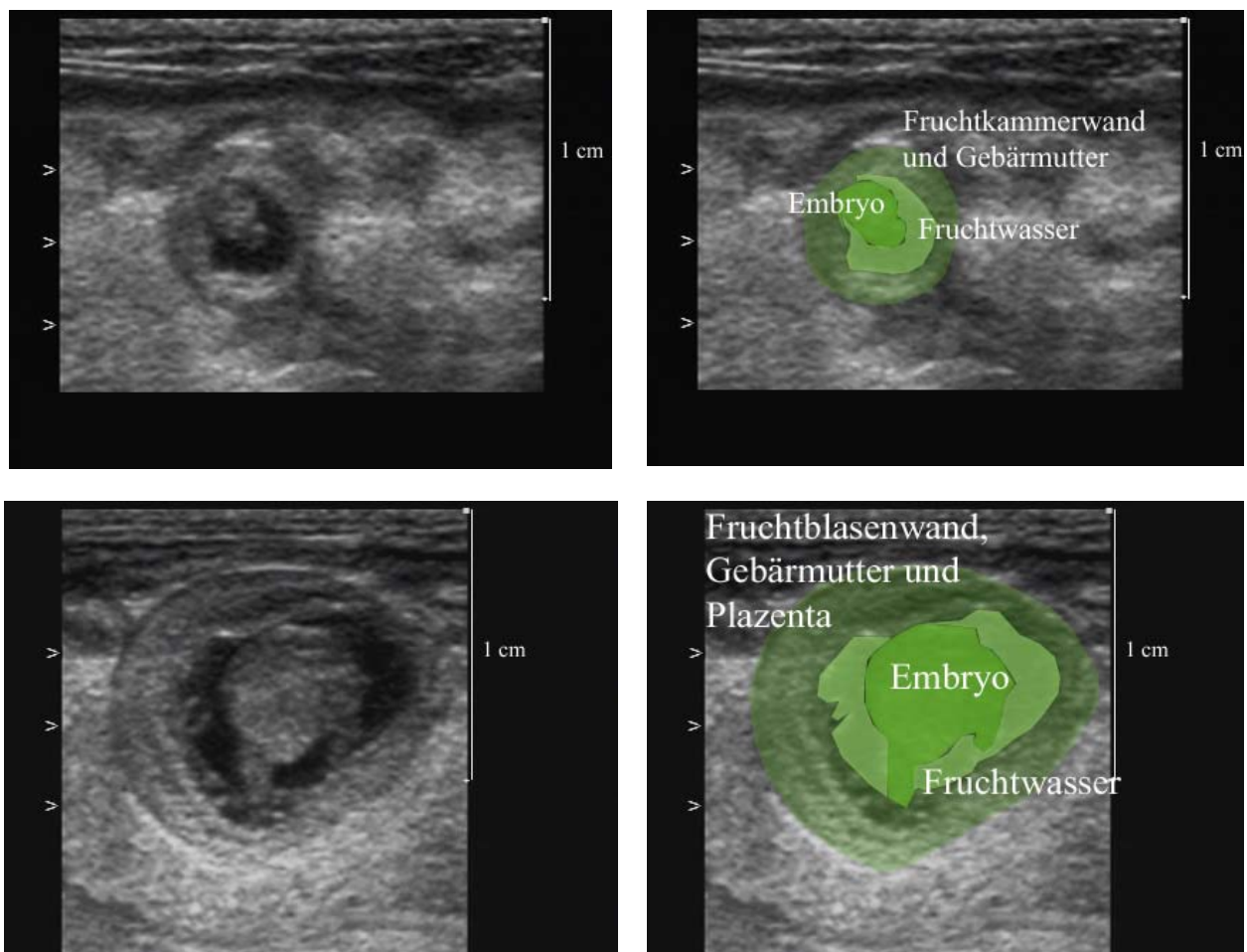


Abbildung 39: Fruchtkammern zweier Muttertiere 35 Tage p. c.

4.2.9.5 Maße 42 Tage p. c.

42 Tage p. c. wurden in Gruppe 1 fünf Fruchtkammern und 20 SSL vermessen. Die kleinste Fruchtkammer maß 5,82 mm, die größte 12,75 mm, MW $8,99 \text{ mm} \pm 3,4$. Die SSL betrug im Mittel $12,25 \text{ mm} \pm 2,28$. Die kleinste SSL ergab 8,47 mm, die größte 16,38 mm.

Tiere der Gruppen 2 und 3 wurden zu diesem Gestationszeitpunkt nicht untersucht.

(Tabellen 5 und 6 im Anhang)

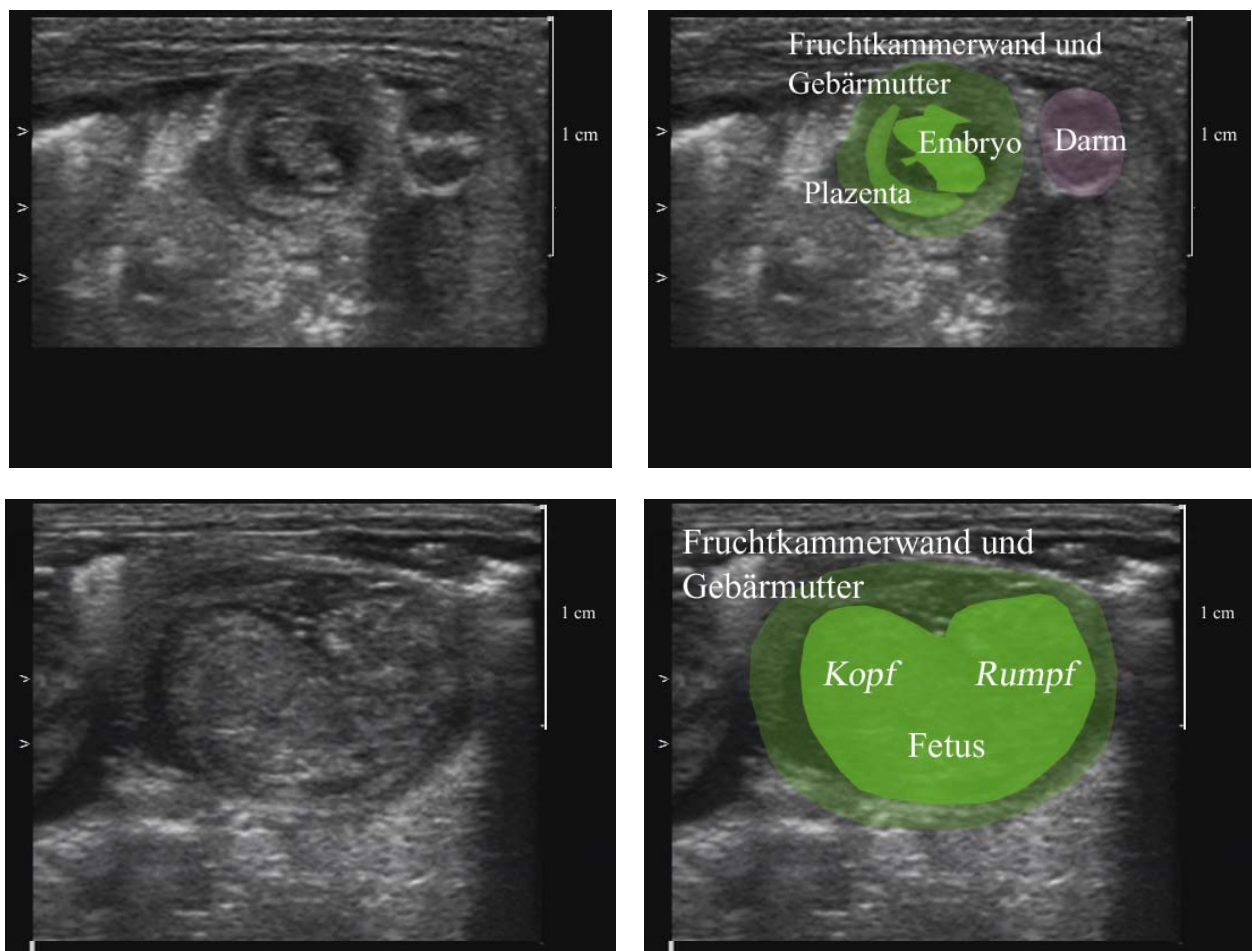


Abbildung 40: Fruchtkammern zweier Muttertiere 42 Tage p. c.

4.2.9.6 Maße 49 Tage p. c.

Am 49. Tag p. c. ergab die Messung von sieben Fruchtkammern in Gruppe 1 ein arithmetisches Mittel von $10 \text{ mm} \pm 4,01$. Die kleinste Fruchtkammer maß $6,63 \text{ mm}$, die größte $15,88 \text{ mm}$. Die SSL konnte bei 13 Feten erhoben werden. Die kleinste SSL betrug $15,37 \text{ mm}$, die größte $22,59 \text{ mm}$, MW $20,01 \text{ mm} \pm 2,43$. Bei 14 Feten gelang die Vermessung des BPD. Dieser lag zwischen $6,83 \text{ mm}$ und $8,42 \text{ mm}$, MW $7,7 \text{ mm} \pm 0,48$.

Tiere der Gruppen 2 und 3 wurden zu diesem Gestationszeitpunkt nicht untersucht.

(Tabellen 5 und 6 im Anhang)

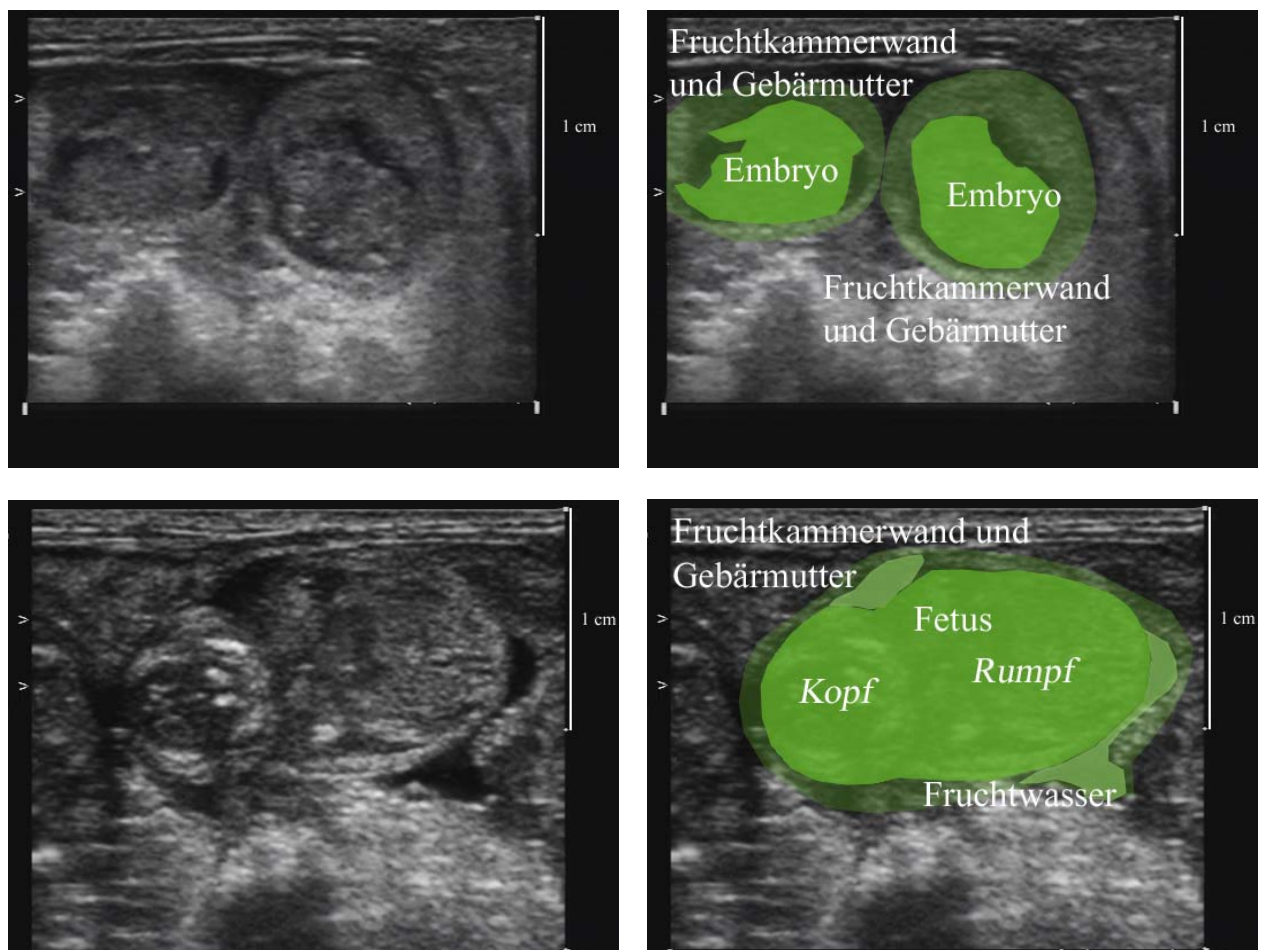


Abbildung 41: Fruchtkammern zweier Muttertiere 49 Tage p. c.

4.2.9.7 Maße 56 Tage p. c.

56 Tage p. c. gelang in Gruppe 1 die Messung von zwei Fruchtkammerdurchmessern. Sie maßen 8,24 mm und 8,89 mm, MW 8,57 mm \pm 0,46. Die SSL wurde bei zehn Feten gemessen. Der kleinste Fetus zeigte eine SSL von 11,2 mm, der größte von 30,7 mm, MW 17,6 mm \pm 8,25. Ebenfalls zehn Mal wurde der BPD bestimmt. Er betrug im Mittel 6,78 mm \pm 1,23 bei einer Variation von 5,68 mm bis 8,76 mm.

Tiere der Gruppen 2 und 3 wurden zu diesem Gestationszeitpunkt nicht untersucht.

(Tabellen 5 und 6 im Anhang)

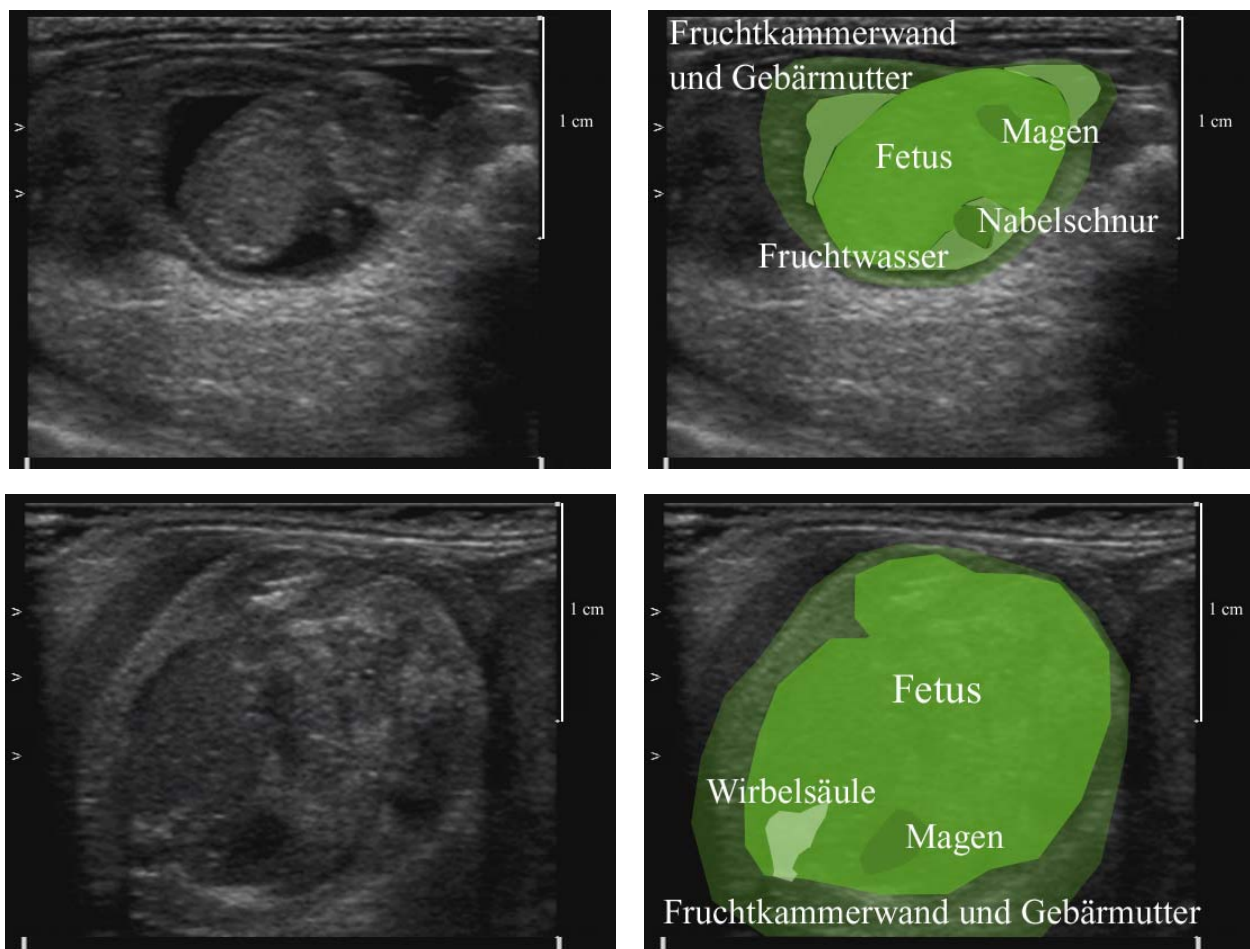


Abbildung 42: *Fruchtkammern zweier Muttertiere 56 Tage p. c.*

4.2.9.8 Maße Tag 63 p. c.

Am Tag 63 p. c. konnte in Gruppe 1 bei 7 Feten von sechs noch tragenden Muttertieren die SSL bestimmt werden. Die Werte reichten von 17,78 mm bis 34,26 mm, MW 28,35 mm \pm 9,18. Der BPD wurde bei sechs Feten erhoben und betrug im Mittel 8,03 mm \pm 3,43. Der kleinste BPD betrug 5,6 mm, der größte 10,45 mm.

Tiere der Gruppen 2 und 3 wurden zu diesem Gestationszeitpunkt nicht untersucht.

(Tabellen 5 und 6 im Anhang)

4.2.9.9 Maße Tage 65 bis 68 p. c.

Am 65. Tag p. c. konnte in Gruppe 1 während der außerordentlichen Untersuchung der drei noch tragenden Weibchen bei sechs Feten die SSL bestimmt werden. Die Werte bewegten sich zwischen 23,99 mm und 27,7 mm, MW 25,85 mm \pm 2,62. Der BPD von ebenfalls sechs Feten betrug im Mittel 9,63 mm \pm 0,81. Der kleinste betrug 9,05 mm, der größte 10,2 mm.

Am Tag 68 p. c. wurde in Gruppe 1 die SSL bei sechs Feten bestimmt. Sie variierte zwischen 28,2 mm und 29,7 mm, MW 28,95 mm \pm 1,06.

Tiere der Gruppen 2 und 3 wurden zu diesem Gestationszeitpunkt nicht untersucht.

(Tabellen 5 und 6 im Anhang)

4.2.10 Trächtigkeitsdauer

Die Trächtigkeitsdauer in Gruppe 1 variierte von 62 bis 79 Tage mit einem Mittelwert von 68,4 \pm 6,52. Von den elf trächtigen Weibchen trug ein Tier 62 Tage, zwei Tiere 63 Tage, drei Tiere 65 Tage, und je ein Tenrek 69, 75, 78 und 79 Tage. Das elfte Tier resorbierte die Frucht.

In Gruppe 2 warf ein Weibchen nach 57 Tagen p. c.2 und eines nach 59 Tagen p. c.2. Das dritte trächtige Weibchen gebar nicht.

In Gruppe 3 warf eines der zwei trächtigen Weibchen nach 69 Tagen p. c.2.

(Tabellen 1 und 7 im Anhang)

4.2.11 Anzahl Feten – Welpen

In Gruppe 1 wurden an Tag 28 p. c. erstmalig alle Trächtigkeiten – in einem Fall erst nach Videosichtung – per Ultraschalluntersuchung erkannt. Die Anzahl der sonografisch detektierten Fruchtanlagen stimmte am Tag 28 p. c. in sechs von zehn Fällen mit der Zahl der geworfenen Welpen überein. Bei zwei Tieren wurde jeweils eine Frucht mehr, bei einem Weibchen wurden zwei und bei einem weiteren drei Früchte weniger ausgezählt.

Am 35. Tag p. c. konnten sieben von zehn zu erwartenden Würfen richtig ausgezählt werden. Bei zwei Weibchen wurden drei, bei einem anderen eine Frucht weniger ausgezählt. Ein Tier wurde zu diesem Zeitpunkt nicht untersucht.

Bei einem Tier, das fünf Welpen gebar, wurde zu keinem Zeitpunkt die richtige Zahl der Feten ermittelt.

Die elfte Trächtigkeit führte nicht zur Geburt.

(Tabellen 6a und 11 im Anhang)

In Gruppe 2 konnte die Anzahl der Feten eines Weibchens am 28. und 35. Tag p. c. sonografisch richtig erfasst werden. Bei der zweiten Trächtigkeit, die zur Geburt führte, konnte zu keinem Zeitpunkt korrekt gezählt werden. Die dritte Trächtigkeit führte nicht zur Geburt.

(Tabelle 6 b im Anhang)

In Gruppe 3 konnte bei der Trächtigkeit, die zu einer Geburt führte, zu keinem Zeitpunkt die exakte Anzahl der Feten detektiert werden. Die zweite Trächtigkeit führte nicht zur Geburt.
(Tabelle 6 c im Anhang)

4.2.12 Neugeborene Welpen

In Gruppe 1 resorbierte eines der elf trächtigen Weibchen nach intrauterinem Fruchttod. Zehn Tiere warfen insgesamt 30 Welpen. Die Anzahl der Welpen pro Muttertier variierte von 1 bis 5, im Mittel 3 Welpen. Zwei Weibchen gebaren je einen Welpen mit einem Gewicht von 10g bzw. 17g. Fünf Tiere warfen je drei Welpen, wobei vier der Würfe gewogen wurden: 8, 12 und 12g, 7, 7 und 9g, 8, 8 und 10g, 4, 6 und 9g. Zwei Weibchen bekamen je vier Welpen mit einem Geburtsgewicht von 4, 7, 8, und 9g bzw. 5, 8, 11 und 11g, und eines bekam fünf Welpen, die 6, 6, 7, 8 bzw. 10g wogen. Das Geburtsgewicht der 27 gewogenen Welpen betrug im Mittel $8,41\text{g} \pm 2,71\text{g}$.

In Gruppe 2 warf ein Weibchen einen Welpen, das andere fünf Welpen. Das dritte trächtige Weibchen gebar nicht.

In Gruppe 3 gebar eines von zwei graviden Weibchen fünf Welpen. Das zweite Weibchen warf nicht.

(Tabelle 7 im Anhang)



Abbildung 43: Wurfgeschwister

Die Welpen eines Wurfes zeigten Unterschiede bezüglich der Größe und des Reifegrades. Kleine Welpen mit geringerem Geburtsgewicht wiesen im Gegensatz zu ihren größeren Wurfgeschwistern keine Stacheln auf. Die größeren Wurfgeschwister zeigten sich insgesamt weiter entwickelt und agiler als die kleineren.

(Tabelle 7 im Anhang)

4.2.13 Spontaner Fruchttod und Resorption – Einzelfallbeschreibung

In Gruppe 1 trat bei einem Weibchen intrauteriner, spontaner Fruchttod mit anschließender Fruchtresorption auf. Dieser Vorgang wurde sonografisch bis zur vollständigen Resorption begleitet. Die Sichtung der Videoaufnahmen ergab keine frühere Detektion des Fruchttodes. Im Hinblick auf Allgemeinbefinden, Futter- und Wasseraufnahme sowie Harn- und Kotabsatz verhielt sich das betroffene Tier unauffällig.

Eine Trächtigkeit war am 28. Tag p. c. festgestellt worden. Eine Vermessung der Fruchtanlage gelang zu diesem Zeitpunkt nicht. Am 35. Tag p. c. konnte eine Fruchtkammer mit geformtem Inhalt dargestellt und vermessen werden. Der Durchmesser betrug 5,67 mm, und eine Aktion des fetalen Herzens war nachweisbar. Am Tag 42 p. c. ergab die Messung der Fruchtkammer einen Durchmesser von 8,06 mm. Eine Herzaktion konnte nicht festgestellt werden. Am Tag 49 p. c. betrug der Fruchtkammerdurchmesser 10,8 mm. Der Inhalt stellte sich amorph dar, eine Herzaktion konnte nicht festgestellt werden. Am Tag 56 p. c. stellte sich sonografisch ein unregelmäßig geformtes Gebilde mit verwaschenen Konturen dar. Es hatte die Maße 8,89 x 8,24 mm und zeigte keinen abgrenzbaren Inhalt oder Herzaktion. Am Tag 63 p. c. zeigte sich ein hypoechogener Bereich von 5,14 x 4,93 mm Durchmesser ohne abgrenzbare Strukturen. Ab dem Tag 70 p. c. ließen sich sonografisch keine Fruchtreste oder Veränderungen des Uterus mehr nachweisen.

4.2.14 Unerkannte Trächtigkeit – Einzelfallbeschreibung

In Gruppe 1 blieb eine Trächtigkeit bei den sonografischen Untersuchungen vom 14. bis zum 35. Tag p. c. unentdeckt. Das Weibchen wurde erstmalig am 04.04.2004 gedeckt und nach negativem Befund am 35. Tag p. c. zurück in die Stallungen der Anatomischen Anstalt gebracht. Dort erfolgte ein weiterer Deckakt am 10.05.2004. Am 78. Tag p. c. gebar es einen Welpen von 17g Geburtsgewicht.

Bei der mehrmaligen Sichtung der Videoaufzeichnungen der Ultraschalluntersuchungen wurde eine Fruchtkammer, aufgenommen am 21. Tag p. c., detektiert. Sie hatte einen Durchmesser von 5,06 mm.

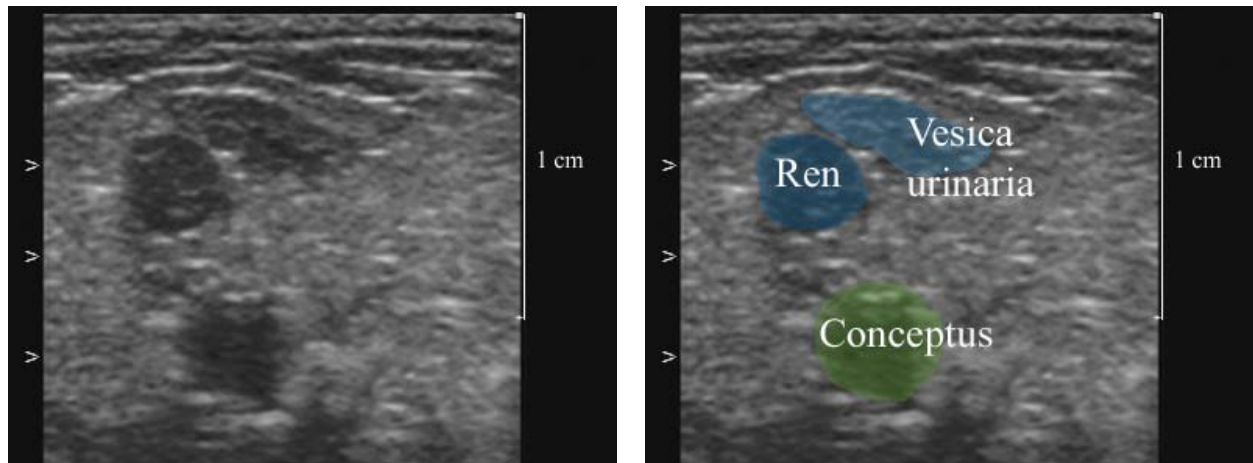


Abbildung 44: Videobild unentdeckte Trächtigkeit 21. Tag p. c.

Die Aufnahmen des 28. Tages zeigten einen Fruchtkammeranschnitt mit einem Durchmesser von 4,79 mm.

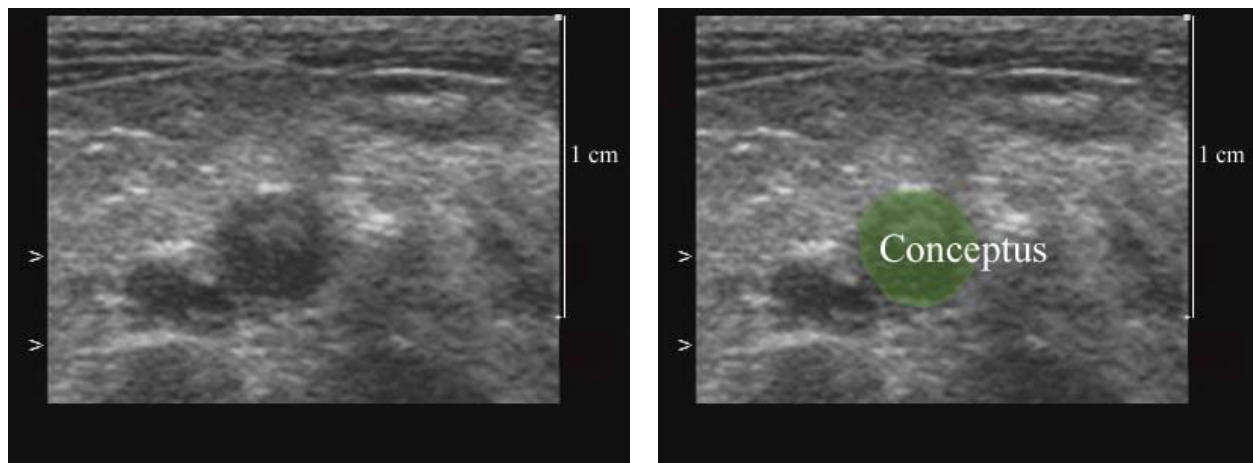


Abbildung 45: Videobild unentdeckte Trächtigkeit 28. Tag p. c.

Weitere Detektionen gelangen nicht.

4.2.15 Fetale Herzfrequenz – Einzelfallbeschreibung

In Gruppe 1 warfen sieben Tiere bis zum 69. Tag p. c. Nachdem zwei weitere Weibchen auch am 70. Tag p. c. nicht gebaren, wurden die fetalen Herzen am 70., 73. und 74. Tag p.c. im M-Mode untersucht. Bei insgesamt sechs Messungen betrug die ermittelte fetale Herzfrequenz im Mittel $161,67 \pm 12,47$ Schläge pro Minute. Die Herzfrequenz der beiden Mütter betrug $333 \pm 8,83$ bzw. $316,67 \pm 12,47$ Schläge pro Minute.

5 Diskussion

5.1 Hochauflösende Sonografie

Für die Trächtigkeitsdiagnostik von Katzen und mittelgroßen Hunden werden vorzugsweise Linear- und Konvexschallköpfe mit Frequenzen von 5,0 MHz bis 7,5 MHz verwendet. Die Darstellung kleiner Strukturen im Nahbereich erfordert einen hochfrequenten Scanner mit hoher Detailerkennbarkeit (SCHÄFER 2001).

Echinops telfairi verteilt ein Körpergewicht von 110 bis 230 g auf eine Gesamtlänge von etwa 14 cm (KÜNZEL 1998). Entsprechend klein sind die Auflagefläche für den Schallkopf und die Organe. Aufgrund dieser ungünstigen Bedingungen sind auch Schallkopfgröße und -geometrie ausschlaggebend für eine erfolgreiche sonografische Untersuchung. Wegen der notwendigen hohen, schallkopfnahen Auflösung eignen sich Sektor- oder Phased Array-Schallköpfe nicht für die Sonografie dieser Tiere. Die verwendete Sendefrequenz des Schallkopfes muss höher als bei Hund und Katze sein. Sie sollte mindestens 10 MHz, besser 12 bis 15 MHz betragen.

Die Untersuchung dieser wehrhaften Wildtiere erfordert besondere Aufmerksamkeit des Untersuchers. Neben der Fixierung des Tieres mit der einen und der Schallkopfführung mit der anderen Hand muss sowohl das Ultraschallbild als auch das Befinden des Probanden ständig im Auge behalten werden. Für eine schnelle und erfolgreiche sonografische Untersuchung ist die Mithilfe eines fachkundigen Assistenten erforderlich, der selbständig Einstellungen am Gerät vornehmen kann. Da diese Fachkompetenz der Hilfsperson bei einigen Untersuchungen nicht zur Verfügung stand, war die Qualität der Sonografie sehr unterschiedlich.

Mit Hilfe der hochauflösenden Sonografie können beim Igeltenrek große abdominale Organe gut dargestellt werden. Das Vorliegen einer Trächtigkeit kann frühestens vom 14. Tag p. c. an, regelmäßig vom 28. Tag p. c. an nachgewiesen werden.

5.2 Sonografie der Anatomie und Topografie

Die Ultraschalluntersuchungen der Organe im Wasserbad ergaben entgegen den Ergebnissen von Danielle Grof 1992 keine aussagekräftigen Ergebnisse. Weder die Harnblase noch die Fruchtanlagen oder Uterushörner zeigten unterscheidbare Strukturen. Ursache hierfür sind wahrscheinlich das „geronnene“ Blut sowie eingedickter Harn und Fruchtwasser. Ähnlich unbefriedigende Ergebnisse fand Thomas Pyczak 1990 bei der Untersuchung des Uterus und der Ovarien von Hund und Katze. Danielle Grof entnahm die Organe zeitnah nach Euthanasie. Thomas Pyczak untersuchte die Organe von ovariohysterektomierten Tieren, wobei eine Zeitangabe nach Entnahme fehlt. Die verstorbenen Tenreks, die zur Organentnahme bereit standen, wurden beim täglichen Stallgang entdeckt und dann bis zur Untersuchung im Kühlschrank gekühlt. Möglicherweise trat der natürliche Tod schon mehr als 24 Stunden vor der Präparation ein. Die genaue Todeszeit war in jedem Fall unbekannt. Die sonografische Untersuchung der Organe nach neuroanatomischen Endversuchen ergibt wegen der verwendeten Perfusionstechnik unnatürliche Bilder. Darüber hinaus werden fast ausschließlich Männchen für die neuroanatomischen Versuche verwendet, um die Weibchen im Hinblick auf eine Nachzucht zu schonen.

Die Sonografie der Igeltenreks ermöglicht die nicht invasive Darstellung der Bauchhöhlenorgane Harnblase, Nieren, Darm, Milz, Leber und Gallenblase. Die Identifikation dieser Organe gelingt in der Regel problemlos, allerdings liegt in der sonografisch fast schon parenchymatösen Beschaffenheit des Fettgewebes eine Verwechslungsgefahr mit anderen Organstrukturen wie z. B. Leber oder Darm. So führt das jahreszeitlich stark schwankende Gewicht zu unterschiedlichen sonografischen Befunden. Diese Unterschiede zeigen sich sowohl in der fettmassenbedingten Lage von Organen wie Magen, Hoden, Uterus und Harnblase als auch im Ultraschallbild von fettaffinen Organen wie Niere und Leber. Letztere sind bei wohlgenährten Tieren, insbesondere kurz vor dem Torpor, feiner strukturiert und weniger gut gegen die Umgebung abgrenzbar als bei eher mageren Tieren nach dem Winterschlaf.

Bei einigen Weibchen gelingt die Darstellung des nicht trächtigen Uteruskörpers, bei einigen Männchen die der Hoden. Die Uterushörner waren nur in Einzelfällen darstellbar. Es war keine ausreichende Abgrenzung zu Darm und Fettgewebe möglich. Alle Weibchen im Versuch hatten schon eine oder mehrere Aufzuchtphasen durchlaufen, so dass diesbezüglich

die Voraussetzungen für die Darstellbarkeit vergleichbar waren. Eventuell ist die Auflösungsgrenze des Schallkopfes im Hinblick auf die Kleinheit der Strukturen erreicht. Beim Hund hängt die Darstellbarkeit vom Zyklusstand ab und ist während des Metöstrus schwierig (ENGLAND u. YEAGER 1993). Auch bei der Katze kann der unveränderte Uterus nicht immer sonografisch erfasst werden (DAVIDSON et al. 1986). Die Darstellung der nicht trächtigen Gebärmutter von Kaninchen und Meerschweinchen ist INABA und MORI (1986) und INABA et al. (1986) nicht gelungen, was wahrscheinlich auch in der zur Verfügung stehenden Technik begründet lag.

Die Eierstöcke konnten nicht dargestellt werden. Die beim Situspräparat deutlich sichtbaren, im Hinblick auf die geringe Körpergröße eher großen Eierstöcke sind in teilweise braunes Fettgewebe eingebettet. Dieses Fettgewebe weist im Ultraschallbild nahezu die Struktur parenchymatöser Organe auf. Sonografisch war eine Abgrenzung zu den Eierstöcken nicht möglich. Selbst beim Hund ist die sonografische Erfassung der Eierstöcke bei besonders fetten Tieren ebenfalls problematisch (ENGLAND u. YEAGER 1993).

5.3 Trächtigkeitsuntersuchungen

Die Detektion der Frühträchtigkeit mittels Ultraschall ist wegen der Verwechslungsgefahr von Fruchtanlagen mit anderen abdominalen Strukturen schwierig. Deshalb wird bei Hund und Katze sonografisch die Uterusbifurkation aufgesucht, um von dort aus die Hörner nach Fruchtanlagen durchzumustern (DAVIDSON et al. 1986; CARTEE u. ROWLES 1984). Beim Kleinen Igeltenrek ist die Bifurkation nicht darstellbar, so dass diese Orientierungshilfe nicht greift. Die bei Hund (CARTEE u. ROWLES 1984) und Katze (DAVIDSON et al. 1986) beschriebene Veränderung des Uterus in Form einer hypoechogenen Weitung der Wand bzw. des Lumens konnte für *Echinops telfairi* nicht bestätigt werden. Die Verwechslungsgefahr von Fruchtkammern mit Darmquerschnitten war groß, vor allem da eine 90°-Drehung des Schallkopfes wegen Abwehrbewegungen nicht immer möglich war.

Zwischen der Erstdetektion bei Untersuchung, der sicheren Detektion und der Erstdetektion nach Videosichtung bestehen zeitliche Diskrepanzen. Dabei entsprechen die Erstdetektion bei der Untersuchung und die sichere Detektion einander weitgehend. Die Diskrepanz zur Erstdetektion nach Video resultiert zum einen aus der Zeitproblematik bei der Untersuchung von Wildtieren während der Trächtigkeit und der zwischen Ultraschallbild und Tier geteilten

Aufmerksamkeit. Zum anderen spielt die wachsende Erfahrung des Untersuchers eine Rolle. Darüber hinaus ermöglicht ein Video die mehrmalige Sichtung gleicher Sequenzen mit Hilfe von Zeitlupe und Wiederholung.

Die Erstdetektion entspricht mit 14 Tagen p. c. der Erstdarstellung bei der Katze (POULSEN NAUTRUP 2001b). Bei der Katze stimmt der Zeitpunkt der Erstdetektion mit dem der Implantation überein (SCHNORR u. KRESSIN 2001). Auch beim Kaninchen stimmen Erstdetektion am 7. Tag p. c. (BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004) und Implantationszeitraum am 7. bis 8. Tag p. c. (SCHNORR u. KRESSIN 2001) überein. Bei der Maus findet die Implantation 4,5 Tage post copulationem statt, und die sonografische Erstdetektion gelingt ebenfalls ab diesem Zeitpunkt (CHANG et al. 2003). Moderne Geräte mit entsprechend hoher Auflösung ermöglichen so auch bei kleinen Tieren die Detektion der Trächtigkeit vom Zeitpunkt der Implantation an. Dementsprechend lag die Vermutung nahe, die stark variierenden Zeiten der Erstdetektion könnten in einer individuell unterschiedlichen Implantation begründet sein. Über den Implantationszeitpunkt bei *Echinops telfairi* ist nichts bekannt. Allerdings konnte kein Zusammenhang zwischen dem Zeitpunkt der Erstdetektion und dem der Geburt festgestellt werden. Tiere, deren Trächtigkeit früher entdeckt wurde, haben nicht unbedingt früher geworfen. Der Grund für die unterschiedlich langen Tragzeiten scheint also nicht in einer verzögerten Implantation zu liegen.

Die Korrelation zwischen Entwicklungsstand und Gestationsalter bei Früchten ist bei Hund und Katze (GÜNZEL-APEL et al. 2001; ENGLAND u. YEAGER 1993; BECK et al. 1990) und in zunehmendem Maße auch bei Heimtieren (DIMITROV et al. 2004; CHANG et al. 2003; BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2000) dokumentiert. Entsprechende Tabellen ermöglichen bei den genannten Spezies den Rückschluss von einem Parameter auf den anderen (BECK et al. 1990). *Echinops telfairi* zeigt schon anhand der stark variierenden Trächtigkeitsdauer, dass der Reifeprozess der Früchte individuell unterschiedlich schnell abläuft. Bei gleichem Gestationsalter ist das Entwicklungsstadium der Feten von zwei Muttertieren sonografisch darstellbar unterschiedlich. Innerhalb eines Wurfes sind die Grundmerkmale der Feten gleich. Bei den entwickelten Welpen sind makroskopisch individuelle Reifeunterschiede feststellbar.

Die Ultraschalluntersuchung ermöglicht die makroskopische Beurteilung des Entwicklungsstandes der Früchte. Dieses Wissen kann dazu genutzt werden, die neuroanatomischen Versuche an Embryonen oder Feten besser zu planen und die vorhandene Population effektiver zu nutzen. So können unnötige Tötungen vermieden werden.

Die in der Anatomischen Anstalt lebenden Igeltenreks sind Wildtiere. Sie werden zwar seit Generationen in Gefangenschaft gehalten, aber eine Domestikation hat nicht stattgefunden. In der betreffenden Population werden die Tiere nur selten vom Menschen manipuliert. Vor allem erwachsene Tiere wehren sich gegen jede Form der Berührung. Das erfolgt durch Aufstellen der Stacheln, Beißen und Einrollen. Im Gegensatz zu anderen Labortierarten (BÖRSCH u. MEINECKE-TILLMANN 2004) und den Haussäugetieren (POULSEN NAUTRUP 2001a) konnte keine Konditionierung der adulten Tiere an die regelmäßigen, immer gleichen Manipulationen bewirkt werden. Gelassenheit bei den Untersuchungen scheint eine individuelle Charaktereigenschaft zu sein. Eine Korrelation mit äußeren Gegebenheiten wurde nicht festgestellt.

Laut Aussage von Professor Künzle vom Mai 2004 kam es in der Vergangenheit bei Umzug der Tiere und Bauarbeiten im benachbarten Gebäude zu weniger Geburten. Diese Tatsache kann in nicht erfolgter Paarung, fehlender Konzeption, embryonalem oder fetalem Fruchttod mit anschließender Resorption oder auch Abort begründet sein. Als Ursache wurde Stress durch Lärm und Erschütterungen angenommen.

Dementsprechend wurde der Stress für die Tiere im Rahmen dieser Doktorarbeit so gering wie möglich gehalten: Umzug und Haltung in den Räumlichkeiten der Tieranatomie erfolgten in Käfigen aus den Stallungen in der Humananatomie. Die Igeltenreks erhielten das gleiche Futter in den gleichen Intervallen, wurden in derselben Gruppenzusammensetzung aufgestellt. Von den insgesamt fünf trächtigen Tieren der Gruppen 2 und 3 haben drei geworfen. Es ist anzudenken, dass der vermehrte Stress der täglichen Untersuchung und des häufigen Umziehens zur höheren Abortrate von 40% im Vergleich zu 9,1% der Gruppe 1 geführt hat. Allerdings ist auch eine Negativselektion ohnehin nicht besonders fertiler Tiere möglich, die mehrmals gedeckt werden mussten. Eine Trächtigkeit nach dem ersten Decken kann auch nicht ausgeschlossen werden. Den Untersuchungsergebnissen der Gruppen 2 und 3 wurde deshalb bei der Auswertung nur bedingt Bedeutung beigemessen.

Auf eine Sedation für die Untersuchungen wurde wegen des potentiellen bzw. später definitiven Vorliegens einer Trächtigkeit und der damit verbundenen Gefahren für die Embryonen oder Feten verzichtet.

Bei der Untersuchung unsedierter Wildtiere konzentriert sich der Untersucher auf die Fixierung und das Wohlergehen der Probanden sowie auf die Schallkopfposition. Der

Assistent sollte möglichst über entsprechendes technisches und fachliches Verständnis verfügen, um die Einstellungen am Gerät weitgehend selbständig durchführen zu können.

Das Tragen von weichen Wildlederhandschuhen schützt den Untersucher vor Stacheln und Zähnen. Glattlederhandschuhe erwiesen sich als zu glatt und steif, um ein sicheres, gefahrloses Handling zu gewährleisten. Ohne Handschuhe gab es keine Möglichkeit, die Tiere sicher zu greifen. Schmerzbedingtes, reflexhaftes Zurückzucken der Hände hätte die Tiere gefährdet.

Wegen der zunehmenden Gereiztheit Artgenossen gegenüber wurden die Tiere gegen Ende der Trächtigkeit in Einzelkäfige umgesetzt. Die Untersuchungsphasen waren möglichst kurz, die Einzeltiere wurden eingehend beobachtet und zur Beruhigung bei ersten Anzeichen von Stress weggesetzt. Der bei den Ultraschalluntersuchungen beobachtete Schaum vor dem Maul wird in der Literatur nicht erwähnt. Es scheint sich dabei um einen Ausdruck von Stress zu handeln, da dieses Verhalten auch mit ungewöhnlichem Desinteresse an Futter und fehlender Beißlust einherging.

Die Tragezeiten der untersuchten Weibchen von *Echinops telfairi* variieren stark, in der vorliegenden Untersuchung in Gruppe 1 von 62 bis 79 Tagen. Laut aktuellen Erfahrungen in der Population der Anatomischen Anstalt gibt es Unterschiede von 57 bis 79 Tage (SCHWARZENBERG u. KÜNZLE 2005). Diesen Angaben liegen allerdings auch die Ergebnisse mehrmals gedeckter Tiere zugrunde. Ausgehend von den jeweils ersten Deckterminen erscheint eine Tragzeit von mehr als 90 Tagen so ungewöhnlich, dass die kürzere Tragzeit gerechnet wird.

Nach Sichtung aller Ergebnisse konnte kein Zusammenhang zwischen Trächtigkeitsdauer, Zeitpunkt und Fruchtkammergröße bei der Erstdetektion oder der Anzahl der Früchte bzw. Welpen erkannt werden.

Zusammenfassend ist vor allem Anfängern, aber auch erfahrenen Untersuchern anzuraten, die Ultraschalluntersuchung auf Video aufzunehmen. So können Befunde überprüft werden, die unter dem Zeitdruck einer Untersuchung unsedierter Wildtiere erhoben wurden. Die Anzahl der nach Videoaufnahmen ausgezählten und vermessenen Früchte entspricht nicht unbedingt der wirklichen Anzahl, da dem Zuschauer die Schallkopfbewegungen verborgen bleiben und er nicht erkennen kann, welcher Bereich des Abdomens schon abgescannt wurde. So sind Doppelzählungen möglich.

Das Fehlen einer kompetenten Assistenz während der überwiegenden Zahl der Untersuchungstermine ist neben der Wehrhaftigkeit der Igeltenreks eine Erklärung für die relativ wenigen biometrischen Daten, die an den Feten erhoben werden konnten.

5.4 Spontaner Fruchttod und Resorption

Der sonografisch beobachtete und dokumentierte Fruchttod trat relativ spät im Fetalstadium auf. Bis zum Tag 35 p. c. war die Entwicklung erwartungsgemäß verlaufen. Fetales Lebenszeichen war am Tag 35. p. c. die Aktion des fetalen Herzens. Bei der folgenden Untersuchung am Tag 42 p. c. war diese nicht mehr nachweisbar. Bei Hund und Katze ist der fetale Herzstillstand ein typischer sonografischer Befund des fetalen Fruchttodes (GÜNZEL-APEL u. HEINZE 2001). Bei diesen Tierarten endet der fetale Fruchttod normalerweise mit einem Abort (MATTOON u. NYLAND 2002; MÜLLER u. ARBEITER 1993). Die vollständige Resorption eines Fetus ist daher sehr ungewöhnlich.

Die Resorption dauerte bis zum 70. Tag p. c. an. An diesem Tag zeigte sich der der Uterus erstmals ohne Befund.

5.5 Unerkannte Trächtigkeit

Eines der elf trächtigen Tiere in Gruppe 1 wurde während der Untersuchungen nicht als trächtig erkannt. Die Sichtung der Videoaufnahmen nach Abschluss der Untersuchungen ergab am 21. Tag p. c. einen deutlichen Trächtigkeitsbefund. Dieses Ergebnis ist mit der größeren Erfahrung des Untersuchers zu diesem Zeitpunkt sowie den technischen Möglichkeiten der Zeitlupe und der Wiederholung des Videos zu erklären. Während der Untersuchung wurde die Fruchtanlage mit Darmquerschnitten verwechselt. Außerdem war zum Zeitpunkt der Videosichtung bekannt, dass das Tier geworfen hatte, eine Trächtigkeit also definitiv vorgelegen hat.

5.6 Fetale Herzfrequenz

Die fetale Herzfrequenz stellte bei *Echinops telfairi*, verglichen mit Werten von Hunde- und Katzenfeten, eine Besonderheit dar. Hundefeten zeigen während der Trächtigkeit schwankende Herzfrequenzen von $214 \pm 13,3$ Schlägen pro Minute zu Beginn der sonografischen Messbarkeit bis zu $238,2 \pm 16,1$ Schlägen pro Minute an Tag 40 post copulationem. Kurz ante partum verringert sich diese Frequenz wieder auf den Ausgangswert (VERSTEGEN et al. 1993). Die Herzfrequenz von Katzenfeten liegt kontinuierlich bei $228,2 \pm 35,5$ Schlägen pro Minute (VERSTEGEN et al. 1993). Damit ist die fetale Herzfrequenz bei beiden Tierarten in etwa doppelt so hoch wie die maternale (MATTOON u. NYLAND 2002).

Die im Rahmen der Reihenuntersuchungen geschallten Feten zeigten eine Herzfrequenz, die nur halb so hoch wie die der Muttertiere war. Auch lag sie mit $161,67 \pm 12,47$ Schlägen pro Minute weit unter der von Hunde- und Katzenfeten. Kurz vor der Geburt sind die fetalen Herzfrequenzen bei Hund und Katze deutlich höher als die des Muttertieres. Die zwei untersuchten Tenrekweibchen trugen mit 75 bzw. 79 Tagen sehr lang. Die Untersuchungen im M-Mode wurden durchgeführt, um analog zu den Erfahrungen bei Hund und Katze den Zustand der Feten anhand der Herzfrequenz abzuschätzen. Die überaus niedrigen Werte ließen deshalb auf fetalen Stress und einen bevorstehenden Fruchttod und/oder Abort schließen. Alle acht Feten wiesen nahezu gleiche Herzfrequenzen auf. Trotz gegenteiliger Erwartungen wurden drei bzw. fünf lebende Welpen entwickelt. Fraglich ist nun, ob die fetale Herzfrequenz bei *Echinops telfairi* generell relativ niedrig ist, oder ob es sich doch um einen Ausdruck von fetalem Stress gehandelt hat. Eine Beantwortung dieser Frage im Hinblick auf die Spezies bedarf der echokardiografischen Untersuchung kommender Trächtigkeiten.

5.7 Schlussbetrachtung

Prinzipiell eignet sich die hochauflösende Sonografie unter Einsatz von High-End-Geräten zur Trächtigkeitsuntersuchung sehr kleiner Tiere. Auch bei dem Wildtier *Echinops telfairi* kann ein sonografisches Screening während der Trächtigkeit und zur Bestimmung des Entwicklungsstandes der Früchte durchgeführt werden. Voraussetzung dafür sind kurze Untersuchungszeiten und ausreichend Pausen zwischen den Untersuchungsterminen.

Sonografische Faktoren, die auf eine lange oder eine kurze Trächtigkeit hinweisen, konnten nicht festgestellt werden.

Sonografisch ist entsprechend dem Hund (GÜNZEL-APEL et al. 2001) ein Ausschluss der Trächtigkeit ab Tag 28 p. c. ausreichend aussagekräftig. Frühere Ultraschalluntersuchungen können diesbezüglich zu Fehldiagnosen führen.

Die gewählte Anzahl der Tiere entspringt dem Abwägen, einerseits eine repräsentative Anzahl von untersuchten Früchten, hier waren es bei der dauerhaft untersuchten Gruppe 29 entwickelte Früchte, andererseits noch ausreichend Embryos für den Eigenbedarf der Humananatomie zu gewinnen.

Mit Hilfe der Sonografie ist also eine verbesserte Zuchtplanung möglich, allerdings verbunden mit hohem Zeit- und Geräteaufwand.

6 Zusammenfassung

Die sonografische Darstellung und Differenzierung einiger abdominaler Organe und der Trächtigkeit ist bei *Echinops telfairi* mit Hilfe hochfrequenter Schallköpfe mit einer Leistung von 12 bis 15 MHz möglich. Wegen der Wehrhaftigkeit der Tiere ist die Untersuchung nur mit einem Assistenten durchführbar. Ablenkungen durch genaue Beobachtung des Tieres empfehlen die Videoaufzeichnung der Untersuchung zur nachherigen Betrachtung und Auswertung.

Regelmäßig sonografisch darstellbare Organe sind Harnblase, Nieren, Gebärmutterkörper, Milz, Leber, Gallenblase, Magen und Darmschlingen ohne Unterscheidung zwischen Dün- und Dickdarm. Ultraschallbilder der Gebärmutterhörner lassen sich in 67,19% und solche der Hoden in 45,83% der Fälle produzieren. Die individuellen Schwankungen sind vor allem abhängig vom Verfettungsgrad des untersuchten Tieres. Die besondere Beschaffenheit des Fettes kann zu Verwechslungen mit parenchymatösem Gewebe führen.

Die sonografischen Trächtigkeitsuntersuchungen zeigen deutlich die unterschiedlichen Entwicklungsstadien von Feten verschiedener Muttertiere. Die Erstdetektion der Trächtigkeit ist ab Tag 14 p.c. möglich, eine sichere Aussage über das Vorliegen einer Trächtigkeit aber erst ab Tag 28 p.c. Ein Rückschluss aus dem Gestationsalter auf den Entwicklungsstand der Feten oder umgekehrt kann im Gegensatz zu Hund, Katze und Heimtieren nicht gezogen werden.

7 Summary

Sonographic topography of big abdominal organs and echographic gravidity diagnostic of the Madagascan lesser hedgehog tenrec – Echinops telfairi

It is possible to achieve sonographic visualisation and differentiation of some abdominal organs as well as the pregnancy of the *Echinops telfairi* using high frequency probes of 12 to 15MHz. Due to their resistance, assistance is needed to exam the animals. All scans should be recorded for later study and evaluation.

The frequently ultrasonographic presented organs are: urinary bladder, kidneys, uterus, spleen, liver, gallbladder, stomach and intestinal loops without differentiation between small and large intestine. Uterus horn ultrasound pictures were produced in 67.19%, pictures of the testicles in 45.83% of all cases. The individual variation mainly depends on the rate of obesity of the animal examined. Fatty tissue can lead to misinterpretation as parenchymatous tissue due to its special consistency.

All pregnancy scans clearly picture the different development stages of the foetuses various parent animals. First detection of pregnancy can be made at day 14 p.c., a definitive statement at about day 28 p.c. It is not feasible to draw conclusions from the gestation period to the development stages of the foetuses and vice versa, which is possible in dogs, cats and exotics.

8 Anhang: Tabellen

Tabelle 1: Vergleich Detektion Trächtigkeit

Gruppe 1 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004					
Tiernummer	Erstdetektion während Untersuchung Tage p. c.	Sichere Detektion Tage p. c.	Erstdetektion nach Videosichtung Tage p. c.	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen
1773	28	28	14	65	3
1690	35	35	14	65	1
1615	21	21	21	62	3
2066	28	28	28	65	3
1602	28	35	21	79	5
1666	28	35	21	75	3
1915	28	28	28	63	4
1457/0084	28	28	21	69	4
1755	28	28	28	63	3
1467	> 35	> 35	21	78	1
1868	28	28	28	Resorption	Resorption

Gruppe 2 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 10.05.2004					
Tiernummer	Erstdetektion während Untersuchung Tage p. c.	Sichere Detektion Tage p. c.	Erstdetektion nach Videosichtung Tage p. c.	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen
1444/0036	23	23	23	57	1
1631/o.Nr.	26	26	23	59	5
1875	23	26	23	Fruchttod	Fruchttod

Gruppe 3 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 27.04.2004					
Tiernummer	Erstdetektion während Untersuchung Tage p. c.	Sichere Detektion Tage p. c.	Erstdetektion nach Videosichtung Tage p. c.	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen
1863	26	26	21	69	5
1555	21	21	21	Fruchttod	Fruchttod

Tabelle 2 – Maße Erstdetektion während Untersuchung

Gruppe 1 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004					
Tier	Erstdetektion während Untersuchung Tage p. c.	Anzahl vermessene Fruchtkammern	Größe Fruchtkammern in mm	Tragezeit Tage p.c.	Anzahl Welpen
1773	28	1	6,3	65	3
1690	35	1	5,5	65	1
1615	21	1	3,2	62	3
2066	28	1	4,5	65	3
1602	28	1	4	79	5
1666	28	1	2,56	75	3
1915	28	2	7,5 ± 0,71	63	4
1457/0084	28	1	3,05	69	4
1755	28	1	6,2	63	3
1467	> 35	0	Unerkannte Trächtigkeit	78	1
1868	28	1	3,12	Resorption	Resorption

Gruppe 2 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 10.05.2004					
Tier	Erstdetektion während Untersuchung Tage p. c.	Anzahl vermessene Fruchtkammern	Größe Fruchtkammern in mm	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen
1444/0036	23	1	7,25	57	1
1631/o.Nr.	26	1	7,03	59	5
1875	23	2	4,31 ± 0,07	Fruchttod	Fruchttod

Gruppe 3 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 27.04.2004					
Tier	Erstdetektion während Untersuchung Tage p. c.	Anzahl vermessene Fruchtkammern	Größe Fruchtkammern in mm	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen
1863	26	2	4,05 ± 0,09	69	5
1555	21	2	7,18 ± 0,17	Fruchttod	Fruchttod

Tabelle 3 – Maße sichere Detektion während Untersuchung

Gruppe 1 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004					
Tier	Sichere Detektion Tage p. c.	Anzahl vermessene Fruchtkammern	Größe Fruchtkammern in mm	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen
1773	28	1	6,3	65	3
1690	35	1	5,5	65	1
1615	21	1	3,2	62	3
2066	28	1	4,5	65	3
1602	35	1	4,9	79	5
1666	35	3	5,11 ± 0,29	75	3
1915	28	2	7,5 ± 0,71	63	4
1457/0084	28	1	2,7	69	4
1755	28	2	6,21 ± 0,85	63	3
1467	> 35	0	Unerkannte Trächtigkeit	78	1
1868	28	1	3,12	Resorption	Resorption

Gruppe 2 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 10.05.2004					
Tier	Sichere Detektion Tage p. c.	Anzahl vermessene Fruchtkammern	Größe Fruchtkammern in mm	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen
1444/0036	23	1	7,01	57	1
1631/o.Nr.	26	2	7,26 ± 0,32	59	5
1875	26	2	4,31 ± 0,07	Fruchttod	Fruchttod

Gruppe 3 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 27.04.2004					
Tier	Sichere Detektion Tage p. c.	Anzahl vermessene Fruchtkammern	Größe Fruchtkammern in mm	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen
1863	26	3	3,92 ± 0,19	69	5
1555	21	3	6,46 ± 1,03	Fruchttod	Fruchttod

Tabelle 4 – Maße Erstdetektion nach Videosichtung

Gruppe 1 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004					
Tier	Erstdetektion nach Videosichtung Tage p. c.	Anzahl vermessene Fruchtkammern	Größe Fruchtkammern in mm	Tragezeit Tage p.c.	Anzahl Welpen
1773	14	1	3,91	65	3
1690	14	1	5,35	65	1
1615	21	4	4,51 ± 0,93	62	3
2066	28	4	4,37 ± 0,35	65	3
1602	21	1	3,8	79	5
1666	21	1	2,56	75	3
1915	28	4	6,85 ± 0,27	63	4
1457/0084	21	3	5,6 ± 0,06	69	4
1755	28	4	6,15 ± 0,06	63	3
1467	21	1	5,06	78	1
1868	28	1	3,12	Resorption	Resorption

Gruppe 2 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 10.05.2004					
Tier	Erstdetektion nach Videosichtung Tage p. c.	Anzahl vermessene Fruchtkammern	Größe Fruchtkammern mm	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen
1444/0036	23	1	7,25	57	1
1631/o.Nr.	23	2	3,90 ± 0,5	59	5
1875	23	2	4,7 ± 0,08	Fruchttod	Fruchttod

Gruppe 3 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 27.04.2004					
Tier	Erstdetektion nach Videosichtung Tage p. c.	Anzahl vermessene Fruchtkammern	Größe Fruchtkammern mm	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen
1863	21	3	6,78 ± 0,2	69	5
1555	21	4	6,29 ± 1,72	Fruchttod	Fruchttod

Table 5: Gestationsalter und Maße

Gruppe 1 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 → n = 10 Tiere						
Tage p. c.	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
14	2	4,63 ± 1,01, Maße 3,91 u. 5,34				
21	9	4,89 ± 1,26, Bereich 2,56 - 6,54				
28	25	5,35 ± 1,18, Bereich 3,79 - 7,22				
29	2	7,20 ± 0,57, Maße 6,8 u. 7,6				
30	8	6,45 ± 2,18, Bereich 4,13 - 9,62				
32	9	7,85 ± 1,29, Bereich 5,83 - 9,41	1	5,14		
35	27	8,42 ± 2,75, Bereich 4,06 - 13,24	15	6,42 ± 2,11, Bereich 3,52 - 9,15		
42	5	8,99 ± 3,4, Bereich 5,82 - 12,75	20	12,25 ± 2,28, Bereich 8,47 - 16,38		
49	7	10,0 ± 4,01, Bereich 6,63 - 15,88	13	20,01 ± 2,43, Bereich 15,37 - 22,59	14	7,70 ± 0,48, Bereich 6,83 - 8,42
56	2	8,57 ± 0,46, Maße 8,24 u. 8,89	10	17,06 ± 8,25, Bereich 11,2 - 30,74	10	6,78 ± 1,23, Bereich 5,68 - 8,76
63			7	28,35 ± 9,18, Bereich 17,78 - 34,26	6	8,03 ± 3,43, Bereich 5,6 - 10,45
65			6	25,85 ± 2,62, Bereich 23,99 - 27,7	6	9,63 ± 0,81, Bereich 9,05 - 10,2
68			6	28,95 ± 1,06, Bereich 28,2 - 29,7		

Fortsetzung Tabelle 5: Gestationsalter und Maße

Gruppe 2 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 10.05.2004 → n = 3 Tiere						
Tage p. c.	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
23	6	5,16 ± 1,7, Bereich 3,54 - 7,4				
24	4	6,02 ± 2,1, Bereich 4,07 - 7,96				
25	5	6,46 ± 1,94, Bereich 4,42 - 8,2				
26	9	5,74 ± 2,52, Bereich 3,41 - 9,76				
27	9	6,09 ± 2,42, Bereich 2,92 - 10				
28	9	6,99 ± 3,42, Bereich 3,91 - 11,8	1	8,52		
29	9	6,99 ± 3,28, Bereich 3,96 - 11,39	2	9,77 ± 0,6, Maße 9,34 u. 10,19	1	5,45
30	6	9,57 ± 3,58, Bereich 5,98 - 13,2	2	10,43 ± 0,08, Maße 10,37 u. 10,48		
31	9	6,73 ± 3,1, Bereich 3,96 - 11,82	1	10,62	1	5,6
32	7	8,64 ± 5,04, Bereich 4,4 - 15,96	3	12,21 ± 0,42, Bereich 11,79 - 12,62	3	5,59 ± 0,46, Bereich 5,08 - 5,95
33	7	7,98 ± 4,16, Bereich 4,76 - 16,61	1	13,33	1	5,9
34	7	8,16 ± 4,33, Bereich 4,39 - 16,9	1	13,78		±
35	9	10,43 ± 4,57, Bereich 5,61 - 17,05	1	15,88		

Fortsetzung Tabelle 5: Gestationsalter und Maße

Gruppe 3 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 27.04.2004 → n = 2 Tiere		
Tage p. c.	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm
21	4	7,20 ± 0,58, Bereich 6,58 - 7,95
22	2	7,68 ± 0,57, Maße 7,27 u. 8,08
23		<i>Keine Messung möglich</i>
24	2	5,21 ± 0,28, Maße 5,01 u. 5,41
25	2	4,11 ± 0,01, Maße 4,1 u. 4,12
26	4	4,07 ± 0,12, Bereich 3,97 - 4,22
27		<i>Keine Messung möglich</i>
28	3	4,56 ± 0,13, Bereich 4,41 - 4,67
29	3	4,74 ± 0,41, Bereich 4,42 - 5,21
30	4	4,86 ± 0,32, Bereich 4,59 - 5,26
31	4	4,93 ± 0,23, Bereich 4,65 - 5,22
32	2	5,5 ± 0,08, Maße 5,44 u. 5,56
33	5	5,19 ± 0,2, Bereich 4,99 - 5,45
34	3	5,6 ± 0,9, Bereich 4,57 - 6,23
35	3	6 ± 0,47, Bereich 5,54 - 6,47

Tabelle 6 a: Gestationsalter und Maße – Einzelaufstellung Gruppe 1

Gruppe 1 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004						
1773	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
14	1	3,91				
21						
28	3	6,13 ± 0,58, Bereich 5,69 – 6,79				
35	3	12,34 ± 1,22, Bereich 10,95 -13,24	3	8,48 ± 0,54, Bereich 7,91 – 8,98		
42			3	13,75 ± 0,18, Bereich 13,59 – 13,94		
49			2	22,1 ± 0,7, Maße 21,6 u. 22,59		
56			1	30,74	1	7,76
65	3 Welpen: 8g, 12g, 12g					

1690	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
14	1	5,35				
21	1	4,52				
28	1	6,3				
35	1	9,85	1	4,36		
42			1	12,45		
49			1	21,7	1	8,42
56						
63	1				1	10,45
65	1 Welpen: 10g					

1615	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
21	4	4,51 ± 0,93, Bereich 3,76 – 5,77				
28	3	5,96 ± 0,16, Bereich 5,78 – 6,09				
35	3	10,04 ± 0,32, Bereich 9,69 – 10,31	2	6,89 ± 0,26, Maße 6,7 u. 7,07		
42			2	13,35 ± 0,68, Maße 12,87 u. 13,83		
49			2	21,25 ± 0,93, Maße 20,59 u. 21,9		
62	3 Welpen, Gewichte nicht erfasst					

Fortsetzung Tabelle 6 a: Gestationsalter und Maße – Einzelaufstellung Gruppe 1

2066	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
28	4	4,37 ± 0,35, Bereich 3,87 – 4,63				
35	3	7,3 ± 0,17, Bereich 7,11 – 7,42	2	3,86 ± 0,48, Maße 3,52 u. 4,2		
42	1	12,41	1	8,47		
49					2	7,79 ± 0,06, Maße 7,75 u. 7,83
63			2	33,64 ± 0,88, Maße 33,02 u. 34,26		
65	3 Welpen: 7g, 7g, 9g					

1602	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
21	1	3,8				
28	2	4,06 ± 0,01, Maße 4,05 u. 4,06				
35	3	4,49 ± 0,37, Bereich 4,06 – 4,75				
42	2	5,87 ± 0,06, Maße 5,82 u. 5,91				
49	4	7,09 ± 0,75, Bereich 6,63 – 8,2				
56			4	11,92 ± 0,5, Bereich 11,2 – 12,3	4	6,05 ± 0,41, Bereich 5,68 – 6,42
63			1	17,78	1	5,6
79	5 Welpen: 6g, 6g, 7g, 8g, 10g					

1666	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
21	1	2,56				
28	3	4,07 ± 0,22, Bereich 3,82 – 4,23				
35	3	5,44 ± 0,5, Bereich 5,05 – 6				
65			2	25,85 ± 2,62, Maße 23,99 u. 27,7	2	9,63 ± 0,81, Maße 9,05 u. 10,2
68			2	28,95 ± 1,06, Maße 28,2 u. 29,7		
75	3 Welpen: 8g, 8g, 11g					

Fortsetzung Tabelle 6 a: Gestationsalter und Maße – Einzelaufstellung Gruppe 1

1915	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
28	4	6,85 ± 0,27, Bereich 6,56 – 7,22				
35	3	11,52 ± 0,14, Bereich 11,4 – 11,68	1	9,15		
42			4	14,43 ± 1,34, Bereich 13,44 – 16,38		
49			4	17,94 ± 2,17, Bereich 15,37 – 20,6	4	7,38 ± 0,54, Bereich 6,83 – 8,07
63	4 Welpen: 5g, 8g, 11g, 11g					

1457/ 0084	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
21	3	5,6 ± 0,06, Bereich 4,52 u. 6,54				
28	2	4,1 ± 0,06, Maße 4,05 u. 4,14				
35	4	6,79 ± 0,43, Bereich 6,38 – 7,22				
42			4	9,79 ± 0,52, Bereich 9,11 – 10,21		
49	2	15,44 ± 0,62, Maße 15 u. 15,88			3	7,83 ± 0,27, Bereich 7,62 – 8,13
69	4 Welpen: 4g, 7g, 8g, 9g					

1755	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
28	4	6,15 ± 0,06, Bereich 6,06 – 6,2				
35	3	10,39 ± 0,59, Bereich 9,82 – 11	2	5,19 ± 1,62, Maße 4,04 u. 6,33		
42	1	12,75	1	10,19		
49						
56			1	23,92	1	8,76
63	3 Welpen: 4g, 6g, 9g					

Fortsetzung Tabelle 6 a: Gestationsalter und Maße – Einzelaufstellung Gruppe 1

1467	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
21	1	5,06				
28	1	4,79				
78	1 Welpen : 17g					

1868	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
28	1	3,12				
35	1	5,67				
42	1	8,06 kein Herzschlag mehr feststellbar → Fruchttod				
49	1	10,8				
56	1	8,57				
63	1	5,84				
70	<i>Resorption abgeschlossen, Uterus sonografisch ohne Befund</i>					

Tabelle 6 b: Gestationsalter und Maße – Einzelaufstellung Gruppe 2

Gruppe 2 - Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 10.05.2004						
1444 0036	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm	Anzahl SSL	MW Durchmesser SSL mm	Anzahl BPD	MW BPD mm
23	2	7,33 ± 0,11, Maße 7,25 u. 7,4				
24	2	7,83 ± 0,18, Maße 7,7 u. 7,96				
25	2	8,12 ± 0,12, Maße 8,03 u. 8,2				
26	3	8,96 ± 0,88, Bereich 8,01 – 9,76				
27	3	9,19 ± 0,91, Bereich 8,2 – 10				
28	3	11,47 ± 0,38, Bereich 11,06 – 11,8	1	8,52		
29	3	11,26 ± 0,19, Bereich 11,04 – 11,39	2	9,77 ± 0,6, Maße 9,34 u. 10,19	1	5,45
30	3	12,83 ± 0,33, Bereich 12,58 – 13,2	2	10,43 ± 0,08, Maße 10,37 u. 10,48		
31	2	11,79 ± 0,05, Maße 11,75 u. 11,82	1	10,62	1	5,6
32	2	15,78 ± 0,25, Maße 15,6 u. 15,96	3	12,21 ± 0,42, Bereich 11,79 – 12,62	3	5,59 ± 0,46, Bereich 5,08 – 5,95
33	1	16,61	1	13,33	1	5,9
34	1	16,9	1	13,78		
35	2	16,8 ± 0,35, Maße 16,55 u. 17,05	1	15,88		
57	1 Welpen: 16g					

Fortsetzung Tabelle 6 b: Gestationsalter und Maße – Einzelaufstellung Gruppe 2

1631/ o. Nr.	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm
23	2	3,9 ± 0,5, Maße 3,54 u. 4,25
24		
25		
26	3	3,58 ± 0,2, Bereich 3,41 – 3,75
27	3	3,73 ± 0,72, Bereich 2,92 – 4,29
28	2	3,94 ± 0,04, Maße 3,91 u. 3,97
29	3	4,11 ± 0,25, Bereich 3,96 – 4,39
30		
31	4	4,19 ± 0,26, Bereich 3,96 – 4,55
32	3	4,66 ± 0,23, Bereich 4,4 – 4,8
33	3	4,86 ± 0,11, Bereich 4,76 – 4,97
34	3	4,73 ± 0,3, Bereich 4,39 – 4,93
35	4	5,05 ± 0,41, Bereich 5,61 – 6,59
59	5 Welpen: 8g, 9g, 10g, 10g, 9g	

1875	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm
23	2	4,27 ± 0,02, Maße 4,25 u. 4,28
24	2	4,21 ± 0,2, Maße 4,07 u. 4,35
25	2	4,81 ± 0,55, Maße 4,42 u. 5,2
26	3	4,68 ± 0,56, Bereich 4,31 - 5,33
27	3	5,11 ± 0,22, Bereich 4,9 - 5,33
28	4	5,15 ± 0,44, Bereich 4,55 - 5,53
29	3	5,61 ± 0,32, Bereich 5,28 - 5,91
30	3	6,3 ± 0,29, Bereich 5,98 - 6,54
31	3	6,74 ± 0,13, Bereich 6,63 - 6,89
32	2	7,48 ± 0,07, Maße 7,43 u. 7,53
33	3	8,22 ± 0,28, Bereich 7,91 - 8,46
34	3	8,68 ± 0,22, Bereich 8,45 - 8,89
35	3	12,02 ± 0,73, Bereich 11,5 - 12,85
	<i>Resorption oder Abort nicht beobachtet</i>	

Tabelle 6 c: Gestationsalter und Maße – Einzelaufstellung Gruppe 3

Gruppe 3 - Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 27.04.2004		
1863	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm
21	2	$6,78 \pm 0,28$, Maße 6,58 u. 6,98
22	2	$7,68 \pm 0,57$, Maße 7,27 u. 8,08
23		<i>Keine Messung möglich</i>
24	2	$5,21 \pm 0,28$, Maße 5,01 u. 5,41
25	2	$4,11 \pm 0,01$, Maße 4,1 u. 4,12
26	4	$4,07 \pm 0,12$, Bereich 3,97 – 4,22
27		<i>Keine Messung möglich</i>
28	3	$4,56 \pm 0,13$, Bereich 4,41 – 4,67
29	3	$4,74 \pm 0,41$, Bereich 4,42 – 5,21
30	4	$4,86 \pm 0,32$, Bereich 4,59 – 5,26
31	4	$4,93 \pm 0,23$, Bereich 4,65 – 5,22
32	2	$5,5 \pm 0,08$, Maße 5,44 u. 5,56
33	5	$5,19 \pm 0,2$, Bereich 4,99 – 5,45
34	3	$5,6 \pm 0,9$, Bereich 4,57 – 6,23
35	3	$6 \pm 0,47$, Bereich 5,54 – 6,47
69	5 Welpen, <i>Gewichte nicht erfasst</i>	

1555	Anzahl FK	MW Durchmesser FK mm
21	2	$7,63 \pm 0,46$, Maße 7,3 u. 7,95
	<i>Resorption oder Abort nicht beobachtet</i>	

Tabelle 7: Tragezeit, Welpenzahl und Geburtsgewichte

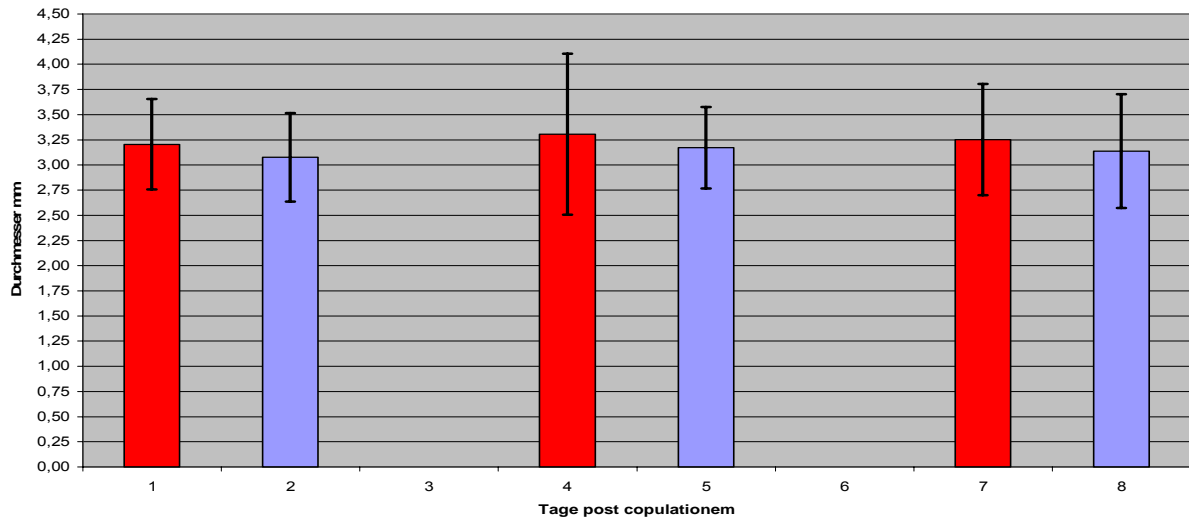
Gruppe 1 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004			
Tier	Tragezeit Tage p. c.	Anzahl Welpen	Geburtsgewichte Welpen in g
1773	65	3	8, 12, 12
1690	65	1	10
1615	62	3	<i>Keine Angaben</i>
1868	-	-	<i>Resorption: Herzaktion ab Tag 42 p .c. nicht mehr feststellbar</i>
2066	65	3	7, 7, 9
1602	79	5	6, 6, 7, 8, 10
1666	75	3	8, 8, 11
1915	63	4	5, 8, 11, 11
1457/0084	69	4	4, 7, 8, 9
1755	63	3	4, 6, 9
1467	78	1	17

Gruppe 2 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 10.05.2004			
Tier	Tragezeit Tage p.c.	Anzahl Welpen	Geburtsgewichte Welpen in g
1444/0036	57	1	16
1631/o.Nr.	59	5	8, 9, 10, 10, 9
1875	-	-	<i>Resorption oder Abort</i>

Gruppe 3 – Deckdatum 02.04. bzw. 04.04.2004 und 27.04.2004			
Tier	Tragezeit Tage p.c.	Anzahl Welpen	Geburtsgewichte Welpen in g
1863	69	5	<i>Keine Angaben</i>
1555	-	-	<i>Resorption oder Abort</i>

Tabelle 8: Vergleich des Gebärmutterhorndurchmessers gravider (rot) und nicht gravider (blau) Tiere (Gruppe1)

Maße Cornua uteri Vergleich gravide und nicht gravide Tiere



Tier	14 d	SD	N	21 d	SD	N	28 d	SD	N	35 d	SD	N	Tragezeit	Welpen
1773	2,98	0,04	2	3,05	0,24	2							65	3
1690	3,42		1										65	1
1615	3,37	0,06	3	3,39	0,43	2							62	3
2066				2,48	0,38	4							65	3
1602	3,36	0,2	4	3,4	0,11	2	3,32	0,42	2				79	5
1666				4,73	0,26	3							75	3
1915	2,37	0,06	2	3,86	0,25	4							63	4
1457/0084	3,9	0,41	2				2,39						69	4
1755	2,93	0,59	2	2,13	0,69	2							63	3
1467	3,31	0,34	4				3,83	0,21	2				78	1
1868	2,99	0,03	3	2,89	0,37	3	3,12	0,15	2				-	-
1758	3,03	0,47	2	3,03	0,52	6	2,84	0,28	6	3,01		1	-	-
1875	2,86	0,54	2	2,93	0,19	2	2,29	0,9	4				-	-
1608				2,75	0,13	2							-	-
1631	3,94	0,86	2	3,45	0,58	4	3,22	0,54	4				-	-
1661	2,79	0,11	4										-	-
2176/0092							2,85	0,52	2				-	-
1423				3,29	0,82	4							-	-
1729	3,24	0,13	4				3,84	0,69	2				-	-
1444/0036	2,72	0,41	4							2,42	0,17	2	-	-
1237	2,99	0,13	4	3,33	0,27	2	2,96	0,17	2				-	-
1482	3,01	1,66	2										-	-
1573				3,03	0,01	2							-	-
1744	3,94	0,42	4	3,69	0,3	2	3,1	0,33	4				-	-
1819	3,05	0,37	4	3,92	0,41	4	2,95	0,07	4				-	-
2077/0122	2,58	0,56	4	2,59	0,21	2							-	-
2103	2,76	0,86	4	2,88	0,45	4	4,19	1,15	4	2,15	0,07	2	-	-
MW	3,12		3,00	3,20		2,95	3,15		3,17	2,53		1,67	68,40	3,00
SD	0,43		1,05	0,59		1,18	0,55		1,34	0,44		0,58	6,52	1,25
min	2,37		1	2,13		2	2,29		2	2,15		1	62	0
max	3,94		4	4,73		6	4,19		6	3,01		2	79	5
N	21		21	19		19	13		12	3		3	10	11

Table 9: Darstellbarkeit der Hoden

12 Männchen – Darstellung beider Hoden = 100%, Darstellung eines Hoden = 50%			
Tier	Untersuchungstermin 1	Untersuchungstermin 2	Darstellbarkeit
1	1	2	75%
2	2	2	100%
3	-	1	25%
4	-	-	0%
5	1	-	25%
6	1	2	75%
7	-	-	0%
8	2	1	75%
9	-	1	25%
10	-	2	50%
11	2	1	75%
12	1	-	25%
Gesamt			45,83%

Tabelle 10 a: Darstellbarkeit des Gebärmutterkörpers

27 Weibchen – Darstellung des Corpus uteri = 100%			
Tier	Untersuchungstermin 1	Untersuchungstermin 2	Darstellbarkeit
1758	Ja	Ja	100%
1875	Ja	Ja	100%
1608	Ja	Ja	100%
1631	Ja	Ja	100%
1661	Ja	Ja	100%
2176/0092	Ja	-	50%
1423	-	Ja	50%
1729	Ja	Ja	100%
1444/0036	Ja	Ja	100%
1237	Ja	Ja	100%
1482	Ja	Ja	100%
1573	Ja	Ja	100%
1744	-	Ja	50%
1819	Ja	Ja	100%
2077/0122	Ja	Ja	100%
2103	Ja	Ja	100%
Gesamt			94,44%

Tabelle 10 b: Darstellbarkeit der Gebärmutterhörner

27 Weibchen – Darstellung eines Cornu uteri ohne Seitenzuordnung = 50%, Darstellung zweier Cornua uteri ohne Seitenzuordnung = 100%			
Tier	Untersuchungstermin 1	Untersuchungstermin 2	Darstellbarkeit
1758	2	2	100%
1875	1	2	75%
1608	-	2	50%
1631	1	2	75%
1661	2	-	50%
2176/0092	-	-	0%
1423	-	2	50%
1729	2	-	50%
1444/0036	2	-	50%
1237	2	2	100%
1482	1	-	25%
1573	-	2	50%
1744	2	2	100%
1819	2	2	100%
2077/0122	2	2	100%
2103	2	2	100%
Gesamt			67,19%

Tabelle 11: Ausgezählte Früchte/ Welpenanzahl Gruppe 1

Tier	14 d	21 d	28 d	35 d	42 d	49 d	56 d	63 d	Tragezeit	Welpen
1773	1	-	3	3	3	2	1	-	65	3
1690	1	1	1	1	1	1	-	1	65	1
1615	-	4	3	3	2	2	-	-	62	3
2066	-	-	4	3	1	2	-	2	65	3
1602	-	1	2	3	2	4	4	1	79	5
1666	-	1	3	3	-	-	-	2	75	3
1915	-	-	4	3	4	4	-	-	63	4
1457/0084	-	3	2	4	4	3	-	-	69	4
1755	-	-	4	3	1	-	1	-	63	3
1467	-	1	1	-	-	-	-	-	78	1

9 Literaturverzeichnis

AHNE, W. (2000):

Systematische Zoologie. In: AHNE, W., LIEBICH, H.-G., STOHRER, M., und WOLF, E.:
Zoologie – Lehrbuch für Studierende der Veterinärmedizin und Agrarwissenschaften
Schattauer Verlagsgesellschaft mbH, Stuttgart, New York, S. 277-289

BARR, F. (1992):

Geschlechtsapparat. In: BARR, F.: *Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katz.*,
Übersetzt von FLÜCKINGER, M., und FLÜCKINGER-GUKELBERGER, D.,
Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, Jena, New York, S. 77-94

BECK, K. A., BALDWIN, C. J., BOSU, W. T. K., (1990):

Ultrasound Prediction of Parturition in Queens.

Vet Radiol **31** (1), pp 32-35

BÖRSCH, M., und MEINECKE-TILLMANN, S., (2004):

Ultrasonographische Fetometrie beim Kaninchen

Tierärztl Prax 2004; **32** (K), S. 343-351

BONDESTAM, S., ALITALO, I., und KÄRKKÄINEN, M., (1983):

Real-time ultrasound pregnancy diagnosis in the bitch.

J Small Anim Pract **24**, pp 145-151

CARTEE, E. R., und ROWLES, T., (1984):

Preliminary study of the ultrasonographic diagnosis of pregnancy and fetal development in the dog.

Am J Vet Res **45** (7), pp 1259-1265

CHANG, C.-P., CHEN, L., und CRABTREE, G. R., (2003):

Sonographic Staging of the Developmental Status of Mouse Embryos In Utero.

Genesis **36**, pp 7-11

CUBBERLEY, D. A., LEE, T. G., LAUGHLIN, C. L., WEINTRAUB, B., CAUDLE, M. R.,
und NIELSON, D. van, (1982):

Importance of ultrasound determination of pregnancy in the rabbit.

Am J Vet Res **43** (10), pp 1802-1803

DAVIDSON, A. P., NYLAND, T. G., und TSUTSUI, T., (1986):

Pregnancy Diagnosis with Ultrasound in the Domestic Cat

Vet Radiol **27** (4), pp 109-114

DIJK, M. A. M. van, MADSEN, O., CATZEFLIS, F., STANHOPE, M. J., JONG, W. W. de,
und PAGEL, M., (2001):

Protein sequence signatures support the African clade of mammals.

Proc Natl Acad Sci USA **98**, pp 188-193

DIMITROV, F., IOTOV, S., DIMITROV, M., GEORGIEV, P., und WEHREND, A., (2004):

Pregnancy diagnosis in the rabbit by real time ultrasonography.

Wien Tierärztl Mschr **91**, Suppl. 2 (2004), p. 18

EISENBERG, J. F., (1975):

Tenrecs and solenodons in captivity

Int Zoo Yb **15**, pp 6-12

EISENBERG, J. F., und GOULD, E., (1967):

The maintenance of tenrecoid insectivores in captivity.

Int Zoo Yb **7**, pp 194-196

EISENBERG, J. F., und GOULD, E., (1970):

The tenrecs. A study in mammalian behavior and evolution.

Smithsn Contrib Zool **27**, pp 59-65

EISENBERG, J. F., und MUCKENHIRN, N., (1968):

The reproduction and rearing of tenrecoid insectivores in captivity

Int Zoo Yb **8**, pp 106-110

ENGLAND, G. C. W., (1993):

Ultrasonographic imaging of spontaneous embryonic resorption in the bitch.

J Reprod Fert, Suppl **47**, p 552

ENGLAND, G. C. W., und YEAGER, A. E., (1993):

Ultrasonographic appearance of the ovary and uterus of the bitch during oestrus, ovulation and early pregnancy.

J Reprod Fert, Suppl **47**, pp 107-117

FAHEY, B., (2001):

„*Echinops telfairi*“ (On-line)

Animal Diversity Web. Accessed April 21, 2004 at

http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Echinops_telfairi.html

FARROW, C. S., (1996):

How Ultrasound Works. In: GREEN, R. W., (Editor):

Small Animal Ultrasound

Lippincott-Raven Publishers, Philadelphia, pp 7-27

FRITSCH, R., und GERWING, M., (1993):

Physikalische und technische Grundlagen der Sonographie.

In: FRITSCH, R., und GERWING, M.: *Sonographie bei Hund und Katze*

Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, S. 3-27

GARBUTT, N., (1999):

Mammals of Madagascar.

Yale University Press, New Haven and London, pp 320-322

GERRITS, D. N., (1997):

Keeping and Breeding the Lesser hedgehog Tenrec (Echinops telfairi). Haltung und Zucht des Kleinen Igelanreks (Echinops telfairi)

Mitteilungen der Bundesarbeitsgruppe (BAG) Kleinsäuger **2/1997**, S. 3-4

GERWING, M., (1993):

Spezielle Untersuchungstechnik und Organdarstellung - Uterus.

In: FRITSCH, R., und GERWING, M.: *Sonographie bei Hund und Katze*

Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, S. 70-73

GORE, R., (2003):

Der Siegeszug der Säugetiere

National Geographic Magazine Deutschland, April 2003, S. 55-83

GOULD, E., und EISENBERG, J. F., (1966):

Notes on the biology of the Tenrecidae

J Mammal **47** (4), pp 660-686

GREEN, R. W., (1996):

The Veterinarian and Ultrasound. In: GREEN, R. W., (Editor):

Small Animal Ultrasound

Lippincott-Raven Publishers, Philadelphia, pp 1-5

GROOF, D. (1992):

Sonographie des graviden und puerperalen Uterus unter besonderer Berücksichtigung verschiedener Stadien der embryonalen und fetalen Entwicklung sowie Ultraschalldarstellung der Hoden und der Harnblase bei der Katze

Hannover, Tierärztliche Hochschule, Dissertation

GÜNZEL-APEL, A.-R., und HEINZE, B. (2001):

Trächtigkeit und Geburt, Gesäuge – Pathologische Trächtigkeit.

In: POULSEN NAUTRUP, C., und TOBIAS, R., (Hrsg.):

Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze (3. Aufl.)

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei Hannover, S. 311-312

GÜNZEL-APEL, A.-R., HEINZE, B., und SCHÄFER, D. (2001):

Trächtigkeit und Geburt, Gesäuge – Bestimmung des Gestationsalters.

In: POULSEN NAUTRUP, C., und TOBIAS, R., (Hrsg.):

Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze (3. Aufl.)

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei Hannover, S. 304-305

HEDGES, S. B., (2001):

Afrotheria: Plate tectonics meets genomics

Proc Natl Acad Sci USA **98**, pp 1-2

HERTER, K., (1962):

Untersuchungen an lebenden Borstenigeln (Tenrecinae) – 1. Über Temperaturregulierung und Aktivitätsrhythmik bei dem Igelanrek Echinops telfairi Martin

Zoologische Beiträge (N. F.) **7** (2), pp 239-292

HERTER, K., (1963):

Untersuchungen an lebenden Borstenigeln (Tenrecidae): 2. Über das Verhalten und die Lebensweise den Igelanreks Echinops telfairi Martin in Gefangenschaft

Zoologische Beiträge (N. F.) **8** (1), pp 125-165

HONEGGER, R. E., und NOTH, W., (1966)

Beobachtungen bei der Aufzucht von Igelanreks Echinops telfairi Martin.

Zoologische Beiträge (N. F.) **12**, pp 191-218

INABA, T., und MORI, J., (1986):

Use of Echography in Guinea Pigs for Pregnancy Diagnosis.

Jpn J Vet Sci **48** (3), pp 615-618

INABA, T., MORI, J., und TORII, R., (1986):

Use of Echography in Rabbits for Pregnancy Diagnosis.

Jpn J Vet Sci **48** (5), pp 1003-1006

KÄHN, W., (2004):

Die Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze. In: KÄHN, W. (2004): *Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik – Gynäkologische Untersuchung und Reproduktion* (Nachdruck der 1. Auflage 1991)

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei Hannover, S. 227-249

KÄSTNER, A., (1995):

Eidonomie und Anatomie. In: KÄSTNER, A., und STARCK, D., (Hrsg.):

Lehrbuch der speziellen Zoologie II: Wirbeltiere, Teil 5: Säugetiere, Teilband 1: Allgemeines, Ordo 1-9

Gustav Fischer Verlag, Jean; Stuttgart; New York, S. 4-259

KÄSTNER, A., (1995):

Systematik, Phylognese, Verbreitung; In: KÄSTNER, A., und STARCK, D., (Hrsg.):

Lehrbuch der speziellen Zoologie II: Wirbeltiere, Teil 5: Säugetiere, Teilband 1: Allgemeines, Ordo 1-9

Gustav Fischer Verlag, Jean; Stuttgart; New York, S. 270-690

KOISCHWITZ, D., (2000):

Vorwort. In: FÜRST, G., und KOISCHWITZ, D., (Hrsg.):

Moderne Sonographie.

Georg Thieme Verlag Stuttgart, New York, S. IV

KÜNZLE, H., (1998):

Care and breeding of the Madagascan hedgehog tenrec, Echinops telfairi, under laboratory conditions.

Der Tierschutzbeauftragte **7**, 1/98, S. 5-12 und S. 113-115

KUPITZ, D. G., (2000):

Anmerkungen zum Kleinen Igelanrek (Echinops telfairi).

Mitteilungen der Bundesarbeitsgruppe (BAG) Kleinsäuger e. V. **3/2000**, S. 8-11

LÜERSSEN, D., GÜNZEL-APEL, A.-R., JANTHUR, M., und DIETERICH, J., (2001):

Eierstöcke – Anatomische Grundlagen und sonographische Normalbefunde.

In: POULSEN NAUTRUP, C., und TOBIAS, R., (Hrsg.):

Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze (3. Aufl.)

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei Hannover, S.260-272

LÜERSSEN, D., und JANTHUR, M., (2001):

Gebärmutter und Scheide.

In: POULSEN NAUTRUP, C., und TOBIAS, R., (Hrsg.):

Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze (3. Aufl.)

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei Hannover, S.260-272

MATTOON, J. S., und NYLAND, T. G. (2002):

Ovaries and uterus. In: NYLAND, T. G., und MATTOON, J. S. (Hrsg.): *Small animal diagnostic ultrasound (2nd edition).*

Saunders, Philadelphia, pp. 231-249

MÖRSTEDT, R., (2003):

Versuchstierzucht: Ein kurzer Einblick.

Der Tierschutzbeauftragte **11**, 1/03, pp. 53

MOUCHATY, S. K., GULLBERG, A., JANKE, A., und ARNASON, U., (2000):

Phylogenetic position of the Tenrecs (Mammalia: Tenrecidae) of Madagascar based on analysis of the complete mitochondrial genome sequence of Echinops telfairi

Zoologica Scripta, **29**, 4, October 2000, pp 307-317

MÜLLER, K., und ARBEITER, K., (1993):

Ultrasonographic and clinical signs of fetal resorption in the bitch.

J Reprod Fert, Suppl **47**, pp 558-559

MÜSGEN, D., (2000):

Physikalische und technische Grundlagen. In: FÜRST, G., und KOISCHWITZ, D., (Hrsg.): *Moderne Sonographie.*

Georg Thieme Verlag Stuttgart, New York, S. 1-23

NEUBERTH, M., (1993):

Bildgebende Verfahren in der Veterinärmedizin.

Tierärztl Prax 1993; Sonderheft: S. 68-72

NIKAIDO, M., CAO, Y., OKADA, N., und HASEGAWA, M., (2003):

The phylogenetic relationship of insectivores with special reference to the lesser hedgehog tenrec as inferred from the complete sequence of their mitochondrial genome.

Genes & Genetic Systems (2003) **78**, pp 107-112

NYLAND, T. G., MATTOON, J. S., HERRGESELL, E. J., und WISNER, E. R., (2002):

Physical principles, instrumentation, and safety of diagnostic ultrasound. In: NYLAND, T. G., und MATTOON, J. S. (Hrsg.): *Small animal diagnostic ultrasound (2nd edition).*

Saunders, Philadelphia, pp. 1-18

POULSEN NATRUP, C., (2004):

Katze, Hund, Pferd ... Ultraschall in der Tiermedizin – Presstext.

www.mwm-vermittlung.de/aktudegumpdtier.html

POULSEN NAUTRUP, C. (2001a):

I. Allgemeiner Teil. In: POULSEN NAUTRUP, C., und TOBIAS, R., (Hrsg.):

Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze (3. Aufl.)

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei Hannover, S. 18-82

POULSEN NAUTRUP, C. (2001b):

Trächtigkeit und Geburt, Gesäuge - Duplexsonographie.

In: POULSEN NAUTRUP, C., und TOBIAS, R., (Hrsg.):

Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze (3. Aufl.)

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei Hannover, S. 314-317

POULSEN NAUTRUP, C., und KLEIST, K. von, (2004):

Welches Ultraschallsystem braucht der Kleintierpraktiker?

Tierärztl Prax 2004, **31** (K): S. 124-129

PYCZAK, T. (1990):

Einsatzmöglichkeiten der Sonographie in der gynäkologischen und geburtshilflichen Diagnostik bei Hund und Katze

München, Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität, Dissertation

REESE, S., und FRINGS, B. (2004):

Die abdominale Ultraschalluntersuchung beim Frettchen (Mustela putorius f. furo L. 1758)

Tierärztl Prax 2004, **32** (K): S. 182-189

SCHÄFER, D. (2001):

Trächtigkeit und Geburt, Gesäuge – Physiologische Trächtigkeit, Vorbemerkungen.

In: POULSEN NAUTRUP, C., und TOBIAS, R., (Hrsg.):

Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze (3. Aufl.)

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei Hannover, S. 290-292

SCHÄFER, D., und POULSEN NAUTRUP, C., (2001):

Trächtigkeit und Geburt, Gesäuge – Physiologische Trächtigkeit.

In: POULSEN NAUTRUP, C., und TOBIAS, R., (Hrsg.):

Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze (3. Aufl.)

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei Hannover, S. 293-303

SCHERER, K., (1993):

Trächtigkeitsdiagnose bei Kaninchen, Meerschweinchen und Ratte.

Tierärztl Prax 1993; Sonderheft: S. 63-64

SCHMIDT, S., SCHRAG, D., und GIESE, B., (1986):

Ultraschalldiagnostik in der Gynäkologie beim Kleintier.

Tierärztl. Prax. **14**, S. 123-141

SCHNORR, B., und KRESSIN, M., (2001):

Altersbeurteilung der Frucht. In: SCHNORR, B., und KRESSIN, M.,:

Embryologie der Haustiere (4. Aufl.)

Enke Verlag, Stuttgart, S. 72-74

SCHWARZENBERG, F., und KÜNZLE, H., (2005):

Special Features of Reproduction in the lesser Tenrec (Echinops telfairii)

Verh Ber Erkrankungen Zootiere (2005) **42**. Extended abstract

SRINIVASAN, S., BALDWIN, H. S., ARISTIZABAL, O., KWEE, L., LABOW, M.,
ARTMAN, M., und TURNBULL, D. H. (1998):

*Noninvasive, In Utero Imaging of Mouse Embryonic Heart Development With 40-MHz
Echocardiography.*

Circulation **98**, pp 912-918

STEPHENSON, P. J., RACEY, P. A., RAKOTONDRAPARANY, F., (1994):

Maintenance and reproduction of Tenrecs (Tenrecidae) at Parc Tsimbazaza, Madagascar.

Int Zoo Yb **33**, pp. 194-201

TERRA INSPIRA (2003)

www.terrainspira.ch

VERSTEGEN, J. P., SILVA, L. D. M., ONCLIN, K., und DONNAY, I., (1993):

Echocardiographic study of heart rate in dog and cat fetuses in utero.

J Reprod Fert, Suppl **47**, pp. 175-180

WASEL, E., (2005):

Meerschweinchen. In: GABRISCH, K., und ZWART, P.: *Krankheiten der Heimtiere (6. Aufl).*

Schlütersche Verlagsgesellschaft mbh & Co. KG, Hannover, S. 49-86

YEAGER, A. E., und CONCANNON, P. W. (1996):

Uterus. In: GREEN, R. W., (Editor):

Small Animal Ultrasound

Lippincott-Raven Publishers, Philadelphia, pp 265-292

10 Abkürzungsverzeichnis

'	Minute
''	Sekunde
ADT	Rumpfquer-/ Abdomendurchmesser
b	Breite
BPD	Biparietaldurchmesser
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
cm	Zentimeter
FK	Fruchtkammer
g	Gramm
h	Höhe
Hz	Hertz
l	Länge
LH	Luteinisierendes Hormon
max	Maximalwert
MHz	Megahertz
min	Minimalwert
mm	Millimeter
MW	Mittelwert
NRW	Nordrheinwestfalen
p. c.	post copulationem
p	page
pp	pages
S.	Seite
SD	Standardabweichung
SSL	Scheitel-Steiß-Länge
u.	und
UV	ultraviolett

11 Abbildungsverzeichnis

<i>Abbildung 1: Echinops telfairi, adult, mit Ohrmarke.....</i>	27
<i>Abbildung 2: Versuchstiere Gruppe 1 mit einem Decktermin.....</i>	27
<i>Abbildung 3: Versuchstiere Gruppe 2 mit zwei Deckterminen</i>	29
<i>Abbildung 4: Versuchstiere Gruppe 3 mit zwei Deckterminen</i>	29
<i>Abbildung 5: Liste der verfügbaren Ultraschallgeräte</i>	30
<i>Abbildung 6: Physia Sonostar HS 3000, Linearschallkopf 10 MHz, unifrequent – Beispielbild Harnblase und Igel auf Schallkopf.....</i>	31
<i>Abbildung 7: Siemens Sonoline Elegra, Linearschallkopf VF 13-5, multifrequent 7,5 bis 13 MHz – Beispielbild Harnblase und Igel auf Schallkopf.....</i>	31
<i>Abbildung 8: Philips Sonos 7500, Linearschallkopf 15-6 L, multifrequent 7,0 bis 15 MHz – Beispielbild Harnblase und Igel auf Schallkopf.....</i>	31
<i>Abbildung 9: Abdomen eröffnet</i>	36
<i>Abbildung 10: Bauchraum Männchen nach Entfernen der Milz, Fett zur Seite geklappt.....</i>	37
<i>Abbildung 11: Bauchraum Weibchen, Darmkonvolut heraus geklappt.....</i>	37
<i>Abbildung 12: männliche Harn- und Geschlechtsorgane nach Entfernen des Fettes.....</i>	38
<i>Abbildung 13: weibliche Harn- und Geschlechtsorgane</i>	39
<i>Abbildung 14: Leber und Magen.....</i>	40
<i>Abbildung 15: Harnblase und Gebärmutterkörper in vitro</i>	41
<i>Abbildung 16: Harnblase und Fruchtanlagen in vitro.....</i>	41
<i>Abbildung 17: Harnblase mäßig gefüllt.....</i>	42
<i>Abbildung 18: Harnblase stark gefüllt.....</i>	43
<i>Abbildung 19: Niere, sagittale Schnittebene</i>	44
<i>Abbildung 20: Niere, transversale Schnittebene</i>	45
<i>Abbildung 21: Fettgewebe.....</i>	46
<i>Abbildung 22: Darmschlingen längs.....</i>	47
<i>Abbildung 23: Darmschlingen quer</i>	48
<i>Abbildung 24: Rektum, Harnblase</i>	49
<i>Abbildung 25: Milz, Magen und Fettgewebe</i>	50
<i>Abbildung 26: Milz und Magen.....</i>	51
<i>Abbildung 27: Leber und Lebervene längs</i>	52
<i>Abbildung 28: Leber und Gallenblase</i>	53
<i>Abbildung 29: Niere und Hoden</i>	54
<i>Abbildung 30: Harnblase und Gebärmutterkörper.....</i>	55
<i>Abbildung 31: Echinops telfairi mit Schaum vor dem Maul.....</i>	57
<i>Abbildung 32: Trächtigkeiten Gruppe 1.....</i>	58
<i>Abbildung 33: Trächtigkeiten Gruppe 2.....</i>	59
<i>Abbildung 34: Trächtigkeiten Gruppe 3.....</i>	59

<i>Abbildung 35: Darstellung Fruchtkammern mit quer aufliegendem Schallkopf</i>	60
<i>Abbildung 36: Darstellung Fruchtkammer nach Drehen des Schallkopfes um 90°</i>	61
<i>Abbildung 37: Fruchtkammern eines Muttertieres 21 Tage p. c.</i>	65
<i>Abbildung 38: Fruchtkammern zweier Muttertiere 28. Tage p. c.</i>	66
<i>Abbildung 39: Fruchtkammern zweier Muttertiere 35 Tage p. c.</i>	67
<i>Abbildung 40: Fruchtkammern zweier Muttertiere 42 Tage p. c.</i>	68
<i>Abbildung 41: Fruchtkammern zweier Muttertiere 49 Tage p. c.</i>	69
<i>Abbildung 42: Fruchtkammern zweier Muttertiere 56 Tage p. c.</i>	70
<i>Abbildung 43: Wurfgeschwister</i>	74
<i>Abbildung 44: Videobild unentdeckte Trächtigkeit 21. Tag p. c.</i>	76
<i>Abbildung 45: Videobild unentdeckte Trächtigkeit 28. Tag p. c.</i>	76

12 Danksagung

Frau Professor Cordula Poulsen Nautrup für die Idee zu dieser Doktorarbeit und die Möglichkeit, selbständig und mit neuestem technischen Equipment zu arbeiten. Für die freundschaftliche Atmosphäre während der vergangenen Jahre.

Herrn Professor Heinz Künzle für die Bereitstellung der Tiere und die freundliche Unterstützung während der Untersuchungen sowie bei den Vor- und Nachbereitungen.

Herrn Doktor Sven Reese für die geduldige Beantwortung von Fragen und die Hilfe beim Fotografieren der Situspräparate.

Annette, Nicola und Nina für die Einführung in die Geheimnisse des Ultraschalls, die mentale Unterstützung und die Freundschaft, die daraus entstanden ist.

Jeannette für die Assistenz während der Untersuchungen.

Tante Anne und Onkel Rainer für ihre Hilfe während der letzten Jahre.

Olaf.