

**Tierärztliche Hochschule Hannover**

**Medical Training und klinische Diagnostik bei Großen Ameisenbären  
(*Myrmecophaga tridactyla*, Linné, 1758) im Zoo Dortmund**

INAUGURAL-DISSERTATION  
Zur Erlangung des Grades einer Doktorin der Veterinärmedizin  
- Doctor medicinae veterinariae -  
(Dr. med. vet.)

vorgelegt von  
**Marzena Aneta Nowak**  
Ruda Slaska

Hannover 2015

- Wissenschaftliche Betreuung:
1. Univ.-Prof. Dr. med. vet. H. Hackbarth,  
Institut für Tierschutz und Verhalten  
(Heim-, Labortiere und Pferde), Stiftung  
Tierärztliche Hochschule Hannover
  2. apl. Prof. Dr. rer. nat. G. Hilken,  
Zentrales Tierlaboratorium,  
Universitätsklinikum Duisburg-Essen

1. Gutachter: Prof. Dr. med. vet. H. Hackbarth
2. Gutachter: Prof. Dr. rer. nat. E. Zimmermann

Tag der mündlichen Prüfung: 15.05.2015

Meinem Vater, Marius, Nina und Walter



# Inhaltsverzeichnis

## Abkürzungsverzeichnis

<b>1. Einleitung und Zielsetzung</b> .....	1
<b>2. Literaturübersicht</b> .....	3
2.1 Biologie des Großen Ameisenbären .....	3
2.1.1 Abstammung und Taxonomie .....	3
2.1.2 Verbreitung, Status, Habitat und Ernährung .....	6
2.1.3 Verhalten in der Wildbahn .....	8
2.1.4 Allgemeine Morphologie und Anatomie der Großen Ameisenbären .....	9
2.2 Große Ameisenbären im Zoo .....	11
2.2.1 Geschichte der Haltung in Europa .....	11
2.2.2 Artenschutz in Zoologischen Gärten.....	14
2.2.3 Haltungsansprüche, Unterbringung und Pflege .....	15
2.2.4 Fortpflanzung und Zucht.....	17
2.2.5 Fütterung im Zoo und artspezifische Besonderheiten.....	20
2.2.6 Umgang mit Großen Ameisenbären und Arbeitssicherheit im Zoo .....	22
2.2.7 Krankheiten bei Ameisenbären ( <i>Vermilinqa</i> ) .....	24
2.2.7.1 Infektionen und Infestationen .....	24
2.2.7.2 Nicht infektiöse Erkrankungen .....	27
<b>3. Materialien und Methoden</b> .....	30
3.1 Probandenkollektiv .....	30
3.2 Stallungen und Anlagen .....	31
3.3 Versuche zur Futterumstellung im Zoo Dortmund .....	33
3.4 Grundsätze des Medical Training mit Großen Ameisenbären .....	37
3.5 Propädeutischer Untersuchungsgang und Handling .....	38
3.6 Injektionstechniken .....	40

3.7 Gewichtskontrollen .....	41
3.8 Blutabnahme .....	42
3.9 Urinabnahme .....	45
3.10 Kotbeurteilung .....	46
3.11 Ultrasonographische Diagnostik .....	48
3.12 Laboruntersuchungen .....	49
3.12.1 Blutuntersuchungen .....	49
3.12.2 Kot- und Hautuntersuchungen .....	50
3.13 Euthanasie und anatomisch-pathologische Untersuchungen .....	51
<b>4. Ergebnisse</b> .....	<b>53</b>
4.1 Klinische Untersuchungen .....	53
4.1.1 Körpertemperatur.....	53
4.1.2 Atemfrequenz .....	56
4.1.3 Herzfrequenz .....	57
4.2 Laboruntersuchungen .....	59
4.2.1 Blutuntersuchungen.....	59
4.2.2 Harnuntersuchungen .....	61
4.2.3 Parasitologische Untersuchungen und Behandlungen .....	62
4.2.4 Mikrobiologische Kotuntersuchungen .....	63
4.3 Kotbeschaffenheit und Gewichtsentwicklung im Zusammenhang mit der Futterumstellung .....	66
4.4 Ultrasonographische Diagnostik .....	83
4.5 Anatomisch-pathologische Untersuchungen .....	86
4.5.1 Pathologische Befunde der Großen Ameisenbärin „Mira“ .....	86
4.5.2 Pathologische Befunde der Großen Ameisenbärin „Nina“ .....	87
4.5.3 Venöse Zugänge für die Blutabnahme bei Großen Ameisenbären .....	89

<b>5. Diskussion</b> .....	90
5.1 Physiologische Parameter .....	92
5.1.1 Körpertemperatur .....	92
5.1.2 Atemfrequenz .....	94
5.1.3 Herzfrequenz .....	95
5.2 Laboruntersuchungen.....	95
5.2.1 Methoden der Blutabnahme .....	95
5.2.2 Analyse der ausgewählten Blutbefunde.....	97
5.2.3 Harnuntersuchungen .....	107
5.2.4 Parasitologische Untersuchungen und Fälle von Infektionen .....	108
5.2.5 Mikrobiologische Kotuntersuchungen und Fälle bakterieller Infektionen .....	109
5.3 Kotbeschaffenheit und Gewichtsentwicklung im Zusammenhang mit der Futterumstellung und dem Gesundheitszustand von Großen Ameisenbären .....	111
5.4 Ultrasonographische Diagnostik.....	117
5.5 Anatomisch-pathologische Untersuchungen .....	118
<b>6. Zusammenfassung</b> .....	121
<b>7. Summary</b> .....	124
<b>8. Literaturverzeichnis</b> .....	127
<b>9. Anhang</b> .....	145
Ad 3.3 Versuche zur Futterumstellung im Zoo Dortmund.....	145
Ad 4.1 Klinische Untersuchungen.....	146
Ad 4.2 Laboruntersuchungen .....	150
Ad 4.3 Kotbeschaffenheit und Gewichtsentwicklung im Zusammenhang mit der Futterumstellung.....	166
<b>10. Danksagung</b> .....	177

## Abkürzungsverzeichnis

0,1:	Weibchen
1,0:	Männchen
IBAMA :	Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (Brasilianisches Institut für Umwelt und natürliche erneuerbare Ressourcen)
ISIS:	International Species Information System
IUCN:	International Union for Conservation of Nature
C:	<i>Campylobacter jejuni</i> -Infektion
CBD:	Convention on Biological Diversity (Übereinkommen über die biologische Vielfalt, Rio de Janeiro 1992)
DE:	Die verdauliche Energie (digestible energie) ist derjenige Anteil der Bruttoenergie eines Futtermittels, der nicht mit dem Kot ausgeschieden wird (KAMPHUES et al. 2009)
DKM:	Dilatative Kardiomyopathie
DM:	Dortmunder Mischung. Bezeichnung für ein Futtermittel, das im „Zoo Dortmund“ entwickelt wurde
EAZA :	Europäischer Zoo- und Aquarienverein
EDTA:	Antikoagulant (Ethyldiamintetraacetat)
EEP:	European Endangered Species Programm (Europäisches Erhaltungszuchtprogramm)
G:	Giardien-Infektion
KGW:	Körpergewicht
<i>M</i> :	Mittelwert
n:	Anzahl (Proben, Messungen)
S:	Salmonella-Infektion
SD:	Standardabweichung

Σ: Summe

WFGS: Waltham<sup>®</sup> Faecal Grading System

ZIMS: Zoological Information Management System



„Wissenschaft erfordert Neugier und Leidenschaft.

Die wahre Freude ist die Arbeit selbst.“

Ada Yonath (israelische Chemikerin und Molekularbiologin)

## 1. Einleitung und Zielsetzung

Die vorliegende Arbeit befasst sich mit dem Thema: Medical Training und klinische Diagnostik bei Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund. In diesem Zoo werden Große Ameisenbären seit 1975 gehalten und seit 1976 erfolgreich nachgezüchtet (BARTMANN 1983).

Im Rahmen dieser Studien sollten mehrere diagnostische Parameter untersucht werden, die Auskunft über die Organengesundheit Großer Ameisenbären geben. Da die Ameisenbären Tierpflegern und Tierärzten gegenüber gefährlich werden können, wurden die Methoden des Medical Trainings eingesetzt. So konnten unter Zoobedingungen die diagnostischen Methoden möglichst schonend, stressarm und narkosefrei bei Großen Ameisenbären etabliert werden. Dazu zählen zum Beispiel Gewichtskontrolle, Blutabnahme, Uringewinnung und Sonographie ohne Narkose. Ferner sollten die wichtigsten diagnostischen Methoden an nicht-narkotisierten Tieren angewendet und Befunde erhoben werden. Hierzu zählten:

- 1) Die Anamnese zur Erhebung der Krankengeschichte (Tierpfleger)
- 2) Die körperliche Untersuchung des Patienten unter Einsatz einfacher Hilfsmittel, vor allem durch:
  - Inspektion
  - Palpation
  - Auskultation
  - Labordiagnostik als Untersuchung von Blut, Urin etc.
  - Sonografie als bildgebendes Verfahren
- 3) Anatomisch-pathologische Untersuchung

Im zweiten Teil dieser Arbeit sollte der Problematik der Fütterung der Großen Ameisenbären in Menschenobhut nachgegangen werden. In amerikanischen Literaturquellen wurde über erhebliche Auswirkungen der Fütterung auf den Gesundheitszustand von Großen Ameisenbären in Zoos berichtet. AGUILAR et al. (2002) und WILSON et al. (2003) berichten über schwere Herzprobleme bei Ameisenbären, die auf die Futterzusammensetzung zurückzuführen sein sollten. Die Symptome der betreffenden *Myrmecophaga tridactyla* ähnelten den Krankheitsgeschehen bei Hauskatzen und Hunden mit Taurinmangel. Aufgrund dieser Erkenntnisse wurde bei den Dortmunder Tieren bei den Blutproben, zusätzlich zu anderen Werten, auch die Taurinkonzentration im Blutplasma bestimmt.

Laut MORFORD und MEYERS (2003) zeigten ca. 18% der untersuchten Großen Ameisenbären aus 19 europäischen und US-amerikanischen Zoos Symptome einer Vitamin K-Hypovitaminose. Diese Problematik wurde in dieser Arbeit durch die Bestimmung des Gehalts der Gerinnungsfaktoren im Blut der trainierten Dortmunder Tiere untersucht.

Auf der Suche nach einem geeigneten Futter für Große Ameisenbären wurden drei Futtersorten verglichen: Die sogenannte Dortmunder Mischung und die beiden kommerziell hergestellten Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup> (Firma Mazuri Zoo Foods, England) und Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet (5MK8, Firma Mazuri, USA). Hierbei interessierte besonders der Einfluss auf die Gewichtsentwicklung, die Kotkonsistenz und auf den Gesundheitszustand der untersuchten Tiere.

Abschließend wurden bei zwei euthanasierten Tieren die anatomisch-pathologischen Befunde unter besonderer Berücksichtigung des Verlaufs der Blutgefäße an den Gliedmaßen dargestellt.

## 2. Literaturübersicht

### 2.1 Biologie des Großen Ameisenbären

#### 2.1.1 Abstammung und Taxonomie

Der Große Ameisenbär ist ein Vertreter der Nebengelenktiere (*Xenarthra*), deren Phylogenie bis heute Gegenstand der Diskussion ist. Zu den *Xenarthra*, ehemals Zahnarme oder *Edentata* gehören die Gürteltiere (*Dasypodidae*), die Faultiere (*Folivora*) und die Ameisenbären (*Vermilingua*). Faultiere und Ameisenbären bilden das Monophylum Pilosa. Ausgestorben sind die *Glyptodontidae*, *Mylodontidae*, *Megalonychidae* und *Megatheriidae* (GARDNER 2007).

Die *Xenarthra* sind durch folgende Apomorphien (evolutive Neuheiten) charakterisiert (ENGELMANN 1985, STARCK 1995):

- Das Gebiss fehlt oder ist stark vereinfacht (keine Incisiven)
- Die Lenden- und Brustwirbel verfügen über zusätzliche Gelenke
- Die Scapula zeigt eine sekundäre Spina
- Neun funktionelle „Halswirbel“ (inkl. zwei Brustwirbel), die keine Rippen tragen, erhöhen die Beweglichkeit des Halses
- Das Becken ist mit dem Kreuzbein als „Synsacrum“ massiv verschmolzen

Die *Xenarthra* sind eine stammesgeschichtlich sehr alte Gruppe der Eutheria, die bereits vor dem Paleozän eigenständig war und sich unmittelbar nach der Dichotomie in Marsupialia und Eutheria von kretazischen Protoinsektivoren abgespalten haben dürfte. STARCK (1978) vertrat noch die Meinung, dass die Gruppe ausschließlich neuweltlich verbreitet war und ursprünglich aus Südamerika stammt. STORCH (1981) und STORCH und SCHAARSCHMIDT (1988) berichten jedoch über den sensationellen Fund des Ameisenfressers, *Eurotamandua joresi*, aus der Grube Messel (bei Darmstadt). Die Ablagerungen stammen aus dem Eozän. *Eurotamandua* sp. steht dem *Tamandua* sehr nahe und weist alle Schlüsselmerkmale auf (Schädel, Ohrregion, Wirbelsäule, Handskelett), die eine sehr enge Verwandtschaft zu den südamerikanischen *Myrmecophagidae* belegt. *Eurotamandua joresi* wäre somit der erste Nachweis eines Xenarthren in Europa (STARCK 1995).

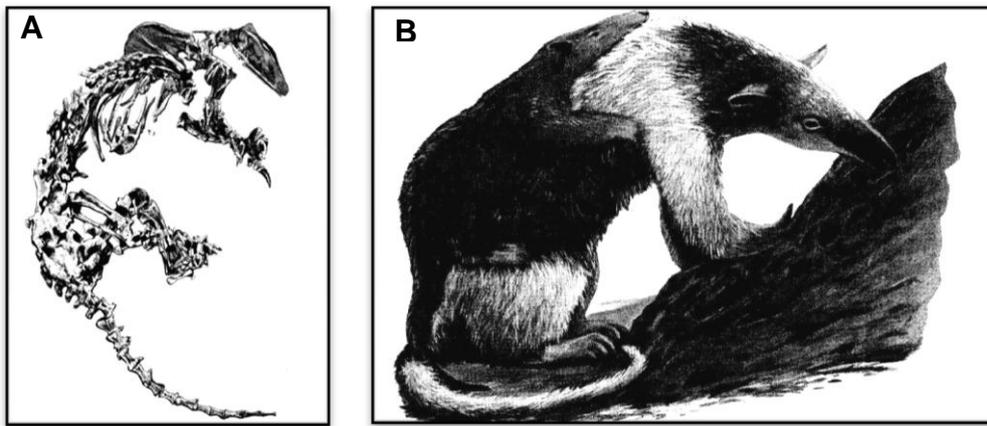


Abb. 1: *Eurotamandua* aus der Grube Messel in Deutschland. – A: Skelett. B: Rekonstruktion nach Long (SAVAGE u. LONG 1986).

STORCH und SCHAARSCHMIDT (1988) nehmen an, dass sich die Ameisenbären (*Vermilingua*) vor dem Eindringen des Atlantiks in den zerfallenden Südkontinent Gondwana entwickelt und von hier aus sowohl Südamerika als auch Westafrika erreicht haben. Die Ausbreitung von Westafrika nach Westeuropa wäre somit auf dem Landweg möglich gewesen.

Die phylogenetische Analyse des Genoms (Nuklearexon 28 des Von-Willebrand Faktors und die mitochondriale 12 S- und 16 S-rRNA) legt die Vermutung nahe, dass die vermeintlichen Ähnlichkeiten zwischen den neuweltlichen *Xenarthra* und dem *Eurotamandua* sp. ein Ergebnis konvergenter Entwicklung ist (DELSUC et al. 2001). Weitere Untersuchungen sind nötig, um hier Klärung herbeizuführen.

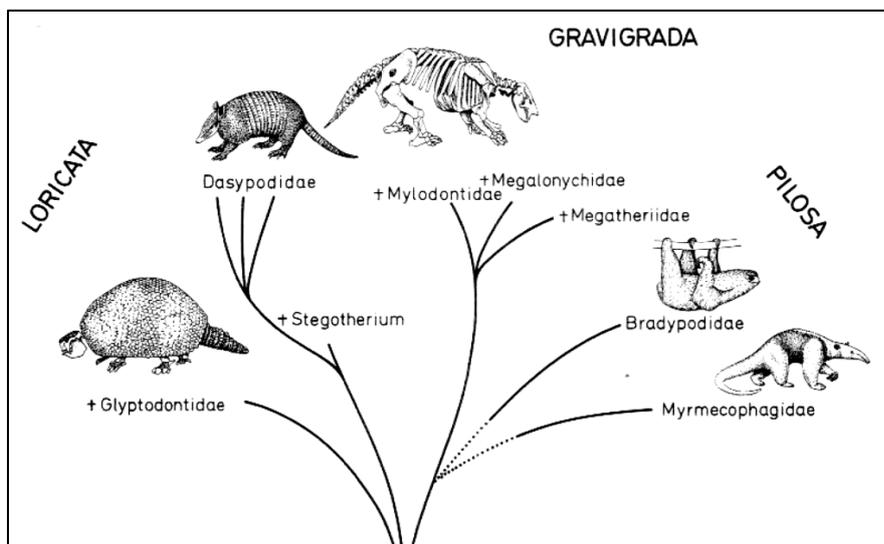


Abb. 2: System und stammgeschichtliche Beziehungen der Xenarthra (nach STARCK 1978).

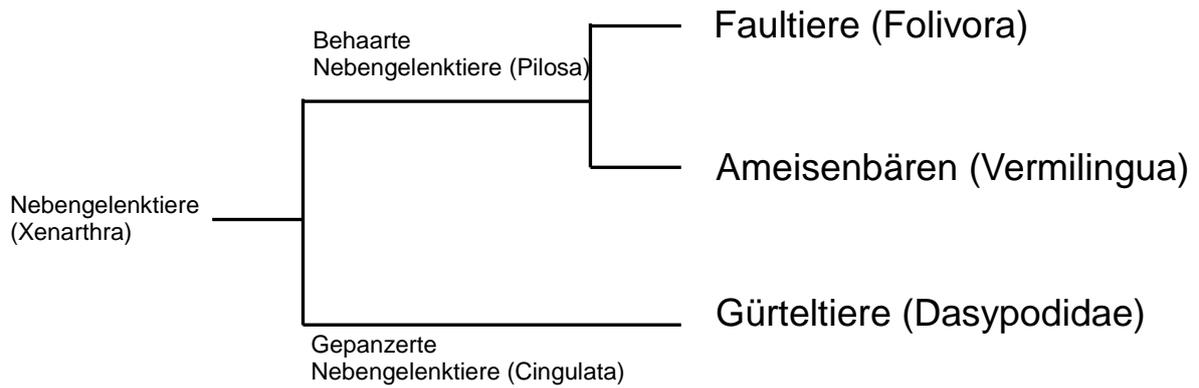


Abb. 3: Kladogramm der heute lebenden Nebengelenktiere (verändert nach GARDNER 2007)

### Taxonomie der Xenarthra (Ordnung: Pilosa) nach GARDNER (2007)

Überordnung: Nebengelenktiere (Xenarthra)

Ordnung: Behaarte Nebengelenktiere (Pilosa)

Unterordnung: Ameisenbären / Wurmzüngler (Vermilingua)

Familie: Ameisenbären (Myrmecophagidae)

Spezies: Großer Ameisenbär (*Myrmecophaga tridactyla*)

Spezies: Tamandua (*Tamandua tetradactyla*, *Tamandua mexicana*)

Familie: Zwergameisenbären (Cyclopedidae)

Spezies: Zwergameisenbär (*Cyclopes didactylus*)

Unterordnung: Faultiere (Folivora)

Familie: Dreifinger-Faultiere (Bradypodidae)

Spezies: Dreifingerfaultier (*Bradypus tridactylus*)

Spezies: Braunkehl-Dreifingerfaultier (*Bradypus variegatus*)

Spezies: Kragenfaultier (*Bradypus torquatus*)

Spezies: Zwergfaultier (*Bradypus pygmaeus*)

Familie: Zweifinger-Faultiere (Megalonychidae)

Spezies: Zweifingerfaultier (*Choloepus didactylus*)

Spezies: Hoffmann Zweifingerfaultier (*Choloepus hoffmanni*)

## Großgruppensystematik

Die Nebengelenktiere werden heute aufgrund molekularbiologischer Untersuchungen neben den *Afrotheria*, den *Euarchontoglires* und den *Laurasiatheria* als eines der vier großen Taxa innerhalb der Höheren Säugetiere (*Eutheria*) angesehen (MURPHY et al. 2001).

Aufgrund morphologischer Merkmale wurden die Xenarthra ursprünglich als Schwestergruppe der Schuppentiere (*Pholidota*) geführt, mit denen sie u. a. die Reduktion des Gebisses und die verfestigte Beckenregion teilen. Diese Gruppierung wurde lange als *Edentata* bezeichnet und gilt heute als polyphyletisch.

Aktuell gibt es drei konkurrierende Verwandtschaftshypothesen (MURPHY et al. 2001)

- Nach jüngeren molekularbiologischen Untersuchungen sollen die Xenarthra die Schwestergruppe der *Afrotheria* sein, mit denen sie das Monophylum der *Atlantogenata* bilden.
- Sie sind die Schwestergruppe der *Epitheria* (*Boreoeutheria* + *Afrotheria*), oder
- bilden zusammen mit den *Boreoeutheria* die Schwestergruppe der *Afrotheria*.

### 2.1.2 Verbreitung, Status, Habitat und Ernährung

*Myrmecophaga tridactyla* wird auf der Roten Liste der gefährdeten Arten der IUCN aktuell als „vulnerable“ (bedroht) eingestuft (IUCN 2013). Der Erhalt der Art wird seit 1985 durch ein EEP und seit 1988 darüber hinaus durch ein Internationales Zuchtbuch gewährleistet, die beide vom Zoo Dortmund initiiert wurden und bis heute von dort koordiniert werden (SCHAPPERT, persönliche Mitteilung).

Vertreter der Nebengelenktiere sind rezent nur noch in der Neuen Welt verbreitet. Große Ameisenbären bewohnen verschiedene Lebensräume in Süd- und Mittelamerika. Die Tiere durchstreifen die Graslandschaften, Sümpfe und Wälder der Neotropis von Belize bis hinunter in den Norden Argentiniens. Sie sind sogenannte Habitatsopportunisten, da sie sehr viele verschiedene Habitate besiedeln können (z.B. Akazienplantagen). Nach Westen wird ihre Verbreitung durch die Anden begrenzt (WETZEL 1982, 1985).

Die Art zeigt extrem heterogene Populationsgrößen. Sie ist in Uruguay und Teilen Nord-Argentiniens mittlerweile ausgestorben (FALLABRINO u. CASTINERIA 2006; DI BLANCO et al. 2008, zitiert nach MÖCKLINGHOFF 2009) und zeigt deutliche Populationsrückgänge im Cerrado in Brasilien (MIRANDA et al. 2004). Im Gegensatz dazu kommt es derzeit im Bundesstaat Roraima im Norden Brasiliens zu auffällig

hohen Populationsdichten in Akazienplantagen (KREUTZ et al. 2012). Die Gründe für diese unterschiedlichen Entwicklungen sind bis heute unklar. Es ist nicht genau bekannt, welche Habitatfaktoren die Populationsdichte der Art regulieren und welche anthropogenen Veränderungen ihrer Umwelt die Population beeinflussen (MÖCKLINGHOFF 2009).

Große Ameisenbären sind in der Natur sowohl nacht- als auch tagaktiv. Im Zoo sind die Tiere überwiegend tagaktiv. Ihr Lebensraum sind lichte Wälder und Buschsavannen oder Waldränder und Grassavannen. Große Ameisenbären können zwar aktiv klettern (eigene Beobachtungen im Zoo Dortmund) sind aber primär als reine Bodenbewohner anzusehen. Die Tiere können sehr gut laufen und schwimmen. Ihr Gehör- und Geruchsinn (*Bulbus olfactorius*) ist hoch entwickelt (MOELLER 1968). *Myrmecophaga tridactyla* ist nicht ortstreu. Vielmehr vagabundieren die Tiere mehr oder weniger ziellos durch das Gelände. MONTGOMERY (1985) berichtet, dass wilde Große Ameisenbären Streifgebiete von 2500 ha haben und auf ihrer Futtersuche täglich ca. 11 km zurücklegen. Die Tiere ruhen in flachen Mulden unter Bäumen oder Sträuchern. Dabei bedecken sie den Körper mit dem langhaarigen Schwanz. Der Fluchtastand von Ameisenbären ist gering, weil sich natürliche Feinde wie Jaguar oder Puma nur selten an die Tiere heran wagen (PUSCHMANN et al. 2009). Große Ameisenbären finden ihre bevorzugte Beute mit Hilfe ihres gut ausgebildeten Geruchsinns. Die steinharten Bauten von Bodentermiten oder Erdameisen werden von den Tieren mit den Krallen aufgebrochen. Starke Beschädigungen von Nestern kommen dabei relativ selten vor (MONTGOMERY u. LUBIN 1977). Der Tagesbedarf ausgewachsener Tiere liegt bei bis zu 35.000 Ameisen und Termiten oder ihrer Entwicklungsstadien (MOELLER 1988). Die Nahrung wird mit der langen, speichelfeuchten Zunge aktiv in die Mundhöhle befördert. Ameisenbären verfügen über sehr große Speicheldrüsen; die Zungenmuskulatur setzt am Brustbein an (MEYER et al. 1993). Die Zunge wird an speziellen Hornpapillen im Maul abgestreift und die Nahrung unzerkaut geschluckt. Weiter wird das Futter im Drüsenteil des Magens vorverdaut und anschließend im muskulären Teil zerrieben. Zusätzlich fressen die Tiere Würmer, Insektenlarven und Beeren (PUSCHMANN et al. 2009). Vereinzelt wurde die Aufnahme von Bienen beobachtet (KRIEG 1944). MÖCKLINGHOFF (2008) dokumentiert die Aufnahme von kleinen Reptilieneiern.

MOELLER (1988) berichtet, dass der Große Ameisenbär bei der Futteraufnahme, einen großen Anteil an Erde, Sand, winzigen Ästchen und kleinen Steinen aufnimmt. Es wurde auch in Zoos beobachtet, dass durch Zugabe von sandiger Erde ins Futter (bis zu 25% der Futtermenge) das Problem des dünnen Kotes beseitigt werden kann und so eine gesunde Verdauung gefördert wird (MOELLER 1988).

MONTGOMERY (1985) und andere Autoren (MONTGOMERY u. LUBIN 1977, SHAW et al. 1985) weisen nach, dass die Hauptnahrungsquelle der Großen Ameisenbären Ameisen sind. Termiten dienen nur als „Beilage“ oder werden

saisonbedingt ausnahmsweise häufiger aufgenommen. Diese Annahme wird aber durch andere Autoren nicht bestätigt. Das Verhältnis von aufgenommenen Ameisen zu aufgenommenen Termiten scheint vielmehr zu variieren. Auch die Wehrhaftigkeit der Soldatenkaste wird als Ursache diskutiert (LUBIN u. MONTGOMERY 1981; REDFORD 1985). Die unterschiedlichen Anteile an Ameisen und Termiten an der Nahrung des Großen Ameisenbären basieren vermutlich auf einer jahreszeitlich bedingten unterschiedlichen Verfügbarkeit der Beutetiere (RODRIGUES et al. 2008). Es gibt offensichtlich individuelle Unterschiede, aber auch das Habitat spielt eine Rolle (RODRIGUES et al. 2008).

### **2.1.3 Verhalten in der Wildbahn**

Große Ameisenbären leben in freier Wildbahn außerhalb der Brunst und abgesehen von Mutter-Kind Paaren als Einzelgänger. In vielen Studien konnte ein gewisses Maß an Überlappung der Streifgebiete verschiedener Großer Ameisenbären beobachtet werden (SHAW et al. 1987; MONTGOMERY 1985). Die Tiere tolerieren sich also bis zu einem gewissen Maß. Es gibt jedoch auch Berichte von Kämpfen zwischen großen Ameisenbären im Freiland (SHAW 1985; ROCHA u. MOURÃO 2006).

Eine „Umarmung“ durch den Großen Ameisenbären kann tödlich enden. Hunde und auch der Mensch können sich allein nicht aus einer solchen Umklammerung lösen. In Drohstellung hebt der Große Ameisenbär seine Grabklauen, die starken Arme schlagen dann mit großer Gewalt zu. Der „Yurumi“, „Kleimund“, wie der Große Ameisenbär in der Guarani-Sprache heißt, ist von Natur aus friedlich und greift von sich aus nie an (MOELLER 1968). Die jungen Ameisenbären kommunizieren durch ein kurzes, helles Trillern. Laut MÖCKLINGHOFF (2009) werden Große Ameisenbären sehr häufig beim Besuch von Wasserquellen beobachtet. In Seen und Bächen nahe von Plantagen (Pantanal in Brasilien) trinken und baden sie ausgiebig. An heißen Tagen werden die Tiere manchmal in seichten Gewässern liegend beobachtet, wo sie sogar für einige Minuten schlafen können. Wasserquellen scheinen eine wichtige Rolle bei der Fellpflege, der Aufrechterhaltung des Wasserhaushalts und der Thermoregulation zu spielen (MÖCKLINGHOFF 2009). Mit einer Körpertemperatur von 32°C bis 34°C handelt es sich um Säugetiere mit einer unvollkommenen Temperaturregulation (MOELLER 1988). Laut MÖCKLINGHOFF (2009) können sich die Tiere nur begrenzt an Temperaturschwankungen in ihrer Umwelt anpassen. Ihr dichtes, langes Fell ist eine effektive Wärme- und Kälteisolierung. Als zusätzlichen Schutz bedeckt sich das Tier beim Schlafen mit dem buschigen Schwanz. Die Autorin summiert in ihren Studien in Brasilien die grundlegenden Habitatansprüche eines Großen Ameisenbären folgendermaßen: Wasser, ausreichend Nahrung (Ameisen und Termiten) und Schatten (MÖCKLINGHOFF 2009).

Aufgrund der kalorienarmen Ernährung haben Große Ameisenbären eine sehr niedrige basale Metabolismusrate im Vergleich zu Säugern mit vergleichbarer Körpermasse (70%) (MCNAB 1984, 2000; STAHL 2008).

#### 2.1.4 Allgemeine Morphologie und Anatomie der Großen Ameisenbären

Der Große Ameisenbär (*Myrmecophaga tridactyla*) hat etwa die Größe eines Schäferhundes. Die Kopfrumpflänge (von der Nasenspitze bis zur Schwanzwurzel) beträgt ca. 100-130 cm, die Schwanzlänge ca. 65 bis 90 cm. Das Gewicht reicht in der freien Natur von 30 bis 35 kg. Laut MOELLER sind Männchen etwas größer als Weibchen (MOELLER 1968). POGLAYEN-NEUWALL (1990) erwähnt beträchtliche Größenunterschiede bei adulten Tieren von bis zu 30%. Die Gewichte von adulten Ameisenbären in Menschenobhut liegen bei 45 kg bis 63 kg (Weibchen), bzw. bei 42 kg bis 56 kg (Männchen) (KORNILJEWA u. ROSHDESTWENSKAJA 1975; SMIELOWSKI et al. 1981; POGLAYEN-NEUWALL 1990; STAHL et al. 2008).

Der Kopf des Großen Ameisenbären ist sehr lang und röhrenförmig; Ohrmuscheln, Augen und Mundspalt sind klein. Die Zunge des Großen Ameisenbären ist bis zu 60 cm lang. Die Zahnformel lautet  $I0/0 C0/0 P0/0 M0/0=0$  und die Chromosomenzahl beträgt  $2n=60$  (REDI et al. 2005). Nach MEYER et al. (1993) sind die Speicheldrüsen, insbesondere die *Glandulae submandibulares* und die *Glandulae buccales*, extrem gut ausgebildet. Die *Glandulae submandibulares* sind hufeisenförmig und reichen vom Kieferwinkel über den Nacken bis zum Brustkorb. Sie haben eine Länge von 40 cm und sind fünf bis sechs Zentimeter dick. Laut MEYER et al. (1993) bildet das Drüsengewebe eine Fläche, die von einer Schulter zur anderen reicht. Die bukkalen Speicheldrüsen liegen zwischen der *Mandibula* und dem *Musculus genioglossus* und reichen bis in den Kieferwinkel. Sie sind ca. 35 cm lang und zwischen 3 und 10 cm dick. Die *Glandulae submandibulares* haben einen seromukösen, die *Glandulae buccales* einen mukösen Charakter (MEYER et al. 1993).

Die Haut der Tiere ist auffallend dick. Sie kann an manchen Stellen, wie z.B. der lateralen Halsseite, der Arme, am Brustkorb und den Gliedmaßen über 1 cm dick werden (OSMANN et al. 2006). Große Ameisenbären haben an Rumpf und Schwanz ein dichtes, langes Fell. Die Haare an der Rückenmähne sind bis zu 24 cm, die der Schwanzfahne bis 40 cm lang (MOELLER 1968). Das Fell ist strohig, hart, auf dem Kopf sehr kurz und vom Nacken an länger. Die dunkle Farbe des Fells ist in Graslandschaften zwar relativ auffällig, bietet den Tieren im Wald jedoch eine perfekte Tarnung. Die Vorderbeine sind hell, über der Schulter liegt ein geschwungener, schwarz-weißer Streifen, der von den Brasilianern „a bandeira“ („die Flagge“) genannt wird, was dem Tier den portugiesischen Namen Tamanduá bandeira einbrachte (Flaggen-Ameisenbär) (MOELLER 1968). Nach KRUMBIEGEL (1966) dient die „Flagge“ vor allem der Tarnung der Jungtiere, die bis zu neun

Monate nach der Geburt auf dem Rücken der Mutter getragen werden. Die Zeichnungen der beiden Tiere gehen perfekt ineinander über. Die Konturen verschmelzen und das Jungtier wird für Prädatoren quasi unsichtbar. Dieses Phänomen wird als Kryptopädie bezeichnet (KRUMBIEGEL 1966). Die Tiere zeigen hinsichtlich der Zeichnung keinen Sexualdimorphismus. Weibchen und Männchen haben zwei brustständige Zitzen, die bei Männchen klein und bei Weibchen, vor allem kurz vor der Geburt, gut entwickelt sind (eigene Beobachtungen Zoo Dortmund).

Der Rumpf des Großen Ameisenbären ist schlank und kräftig. Die Xenarthra charakterisiert die Besonderheiten im Bau der Wirbelsäule und des Beckens. Die Wirbelsäule wird durch zusätzliche Gelenke an den letzten Brust- und Lendenwirbeln stabilisiert (PUSCHMANN et al. 2009). Das Becken ist mit dem Kreuzbein und mit den vorderen Schwanzwirbeln massiv verschmolzen und zu einem Synsacrum umgebildet. Das Synsacrum und die zusätzlichen Wirbelgelenke geben besonders dem Lendenabschnitt eine erhöhte Festigkeit. Die durch die Nebengelenke verfestigte Wirbelsäule ist den Gürteltieren beim Graben nach Beutetieren von großem Nutzen. Im Gegensatz dazu lassen Große Ameisenbären in ihrer Bewegungsweise keine Beziehung zu den vorhandenen Nebengelenken erkennen (MOELLER 1988).

Die Vordergliedmaßen des Tieres sind kräftiger gebaut als die Hintergliedmaßen. Die Schulter- und Oberarmmuskulatur ist dabei sehr ausgeprägt (OSMANN, persönliche Mitteilung). Der erste Finger an den vorderen Gliedmaßen ist sehr klein und hoch angesetzt. Die zweiten und dritten Finger sind sehr kräftig, langkrallig und durch eine tiefe Furche getrennt. Die dritte Krallen ist stark entwickelt und ca. 10 cm lang. Der vierte Finger ist klein, am Grunde mit großer, kissenartig verhornter Schwiele, die von einer ähnlichen, kleineren Schwiele an der Handwurzel durch eine weiche Haut getrennt ist. Der Fuß ist fünfzehig, wobei die erste Zehe höher ansetzt. Die zweite, dritte und vierte Zehe sind gleich lang, die fünfte Zehe ist ein wenig kürzer. Die Hand wird mit eingeschlagenen Krallen auf der Außenkante des letzten Fingergliedes aufgesetzt. Der Fuß tritt mit halber Sohle auf (MOELLER 1988). Das zentrale Nervensystem der Ameisenbären ist mit seinen wenig gefurchten Vorderhirnhälften, seinen großen Riechlappen und dem ausgeprägten Riechhirn sehr einfach gebaut. Der Geruchssinn und das Gehör sind am stärksten ausgebildet, das Sehvermögen ist dagegen von untergeordneter Bedeutung (MOELLER 1988).

Das Herz des Großen Ameisenbären besitzt eine stumpfkegelige Form (OSMANN, persönliche Mitteilung). Die Herzspitze ist nach links verlagert und die kaudale Fläche der Ventrikel zeigt eine Abplattung wie bei den „höheren“ Primaten (WILKENS 1943).

Der kugelig abgerundete Magen liegt hochdorsal unmittelbar kaudal des Zwerchfells in enger Nachbarschaft zur Leber und ist mit der Milz durch ein starkes *Ligamentum*

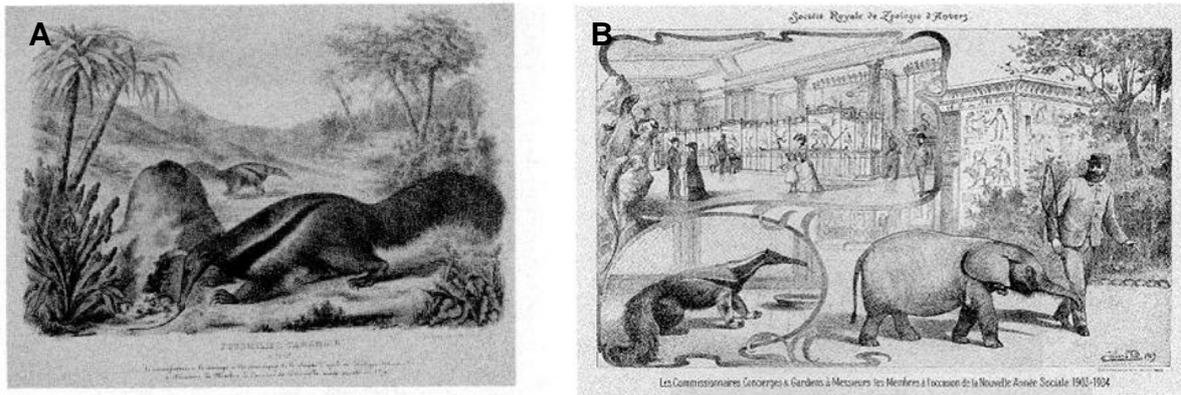
*gastrolienale* verbunden. Er besteht aus einem Drüsenteil und einem muskulären Anteil (OSMANN et al. 2001). Der ursprünglich aufgebaute Darm zeigt in Lage und anatomischem Bau deutliche Vergleichbarkeit mit dem *Intestinum* der Carnivoren. Er weist keine deutlichen Übergänge einzelner Abschnitte auf und ist mit ca. 6 m relativ kurz, wobei lediglich 0,8 m auf Colon und Rektum entfallen. Die Leber weist eine Unterteilung in zwei Stamm- und zwei Seitenlappen auf (GROTE 1943). Die Milz liegt in der linken Körperseite in unmittelbarer Nachbarschaft zum Magen und ist länglich-zungenförmig mit einer deutlichen Einziehung im Bereich des kaudalen Organabschnitts. Die Nieren eines erwachsenen Großen Ameisenbären weisen die Form länglicher Bohnen mit einer glatten Rinde auf. Sie sind ca. 7,5 bis 8,0 cm lang und weisen einen Querschnitt von 3,0 bis 4,0 cm auf. Die linke Niere kann 10 cm unterhalb der Lendenwirbelquerfortsätze gut palpirt werden. Die rechte Niere liegt wie beim Hund etwas weiter kranial als die linke (OSMANN et al. 2001).

Nach BARTMANN et al. (1991) laufen bei männlichen Individuen die Hoden keinen *Descensus testicularum* durch und behalten zeitlebens ihre ursprüngliche Lage an der dorsalen Bauchwand bei. Ihre räumliche Begrenzung erfahren die ovoiden Organe kranial durch die glatten Nieren, dorsomedial durch das Rektum sowie kaudal durch die Harnblase. Der nur wenig nach kaudovertral hervortretende, stumpfe Penis mündet unmittelbar ventral des Afters. Die schlitzförmige Präputialöffnung ist ca. 0,8 cm lang und nach ventral gerichtet. In dieser Öffnung liegt die kleine, dunkelpigmentierte *Glans penis* (BARTMANN et al. 1991). Die weiblichen Geschlechtsorgane lassen sich folgendermaßen gliedern: sehr langes *Vestibulum*, *Vagina*, *Cervix*, *Uterus simplex* und *Ovarien* (SCHAUERTE 2005).

## 2.2 Große Ameisenbären im Zoo

### 2.2.1 Geschichte der Haltung in Europa

*Myrmecophaga tridactyla* wurde aufgrund seiner auffälligen Körperform schon sehr früh in verschiedenen europäischen Tiergärten ausgestellt. Der erste in Europa in menschlicher Obhut gehaltene Große Ameisenbär, über den Berichte aus dem Jahr 1853 vorliegen, war ein Exemplar des Zoologischen Gartens in London. Das weibliche Tier konnte ca. neun Monate am Leben erhalten werden (HONIGMANN 1935). Im März 1864 brachte Carl Hagenbeck das erste lebende Exemplar nach Hamburg (MOELLER 1988). Im Zoo Antwerpen werden Großen Ameisenbären schon vermutlich seit 1873 gehalten (ROBYENS 2012).



**Abb. 4: Glückwunschkarte mit Großen Ameisenbären. - A: Zoo Antwerpen aus den Jahren 1874. B: Zoo Antwerpen aus den Jahren 1903-1904 (ROBYENS 2012)**

1891 erhielt ein privater Tiergarten in Stuttgart zwei Große Ameisenbären aus Hagenbeck's Tierpark. Von 1895 bis 1902 kamen dort acht Ameisenbären zur Welt, von denen jedoch nur einer erfolgreich aufgezogen wurde (NILLS 1907).

Im Tiergarten Schönbrunn wurden erstmals 1911 zwei Große Ameisenbären gezeigt. Es waren zwei weibliche Tiere aus Argentinien, die von einem Österreicher aus Santa Cornelia gespendet wurden. Im 1932 und 1933 konnte der Breslauer Zoo zwei Geburten vermelden. Das eine Jungtier wurde tot geboren, das andere musste mit der Flasche aufgezogen werden und überlebte (HONIGMANN 1935). Bis in die 80er Jahren waren Züchterfolge selten; so waren es zu dieser Zeit weltweit jährlich maximal drei Zoos in denen sich die Großen Ameisenbären fortpflanzten (BARTMANN 1983). Die künstliche Aufzucht gelang in den US-Zoos Toledo (HARDIN 1976) und Denver (BICKER et al. 1976) und von einem natürlich aufgezogenen Großen Ameisenbären wurde davor aus dem Zoo Leningrad berichtet (KORNIJEWA et al. 1975).

Im Dortmunder Zoo werden Große Ameisenbären seit 1975 gehalten und seit 1976 erfolgreich gezüchtet. Bis zum Jahr 2014 wurden in Dortmund 63 Große Ameisenbären aufgezogen. Nachzuchttiere aus Dortmund pflanzen sich heute weltweit fort.

Im Zoo von Kopenhagen kam es im Jahr 1987 zum ersten Mal in Menschenobhut zur Zwillingsgeburten. Die beiden Jungtiere überlebten jedoch nicht (PUSCHMANN 2004).

Im Gegensatz hierzu können die Zwillingsgeburten im Tiergarten Schönbrunn/Wien am 24.02.2000 und im Regent's Park/London am 26.08.2000 aufgeführt werden, welche erfolgreich aufgezogen werden konnten (SCHRATTER 2001).

Nach über hundertjähriger Erfahrung ist die Pflege dieser Tierart in Menschenobhut heute als relativ unproblematisch zu bezeichnen. Trotzdem ist der Große Ameisenbär international in Zoobeständen immer noch eine Rarität. Ende 1998 gab

es weltweit lediglich 150 in Zoos gehaltene Exemplare (SCHAPPERT 1998). Die Fortpflanzung und erfolgreiche Aufzucht des Großen Ameisenbären erwies sich in Tiergärten anfänglich als schwierig (BARTMANN 1983). Diverse noninvasive Untersuchungen zur Feststellung der Ursache des Ausbleibens einer Trächtigkeit beim Großen Ameisenbären an Ameisenbären im Zoo Zürich lieferten keine schlüssigen Ergebnisse (HATT et al. 1998). In Europa gab es ausschließlich im Zoo Dortmund regelmäßige Zuchterfolge (SCHRATTER 2001). BARTMANN (1983) führt die hohe Ausfallquote der Zouzuchten auf Frühgeburten, lebensschwache Neugeborene und mangelndes Brutpflegeverhalten der Muttertiere zurück, nennt aber als Risikofaktor auch die „unerwartete Geburt“, bei der von Beginn an eine störungsfreie Aufzucht nicht gewährleistet ist (BARTMANN 1983). In solchen Fällen kann es z. B. zur tödlichen Verletzung des Neugeborenen durch nicht abgetrennte Männchen kommen (OSMANN, persönliche Mitteilung).

Die Zahl der in den Zoos gehaltenen Tiere nimmt inzwischen zu. 2007 wurden weltweit 257 Individuen in den Zoos gehalten, davon 123 Männchen, 128 Weibchen und sechs Tiere unbestimmten Geschlechtes (SCHAPPERT 2007). Nach SCHAPPERT (2011) ist im Jahr 2011 die Zahl der Tiere in den Zoos weltweit auf 159 Männchen, 190 Weibchen und 9 unbestimmten Geschlechtes gestiegen. 2011 wurden in den europäischen Zoos 117 Große Ameisenbären gehalten (51 Männchen, 65 Weibchen und ein Tier unbestimmten Geschlechtes). Es wurden 27 Jungtiere geboren, von denen 17 Tiere starben. Im Jahre 2012 wurden in Europa 129 Große Ameisenbären gehalten (56 Männchen, 71 Weibchen und zwei Tiere unbestimmten Geschlechtes). Es wurden 22 Jungtiere geboren, von denen 12 Tiere starben (SCHAPPERT 2011, 2012).

Die abgebildete Alterspyramide (Abb. 5) stellt die Altersstruktur von in verschiedenen europäischen Zoos gehaltenen *Myrmecophaga tridactyla* dar. Rechts ist der Anteil der weiblichen Großen Ameisenbären abgebildet, links der Anteil der männlichen Tiere. An der Basis ist die Anzahl der Jungtiere abgebildet, in der Mitte die der adulten Tiere und an der Spitze die Alttiere bis 21 Jahre. Der Bestand von Großen Ameisenbären in Europa in 2011 betrug 51 Männchen, 65 Weibchen und ein unbestimmtes Jungtier. Damit die Tabelle nicht verfälscht wird, wurde das Jungtier auf beide Geschlechter verteilt, also 51,5 Männchen und 65,5 Weibchen. Vier männliche Tiere mit unbekanntem Alter wurden nicht berücksichtigt (SCHAPPERT, persönliche Mitteilung).

Die Pyramide zeigt eine wachsende Population, mit hohem Anteil von Jungtieren beiderlei Geschlechts und einem vergleichsweise kleineren Anteil von Alttieren.

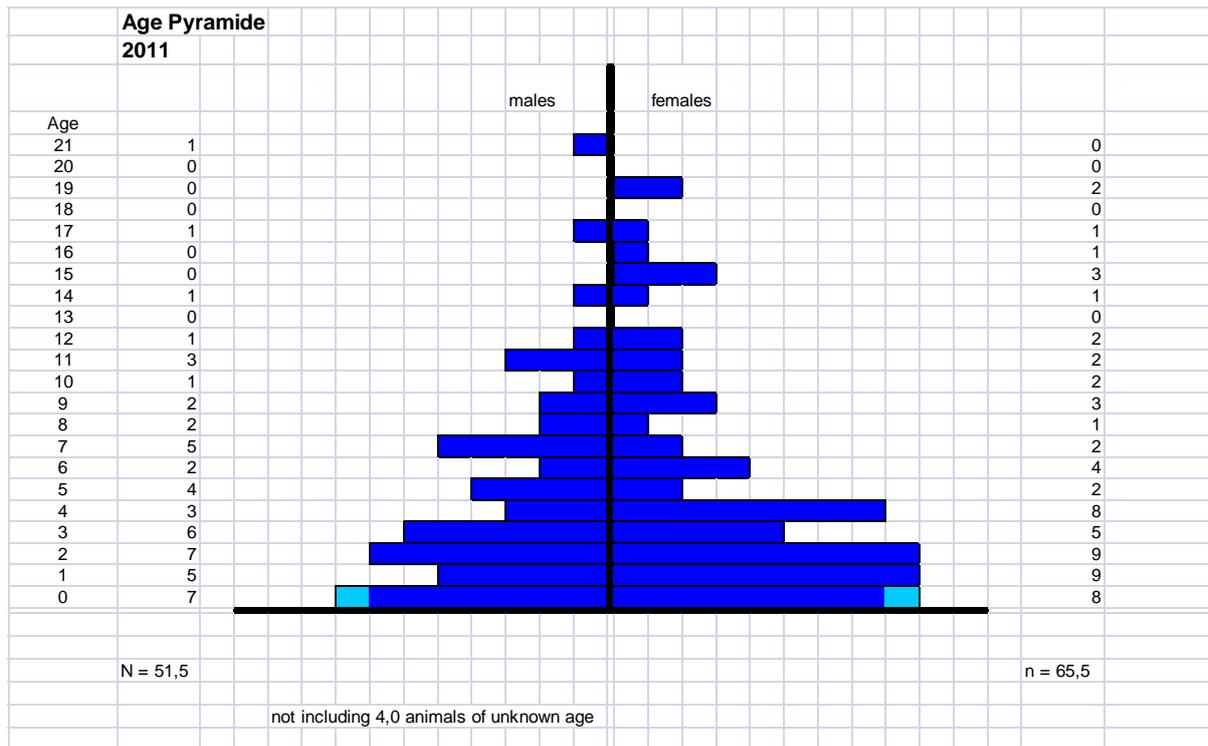


Abb. 5 : Alterspyramide von Großen Ameisenbären, die sich in EEP befinden (SCHAPPERT 2011)

## 2.2.2 Artenschutz in Zoologischen Gärten

Zur Etablierung von sich selbsterhaltenden Zuchtgruppen in Zoos ist eine genetische Vielfalt wichtig, die eine internationale Zusammenarbeit der Zoos notwendig macht. In den 70er Jahren schlossen sich die Zoos und die Weltnaturschutzorganisation zusammen, die sich der Erhaltung gefährdeter Tierarten in der Wildbahn widmen (DITTRICH u. NOGGE 2012).

Das weltweite, computergestützte Informationssystem ISIS (International Species Information System) wurde 1974 gegründet. Heute werden hierüber Informationen über 800 Mitgliedsorganisationen gesammelt. Für die ISIS-Mitglieder stehen die gesammelten Daten über Anästhesie, Medikation und Physiologie der in den Zoos gehaltenen Tierarten zur Verfügung (TEARE 2014).

Zuchtbücher wurden für Tierarten erstellt, deren Bestand in der Wildbahn bedroht ist, oder die nur in geringer Zahl im Zoo gehalten werden. Es wurden Zuchtprogramme und ein weltweiter Austausch von Tieren vereinbart und entwickelt. Ziel der Programme ist es, Zoopopulationen aufzubauen, in denen die Tiere ihre genetische Variabilität, ihre ursprünglichen biologischen Eigenschaften und ihre angeborene Verhaltensdisposition beibehalten können (DITTRICH u. NOGGE 2012). Das Europäische Erhaltungszuchtprogramm (EEP) besteht seit 1985. Die gemeinschaftlichen Erhaltungszuchtprogramme der Zooverbände sind die Grundlage der Naturschutzaktivitäten einzelner Zoos. Sie stellen zudem sicher, dass die

Tierbestände der Zoos grundsätzlich unabhängig werden und Entnahmen aus der Wildnis nicht mehr zum Bestandserhalt, sondern nur noch zur Blutauffrischung benötigt werden (DITTRICH u. NOGGE 2012).

Im Zuchtbuch wird jedes Tier mit einer Identitätsnummer, seinem Geschlecht, seinen Eltern, Geburtsdatum und Geburtsort, eventuellen Transporten, dem Todesdatum und seiner individuellen Markierung durch Marke, Ring oder Chip festgehalten. Diese Datenbank, ISIS genannt, ist heute weltweit einsehbar. Eine ISIS-Mitgliedschaft ist Pflicht für EAZA-Zoos (Europäischer Zoo- und Aquarienverband). Die Zoos geben ihre Daten in das Programm ZIMS (Zoological Information Management System) ein. Eine konsequente Führung dieser Datenbank ermöglicht nicht nur die Einsicht in ein aktuelles Zuchtbuch, sie dient ebenso dem Nachweis, dass Zoos durchaus in der Lage sind, Populationen langfristig zu erhalten, wie dies in der CBD (Convention on Biological Diversity) verlangt wird (DITTRICH u. NOGGE 2012). Statistiker weisen darauf hin, dass eine Population im Durchschnitt mindestens 150 reproduktive Individuen umfassen muss, um eine Art langfristig erhalten zu können. Auf diese Zahl beziehen sich auch die Erhaltungszuchtprogramme (DITTRICH u. NOGGE 2012).

### **2.2.3 Haltungsansprüche, Unterbringung und Pflege**

Unter Zoobedingungen können Große Ameisenbären paar- oder gruppenweise gehalten werden. Dabei muss immer die Möglichkeit bestehen, die Tiere abzutrennen. Gruppen können aus Weibchen, die aber untereinander nicht immer verträglich sind (OFFHAUS, persönliche Mitteilung), ggf. auch aus einem Männchen und mehreren Weibchen bestehen. Männliche Tiere sind untereinander unverträglich. Zwischenartliche Vergesellschaftung von Großen Ameisenbären, mit z.B. Maras, Capybaras, Neuweltkameliden, Pudus, Pekaris und Vögeln sind im Zoo möglich (BARTMANN 1983).

Trächtige Weibchen sind spätestens im letzten Drittel der Trächtigkeit, d.h. etwa sechs Wochen vor dem errechneten Geburtstermin, von männlichen Artgenossen abzutrennen, da es durch diese zu schweren Verletzungen bzw. tödlichen Übergriffen auf ein Neugeborenes kommen kann (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ 2014). Zur Geburt und in der Phase der Jungtieraufzucht sind weibliche Große Ameisenbären daher für mindestens fünf Monate separat zu halten. Insbesondere bei unerfahrenen jungen Muttertieren, aber auch bei unreifen und/oder mangelhaft vitalen Neonaten ist eine ausreichende Überwachung der postpartalen Phase unabdingbar, um den Aufbau einer funktionierenden Mutter-Kind-Bindung zu gewährleisten (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ 2014). Nach der Geburt kann es zu Traumata durch das Muttertier kommen, wenn das Jungtier zu schwach ist, um auf den Rücken zu klettern. Dies kann insbesondere bei Früh- oder Schweregeburten vorkommen. Bei

jungen unerfahrenen Muttertieren kann es ebenso zu Übergriffen auf das Neonate kommen (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ 2014).

Große Ameisenbären sind nicht winterhart und benötigen daher im Winter ein Warmhaus oder ein klimatisiertes Tropenhaus. In anderen Jahreszeiten sollten die Tiere an sehr kühlen und regnerischen Tagen nicht ins Freie gelassen werden. Die Unterkünfte müssen trocken und zugluftfrei sein; Fußböden aus solidem, kunstharz- oder andersartig beschichtetem Beton mit Fußbodenheizung haben sich bewährt. (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ 2014). Einstreu ist nicht empfehlenswert, weil sie versehentlich aufgenommen werden und zur Gesundheitsschäden führen kann. Als Schlafplatz eignet sich ein Strohlager; jedoch kommt es auch hierbei nach Strohaufnahme zu einer Verlängerung der Darmpassage und vereinzelt zu Verdauungsstörungen (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ 2014).

Die Raumtemperatur sollte zwischen 18-24°C betragen (OSMANN, persönliche Mitteilung). Laut „Mindestanforderungen an die Haltung von Säugetieren 2014“ vom Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz sollten 15°C in Haltungsräumen von Großen Ameisenbären nicht unterschritten werden. Die relative Luftfeuchtigkeit sollte mindestens 50-60% betragen.

Zur Beschäftigung eignen sich morsche Ast- oder Stammstücke, trockenes Laub und Drohnenwaben. Futternäpfe müssen umstoßsicher am Boden verankert sein. Große Ameisenbären urinieren und koten regelmäßig in die Trinkschale, deswegen soll das Wasser häufig gewechselt werden und das Gefäß muss dabei regelmäßig gereinigt werden. Alternativ kann eine Wasserschale bei Gehegeabgrenzung außen am Gitter angebracht werden, um Kot-Kontamination zu vermeiden (OSMANN, persönliche Mitteilung). Vorteilhaft ist eine zusätzliche, mit lauwarmem Wasser gefüllte Bodenwanne mit Abfluss, die zum Baden genutzt werden kann. Im Sommer nutzen Große Ameisenbären auch gerne offene Freianlagen mit Wildgatter-, Glas-, Mauer- oder Trockengrabenumfriedungen (PUSCHMANN et al. 2009). Ein Untergrund aus Erde ist zu bevorzugen, weil er den Tieren erlaubt, sich wie in freier Wildbahn im Schlamm zu wälzen und zu graben. Als Bodenbelag eignet sich Naturrasen ebenfalls gut. Die Großen Ameisenbären sollten Zugang zu einem Schwimmbecken und einem Unterstand von mindestens 2 m<sup>2</sup> haben (SUPERINA et al. 2012). Da manche Tiere klettern können, ist es wichtig, bei der Planung von Gehegeabgrenzungen auf die Ausbruchssicherheit zu achten (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ 2014). Die Anlage sollte Möglichkeiten zum Rückzug bieten (Buschwerk) und durch Baumstämme u. ä. strukturiert sein. Große Ameisenbären können gut schwimmen; Wassergräben sind daher keine geeigneten Umgrenzungen für ihre Gehege (FLINT 1997). Als

Umgrenzungen sollten auch keine Gitterzäune verwendet werden, weil sie beim Klettern zu Verletzungen führen können (SUPERINA et al 2012).

FLINT (1997) empfiehlt, Große Ameisenbären in Einzelgehegen von mindestens 28 m<sup>2</sup> zu halten und 50% Fläche pro zusätzliches Tier dazuzurechnen. Das brasilianische Institut für Umwelt und natürliche erneuerbare Ressourcen (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, IBAMA 2005) empfiehlt, in Außengehegen von 80 m<sup>2</sup> höchstens zwei Große Ameisenbären zu halten (IBAMA 2005, zitiert nach SUPERINA et al. 2012). In den von Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz veröffentlichten Mindestanforderungen an die Haltung von Großen Ameisenbären in Zoos, wurde für die Außengehege bei Einzelhaltung (Absperrgehege) mindestens 40 m<sup>2</sup> pro Tier gefordert; bei Gruppenhaltung mindestens 150 m<sup>2</sup> pro Paar und 25 m<sup>2</sup> für jedes weitere Tier. Das Gehege sollte mindestens 2 m hoch sein. Innengehege (wenn Außengehege vorhanden, sonst wie Außengehege) sollte mindestens 10 m<sup>2</sup>/Tier, für jedes weitere Tier 5 m<sup>2</sup> mehr umfassen.

## 2.2.4 Fortpflanzung und Zucht

Die Geschlechtsbestimmung gestaltet sich schwierig und erfordert daher Übung (Osman, persönliche Mitteilung). Die äußeren Genitalorgane befinden sich dicht unterhalb des Anus; beim Männchen besitzt der stumpfkegelige Panis an seiner unteren Spitze eine punktförmige runde Urogenitalöffnung, beim Weibchen ist eine durchgehende Scham-Spalte vorhanden (BARTMANN 1983).

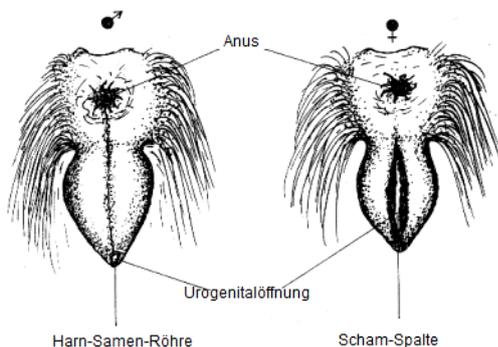
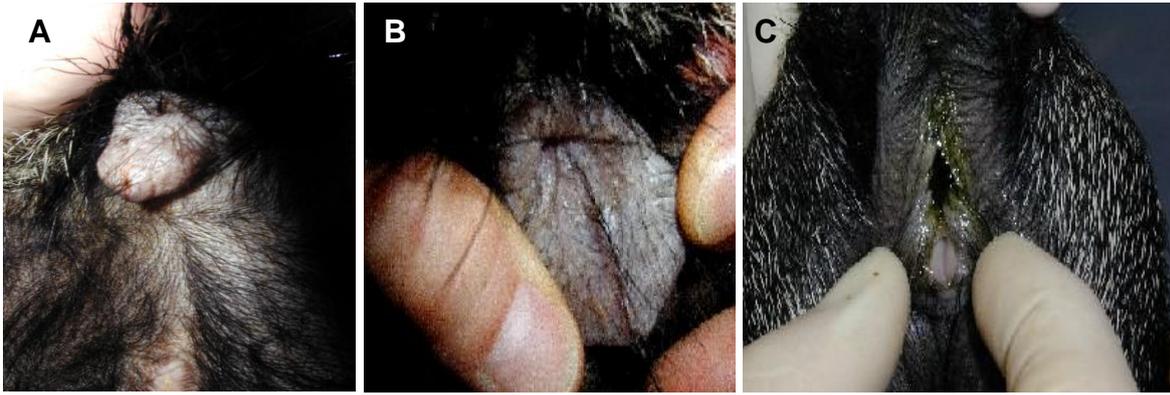


Abb. 6: Äußere Geschlechtsorgane von *Myrmecophaga tridactyla* aus rückwärtiger Ansicht. Das bei beiden Geschlechtern herzförmige Organ hat die Urogenitalöffnung beim Männchen als kleine rundliche distale Öffnung. Beim Weibchen als längliche dorsoventrale Scham-Spalte ausgebildet (Zeichnung nach Dr. W. BARTMANN 1983).



**Abb. 7 A-B: Großer Ameisenbär, männlich, 3 Monate alt. Äußeres Genitale mit punktförmiger Mündung der Harn-Samenröhre. C: Großer Ameisenbär, weiblich, neonat. Schamspalte gespreizt (Fotos: Dr. C. OSMANN)**

Bei dieser Tierart werden keine festen Paarungszeiten beobachtet. Die Weibchen sind asaisonal polyöstrisch; Geburten kommen somit ganzjährig vor. Nach SCHAUERTE (2005) beträgt die Zykluslänge durchschnittlich  $51 \pm 2,8$  Tage. Die zytologisch ermittelte Östruslänge betrug  $16,0 \pm 4,8$  Tagen, der darauffolgende Interöstrus (die Phase der sexuellen Ruhe) dauerte  $24,7 \pm 2,9$  Tage und der Proöstrus  $10,9 \pm 4$  Tage. SCHAUERTE (2005) weist in ihrer Studie eine proöstrische Aufbaublutung in Analogie zur Hündin nach. (Abb. 8). Sie stammt aus dem Uterusepithel. Diese proöstrische Aufbaublutung ist bei 35% der Großen Ameisenbären noch bis in den Östrus hinein gegeben.



**Abb. 8: Erkennbare Diapedeseblutung bei weiblichen Großen Ameisenbären (Foto: M. NOWAK).**

Bei der Beurteilung des Sekrets muss zwischen dem rötlich gefärbten Hautsekret der Großen Ameisenbären und dem blutigen Ausfluss zum Zeitpunkt des Proöstrus differenziert werden. Dies geschieht über den typischen, leicht ranzigen Geruch des

Hautsekrets sowie dessen charakteristische orange bis rostrote Farbe (SCHAUERTE 2005). Nach der Autorin ist die Funktion des, bei beiden Geschlechtern, vor allem in der Anogenitalregion abgesonderten Drüsensekrets bislang noch unerforscht.

In der Phase des Östrus ist der Austritt eines weißlichen, zäh-schleimigen Sekrets aus der *Rima vulvae* zu beobachten. Es tritt besonders in der mittleren Östrusphase in Erscheinung (SCHAUERTE 2005). Weibchen sind in der Brunst oft unruhig und suchen den Kontakt zum Männchen. Dabei finden tagsüber mehrere Paarungen durch Aufreiten, bevorzugt im seitlichen Liegen statt. Es wurden auch Paarungen außerhalb des Östrus und sogar während der Trächtigkeit beobachtet. Bei Erstgebärenden werden meistens keine äußeren Trächtigkeitsanzeichen beobachtet (SCHAUERTE 2005). Bei älteren Weibchen wird besonders in der 2. Trächtigkeitshälfte eine deutliche Umfangsvermehrung des Leibes sichtbar. Nach SCHAUERTE (2005) beträgt die Trächtigkeitsdauer  $181 \pm 3$  Tage. Die Geburt findet in Hockstellung statt. Das Jungtier wird in Hinterendlage oder Vorderendlage geboren (OSMANN 2005). Später legt sich das Muttertier auf die Seite, leckt das Neugeborene und lässt es trinken. Das Jungtier lässt sich sehr lange auf dem Rücken tragen, obwohl es schon nach vier Wochen zu einem leichten Galopp fähig ist (MOELLER 1968). Das Geburtsgewicht liegt zwischen 900 g bis ausnahmsweise 2 kg, im Durchschnitt meist zwischen 1,25-1,65 kg (PUSCHMANN et al. 2009). Neugeborene klettern unmittelbar nach der Geburt auf den Rücken der Mutter und reiten bis zum Selbständigwerden nahe dem Schwanzansatz auf dem Becken. Beim Schlafen liegen sie in der Hüftbeuge des auf der Seite eingerollt liegenden Muttertieres, das in dieser Stellung auch säugt. Beunruhigte Jungtiere trillern oder schreien heiser. Ab der 12.-16. Woche nehmen sie die erste feste Kost auf. Die Jungtiere sind mit zwölf Monaten ausgewachsen und mit ca. anderthalb Jahren geschlechtsreif (PUSCHMANN et al. 2009).

SCHAUERTE (2005) untersuchte zwei Muttertiere ohne Laktationsbelastung (Tod des Neonaten). Sie stellte fest, dass bei diesen Tieren der erste post partum-Östrus bereits nach 20 beziehungsweise 34 Tagen eintrat. Während der Jungtieraufzucht und Laktationsperiode kam es zu Schwankungen beim Eintritt des Östrus. Im Durchschnitt trat der erste Östrus post partum nach  $92,2 \pm 43,5$  Tagen ein. Der Abstand lag zwischen dem 58. und 152. Tag nach der Geburt. Bereits in der zweiten Hälfte der Laktation, also in der Zeit der abnehmenden Milchbildung, beginnen Große Ameisenbären wieder einen regulären Zyklus zu zeigen. Ursache dieser unterschiedlichen langen Perioden könnte der olfaktorische und visuelle Anreiz durch männliche Tiere darstellen (SCHAUERTE 2005). Durch die vom Männchen abgegebenen Pheromone scheint bei den weiblichen Ameisenbären der erste Östrus *post partum* eher einzusetzen als bei den Weibchen, die keinen Kontakt zu männlichen Tieren haben. Nach SCHAUERTE (2005) ist der Zyklus des Großen Ameisenbären unter den gegebenen Haltungsbedingungen als *asaisonal-polyöstrisch* einzustufen.

### 2.2.5 Fütterung im Zoo und artspezifische Besonderheiten

Große Ameisenbären werden in den Zoos mit einer Ersatznahrung gefüttert. Es ist nicht einfach, das Futter mit demselben Nährwert wie im Freiland herzustellen (SUPERINA et al. 2012).

Im Zoo Dortmund werden Große Ameisenbären mit einer Futtermischung aus gehackten Rinderherzen, gemahlenem Hundetrockenfutter, Banane, Apfel, Birne, Tomate, gekochtem Ei, Garnelenschrot und gemahlenen Haferflocken ernährt. Diese Zusammensetzung wird als Dortmunder Mischung bezeichnet (s. Kapitel 3.3). Alle Komponenten werden im Mixer mit warmem Wasser zu einem pastösen Brei vermischt. Von der fertigen Mischung erhalten erwachsene Tiere ca. 1000-1500 ml verteilt auf zwei Fütterungen (Hauptanteil jeweils abends, so dass die Tiere nachts länger satt bleiben). Mütter mit Jungtieren und trächtige Weibchen werden in der Regel dreimal täglich gefüttert (OSMANN, persönliche Mitteilung). Avocados werden als Leckerei sehr gerne angenommen. Nach DREBING (2007) enthält diese Frucht Vitamin K (weniger als 10 µg/100g Lebensmittel). Zusätzlich sollte pro Futterportion ein Handvoll gesiebter Torf oder Heilerde zugegeben werden. Beides reguliert als Ballaststoff die Magendarmtätigkeit und beugt Durchfällen bzw. Verstopfungen vor. Dabei sollte beachtet werden, dass die Fasern aus ungesiebttem Torf sich um die Zunge des Tieres herumwickeln und zu deren Nekrose führen können (STEINMETZ et al. 2007).

Von Mastdarmvorfällen wurde gelegentlich bei Großen Ameisenbären berichtet. Sie könnten Folge einer chronischen Verstopfung oder Durchfalls sein (SUPERINA et al. 2012). MORFORD und MEYERS (2003) berichten über Konstipation bei dieser Tierart. In den 19 befragten Zoos in den USA und Europa waren ca. 17 % der Tiere davon betroffen. Als Ursachen führen die Autoren die Obstruktion des Gastrointestinaltraktes (Haarballen, Sand, Holzstücke, Plastik, Gaze und Sehnen) und eine rohfasernarme Diät auf (MORFORD u. MEYERS 2003).

Eine Gabe von Mineralstoffen und Vitaminen, insbesondere zu hohe Vitamin A- und D-Gaben führen zu Skelett- und Weichteilerkrankungen. Vitamin K1 (Phytomenadion) wird regelmäßig oder gezielt bei Verletzungen und Blutungen anderer Ursache eingesetzt (1-2 (-5) mg pro kg KGW oral oder parenteral) (MORFORD u. MEYERS 2003). Die Autoren berichten, dass ca. 18 % der untersuchten Großen Ameisenbären aus 19 Zoos (USA und Europa) die Symptome einer Vitamin K-Hypovitaminose zeigten. Das Mindestalter der erkrankten Tiere betrug fünfeinhalb Jahre. MORFORD und MEYERS (2003) beschreiben Fälle von Anämie bedingt durch eine Vitamin K-Hypovitaminose oder durch Magengeschwüre.

Bei verschiedenen Vertretern der *Xenarthra* wurde eine Blutungsneigung aus der Maulhöhle, Nase und dem Gastrointestinaltrakt beobachtet. Ferner wurden spontane Blutungen aus Genitaltrakt und Rektum beobachtet (MORFORD u. MEYERS 2003).

Die hohe Prävalenz an spontanen Blutungen, welche bei Großen Ameisenbären im Lauf der letzten Jahrzehnte verzeichnet wurde, konnte durch die regelmäßige Zugabe von Vitamin K oder Probiotika vermindert werden (SUPERINA et al. 2012).

CRAWSHAW und OYARZUN (1996) beschreiben die Problematik krankhafter Vermehrung der Knochensubstanz, vor allem im Bereich der Wirbelsäule (Spondylosenbildung), die durch eine übermäßige Aufnahme von Vitamin A oder D entsteht. Als Ursache wurde die Fütterung der Großen Ameisenbären mit Katzenfutter erwähnt (CRAWSHAW u. OYARZUN 1996). Aus diesem Grund begannen viele Zoos, das Katzenfutter durch eingeweichtes Hundefutter zu ersetzen, da dieses einen geringeren Vitamingehalt enthält. Es wurde berichtet, dass nach dem Futterwechsel mehrere Große Ameisenbären an schweren Herzproblemen erkrankten (AGUILAR et al. 2002; WILSON et al. 2003). Ähnliche Symptome traten bei Hauskatzen mit Taurinmangel auf. Kommerzielle Hundefutter haben einen beträchtlich geringeren Tauringehalt als Katzenfutter. Nach AGUILAR (2002) weisen diese Beobachtungen darauf hin, dass die bei Ameisenbären auftretenden Erkrankungen des Herzmuskels (Dilatative Kardiomyopathie) mit einem Nährstoffmangel zusammenhängen könnten (AGUILAR et al. 2002). Es wird deshalb empfohlen, der Ameisenbären diät neugeborene Mäuse, Fleisch und Insekten beizugeben, um die Taurinmengen zu erhöhen und Herzerkrankungen vorzubeugen (SUPERINA et al. 2012).

Das kommerziell erhältliche Insektivorenfutter (z.B. „Insektivore-Diet<sup>®</sup>“, Firma Mazuri), welchem Joghurt, Früchte und Gemüse beigegeben werden, wird in Zoos weltweit am häufigsten als Ameisenbären diät verwendet (SUPERINA et al. 2012).

In Analogie zu der extrem energiearmen Nahrung Großer Ameisenbären im natürlichen Lebensraum ermittelte STAHL (2008), dass der Grundumsatz der Tiere im Vergleich zum Hund signifikant niedriger liegt (Große Ameisenbären  $347 \text{ kJ DE kg}^{-0,75} \text{ d}^{-1}$ , Hunde  $460\text{-}580 \text{ kJ DE kg}^{-0,75} \text{ d}^{-1}$ ). Daher stellt die Zusammensetzung von z.B. „Mazuri<sup>®</sup> Insektivore Diet“ eine Anpassung an die Bedürfnisse der Spezies v.a. hinsichtlich Fett-, Protein- und Rohfasergehalt dar (s. Anhang, Tab. 16).

Tote Jungmäuse, vermoderte Stämme und Insekten können zur Verhaltensbereicherung angeboten werden (SUPERINA et al. 2012). Da das Insektivorenfutter in Südamerika nur begrenzt erhältlich ist, füttern Zoos innerhalb des natürlichen Verbreitungsgebiets des Ameisenbären ihre Tiere mit einer Mischung aus Milch, Eiern, Hackfleisch, Joghurt, kommerziellem Hunde- oder Katzenfutter und einem Vitamin- und Mineralzusatz (TRUSK et al. 1992, zitiert in SUPERINA et al. 2012). Da Große Ameisenbären zahnlos sind und deshalb nicht kauen können, muss ihr Futter eine supppige, pastöse oder körnige Konsistenz haben. Die Futterstationen sollten einfach zu reinigen sein und eine schwere Basis haben, damit die Tiere sie nicht mit ihren Krallen fassen und umdrehen können. Wichtig ist, dass jegliche Veränderungen der Futtermischung oder Fütterungszeit schrittweise durchgeführt

werden (SUPERINA et al. 2012). Frisches Wasser sollte immer zur Verfügung stehen.

### **2.2.6 Umgang mit Großen Ameisenbären und Arbeitssicherheit im Zoo**

Aufgrund ihrer Größe, Länge, ihrem Gewicht und den stark bekrallten Vordergliedmaßen müssen Große Ameisenbären als grundsätzlich gefährlich für Menschen angesehen werden (OSMANN et al. 2006, unveröffentlicht). In Gegenwart von Großen Ameisenbären sollte man vorsichtig und ruhig hantieren; hektische Bewegungen und Lärm sind zu vermeiden. Die Tiere dürfen nicht in die Enge getrieben werden. Ameisenbären sind meist wenig aggressiv, doch können sie, wenn sie sich irritiert oder bedroht fühlen, zum gefährlichen Gegner werden (PUSCHMANN et al. 2009). Wenn sich die Tiere bedroht fühlen, erheben sie ihre krallenbewehrte Vordergliedmaße, mit der sie blitzschnell zuschlagen können. Im Zoo Dortmund wurde in einigen Fällen beobachtet, dass sich die Tiere in solchen Situationen auf die Hinterbeine stellen, das Pflegepersonal in die Ecke drängen und deren Rückzug aus dem Gehege somit verhindern können (OSMANN, persönliche Mitteilung). Allgemein gilt für Pfleger und Tierarzt, dass die Anlagen von aggressiven, nicht sedierten Tieren, nicht betreten werden sollen (PUSCHMANN et al. 2009).

Am 10. April 2007 erlitt eine 20-jährige Tierpflegerin in Florencio Verla Zoological Park in Berzategui in Argentinien auf diese Weise tödliche Verletzungen im Brust- und Beinbereich (En Linea Directa News Report April 2007; Smith 2007). Seitdem arbeiten die dortigen Tierpfleger, die Ameisenbären pflegen, mit speziell konstruierten Gabeln (SCHAPPERT, persönliche Mitteilung). Die Arbeit mit der Gabel kann jedoch den Kontakt zwischen Pfleger und Tier beeinflussen und wird dadurch erschwert (OFFHAUS, persönliche Mitteilung). Im Zoo Dortmund werden in kritischen Situationen bei manchen Pflegearbeiten oder bei tierärztlichen Untersuchungen Arbeitsgeräte (z.B. Schrubber) mitgenommen, um sie ggf. zwischen Tier und Mensch einschieben zu können.



**Abb. 9: Umgang mit der Gabel bei Pflegearbeiten bei Großen Ameisenbären in Argentinien (Florencio Verla Zoological Park in Berzategui, Argentinien) (Foto: I. SCHAPPERT)**

Im Jahr 2014 wurde in Surinam (Südamerika) ein Jäger durch einen Großen Ameisenbären tödlich verletzt. Der Mann griff das Tier mit einem Buschmesser an, und der Große Ameisenbär setzte sich zur Wehr. Der Jäger starb an seinen Verletzungen im Nacken und Schulterbereich; das ebenfalls verletzte Tier ergriff die Flucht und wurde nicht mehr aufgefunden (OSMANN, SCHAPPERT; persönliche Mitteilung).

In den vom Bundesministerium für Ernährung Landwirtschaft und Verbraucherschutz im Jahr 2014 veröffentlichten Empfehlungen zum Umgang mit Großen Ameisenbären wird davor gewarnt, die Tiere mit Netzen oder Händen zu fixieren. Es wird ausdrücklich darauf hingewiesen, dass solche Maßnahmen lebensgefährlich sein können. Zahme Tiere lassen sich jedoch ohne Probleme per Hand dirigieren. Laut diesem Gutachten müssen ungezähmte Tiere an Transportkisten gewöhnt oder narkotisiert werden (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ 2014). Anhaltende, laute, einförmige Motorengeräusche, z.B. durch Motorsägen und Laubbläser, können bei Großen Ameisenbären zu starken Unruheerscheinungen und Stress führen. Sie sollten daher in speziellen Situationen, wie Hochträchtigkeit, Geburt etc. unbedingt vermieden werden (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ 2014).

Bei der ersten Kontaktaufnahme mit einem Großen Ameisenbär sollte man ihm die Hand vorhalten, da die Tiere überwiegend olfaktorisch orientiert sind. Kontaktpersonen dürfen nicht stark parfümiert sein. Große Ameisenbären können sehr zahm werden. Sie erkennen den Pfleger visuell und akustisch und folgen ihm auf Spaziergängen (PUSCHMANN et al. 2009). BARTMANN (1983) berichtet über eine Große Ameisenbärin, die nach der Geburt ihr Jungtier durch Pflegepersonal begutachten ließ. Sie verhielt sich dabei so ruhig wie gewöhnlich. Wenn man sich dem Lager vorsichtig näherte, hob sie kaum den Kopf. Sie ließ es auch zu, dass ihr

Schwanz beiseite geschoben wurde, um das Baby besser kontrollieren können (BARTMANN 1983).

In Dortmund ist der tägliche Handkontakt mit den Großen Ameisenbären durch das Pflegepersonal Routine. Dadurch tolerieren die Tiere Körperberührungen und Manipulationen, wie z.B. Dirigieren in die Ausläufe, tierärztliche Untersuchungen oder kleinere Behandlungen (PUSCHMANN et al. 2009).

SCHUBERT et al. (2008) berichten über Handling mit den Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund. Es hängt jeweils vom Charakter der einzelnen Individuen ab, wie viel Kontakt sie zulassen. Es hat sich gezeigt, dass Jungtiere, die von Anfang an Berührungen gewohnt sind und keine negativen Erfahrungen machen, auch als adulte Tiere unkomplizierter im Umgang sind. Ebenso gewöhnen sich adulte Wildtiere mit wenigen Ausnahmen an ein direktes Handling, wenn es langsam und behutsam ausgeführt wird. Voraussetzung für den direkten Kontakt mit einer für den Menschen potenziell gefährlichen Tierart ist große Aufmerksamkeit, Erfahrung, ein ruhiges und selbstsicheres Auftreten und ein konsequenter Umgang mit dem Tier. Es ist keinesfalls sinnvoll, sich auf eine Konfrontation einzulassen. Es wurde auch beobachtet, dass die Tiere auf der Außenanlage aufmerksamer und leichter zu erschrecken sind und damit unter Umständen aggressiver reagieren (SCHUBERT et al. 2008). Auf die Problematik „Umgang mit den Großen Ameisenbären“ wird weiterführend in Kapitel 3.0 „Klinische Diagnostik“ eingegangen.

## **2.2.7 Krankheiten bei Ameisenbären (*Vermilingua*)**

Im Zoo von São Paulo (Brasilien) wurden über ca. 23 Jahre lang klinische Daten zu Ameisenbären gesammelt. In dieser Zeit wurden 88 (27,61) Große Ameisenbären und 15 (5,10) Tamanduas (*Tamandua tetradactyla*) untersucht. Auffällig ist, dass das Geschlechterverhältnis in beiden Arten bei ca. 1:2 lag. Zu den häufigsten beobachteten Gesundheitsproblemen zählten Verdauungsprobleme (26%), Mangelerscheinungen (20%), Verletzungen (15,5%), Atemwegserkrankungen (10%), Hauterkrankungen (7%) und Kreislaufprobleme (4,5%). Die verbleibenden 13% wurden nicht aufgeschlüsselt (DINIZ et al. 1995).

### **2.2.7.1 Infektionen und Infestationen**

Zu den häufigsten bakteriellen Erregern im Zoo von São Paulo (Brasilien) zählte *Salmonella enteridis*, *Salmonella cholerasuis*, *Escherichia coli*, *Enterobacter aerogenes*, *Streptococcus* spp. und *Staphylococcus* spp. (DINIZ et al. 1995).

GILLESPIE (2003) beschreibt, dass bakterielle Pneumonien ein häufiges gesundheitliches Problem bei Ameisenbären darstellen. Diese werden meistens durch Streptokokken, Staphylokokken und verschiedene gramnegative Keime

ausgelöst. Begünstigend sind ein kaltes, nasses Klima und Stressfaktoren. Als Symptome werden Nasenausfluss, eingesunkene Augen, Kachexie, Dyspnoe und Anorexie genannt.

Laut GILLESPIE (2003) kommen Haut- und Pododermatitiden bei Ameisenbären häufig vor. Als Ursache wurden unterschiedliche grampositive und gramnegative Bakterien nachgewiesen. Derartige Infektionen werden durch Drähte im Gehege, ungeeignete Grabflächen und fehlender Zugang zur Erde und Pflanzen begünstigt (GILLESPIE 2003).

Der Autor führt auch andere Infektionskrankheiten auf, die für Vertreter der Myrmecophagidae von Bedeutung sind: Mykobakteriose und durch *Cryptococcus neoformans* ausgelöste Encephalitis (GILLESPIE 2003).

Salmonellosen werden bei Großen Ameisenbären häufig beobachtet, die eine Diät auf Milchbasis erhielten (GRAMIERI 2012, persönliche Mitteilung in SUPERINA et al. 2012).

LOUREIRO (1985) untersuchte 32 wildlebende Kleine Ameisenbären (*Tamandua tetradactyla*) aus Amazonien (Brasilien). 28,1 % der untersuchten Tiere waren mit *Salmonella* spp. infiziert. Es wurden zahlreiche Stämme isoliert: *Salmonella san diego*, *S. seremban*, *S. oritamerin*, *S. herston*, *S. saintpaul*, *S. senegal*, *S. coeln*, *S. abaetetuba* und *S. parera*. Der Autor vermutet, dass Vertreter der Xenarthra natürliche Wirte für die Salmonellen sind, die zur Erhaltung des Erregers in der Natur beitragen. Die Tiere fungieren als mögliche Infektionsquelle für die Menschen in der Region (LOUREIRO 1985).

SALES IDOS et al. (2012) untersuchten Seren auf Antikörper von *Leptospira* spp. und *Brucella* spp. von 28 *Tamandua tetradactyla*, die in neun brasilianischen Zoos gehalten wurden. Es wurden folgende Serovare von *Leptospira* spp. in den Proben nachgewiesen: 7,1% Patoc, 10,7% Tarrasovi, 10,7% beides Patoc und Tarrasovi, 7,1% Wolffi und 3,6% Australis. 7,1% Proben reagierten auf den Brucella Antigen-Test aber keine im Agglutinations- oder im Agardiffusionstest (SALES IDOS et al. 2012). Die Ergebnisse belegen, dass in Zoos gehaltene *Tamandua tetradactyla*, empfindlich für Infektionen mit *Leptospira* spp. sind (SALES IDOS et al. 2012).

NOFS et al. (2009) berichten über eine Influenzavirusinfektion (H1N1) bei Großen Ameisenbären im Zoo Nashville. Im Februar 2007 wurden respiratorische Erkrankungen mit Symptomen wie Rhinitis, Inappetenz und Lethargie in einer Gruppe von 11 Großen Ameisenbären beobachtet. Die Analyse von vier viralen Gensequenzen zeigte eine hohe Homologie des Virus mit dem Humanen Influenzavirus (H1N1). Da die erkrankten Tiere keinen Kontakt zu anderen Tierarten hatten, vermutete man, dass die Tierpfleger, die mit ähnlichen Symptomen erkrankt waren, die Infektionsquelle seien (NOFS et al. 2009).

MARENNIKOVA et al. (1976) beschreiben zwei Fälle einer Poxvirusinfektion bei Großen Ameisenbären, die während eines Ausbruchs bei Feliden im Moskauer Zoo auftraten. Der Krankheitsverlauf war schwerwiegend, mit einem hämorrhagischen Hautausschlag, und endete mit dem Tod aller Tiere. Das isolierte Virus ähnelte dem Kuhpocken-Virus. Als Infektionsquelle wurden die Futtertiere (Weiße Laborratten) genannt, bei denen die Erkrankung diagnostiziert und das Virus isoliert wurde (MARENNIKOVA 1979).

WOITOW et al. (1995) berichten über den Fall einer chronischen Dermatitis bei einem männlichen Großen Ameisenbären im Zoo Halle. Als klinische Symptome zeigten sich blutig-seröse, nässende, oberflächliche Hautwunden, Juckreiz und Krustenbildung am gesamten Körper. Die Intensität der Dermatitis variierte von Erkrankungsschub zu Erkrankungsschub. Bei der Blutuntersuchung wurde das Oberflächenantigen des Hepatitis B-Virus (HBs-Antigen) nachgewiesen. In Ultraschalluntersuchungen wurden ein mittelgradiger Aszites und Leberveränderungen festgestellt. Der erkrankte Große Ameisenbär wurde aufgrund dieser diagnostischen Befunde euthanasiert und obduziert. Pathologisch–anatomisch wurden chronisch-degenerative Veränderungen an Leber und Nieren diagnostiziert. Nach WOITOW et al. (1995) könnten die Leberveränderungen mit einer chronischen Hepatitis B-Infektion in Zusammenhang stehen.

Im Zoo von São Paulo wurden Protozoen in 16% aller Kotproben gefunden, darunter *Eimeria* spp. (10%), *Entamoeba* spp. (5%) und *Giardia* spp. (1%) (DINIZ et al. 1995). Nach GILLESPIE (2003) zählen zu den gastrointestinalen *Protozoen*-Infektionen, die bei den *Myrmecophagidae* regelmäßig nachgewiesen wurden, Kokzidien (*Eimeria* sp.), Giardien und Amöben (*Entamoeba* und *Acanthamoeba* sp.).

MORFORD und MEYERS (2003) erwähnen einen Fall von Ehrlichiose bei einem weiblichen Großen Ameisenbären im Alter von acht Jahren. THOISY et al. (2000) diagnostizierten bei 44% der untersuchten wilden Großen Ameisenbären eine *Trypanosoma*-Infektion. DEREURE et al. (2001) isolierten aus dem Blut eines Großen Ameisenbären *Trypanosoma legeri*.

Nematoden-Eier wurden in 40% der im Zoo von São Paulo untersuchten Kotproben gefunden. Am häufigsten wurden *Trichuris* spp. (28%) und *Strongyloides* spp. (11%) isoliert. THOISY et al. (2000) diagnostizierten bei 40% der untersuchten wilden Großen Ameisenbären eine Filarieninfektion.

Der Anteil an Cestoden im Zoo von São Paulo betrug 8%, der von *Acanthocephalus* spp. ca. 1% (DINIZ et al. 1995). MARTÍNEZ et al. (1999) diagnostizierten *Mathevotaenia* sp. bei wildlebenden Großen und Kleinen Ameisenbären. 5,55% der untersuchten Tiere waren in diesen Studien mit den adulten Formen dieser Cestoden infiziert.

Zu den Ektoparasiten der Großen Ameisenbären zählten Milben (*Otodectes* sp., *Sarcoptes* sp.) und Zecken (*Amblyomma* sp.) (GILLESPIE 2003; DINIZ et al. 1995).

### 2.2.7.2 Nicht infektiöse Erkrankungen

Als nicht infektiöses Krankheitsgeschehen bei Vertretern der *Xenarthra* beschreibt GILLESPIE (2003) gastrointestinale Obstruktionen durch die Aufnahme von Heu, Stroh oder Sand. MORFORD und MEYERS (2003) erwähnen Vaginalpolypen und Augenerkrankungen durch Allergie, Stress und Kälte. 1% der untersuchten Individuen erlitten einen Schlaganfall, 3% einen Stromschlag. Bei einem weiblichen Tier wurde eine Schwellung der Speicheldrüse diagnostiziert; die Ursache wurde nicht geklärt (MORFORD u. MEYERS 2003). Vergiftungen kamen bei 2% der von den Autoren untersuchten Tierpopulation vor. Diese Großen Ameisenbären vergifteten sich mit Farbstoffen, Zement, Klebstoff oder Rattengift (MORFORD u. MEYERS 2003). AGUILAR und SUPERINA (2014) erwähnen, dass bei Jungtieren Darmatonie und Tympanie aufgrund zu niedriger Haltungstemperaturen auftreten können. Die Autoren berichten ferner über Vaginalprolapse, die auf Stress oder intraspezifische Aggression bei *Tamandua tetradactyla* zurückzuführen waren.

Im Cleveland Zoo wurde bei zwei *Tamandua tetradactyla* Diabetes diagnostiziert. Die Ursachen werden weiter untersucht (VALDES et al. 2012).

Über fütterungsbedingte Hypervitaminose A und D und Hypovitaminose K bei *Myrmecophagidae* wurde im Kapitel 2.2.5 berichtet.

Im Zoo von São Paulo war Herz-Lungen-Versagen für 23% der Ameisenbären-Abgänge verantwortlich. Es wird vermutet, dass in vielen dieser Fälle eine nicht artgerechte Futterzusammensetzung oder -konsistenz zugrunde lag (MIRANDA et al. 2004).

AGUILAR et al. (2002) beschreiben zwei Fälle von dilatativer Kardiomyopathie (DKM) bei Großen Ameisenbären. Beide Tiere (1,1) starben innerhalb von zwei Jahren. Bei den Sektionen wurden hochgradige, dilatative biventrikuläre Kardiomyopathien festgestellt. Die Herzen waren kugelförmig mit dünner, schlaffer Wandung, Leber und Lunge waren gestaut. Diese Sektionsbefunde waren ähnlich denen, die man beim Taurinmangel von Hauskatzen beobachtet (AGUILAR et al. 2002).

WILSON et al. (2003) untersuchten die Tauringehalte in Vollblut und Blutplasma bei acht Großen Ameisenbären, die in sechs verschiedenen US-amerikanischen Zoos gehalten wurden. Die untersuchten Tiere waren klinisch gesund. Zudem wurden bei allen Tieren Röntgenaufnahme des Thorax und bei zwei Tieren echokardiographische Untersuchungen durchgeführt. Es wurde festgestellt, dass sieben von acht Großen Ameisenbären im Röntgenbild ein vergrößertes Herz zeigten. Die Autoren postulieren, dass ein Tauringehalt im Vollblut unter 300 nmol/ml und im Plasma unter 60 nmol/ml wahrscheinlich mit einer DKM korreliert ist. In

diesen Fällen sollte den Tieren Taurin in der Diät supplementiert werden (WILSON et al. 2003).

COKE et al. (2002) beschreiben einen Fall von DKM und Amöben-Gastritis bei einem 11-Monate alten weiblichen Großen Ameisenbären im Zoo in Kansas (USA). Das kranke Tier zeigte Symptome von Anorexie und Lethargie. In Röntgenaufnahmen und während der Ultraschalluntersuchung wurde ein vergrößertes Herz, freie Flüssigkeit und Gas im Abdomen diagnostiziert. Im Herzultraschall wurde ein dilatierter linker Ventrikel mit dünner Wand erkannt. *Post mortem* wurden Magengeschwüre und Magenwandperforation in Pylorus-Nähe diagnostiziert. In der histologischen Untersuchung wurde zudem *Entamoeba* spp. und *Acanthamoeba* spp. identifiziert (COKE et al. 2002).

LIU (1980) berichtet über die pathologischen Befunden bei einem an DKM verstorbenen weiblichen Großen Ameisenbären in „The Staten Island Zoo“ in New York (USA). Der Autor weist in seinem Bericht besonders auf das vergrößerte und kugelförmige Herz mit hochgradig dilatierendem Ventrikel und Arterien hin; ferner erwähnt er in dem Zusammenhang folgende Symptomatik: Aszites, Hydrothorax, Hydroperikard, Lungenödem und chronische Leberstauung (LIU 1980).

GILLEPSIE (2003) erwähnt ferner als nicht infektiös bedingte Krankheiten Hautabrasionen im Bereich des Kopfes und der Klauen und Hypothermie durch nicht angemessene Haltungsbedingungen.

Bei Muttertieren kommt es häufiger zu Hautabschürfungen, die entstehen, wenn die Jungtiere auf ihren Rücken klettern und sich dort festhalten (FLINT 1998). Druckstellen bis zur chronischen Wunden bilden sich bei der Haltung der Tiere auf Beton ohne neutrales Bodensubstrat. FLINT (1998) empfiehlt zudem, keine Wärmematten Typ „pig saver“ zu benutzen. Laut dem Autor bemerken die tief schlafenden Ameisenbären eine Überhitzung nicht und können dann Hautverbrennungen erleiden (FLINT 1998).

Geburtskomplikationen traten bei Großen Ameisenbären relativ selten auf. OSMANN (2005) berichtet über eine Schweregeburt bei einem vierjährigen Weibchen. Die Ursache war die fehlerhafte Haltung der Gliedmaßen des Fötus (beidseitige Hüftgelenksbeugehaltung) und die daraus resultierende sekundäre Wehenschwäche des primiparen Muttertieres (OSMANN 2005). Das lebende Jungtier konnte manuell zur Welt gebracht werden. Zwei Jahre später wurde bei dem gleichen Zuchtweibchen per Kaiserschnitt ein weibliches Jungtier entbunden. Der Kaiserschnitt war aufgrund einer Vaginalblutung beim Muttertier notwendig geworden. Die Blutung resultierte aus einem retroplazentaren Hämatom mit vorzeitiger Plazenta-Ablösung. Das Zuchtweibchen wurde anschließend aus der Zucht genommen (OSMANN 2005).

In einem anderen Fall wurde bei einem sechsjährigen Weibchen während der Geburt eine verlängerte Austreibungsphase, Unruhe und Schmerzäußerung beobachtet.

Das Tier wurde narkotisiert und untersucht. Alle Versuche, das Jungtier manuell zu entbinden, waren erfolglos. Das Weibchen starb während der Manipulation. Nach dem sofortigen Kaiserschnitt wurde ein toter männlicher Fötus entbunden. Ursache für die Geburtskomplikationen war ein zu kleines Becken und eine sehr große, 2 kg schwere Frucht. Bei Großen Ameisenbären sind Pelvis und Synsacrum fest verwachsen. Bei anderen Säugern ist eine bindegewebige Verbindung (*Ligamentum sacroiliaca*) zwischen Darmbein und Kreuzbein vorhanden, so dass geburtshilfliche Manipulationen aufgrund der leichteren Aufdehnbarkeit des knöchernen Geburtswegs leichter durchgeführt werden können (OSMANN 2005).

Zu den neonatalen Erkrankungen bei Großen Ameisenbären zählen Verletzungen durch unerfahrene Muttertiere mit Zusammenhangstrennung der Haut und Muskulatur oder stumpfe Traumata (OSMANN u. SCHAUERTE 2004). Neugeborene können auch durch andere Artgenossen verletzt werden, wenn das Muttertier nicht rechtzeitig vor und nach der Geburt separiert wurde. OSMANN und SCHAUERTE (2004) erwähnen als Gefahr auch geburtshilfliche Eingriffe mit notwendigen Narkosen als Risiko für das Überleben des Fötus. In der postnatalen Phase sind die Jungtiere durch bakterielle Infektionen gefährdet (OSMANN u. SCHAUERTE 2004).

Im Jahr 2013 wurde zum ersten Mal über einen Fall eines multizentrischen malignen Lymphoms beim einen Großen Ameisenbären aus dem Curitiba Zoo in Brasilien berichtet. Das männliche Tier (Wildfang) wurde ohne Krankheitssymptome im Gehege tot aufgefunden. Über einige Zeit war bei diesem Großen Ameisenbären eine leichte Anorexie beobachtet worden. Bei der Sektion zeigten sich im Herzmuskel, der Leber und den Darmlymphknoten mehrere helle gelbe oder weißliche, ca. 0,5 bis 1,0 cm große Knötchen. Histologisch wurde nach der Rappaport Klassifikation ein multiples lymphozytäres Lymphom diagnostiziert (SANCHES et al. 2013).

### **3. Materialien und Methoden**

Alle klinischen Untersuchungen an Großen Ameisenbären wurden im Südamerika-Revier des Zoos Dortmund durchgeführt.

Der 61 Jahre alte Zoo umfasst eine Fläche von 28 ha. Es werden 250 Tierarten und rund 1800 Tiere gehalten. Eine tiergärtnerisch bedeutende Anlage des Dortmunder Zoos ist die Südamerika-Wiese. Auf der Anlage werden Flachlandtapire zusammen mit Großen Ameisenbären, Wasserschweinen, Pudus und Tschajas gehalten und gezüchtet. Im Zentrum des Dortmunder Zoos befindet sich das Tamandua-Haus. Hier leben Große Ameisenbären, Tamanduas, Zweifingerfaultiere, Braunhaargürteltiere und Neunbindengürteltiere (BRANDSTÄTTER u. SCHAPPERT 2005).

Um die Untersuchung durchführen zu können, wurden mehrere Große Ameisenbären mit Hilfe eines Medical Training so konditioniert, dass sie die Allgemeinuntersuchungen, Blutabnahmen, Urinabnahmen, Kotuntersuchungen und Ultraschalluntersuchungen relativ stressfrei zuließen.

#### **3.1 Probandenkollektiv**

Die Durchführung dieser Arbeit umfasste eine Zeitspanne von 3 Jahren. In dieser Zeit unterlag die Anzahl der untersuchten Großen Ameisenbären einem ständigen Wechsel, weil manche Tiere zu Zuchtzwecken an andere Zoos ausgeliehen und gleichzeitig neue Tiere in den Zoo aufgenommen oder geboren wurden. Währenddessen wurden auch zwei ältere Tiere euthanasiert.

Insgesamt wurden 14 Tiere konditioniert. Nur sechs Tiere nahmen an den Untersuchungen kontinuierlich bis zum Schluss teil.

Tab. 1: Große Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2014.

Code: 9 Neuzugang; 11, 12, 13 und 14 Nachzuchten; 4, 11, 12, 13 und 14 ausgeliehen an andere Zoos; 5 und 6 euthanasierte Tiere. 1, 2, 3, 7, 8 und 10 waren der Stammbestand in den Jahren 2011-2014

Name	Geschlecht	Geburtsdatum	Geburtsort	Bemerkungen
1. Alice	weiblich	29.09.2007	Zoo Halle	im Zoo Dortmund seit 13.02.2009
2. Bonita	weiblich	24.11.2007	Zoo Singapur	im Zoo Dortmund seit 25.05.2010
3. Chakira	weiblich	21.04.2001	Reid Park Zoo, Tucson	im Zoo Dortmund seit 06.11.2003
4. Felizia	weiblich	06.09.2009	Zoo Dortmund: Nachzucht von Zenobia und Mirek	abgegeben an Zoo Kopenhagen am 15.06.2011
5. Mira	weiblich	05.03.1992	Zoo Dortmund	Euthanasie am 31.01.2012
6. Nina	weiblich	02.01.1993	Zoo Dortmund	Euthanasie am 20.02.2012
7. Sandra	weiblich	09.06.1994	Zoo Dortmund	altes Weibchen
8. Zenobia	weiblich	07.06.2006	Zoo Dortmund	Zuchtweibchen
9. Antebus	männlich	13.08.2007	Zoo Lissabon	im Zoo Dortmund seit 16.12.2011; Zuchtmännchen
10. Mirek	männlich	wild geboren	Guayana	im Zoo Dortmund seit 08.07.2008; Zuchtmännchen
11. Guapa	weiblich	06.02.2011	Zoo Dortmund: Nachzucht von Alice und Mirek	abgegeben an Zoo Köln am 05.07.2012
12. Hektor	männlich	17.12.2012	Zoo Dortmund: Nachzucht von Chakira und Mirek	abgegeben an Zoo de la bourbansais (Frankreich) am 07.01.2014
13. Isabela	weiblich	01.04.2013	Zoo Dortmund: Nachzucht von Zenobia und Mirek	abgegeben an Zoo Budapest (Ungarn) am 18.04.2014
14. Jorge	männlich	26.05.2013	Zoo Dortmund: Nachzucht von Alice und Antebus	abgegeben an Zoological and Botanical Garden Jászberény (Ungarn) am 19.03.2014

### 3.2 Stallungen und Anlagen

Im Zoo Dortmund werden Große Ameisenbären in Warmhäusern gehalten. Die meisten Tiere bewohnen das ca. 276 m<sup>2</sup> große, achteckige „TamanduaHaus“. Dort befinden sich sechs zugfreie Boxen mit Fenster und Fußbodenheizung mit Maßen von 8,3 m<sup>2</sup>, 9 m<sup>2</sup> bzw. 15 m<sup>2</sup> sowie eine offene Box für Gürtel- und Faultiere mit Plexiglas-Abtrennung. Die Temperatur im Haus schwankt im Sommer zwischen 20°C und 24°C, und die Luftfeuchtigkeit beträgt mindestens 50%. Während der Winterzeit wird das Haus mit zusätzlichen Heizkörpern beheizt, um eine Absenkung der Temperatur unter 18°C zu verhindern. Die Tiere werden einzeln gehalten. Ausnahmen sind Muttertiere mit ihrem Nachwuchs und Tiere, die zur Paarung vorgesehen sind. Den Großen Ameisenbären steht ein Strohlager als Schlafplatz zur Verfügung. Morsche Äste und Baumstämme werden zur Beschäftigung angeboten. Gegenüber dem „TamanduaHaus“ befindet sich der „Tapirstall“, in dem Große

Ameisenbären und Flachlandtapire gehalten werden. Die Boxen im „Tapirstall“ sind von 7 m<sup>2</sup> bis ca. 20 m<sup>2</sup> groß und verfügen über eine Bodenheizung bzw. eine Heizplatte. Zwischen drei der Innenanlagen im „Tamanduahaus“ und sechs der Innenanlagen im „Tapirstall“ bestehen Türverbindungen, so dass die Flächen nach Bedarf zusammengelegt werden können.

Zu jedem Gebäude gehört eine geräumige Außenanlage, die die Tiere bei gutem Wetter nutzen können. Die Anlage am „Tamanduahaus“ hat eine Größe von ca. 713 m<sup>2</sup> mit einem dazu gehörenden Teich von ca. 45 m<sup>2</sup>. Die Südamerika-Wiese hat eine Größe von 2456 m<sup>2</sup> (SILL, persönliche Mitteilung). Große Ameisenbären tolerieren andere Tierarten auf der Gemeinschaftsanlage zumeist problemlos (BARTMANN 1983).



**Abb. 10: Ein im Strohlager schlafender weiblicher Großer Ameisenbär mit Jungtier (Foto: M. NOWAK)**

Der Gehegezaun auf der Anlage „Tamanduahaus“ ist ein 2 m hoher Wildgatterzaun aus Edelstahlraht mit einer Stärke von 2,4 x 3,0 mm (19 Längsdrähte im Abstand von unten nach oben 10 x 10 – 8 x 12,5 cm; Querdrahtabstand 33 cm). Unter dem Zaungeflecht ist eine Steinreihe, ein sogenannter Läufer verlegt, somit ergeben sich keine Lücken unter dem Zaun. Im unteren Bereich wurde ein Drahtgeflecht mit einer Maschenweite von 40 x 20 mm aufgesetzt, damit Jungtiere und kleine Tierarten die Abgrenzung nicht durchsteigen können.

Der Gehegezaun der Südamerika-Anlage ist aus Doppelstabgittermatten angefertigt (Legi- oder Lechtenböhmer-Zaun). Die Maschenweite des Zaunes beträgt unten 200 x 52,5 mm und oben 200 x 105 mm, und die Höhe beträgt 1,5 m (SILL, persönliche Mitteilung).

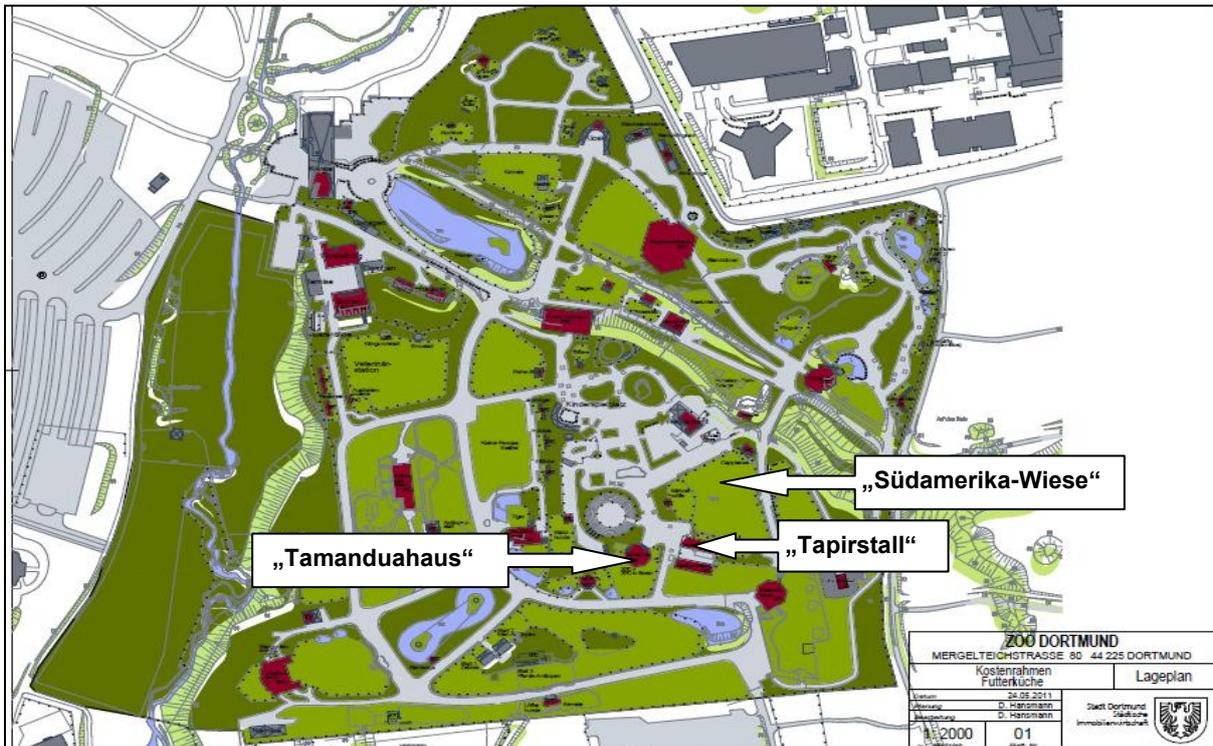


Abb. 11: Lageplan Zoo Dortmund 24.05.11. Maßstab 1:2000 (Bearbeitung D. HANSMANN)

Der Zoo Dortmund verfügt zudem über eine Quarantänestation. Die außerhalb des Zoos liegende Station verfügt über multifunktionale Innen- und Außenanlagen und wird auch als Winterquartier genutzt. Einzelne Große Ameisenbären (z. B. Mira, Nina und Mirek) wurden während einer Salmonellen-Infektion im Jahre 2011-2012 dorthin umquartiert.

### 3.3 Versuche zur Futterumstellung im Zoo Dortmund

Große Ameisenbären werden im Zoo Dortmund routinemäßig mit der sogenannten Dortmunder Mischung (DM) gefüttert.

#### Liste der Zutaten der Dortmunder Mischung (Stand 2011 bis 2014):

- 2 kg Bananen
- 2 kg Äpfel
- 5 Birnen
- 5 Tomaten
- 5 gekochte Eier ohne Schale
- 3,15 kg Hackfleisch (Rinderherz)
- 2 kg gemahlene Royal Canin® Krokettvollnahrung
- 2 kg gemahlene Haferflocken
- ca. 200 g Garnelenschrot
- 5 Liter heißes Wasser

Die Zutaten werden morgens in einem großen Mixer püriert, was eine ca. 20 Liter fertige Mischung ergibt. Die Mischung wird zweimal täglich verfüttert. Pro Fütterung und Tier wird dazu noch 40 g gesiebter Torf hinzugefügt. Jedes Tier bekommt ein bis anderthalb Liter Dortmunder Mischung pro Tag, bei mäßiger Konditionierung bis zu 2 Liter. Bewährt hat sich eine dritte Fütterung bei tragenden, säugenden oder rekonvaleszenten Tieren; ggf. wird dann die Einzelfuttermenge entsprechend reduziert (z.B. 3 x 500 ml) (OSMANN, persönliche Mitteilung).

Mit der Grundrezeptur der Dortmunder Mischung (DM) werden die Tiere im Zoo Dortmund seit den 70er Jahren gefüttert. In diese Zeit bis heute fallen sehr gute Zuchterfolge, und die Tiere zeigen insgesamt eine stabile Gesundheit auch bis in höheres Alter. Todesfälle im mittleren Alterssegment sind selten. Nachteilig an der DM sind der hohe Arbeitsaufwand, ihre relativ schnelle Verderblichkeit und der hohe Anteil an Kohlenhydraten (OSMANN, persönliche Mitteilung, STAHL 2008).

Um den Tieren im Zoo ein optimal adaptiertes Futter anzubieten und die Vorbereitungszeit sowie den Arbeitsaufwand zu reduzieren, kamen seit 2011 versuchsweise das Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup> (Firma Mazuri Zoo Foods, England) und seit 2012 zusätzlich mit Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet (5MK8, Firma Mazuri, USA) zum Einsatz. Die beiden Futtersorten enthalten sowohl Taurin als auch Vitamin K und wurden als Alleinfuttermittel verfüttert (Zusammensetzung s. Anhang, Tab. 14 und 15).

Tab. 2: Überblick der Fütterung von Großen Ameisenbären in den Jahren 2011-2013. Mazuri® Insectivore Diet wurde als Insektivore® abgekürzt. (rot: Weibchen, blau: Männchen, grün: Jungtier)

Individuum	DM	Termant®	Insektivore®	Bemerkungen
<b>Alice</b>	ab 03.08.12 nur DM	28.06.11-28.02.12 nur Termant®, 29.02.-02.08.12 Termant®+DM		Zuchtweibchen, Laktation, einmalige Futterumstellung
<b>Bonita</b>	nur DM			Potenzielles Zuchtweibchen
<b>Chakira</b>	nur DM			Zuchtweibchen
<b>Felizia</b>		18.02.11-15.06.11		Übergewicht!
<b>Mira</b>	nur DM			Altes Tier - keine Futterumstellung
<b>Nina</b>	nur DM			Altes Tier - keine Futterumstellung
<b>Sandra</b>	ab 21.04.11 nur DM	18.02.11-20.04.11		Alopezie-Umstellungsversuch
<b>Zenobia</b>	ab 14.02.13 nur DM	18.02.-24.05.11 Termant®+DM, 25.05.11-22.06.12 nur Termant®, 23.06.-01.11.12 Termant®+Insektivore®	23.06.-01.11.12 Termant®+ Insektivore®, 02.11.12-13.02.13 DM+Insektivore®	Übergewicht, zweimalige Futterumstellung
<b>Antebus</b>	ab 25.09.13 nur DM	als Alleinfutter bis 24.04.12 und 23.10.12-24.09.13	25.04.12-22.10.12	Neues Zuchtmännchen, zweimalige Futterumstellung
<b>Mirek</b>	nur DM			Zuchtmännchen- keine Futterumstellung
<b>Guapa</b>	04.08.11- 22.08.11 DM+ Esbilac® 23.08.11- 20.06.12 nur DM	12.06.-03.08.11 Termant®+ Esbilac®	21.06.12-23.06.12 mit DM, 24.06.12-05.07.12 Insektivore®	Jungtier im Wachstum, Aufzucht mit Esbilac®

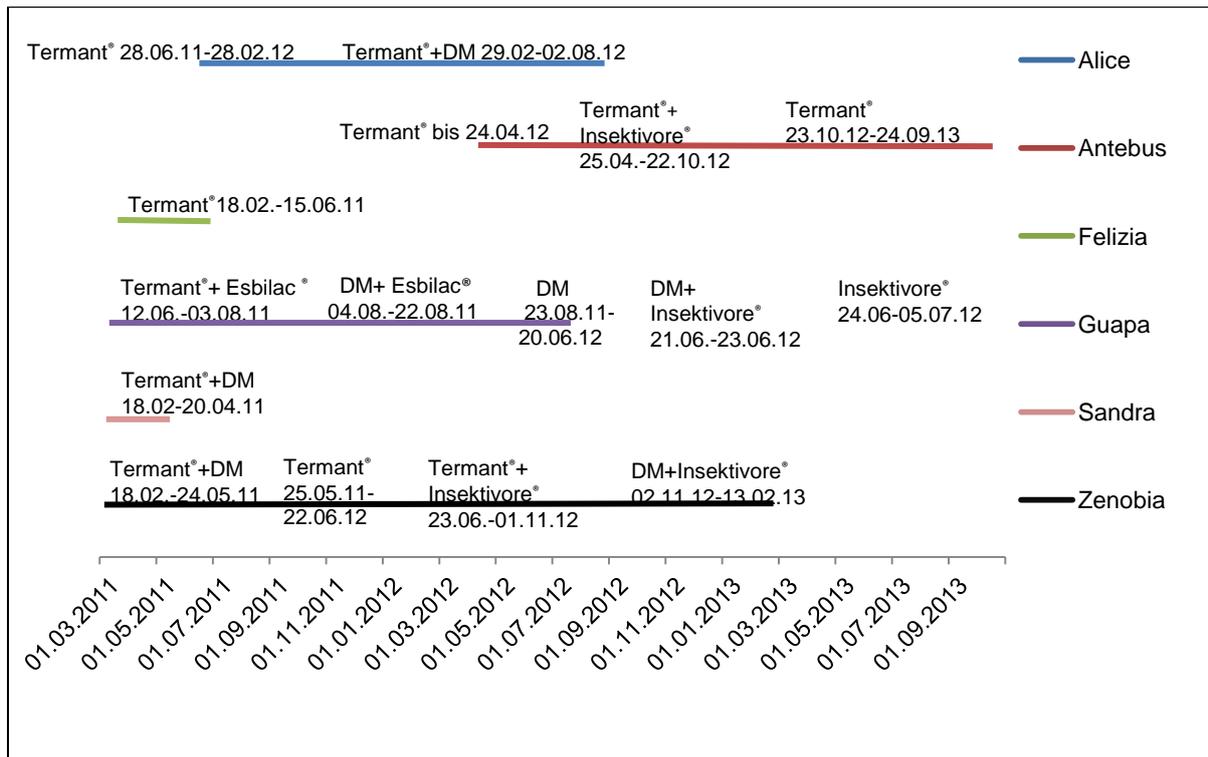


Abb. 12: Zeitlicher Verlauf der Futterumstellung bei Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2011-2013 . Die Striche stellen die Dauer der Futterumstellung dar. Mazuri® Insectivore Diet wurde als Insektivore® abgekürzt.

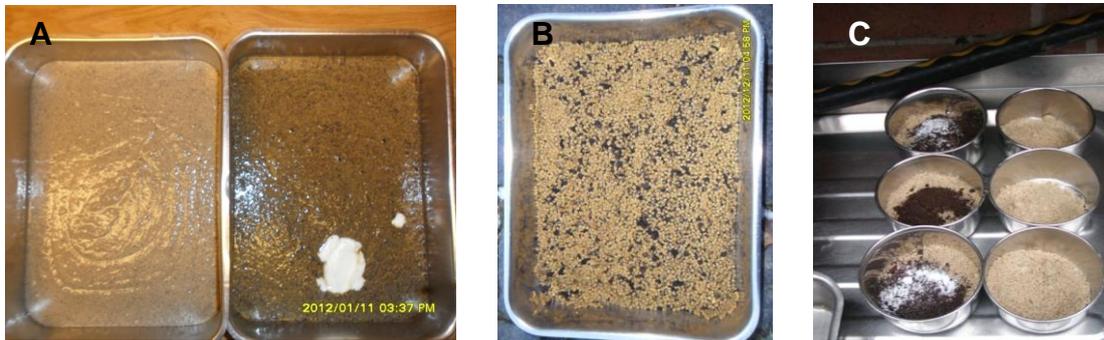


Abb. 13 A-C: Ameisenbärenfutter. - A: Links Dortmunder Mischung. Rechts Termant® mit Wasser und Joghurt. B: Mazuri® Insectivore Diet mit eingemischtem Torf. C: Termant® mit Torf. (Fotos: M. NOWAK)

Das am 06.02.2011 geborene weibliche Jungtier „Guapa“ wurde ebenfalls in die „Futtermuster“ mit aufgenommen. Ab Juni 2011 wurde dem Futter des handaufgezogenen Jungtiers zusätzlich zur Esbilac® Welpenaufzuchtmilch das Insektivorenfutter Termant® zugefügt. Alternativ zum Termant® wurde ab April 2012 einzelnen Tieren („Antebus“, „Zenobia“) und ab Juni 2012 dem Weibchen „Guapa“, die Mazuri® Insectivore Diet in kleinen Portionen angeboten (s. Tab. 2). Ziel war es, das Futter als kleine Pellets, die nicht schnell verderben, zusätzlich auf der Außenanlage anzubieten. Damit sollte die Attraktivität der Südamerika-Wiese für die Tiere und die Besucher erhöht werden (OSMANN, persönliche Mitteilung). Auf die

Problematik „Fütterung von Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund“ wird zusätzlich im Kapitel 4.3 „Kotbeschaffenheit und Gewichtsentwicklung im Zusammenhang mit der Futterumstellung“, eingegangen.

### **3.4 Grundsätze des Medical Training mit Großen Ameisenbären**

Das Medical Training mit den Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund wurde bei 14 Tieren durchgeführt. Um den betrieblichen Arbeitsablauf im Zoo nicht zu stören, wurden die klinischen Untersuchungen in den Sommermonaten nach 16 Uhr (letzte Fütterung) und in den Wintermonaten nach 8 Uhr morgens (erste Fütterung) durchgeführt.

Durch regelmäßigen Kontakt wie Anfassen, Ansprechen und Geruchskontakt wurden die Tiere an die Trainer (Tierärzte und Tierpfleger) gewöhnt. Als positive Verstärkung (Belohnung) erhielten die Großen Ameisenbären während der Übungen kleine Portionen der „Dortmunder Futtermischung“, Avocado oder Joghurt. Vor dem Training durften die Tiere nicht übermäßig hungrig oder satt sein. Aus unseren Erfahrungen sollten während des Trainings folgende Grundsätze befolgt werden:

1. Für das Medical Training sollten stets das vertraute Personal sowie ausreichend Zeit zur Verfügung stehen. Das Training wird immer von zwei Personen durchgeführt.
2. Trainings-Equipment sowie Futter müssen gut vorbereitet sein (Abb. 14).
3. Beim Eintritt in das Gehege werden die Tiere in ruhigem Ton angesprochen; schlafende Tiere werden durch Ansprache und direkte Kontaktaufnahme (vorsichtige Berührung mit der Hand oder einem Hilfsmittel) geweckt und zum Aufstehen animiert.
4. Ein ruhiges, selbstsicheres Auftreten und ein konsequenter Umgang mit Großen Ameisenbären sind wichtig.
5. Jegliche Konfrontation mit den Tieren ist für den Menschen zwecklos und kann gefährlich sein. Daher wird bei nicht-kooperativem Verhalten der Tiere kein Zwang angewendet, sondern eine Pause eingelegt oder das Training abgebrochen.
6. Die beteiligten Personen müssen während der Durchführung der verschiedenen Versuche immer aufmerksam bleiben und dürfen dem Tier nie den Rücken zuwenden.
7. Hektische und plötzliche Bewegungen sind zu vermeiden, weil die Tiere darauf schreckhaft reagieren können.
8. Die Hilfsperson sollte immer ein Arbeitsgerät (Besen o.ä.) mitführen, das bei Bedarf behutsam zwischen das Tier und den seitlich stehenden Untersucher eingeschoben werden kann, um ein plötzliches Herumfahren des Tieres zu verhindern.

9. Das Medical Training sollte nicht auf den Außenanlagen durchgeführt werden, weil die Tiere sich draußen spontaner und unberechenbarer verhalten als in den Innengehegen.

### 3.5 Propädeutischer Untersuchungsgang und Handling

Klinische Untersuchungen an Großen Ameisenbären werden im Zoo Dortmund in den Ställen durchgeführt. Hinsichtlich der Beurteilung des Gesundheitszustandes von Wildtieren kommt der Erfahrung des Untersuchers und des Pflegepersonals unter Zoobedingungen besondere Bedeutung zu. Bereits die geringsten Wesensveränderungen können ein Anzeichen für schwerwiegende Erkrankungen sein.

Wichtig ist, dass bei der Begutachtung und Untersuchung des Tieres Ruhe bewahrt wird, und dass die vertrauten Tierpfleger dem Tierarzt assistieren. Das Tier wird zuerst aus einer gewissen Entfernung inspiziert (Adspektion). Dabei sind Körperhaltung, Atmung, der Bewegungsablauf, die Reaktion auf Reize und das Ruheverhalten wichtig. Der Ernährungszustand kann auf Grund des dichten Fells bei den Großen Ameisenbären adspektorisch nicht erfasst werden. Bei an das Handling gewöhnten Tieren lassen sich anschließend weitere klinische Untersuchungen in ihren Boxen durchführen. Nahezu alle weiblichen Großen Ameisenbären des Zoos Dortmund ließen nach dem Medical Training eine körperliche Kontaktaufnahme zu (Ausnahme: „Nina“). Bei den männlichen Tieren war erhöhte Vorsicht geboten, weil sie in gewissen Situationen (z.B. Anwesenheit der Weibchen) mit spontaner Aggressivität reagieren konnten.



**Abb.: 14: Materialien für die Messung der biologischen Parameter bei Großen Ameisenbären. Futterportion mit Dortmunder Mischung, Stethoskop, Fieberthermometer für Kleintiere und Notizbuch. (Foto: J. SILL)**

Beim Hineingehen in die Box wird das Tier ruhig angesprochen und ihm dann eine Futterportion, Joghurt oder Avocado, angeboten. Ein vertrauter Tierpfleger beobachtet das Tier während der Untersuchung und verabreicht ihm ggf. zusätzliches Futter. Nach der Kontaktaufnahme durch Streicheln am Schulterblatt und an der Flanke, kann der Tierarzt mit der Feststellung des Ernährungszustands beginnen. Dabei werden Rippen, Rippenbogenbereich, Hüft- und Sitzbeinhöcker sowie Oberschenkelmuskulatur abgetastet. Ein guter Ernährungszustand ist bei Ameisenbären dadurch gekennzeichnet, dass der Bereich zwischen Rippenbogen und Abdomen palpatorisch nicht eingefallen ist. Das ventrale Abdomen sollte leicht abgerundet sein, die Hüfthöcker nicht zu stark hervorstehen und die Schulter- und Oberschenkelmuskulatur sollte kräftig ausgebildet sein.

Folgend werden Temperatur, Herzfrequenz und Atemfrequenz gemessen. Dabei ist zu beachten, dass Große Ameisenbären zu den Säugetieren mit einer unvollkommenen Temperaturregulation gehören und ihre Körpertemperaturwerte daher zwischen 32°C bis 34°C schwanken (MOELLER 1988). Die Temperatur wird mit Hilfe eines Fieberthermometers in einer Folienschutzhülle untersucht. Vor dem Einführen des Fieberthermometers ins Rektum wird etwas Gleitgel auf die Schutzhülle aufgetragen. Nachfolgend wird durch leichtes seitliches Abspreizen des Schwanzes die Afteröffnung aufgesucht und das Fieberthermometer eingeführt. Die Untersuchung dauert ca. eine Minute.

Die Herzauskultation erfolgt bei beiden Geschlechtern idealerweise am ventralen Thorax, medial zwischen den beiden Brustwarzen. Dabei werden beim Abhören Fress- und Magengeräusche mitgehört. Das Fell in dem Bereich kann die Untersuchung stören und sollte etwas gescheitelt werden.

Die Atemfrequenz wird während des Fressens anhand des Nasalgeräusches gemessen. Dabei werden die Geräusche beim Luftausstoß gezählt. Die Brustkorbbewegung ist für den Untersucher aufgrund des dicken, langen Fells kaum wahrnehmbar oder nicht aussagekräftig. Der Untersuchende muss in kürzester Zeit möglichst viele Informationen sammeln. Nach dem Auffressen der Futterportion lassen sich die Tiere in der Regel nicht weiter untersuchen, da sie sich durch Fortbewegung entziehen oder ihr Interesse den Untersuchern und Gerätschaften zuwenden, welche ausgiebig berochen und beleckt werden. Weitere Maßnahmen bzw. Manipulationen sind dann nicht mehr durchführbar.



Abb. 15 A-B: Auskultation der Großen Ameisenbären im Stall. - A: Auskultation der Großen Ameisenbärin „Sandra“. B: Auskultation der Großen Ameisenbärin „Alice“ (Foto: Zoo Dortmund).



Abb. 16 A-B: Temperaturkontrolle bei der Großen Ameisenbärin „Sandra“ (Foto: Zoo Dortmund).

### 3.6 Injektionstechniken

Im Zoo Dortmund werden den trainierten Großen Ameisenbären bei Bedarf Medikamente mittels einer intramuskulären Injektion verabreicht. Dies geschieht in Begleitung eines vertrauten Tierpflegers, der dem Tier während der Behandlung eine Futterportion oder eine Zwischenmahlzeit anbietet. Das Anheben einer Hautfalte für eine subkutane Injektion ist bei einem adulten Ameisenbären aufgrund der sehr dicken Haut (kaum Unterhautschicht) nicht möglich. Bei Jungtieren können subkutane Injektionen in Analogie zum Saugferkel in die Kniefalte erfolgen.

Für die intramuskulären Injektionen wird standardmäßig die kaudale Oberschenkelmuskulatur gewählt. Es muss dabei beachtet werden, dass die Injektionen exakt in die lange Sitzbeinmuskulatur gesetzt werden, damit der *Nervus ischiadicus* nicht verletzt wird. Für eine wässrige Injektion eignet sich am besten eine dünne Kanüle (22G, 0,7 x 30mm), bzw. für die öligen Injektionslösungen eine dickere Kanüle (21G, 0,8 x 40mm oder 19G, 1,1 x 30mm). Der Einstich und die Injektion

sollten langsam und keinesfalls ruckartig erfolgen. Vor der Medikamentenapplikation sollte aspiriert werden.



**Abb. 17:** Intramuskuläre Injektion bei der Großen Ameisenbärin „Zenobia“. (Foto: Zoo Dortmund).

### **3.7 Gewichtskontrollen**

Um den Gesundheitszustand der Großen Ameisenbären beurteilen zu können, werden sie im Zoo Dortmund einmal monatlich gewogen. In Krankheitsfällen oder bei auffälligen Gewichtsschwankungen sowie während des Wachstums wurde ihr Gewicht öfter kontrolliert. Die Messung wurde in den Ställen auf einer Großtierwaage ETW 300 der Firma Bosche und ab 2013 auf einer Digital-Tierwaage (Firma Soehnle Professional) durchgeführt. Die noch nicht trainierten Tiere ließen sich nach ca. zwei bis drei Trainingsversuchen gut in Richtung Waage dirigieren. Nach kurzem Beschnuppern betraten sie diese meist problemlos. Dies war stark vom Gesundheitszustand der Tiere sowie der Anwesenheit der vertrauten Tierpfleger abhängig. Die Untersuchung eines Tieres (Führen in den Gang, Wiegen, Zurückführen in die Box oder auf die Anlage) dauerte ca. 10 Minuten. Neue Tiere benötigten eine unterschiedlich lange Eingewöhnungszeit und wurden nie unter Zwang auf die Waage geführt. Bei mangelnder Kooperation seitens des Tieres wurde der Untersuchungsvorgang abgebrochen.

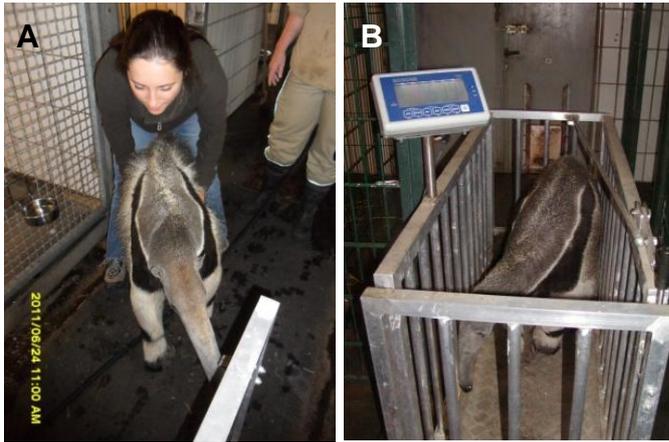


Abb. 18 A bis B: Dirigieren eines Großen Ameisenbären in Richtung Schweinewaage. (Foto: Zoo Dortmund).



Abb. 19 A und B: Gewichtskontrolle bei den Großen Ameisenbären auf der digitalen Tierwaage. Die Tiere bleiben ca. 30 bis 60 Sekunden auf der Waage stehen. - A: Jungtier. B: Adult (Foto: Zoo Dortmund).

### 3.8 Blutabnahme

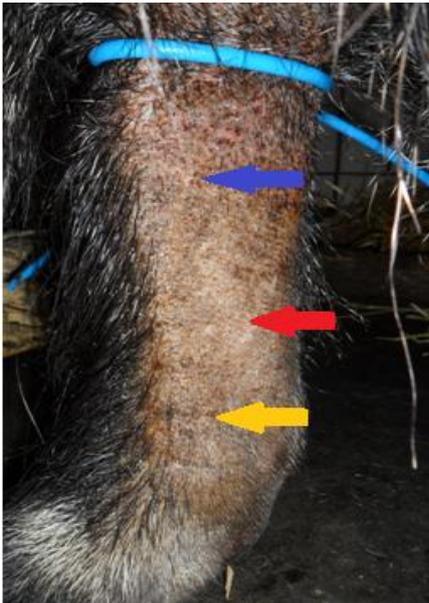
Für die allgemeine und spezielle klinische Untersuchung des Tieres oder zur Klärung der Diagnose und Beurteilung des Verlaufes einer Erkrankung ist oft eine Blutuntersuchung erforderlich. Hierfür wird bei Zoo- und Wildtieren in vielen Fällen eine Narkose notwendig. Der Tierarzt muss sowohl auf die eigene Sicherheit als auch auf die des Hilfspersonals achten. Durch gezieltes Medical Training wird versucht, die Tiere im Zoo so zu konditionieren, dass sie sich anfassen lassen. In manchen Fällen wird so eine narkosefreie Blutabnahme ermöglicht. Seit Anfang 2011 wurden im Zoo Dortmund bei ausgewählten Großen Ameisenbären im monatlichen Abstand Blutabnahmen ohne Sedierung durchgeführt. Aus betrieblichen Gründen fanden die Untersuchungen immer nachmittags statt und die Tiere waren bei der Blutabnahme somit mindestens sechs Stunden nüchtern. Als Probanden wurden drei zu Beginn der Studie klinisch gesunde weibliche Große Ameisenbären ausgewählt: „Sandra“, „Chakira“ und „Bonita“. Die drei Weibchen wurden vertraut und ließen sich gut manipulieren. „Chakira“ wurde nach der Geburt ihres Jungtieres im Dezember

2012, von den Blutabnahmeversuchen ausgeschlossen, um unnötige Stresssituationen für die Mutter, das Jungtier und die Tierpfleger zu vermeiden.

Für die Blutuntersuchung wurden folgende Materialien benötigt:

- Xylocain 2% Gel<sup>®</sup>; ggf. Emla Pflaster<sup>®</sup> (Lidocain, Prilocain)
- Stauschlauch
- Schermaschine bzw. Einmalrasierer
- Perfusionsbesteck (Schlauch Länge 30 cm, Kanülen Länge 19 mm, grün 0,8 mm, 21G, einzeln steril verpackt)
- Proberöhrchen (Sarstedt Monovette<sup>®</sup> EDTA K 2,7 ml; Sarstedt Monovette<sup>®</sup> Coagulation 5 ml; Sarstedt Monovette<sup>®</sup> Serum 4,5 ml)
- OP-Haube (um die Haare vor dem Belegen zu schützen und für die bessere Sicht)
- Einmalhandschuhe
- Kanülensammler
- Stativ für Proberöhrchen
- Leuchte
- Tupfer
- Hautdesinfektionsmittel
- Wasserfester Marker zur Beschriftung der Röhrchen
- Ameisenbärenfutter z.B. Dortmunder Mischung ggf. Avocado oder Joghurt
- Papiertücher

Die Blutabnahme fand immer in Begleitung von mindestens einer vertrauten Hilfsperson statt. Es wurde mit der Untersuchung sofort angefangen, nachdem eine Portion Futter angeboten wurde. Nach der ersten Kontaktaufnahme durch Anfassen des Tieres wurde die Medialfläche einer Hintergliedmaße unterhalb des Knies rasiert und desinfiziert. Die Stellen wurden mit Lidocaingel (Xylocain 2% Gel<sup>®</sup>) eingerieben, bzw. ein Emla Pflaster<sup>®</sup> wurde aufgeklebt. Es wurde eine gute analgetische Wirkung nachgewiesen, da die Tiere schon wenige Minuten nach Auftragen des Gels auf Nadelstiche nicht mehr reagierten. Als nächster Schritt wurde oberhalb des Knies ein Stauschlauch angebracht. Die Blutabnahme erfolgte aus der *Vena saphena medialis* oder ihren Abzweigungen. Nur bei der Großen Ameisenbärin „Sandra“ war diese Vene manchmal sichtbar. In den meisten Fällen konnte sie nur palpirt werden, oder der Einstich musste „blind“ erfolgen.



**Abb. 20: Medialfläche der rechten Hintergliedmaße eines Großen Ameisenbären. Variierende Einstichstellen für die Blutabnahme. Blau: Bonita, rot: Sandra, gelb: Chakira (Foto: M. NOWAK):**

Die Untersuchung war immer nur solange möglich, wie die Tiere durch das Fressen abgelenkt waren; während ca. 10-15 Minuten konnten die Blutabnahmen durchgeführt werden. Die Tiere reagierten meist kaum auf den Einstich und fraßen dabei weiter. Bei Gegenreaktionen wurde kurz mit der Manipulation aufgehört.

Koagulationsröhrchen wurden bis zur Markierung gefüllt, so dass eine Verdünnung von 1:10 eingehalten wurde. Nach der Blutabnahme wurde die Einstichstelle mit einem Tupfer abgedrückt, um Nachblutungen zu vermeiden. Weiterhin wurden die Proberöhrchen innerhalb einer Stunde nach der Blutentnahme für den Laborversand vorbereitet.

## Schematischer Verlauf der Blutabnahme bei Großen Ameisenbären



Abb. 21 A-H: Verlauf der Blutabnahme bei Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund. - A: Vorbereiten der Materialien im Stallgang. B: Rasur der Haut. C: Aufbringen des Lokalanästhetikums. D: Anbringen des Stauschlauchs und Hautdesinfektion. E-F: Blutabnahme. G: Kontrolle der Einstichstelle. H: Vorbereiten der Röhren für den Laborversand (Fotos: J. SILL).

### 3.9 Urinabnahme

Um die klinische Diagnostik bei den Großen Ameisenbären zu vervollständigen, wurde versucht, bei den Tieren Urin zu gewinnen. Es wurde festgestellt, dass sich *Myrmecophaga tridactyla* manchmal zur Urinabgabe stimulieren lässt, wenn die Anogenitalregion mit Wasser befeuchtet wird (OFFHAUS, persönliche Mitteilung). Für die Uringewinnung werden die Tiere mittels eines leichten Strahls aus einem Wasserschlauch stimuliert und ein Urinbecher bereitgehalten. Derartige Probeentnahme war nur am frühen Morgen erfolgreich.

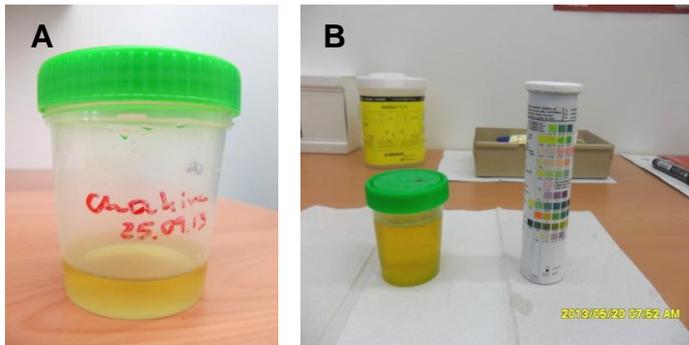


Abb. 22 A-B: Urinproben . - A: Urinbecher mit Urinprobe der Großen Ameisenbärin „Chakira“. B: Urinprobe der Großen Ameisenbärin „Sandra“, nebenstehend Urinteststreifen Medi-Test Combi 10<sup>®</sup> VET (Foto: M. NOWAK).

Danach wurde die Probe mit den Urinteststreifen Medi-Test Combi 10<sup>®</sup> VET (Firma Henry Schein<sup>®</sup> Vet) untersucht. Mit diesen Teststreifen wurde eine semiquantitative Bestimmung der Parameter: Blut, Urobilinogen, Bilirubin, Protein, Nitrit, Keton, Glucose, pH-Wert, Dichte und Leukozyten im Harn ermöglicht. Laut Gebrauchsanleitung sollte der Teststreifen ca. 1 Sekunde in den frischen Harn eingetaucht werden. Die jeweilige Reaktionsfarbe der Felder wurde nach 30-60 Sekunden (Leukozytenfeld nach 60-120 Sekunden) mit der Farbskala auf dem Röhrchen verglichen. Farbveränderungen, die nach mehr als 2 Minuten auftraten, waren ohne Bedeutung. Der Harn sollte bis zur Untersuchung nicht länger als zwei Stunden stehen (Firma Henry Schein<sup>®</sup> Vet).

### 3.10 Kotbeurteilung

In den Jahren 2010 bis 2011 erkrankten die Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund an Salmonellose. Um den Informationsaustausch zwischen den Tierpflegern und dem Tierarzt zu vereinfachen und zu verbessern, wurde in dieser Zeit täglich die Kotkonsistenz nach dem Waltham<sup>®</sup> Faecal Grading System fotografisch dokumentiert und durch die Tierpfleger schriftlich in einer Tabelle eingetragen. Dieses bewährte System wurde auch bei der Futterumstellung von einzelnen Großen Ameisenbären genutzt. Dadurch ergaben sich folgende Informationen über jedes einzelne Tier:

- Die Kotbeschaffenheit
- Die tägliche und die gesamte Anzahl an Darmentleerungen

Die Skala zur Bewertung der Kotbeschaffenheit reicht von eins bis fünf, wobei die Stufe eins einen „harten, trockenen und bröckeligen Kot“ beschreibt und Stufe fünf für „wässrige Diarrhoe“ steht (MOXHAM 2001). Um eine angemessene Abstufung feinerer Unterschiede erfassen zu können, wurde die von eins bis fünf reichende Skala zusätzlich in 0,5er Schritte unterteilt, so dass insgesamt neun Bewertungsstufen zur Verfügung standen. Das Waltham<sup>®</sup>-System zur Bewertung von

Tierkot bietet eine hohe Zuverlässigkeit hinsichtlich Genauigkeit und Reproduzierbarkeit und ist damit ein wichtiges Hilfsmittel für die Beurteilung des Gesundheitszustandes des Verdauungstraktes und/oder für die Untersuchung von Störungen im Magen-Darm-Trakt von Heimtieren (MOXHAM 2001).



Abb. 23: Fotodokumentation der Kotbeschaffenheit bei Großen Ameisenbären nach Waltham® Faecal Grading System (Fotos: M. NOWAK; Zoo Dortmund).

- Stufe 1:** Hart, trocken und bröckelig; „geschossartig“  
(Kam bei den Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund nicht vor, daher keine Abbildung).
- Stufe 1,5:** Hart und trocken
- Stufe 2:** Gut geformt; hinterlässt beim Aufheben keine Spuren; „kickbar“
- Stufe 2,5:** Gut geformt mit leicht feuchter Oberfläche, hinterlässt nach dem Aufheben geringe Spuren; bei Berührung fast klebrig
- Stufe 3:** Feucht, beginnender Verlust der Form, hinterlässt deutliche Spuren beim Aufheben
- Stufe 3,5:** Sehr feucht, aber immer noch etwas geformt
- Stufe 4:** Zum größten Teil oder vollständig ungeformter Kot; weiche Konsistenz, viskös
- Stufe 4,5:** Diarrhoe mit einigen festeren Bestandteilen
- Stufe 5:** Wässrige Diarrhoe

### 3.11 Ultrasonographische Diagnostik

Die Möglichkeit der Ultraschalluntersuchung wird im Zoo Dortmund seit dem dem Jahr 2000 bei Ameisenbären genutzt, wobei die Ermittlung verschiedener Trächtigkeitsstadien einen diagnostischen Schwerpunkt darstellt (OSMANN, unveröffentlicht). Die Etablierung ultrasonographischer Untersuchungsverfahren zur Optimierung der klinischen Diagnostik spielt in der kurativen Zootiermedizin eine zunehmende Rolle. Grundvoraussetzung hierfür sind umfassende, artspezifische Kenntnisse über Lage und Bau der Organe. Die anatomischen Verhältnisse sind bisher für den Großen Ameisenbären allerdings nur unzureichend beschrieben (OSMANN et al. 2001). Für die transabdominale Sonographie kommt ein tragbares Ultraschallgerät LOGIQ Book XP der Firma GE Medical System zur Anwendung. Die Untersuchungen wurden hauptsächlich mit einer Mikrokonvex-Sonde 3C-RS (Brandbreite: 2-5 MHz; Sichtfeld 60°) ausgeführt. Zugänge für die transabdominale Untersuchung sind bei Großen Ameisenbären die linke und rechte Flanke (nur ca. sechs cm Abstand zwischen letzter Rippe und Hüfthöcker) sowie die ventrale Bauchdecke entlang der Medianen kaudal des Nabels. Eine hinreichend gute Ankopplung ist ohne gründliche Rasur der Haare nicht möglich (OSMANN et al. 2001). Auf die Haut wurde Kontaktgel reichlich aufgetragen und gut eingerieben. Die Ankopplung der Sonde an die Bauchdeckenhaut oder an die Flankenhaut gestaltete sich manchmal schwierig, weil die Bauchwände oft angespannt waren. Zudem enthielt der Magen-Darm-Trakt der Großen Ameisenbären oft sehr viel Luft. Bei unruhigen Tieren war eine automatische Speicherung der letzten 1-2 Sekunden (Cineloop) sehr hilfreich. Die Organe wurden im Sagittal- und Querschnitt untersucht und auf ihre Lage, Größe, Echo und Struktur beurteilt. Die Große Ameisenbärin Sandra wurde aufgrund ihrer erhöhten Leberenzymwerte geschallt. Der Umgang mit den Tieren erfordert die gleiche Herangehensweise wie bei der Blutuntersuchung.

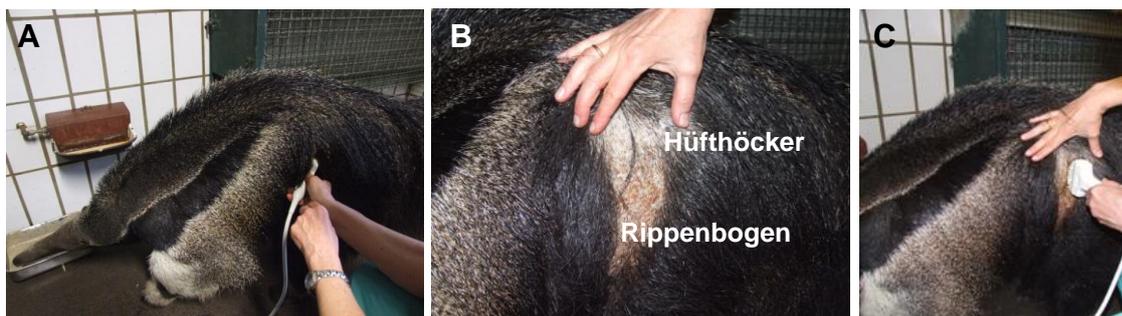


Abb. 24: Ultrasonographische Untersuchung bei Großen Ameisenbären. - A-C: „Alice“ linke Flanke (Hüfthöcker und Rippenbogen markiert) (Foto: J. SILL)

### 3.12 Laboruntersuchungen

#### 3.12.1 Blutuntersuchungen

Nach den gelungenen Blutabnahmen bei den weiblichen Großen Ameisenbären wurden die Proberöhrchen etwa 15 Minuten lang senkrecht im Kühlschrank bei ca. 4°C gelagert. Das in den Serumröhrchen, Koagulationsröhrchen und teilweise in den EDTA-K-Röhrchen aufgefangene Blut wurde danach fünf bis zehn Minuten niedertourig (3500 U/Min.) zentrifugiert. Das überstehende Serum, Citrat-Plasma und EDTA-Plasma wurden in Eppendorf-Röhrchen abgegossen. Das IDEXX Vet-Med-Labor GmbH weist darauf hin, dass die Resultate des Gerinnungsstatus nur valide sind, wenn eine korrekte Präanalytik eingehalten wurde. Diese beinhaltet das zeitnahe Abzentrifugieren des Citratblutes (innerhalb von max. 30 Minuten) und das direkte Überführen des Citratplasmas in ein unbeschichtetes Probenröhrchen. Die Proben für die Taurin-Bestimmung und den Gerinnungsstatus wurden eingefroren und dann in einen Versandbehälter für den Kühltransport eingepackt. Das Serum für die Vitamin A-Bestimmung wurde gekühlt versandt. Die Versandbehälter wurden vor dem Versand mindestens 24 Stunden im Tiefkühlfach liegend gelagert.



**Abb. 25: Versandbehälter der Firma Sarstedt für Kühltransport (Foto: M. NOWAK)**

Aus dem restlichen EDTA-Blut wurden Blutausstriche angefertigt und Blut für das Blutbild vorbereitet. Die Objektträger wurden in den vorgesehenen Schutzhülsen versandt. Abhängig von den Blutmengen wurden verschiedene Organprofile (Leber, Pankreas, Niere, Muskel), Taurin, Gerinnungsstatus, Phosphor/Calcium-Stoffwechsel und Blutspiegel von Zink, Vitamin A und Biotin bei der Laboruntersuchung bestimmt. Auf jedes Röhrchen wurde ein Barcode zur Identifizierung der Probe im Labor geklebt. Ein Untersuchungsantrag für Katzen mit zusätzlicher Taurin-Untersuchung wurde ausgefüllt und zusammen mit den Proben zum IDEXX Vet-Med-Labor GmbH nach Ludwigsburg geschickt.

**Tab. 3: Durch den Zoo Dortmund bei IDEXX Vet-Med-Labor GmbH beauftragte Blutuntersuchungen von Großen Ameisenbären in den Jahren 2011-2013.**

<b>Untersuchung</b>	<b>Material</b>	<b>Besonderheiten</b>	<b>Anzahl</b>
<b>Großer Check-up</b>	Serum	Großes Blutbild, Harnstoff-Stickstoff (BUN), Kreatinin, Na, K, Phosphat, Bilirubin, ALT, AP, GGT, AST, GLDH, Gesamteiweiß, Albumin, Globulin, Albumin/Globulin-Quotient, Glukose, Fruktosamin, Cholesterin, CK, LDH, Ca, Mg, Triglyzeride	11
<b>Leberprofil 1</b>	Serum	Harnstoff-Stickstoff (BUN), AP, ALT, GGT, GLDH, Gallensäuren, Bilirubin, Albumin	6
<b>Gerinnungsstatus gesamt</b>	Citrat-Plasma gefroren	Fibrinogen, aPTT, Quick (PT), Thrombinzeit	8
<b>Taurin</b>	EDTA-Plasma gefroren	Weiterleitung an Partnerlabor	10
<b>Biotin</b>	Serum, EDTA oder Heparin-Plasma		8
<b>Vitamin A</b>	Serum gekühlt, lichtgeschützt		10
<b>Zink</b>	Serum oder Heparin- Plasma		12

### 3.12.2 Kot- und Hautuntersuchungen

Zusätzlich wurden für die klinische Diagnostik die Kotproben der Großen Ameisenbären parasitologisch nach der Flotationsmethode im Praxislabor des Zoos Dortmund untersucht. Bei Nachweis eines Giardiasbefalls wurden die Proben auch zu Fremdlaboren verschickt (IDEXX Vet-Med-Labor GmbH in Ludwigsburg oder zum Institut für Parasitologie, Justus-Liebig-Universität Gießen).

Zusätzlich wurden Hautabklatschpräparate im Zoo Dortmund mikroskopisch auf Ektoparasiten untersucht. Mikrobiologische Kotuntersuchungen fanden immer im Fremdlabor statt. Die Proben wurden zum IDEXX Vet-Med-Labor GmbH in Ludwigsburg, zur Laboratoriumsmedizin Dortmund (Dr. Eberhard u. Partner, Abteilung Mikrobiologie in Dortmund) zum Laboratorium der Klinikum Dortmund GmbH oder zum Institut für Hygiene und Infektionskrankheiten der Tiere der Justus-Liebig-Universität Gießen geschickt.

### 3.13 Euthanasie und anatomisch-pathologische Untersuchungen

Der Begriff „Euthanasie“ bezeichnet in der Veterinärmedizin die bewusste, schnelle und sichere Tötung eines Individuums ohne Auslösung von Schmerz und Angst (GÜTTNER 1993).

Unter Zoobedingungen werden zur Euthanasie von Tieren chemische oder physikalische Methoden angewendet. Zu den chemischen Methoden zählen z.B. die Verabreichung von Barbituraten. Zu den physikalischen Methoden zählen z.B. Kugelschuss oder der Bolzenschuss (KREEGER 2006). Vor der Euthanasie findet eine Immobilisation des Tieres statt. Die Tierpfleger sollten aufgeklärt werden, dass auch immobilisierte Tiere zur plötzlichen unwillkürlichen Abwehrbewegungen neigen können.

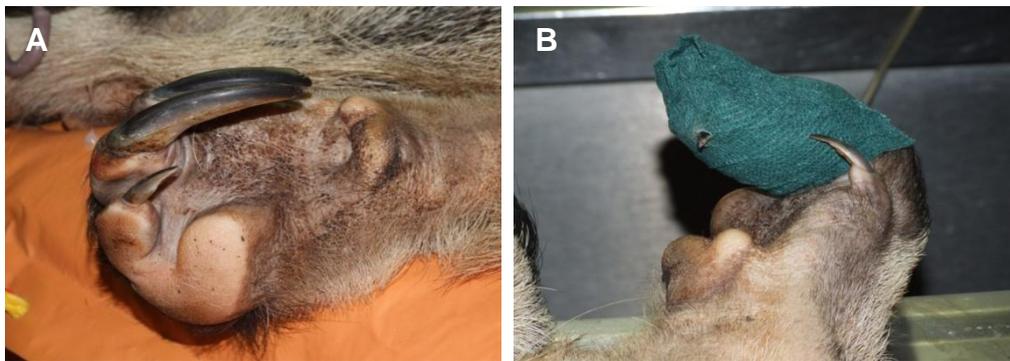


Abb. 26 A-B: Vordergliedmaße des Großen Ameisenbären. - A: Die langen Klauen des Großen Ameisenbären können auch bei sedierten Tieren gefährlich für das Personal werden. B: Die Krallen werden daher mittels Coflex®-Binden gesichert (Foto: Zoo Dortmund).

Im Zoo Dortmund wurden in der Anfertigungszeit dieser Arbeit zwei weibliche Große Ameisenbären euthanasiert. Am 31.01.2012 wurde die Ameisenbärin „Mira“ wegen einer chronischen Salmonellose im Alter von 20 Jahren eingeschläfert. Am 20.02.2012 wurde die 19-jährige Ameisenbärin „Nina“ wegen hochgradiger Arthrosen und einer nicht heilenden Verletzung an der Schwanzspitze euthanasiert. Die beiden alten Tiere befanden sich seit längerem in intensiver tierärztlicher Behandlung.

Es wird dringend davon abgeraten, die Großen Ameisenbären für die Immobilisation zu sedieren. Die Tiere reagieren dabei mit heftigen Abwehrbewegungen und können den Menschen lebensgefährliche Verletzungen zufügen (OSMANN, persönliche Mitteilung). Zur Narkose wurde 0,05 mg/kg KGW Medetomidin und 5 mg/kg KGW Ketamin 10% per Blasrohr verabreicht. Nach ca. drei bis zehn Minuten legten sich die Tiere ab. Es folgte eine gute Analgesie und Muskelrelaxation.

Zur Euthanasie wurde intravenös in die *Vena cephalica* oder *Vena saphena medialis* ca. 150 mg/kg KGW Pentobarbital-Natrium Präparat Release®, (WIRTSCHAFTSGENOSSENSCHAFT DEUTSCHER TIERÄRZTE 2008) injiziert. Nach der tierärztlichen Untersuchung und Feststellung des Todes wurden die

euthanasierten Tiere zum Chemischen und Veterinäruntersuchungsamt Westfalen (CVUA) in Arnsberg zur anatomisch-pathologischen Untersuchung gebracht. Im Rahmen der Sektionen wurde dem Verlauf geeigneter Blutgefäße zur Blutabnahme besondere Aufmerksamkeit gewidmet. Die pathomorphologischen Befunde wurden fotografisch dokumentiert.

## **4. Ergebnisse**

### **4.1 Klinische Untersuchungen**

In den Jahren 2013 bis 2014 wurden bei den Großen Ameisenbären des Dortmunder Zoos folgende klinischen Parameter untersucht: Körpertemperatur, Atem- und Herzfrequenz. Durch vorheriges Medical Training wurde es möglich, dass die Untersuchungen für die Tiere und Menschen mit weniger Stress verbunden waren und die Tiere berührt werden konnten. Die Werte ungestresster Tiere waren deutlich valider. Anfänglich wurden nur ausgewählte, ruhige Weibchen untersucht. Im Laufe der Zeit wurden alle Tiere (männlich und weiblich, sowie die Jungtiere) in die Untersuchungen miteinbezogen (n=10).

#### **4.1.1 Körpertemperatur**

Die Körpertemperaturen der Großen Ameisenbären wurden monatlich, von März 2013 bis Februar 2014, in ihren Innenanlagen erfasst. Im Juni 2013 konnten aus betrieblichen Gründen keine Messungen durchgeführt werden. Anfänglich wurden nur zwei Weibchen „Alice“ und „Zenobia“ untersucht. Im April 2013 kamen „Bonita“, „Chakira“, „Mirek“, „Sandra“ hinzu. Im Oktober 2013 konnten auch die verbliebenen Großen Ameisenbären untersucht werden, nachdem sie einem Medical Training unterzogen worden waren. Es erwies sich auch als unproblematisch, die Jungtiere in die Versuche einzubeziehen. Insgesamt wurde über ein Jahr lang bei zehn Tieren 72 Mal die rektale Körpertemperatur ermittelt. Der Mittelwert aller ermittelten Temperaturwerte betrug 34,12°C, (SD  $\pm$  1,02), wobei ein Minimalwert von 32,2°C und ein Maximalwert von 35,6°C ermittelt werden konnten. Die höchsten Körpertemperatur-Mittelwerte im Jahr wurden bei den adulten weiblichen Tieren und die niedrigsten bei den Männchen und den Jungtieren gemessen.

Tab. 4: Gemessene Körpertemperatur [°C] bei Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2013-2014 (rot: Weibchen, blau: Männchen, grün: Jungtiere)

Individuum	Zeitintervall	<i>M</i>	<i>SD</i>	min	max	n
0,1 "Alice"	25.03.13-05.02.14	34,82	0,54	34,1	35,6	11
0,1 "Bonita"	24.04.13-05.02.14	34,80	1,17	32,2	35,6	9
0,1 "Chakira"	24.04.13-05.02.14	34,34	0,84	32,6	35,1	11
0,1 "Sandra"	24.04.13-05.02.14	33,93	1,28	32,2	35,4	9
0,1 "Zenobia"	25.03.13-05.02.14	34,06	0,96	32,7	35,1	11
1,0 "Antebus"	04.12.13-05.02.14	33,40	0,79	33,4	34,9	3
1,0 "Mirek"	24.04.13-05.02.14	33,70	1,09	32,2	35,4	9
1,0 "Hektor" (Jungtier)	29.10.13	33,80	0	33,8	33,8	1
0,1 "Isabela" (Jungtier)	29.10.13-05.02.14	33,60	0,52	32,9	34,08	4
1,0 "Jorge" (Jungtier)	29.10.13-05.02.14	33,53	0,97	32,7	34,9	4
Gesamt	25.03.13-05.02.14	34,12	1,02	32,2	35,6	72

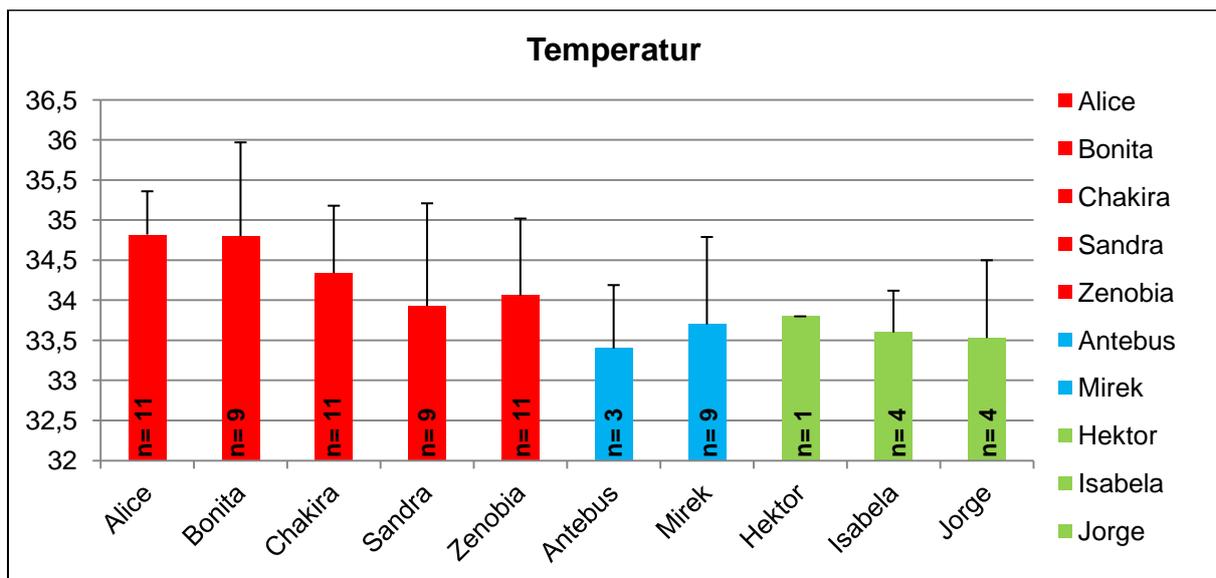
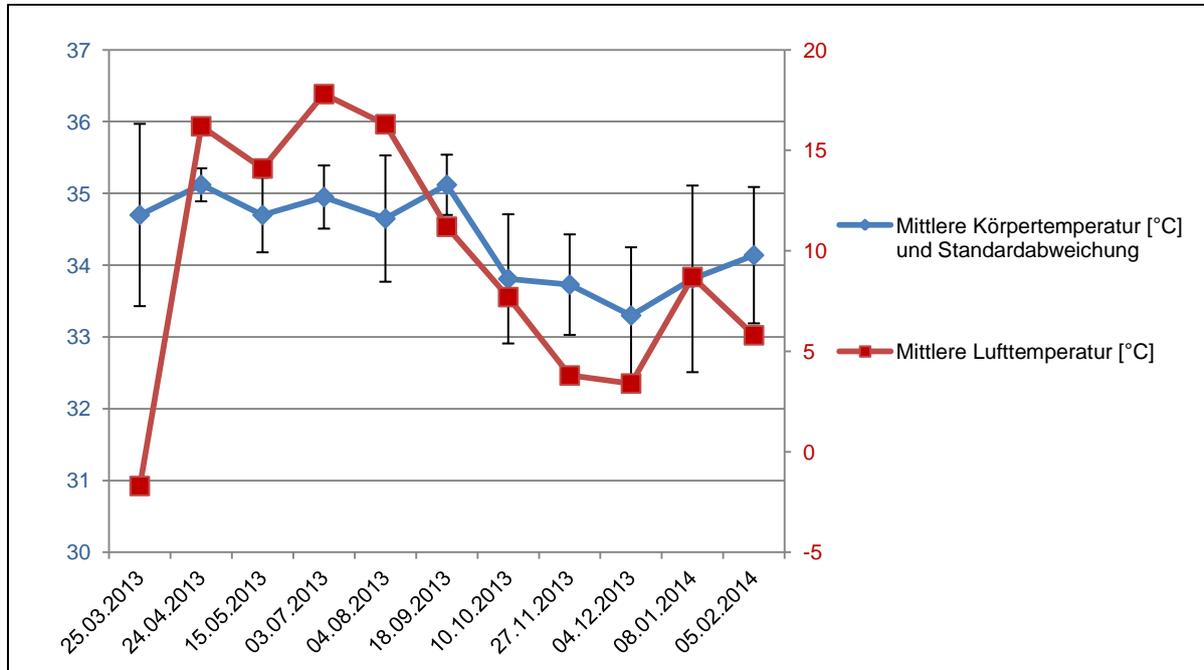


Abb. 27: Mittelwerte der Körpertemperatur der Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2013-2014 (rot: Weibchen, blau: Männchen, grün: Jungtiere)

Die oben dargestellte Graphik zeigt den Verlauf der mittleren Körpertemperaturen bei zehn Dortmunder Großen Ameisenbären in den Jahren 2013 und 2014.

Die roten Balken stellen die mittleren Körpertemperaturen der fünf weiblichen Großen Ameisenbären dar; die blauen Balken die der beiden männlichen Individuen und die grünen die der drei jüngsten Tiere. Es wurden durchschnittlich höhere mittlere Körpertemperaturen bei den Weibchen als bei Jungtieren und Männchen gemessen. Die niedrigsten mittleren Temperaturwerte wurden bei dem männlichen Großen Ameisenbär „Antebus“ erhoben. Von allen adulten weiblichen Großen Ameisenbären wurde bei „Alice“ die höchste mittlere Körpertemperatur von 34,8°C im Jahr ermittelt

und die niedrigste bei dem ältesten Weibchen „Sandra“ ( $33,93^{\circ}\text{C}$ ) gemessen. Von zwei adulten Männchen wurde die höchste mittlere Körpertemperatur bei „Mirek“ ( $33,7^{\circ}\text{C}$ ) ermittelt. Die höchste mittlere Körpertemperatur der drei jüngsten Nachzuchten wurde bei „Hektor“ ( $33,8^{\circ}\text{C}$ ) und die niedrigste ( $33,53^{\circ}\text{C}$ ) bei „Jorge“ gemessen.



**Abb. 28:** Verlauf der Körpertemperatur (Mittelwerte) bei den Großen Ameisenbären in Abhängigkeit von den Lufttemperaturen (Mittelwerte; gemessen in der Wetterstation Dortmund-Berghofen in den Jahren 2013-2014). Für die n-Werte siehe Tabelle 27.

Das Diagramm (Abb. 28) stellt einen Vergleich zwischen den monatlichen mittleren Körpertemperaturen der Dortmunder Großen Ameisenbären und den Mittelwerten der Lufttemperaturen zwischen März 2013 und Februar 2014 dar. Diese wurden in der Wetterstation Dortmund-Berghofen erhoben. Die angegebenen mittleren Lufttemperaturen wurden zeitgleich mit den Körpertemperaturen der Großen Ameisenbären in Dortmund ermittelt. Zusätzlich wurden für die Körpertemperaturkurven Standardabweichungen berechnet (s. Anhang Tab. 27). Die Körpertemperaturen der Tiere folgten augenfällig den Außentemperaturen z.B.:

- Am 24.04.2013 stieg die mittlere Lufttemperatur auf  $16,2^{\circ}\text{C}$  und die mittlere Körpertemperatur der Großen Ameisenbären stieg auf  $35,1^{\circ}\text{C}$ ,
- Am 15.05.13 fiel die mittlere Lufttemperatur auf  $14,1^{\circ}\text{C}$  und die mittlere Körpertemperatur der Großen Ameisenbären sank auf  $34,7^{\circ}\text{C}$ ,
- Am 10.10.13 fiel die mittlere Lufttemperatur auf  $7,7^{\circ}\text{C}$  und die mittlere Körpertemperatur der Großen Ameisenbären sank auf  $33,8^{\circ}\text{C}$ ,
- Am 04.12.13 fiel die mittlere Lufttemperatur auf  $3,4^{\circ}\text{C}$  und die mittlere Körpertemperatur der Großen Ameisenbären sank bis auf  $33,3^{\circ}\text{C}$ .

Eine Abweichung von dieser augenfälligen Korrelation zwischen der Körpertemperatur und Lufttemperatur beobachteten wir im September 2013, als die mittleren Körpertemperaturen (35,12°C) höher waren als im August (34,65°C), obwohl die Lufttemperaturen im Vergleich zum August fielen. Die Körpertemperaturen sanken erst einen Monat (Oktober) nach Abfall der Außentemperatur auf 33,81°C. Die zweite Abweichung wurde im Februar 2014 gemessen. Damals stiegen die mittleren Körpertemperaturen bei den Großen Ameisenbären an, während gleichzeitig die mittleren Lufttemperaturen fielen. Maximale mittlere Körpertemperaturen wurden in den Monaten April und September 2013 gemessen, eine minimale Körpertemperatur von 33,3°C im Dezember 2013. Aus Sicherheitsgründen wurden die Tiere zur Messung der Körpertemperatur von den Außenanlagen in ihre Innengehege geholt. Da nicht alle Tiere untereinander verträglich sind, blieben manche Individuen im Winter tageweise in den Ställen. In den Sommermonaten wurde der Stallbereich gut gelüftet, so dass es keine große Lufttemperaturschwankung zwischen der Außen- und Innenanlage gab. Im Herbst und Winter wurde der Innenbereich geheizt. Die Raumtemperatur der Innenanlagen schwankte von September 2013 bis Februar 2014 zwischen 18 °C und 20°C (s. Anhang, Tab. 17-26).

#### 4.1.2 Atemfrequenz

Die mittlere Atemfrequenz (Atemzüge/Minute gemessen über ein Jahr) der Dortmunder Großen Ameisenbären betrug 11,37 (SD $\pm$  2,59), der Minimalwert betrug 7 und der Maximalwert 20. Es wurden bei zehn Tieren insgesamt 74 Messungen durchgeführt.

Tab. 5: Gemessene Atemfrequenzen (Atemzüge/Minute) bei Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2013-2014 (rot: Weibchen, blau: Männchen, grün: Jungtiere)

Individuum	Zeitintervall	<i>M</i>	<i>SD</i>	min	max	n
0,1 "Alice"	25.03.13-05.02.14	11,73	4,31	8	16	11
0,1 "Bonita"	24.04.13-05.02.14	10,2	1,96	9	15	9
0,1 "Chakira"	24.04.13-05.02.14	9,3	1,57	7	11	10
0,1 "Sandra"	24.04.13-05.02.14	10,91	2,88	7	18	11
0,1 "Zenobia"	25.03.13-05.02.14	10,8	1,48	9	14	10
1,0 "Antebus"	04.12.13-05.02.14	8,7	0,58	8	9	3
1,0 "Mirek"	24.04.13-05.02.14	11,8	2,1	8	14	10
1,0 "Hektor" (Jungtier)	29.10.13	13	0	13	13	1
0,1 "Isabela" (Jungtier)	29.10.13-05.02.14	12	1,41	10	13	5
1,0 "Jorge" (Jungtier)	29.10.13-05.02.14	15,25	4,57	9	20	4
<b>Gesamt</b>	<b>25.03.13-05.02.14</b>	<b>11,37</b>	<b>2,1</b>	<b>7</b>	<b>20</b>	<b>74</b>

Abbildung 29 zeigt den Verlauf der mittleren Atemfrequenz bei zehn Dortmunder Großen Ameisenbären gemessen über ein Jahr. Es wurden höhere mittlere Atemfrequenzen bei den Jungtieren und einem adulten Männchen („Mirek“) als bei den adulten Weibchen gemessen. Die niedrigste mittlere Atemfrequenz wurde beim männlichen Großen Ameisenbären „Antebus“ notiert. Von allen adulten weiblichen Großen Ameisenbären wurde mit 11,73 Atemzüge/Minute bei „Alice“ die höchste mittlere Atemfrequenz ermittelt und bei „Chakira“ die niedrigste mit 9,3 Atemzüge/Minute. Von den zwei adulten Männchen wurde die höchste mittlere Atemfrequenz bei „Mirek“ (11,8 Atemzüge/Minute) und die niedrigste (8,7 Atemzüge/Minute) bei „Antebus“ notiert. Die höchste mittlere Atemfrequenz der drei jüngsten Nachzuchten wurde bei „Jorge“ (15,25 Atemzüge/Minute) und die niedrigste (12 Atemzüge/Minute) bei „Isabela“ gemessen.

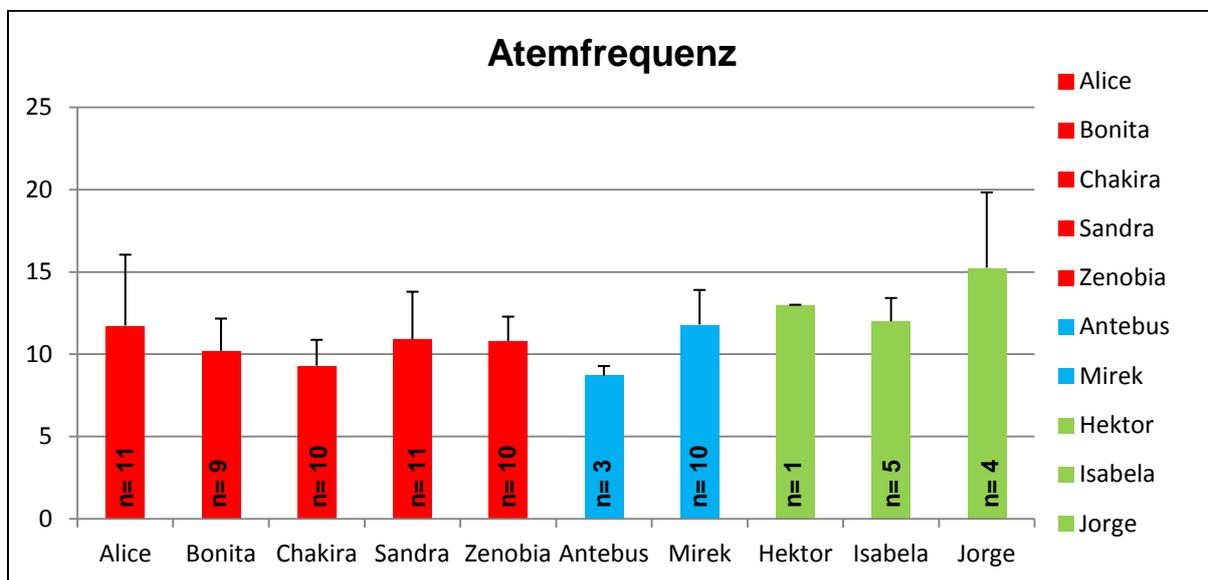


Abb. 29: Mittelwerte der Atemfrequenz der Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2013-2014 (rot: Weibchen, blau: Männchen, grün: Jungtiere)

#### 4.1.3 Herzfrequenz

Die mittlere Herzfrequenz wurde bei zehn Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund gemessen. Diese betrug 68,93 Herzschläge/Minute (SD  $\pm$  8,12). Der Minimalwert betrug 45, der Maximalwert 86 Herzschläge/Minute. Es wurden 72 Messungen durchgeführt. Die höchsten mittleren Herzfrequenzen wurden bei den drei Jungtieren: „Isabela“ ( $M = 75,8$  Herzschläge/Minute), „Hektor“ ( $M = 72$  Herzschläge/Minute), „Jorge“ ( $M = 71,75$  Herzschläge/Minute) notiert.

Tab. 6: Gemessene Herzfrequenz (Herzschläge/Minute) bei Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2013-2014 (rot: Weibchen, blau: Männchen, grün: Jungtiere)

Individuum	Zeitintervall	<i>M</i>	<i>SD</i>	min	max	n
0,1 "Alice"	25.03.13-05.02.14	67,3	8,29	58	86	10
0,1 "Bonita"	24.04.13-05.02.14	66,75	3,88	60	72	8
0,1 "Chakira"	24.04.13-05.02.14	60,9	6,14	51	71	10
0,1 "Sandra"	24.04.13-05.02.14	62,55	8,20	45	73	11
0,1 "Zenobia"	25.03.13-05.02.14	67,91	9,92	54	80	11
1,0 "Antebus"	04.12.13-05.02.14	71,7	6,03	66	78	3
1,0 "Mirek"	24.04.13-05.02.14	72,6	7,32	60	81	9
1,0 "Hektor" (Jungtier)	29.10.13	72	0	72	72	1
0,1 "Isabela" (Jungtier)	29.10.13-05.02.14	75,8	3,70	70	79	5
1,0 "Jorge" (Jungtier)	29.10.13-05.02.14	71,75	3,77	69	77	4
<b>Gesamt</b>	<b>25.03.13-05.02.14</b>	<b>68,93</b>	<b>8,12</b>	<b>45</b>	<b>86</b>	<b>72</b>

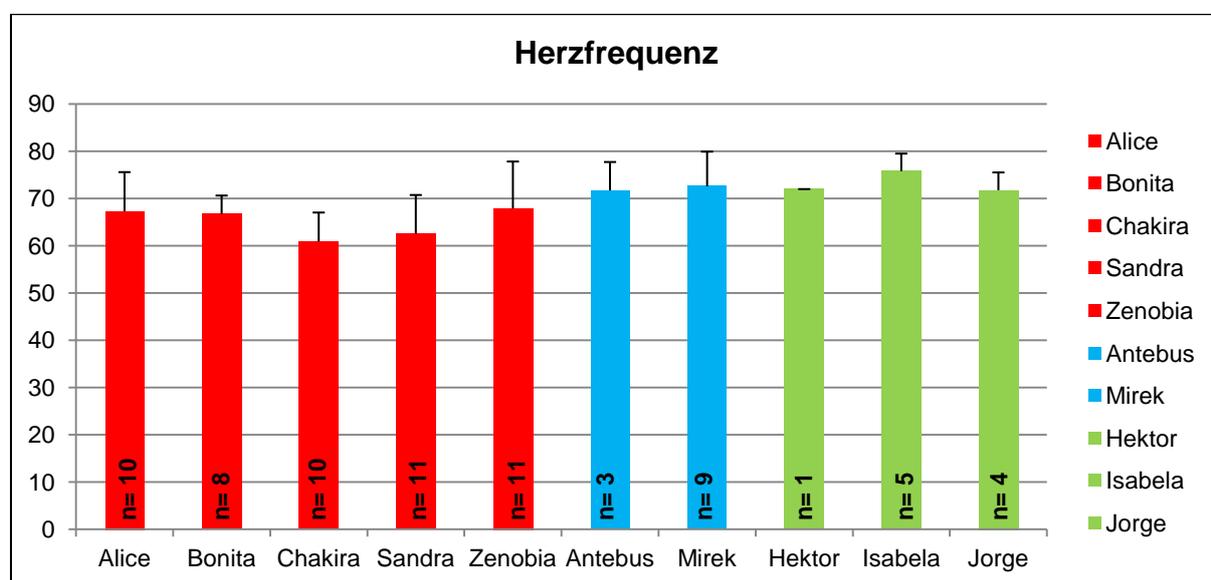


Abb. 30: Mittelwerte der Herzfrequenz der Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2013-2014 (rot: Weibchen, blau: Männchen, grün: Jungtiere)

Abbildung 30 zeigt den Verlauf der mittleren Herzfrequenzen bei zehn Dortmunder Großen Ameisenbären; gemessen über ein Jahr. Es wurden höhere mittlere Herzfrequenzen bei Jungtieren und den adulten Männchen als bei adulten Weibchen gemessen. Die höchste mittlere Herzfrequenz (75,8 Herzschläge/Minute) wurde bei dem weiblichen Jungtier „Isabela“ gemessen. Die niedrigste mittlere Herzfrequenz (60,9 Herzschläge/Minute) wurde bei dem weiblichen Großen Ameisenbären „Chakira“ notiert. Von allen adulten weiblichen Großen Ameisenbären wurde bei „Zenobia“ die höchste mittlere Herzfrequenz (67,91 Herzschläge/Minute) im Jahr ermittelt und die niedrigste bei „Chakira“ (60,9 Herzschläge/Minute) verzeichnet. Von zwei adulten Männchen wurde die höchste mittlere Herzfrequenz bei „Mirek“ (72,6

Herzschläge/Minute) und eine geringfügig niedrigere (71,7 Herzschläge/Minute) bei „Antebus“ erhoben. Die höchste mittlere Herzfrequenz der drei Nachzuchten wurde bei „Isabela“ (75,8 Herzschläge/Minute) und die niedrigste (71,75 Herzschläge/Minute) bei „Jorge“ gemessen.

## 4.2 Laboruntersuchungen

### 4.2.1 Blutuntersuchungen

Im Zoo Dortmund wurden bei drei trainierten und besonders zahmen weiblichen Großen Ameisenbären regelmäßig Blutproben genommen. Die Entnahmen fanden in den Jahren vom 2011 bis 2013 monatlich statt. Dabei war nicht jeder Blutentnahmeversuch erfolgreich.

Aufgrund der Altersunterschiede zwischen den drei Weibchen bestand die Möglichkeit, die Blutparameter von weiblichen Großen Ameisenbären unterschiedlichen Alters zu vergleichen. Das älteste Tier in diesem Versuch war die Große Ameisenbärin „Sandra“ (geboren am 09.06.1994). Die zweitälteste war „Chakira“ (geboren am 21.04.2001), die jüngste „Bonita“ (geboren am 24.11.2007) (s. Tab. 1). „Chakira“ wurde nach der Geburt ihres Jungtieres im Dezember 2012, aus den Blutentnahmeversuchen bis zum Absetzen des Jungtieres ausgeschlossen. Die ausgewählten Probandinnen wurden als klinisch gesund in die Versuche aufgenommen. Insgesamt kamen 23 Blutproben zur Untersuchung.

Die Glucose-Werte waren bei den drei untersuchten Tieren auffallend niedrig. Es wurden Werte zwischen 28 und 65 mg/dl ermittelt. Die Mittelwerte reichten von 39,5 mg/dl („Bonita“), über 44 mg/dl („Chakira“) bis zu 51,5 mg/dl („Sandra“).

Die höchsten Mittelwerte von Gamma-Glutamyl-Transferase ( $\gamma$ -GT), Asparat-Aminotransferase (AST) und Glutamat-Dehydrogenase (GLDH) wurden bei dem ältesten Weibchen „Sandra“ gemessen. Die höchsten Mittelwerte der Alanin-Aminotransferase (ALT) wurden bei „Chakira“ festgestellt ( $M = 105,22$  U/l).

Die ALT-Werte differierten bei den drei Dortmunder Tieren von 2,65 U/l bis 198,6 U/l. Die  $\gamma$ -GT Werte lagen zwischen 41 U/l und 340 U/l und die AST-Werte reichten bei den Dortmunder Ameisenbärinnen von 6,58 U/l bis 133,6 U/l.

Im Blutbild der Ameisenbärinnen lagen die Leukozytenzahlen zwischen 5,4 bis 15,2 G/l. Die mittlere Leukozytenzahl der zwei jüngeren Tiere betrug 11,37 G/l („Bonita“) und 11,4 G/l („Chakira“). Das älteste Tier „Sandra“ hatte mit 6,4 G/l deutlich niedrigere Leukozytenwerte.

In der Tabelle 7 werden die Mittelwerte der besonders relevanten und im Text besprochenen Blutparameter dargestellt. Die Tabellen mit den vollständigen Blutbefunden befinden sich im Anhang (s. Tab. 30-38).

Tab. 7: Ausgewählte Blutparameter (Mittelwerte) gemessen bei drei weiblichen Großen Ameisenbären

Parameter	Einheit	„Bonita“ [M]	„Chakira“ [M]	„Sandra“ [M]
Glukose	mg/dl	39,5	44	51,5
ALT (GPT)	U/l	64,71	105,22	102,28
γ-GT	U/l	89,42	49	171,86
AST (GOT)	U/l	54,92	44,02	80,11
GLDH	U/l	74,55	32,54	95,69
Leukozytenzahl	G/l	11,37	11,4	6,4
Erythrozytenzahl	T/l	2,92	2,83	3,02
Anisozytose		+		+
Taurin	µmol/l	69,23	59,91	70,31
Prothrombinzeit (PT)	Sekunden	13,4	13,1	11,4
Aktivierte Partielle Thromboplastinzeit (aPTT)	Sekunden	53,7	57,6	51,9
Fibrinogenkonzentration	mg/dl	75	79	365,7
Thrombinzeit	Sekunden	35	35,8	16,7

Die Erythrozytenzahlen, die bei drei Tieren gemessen wurden, schwankten zwischen 1,72 und 3,51 T/l. Die mittlere Erythrozytenzahl reichte von 2,83 T/l bei „Chakira“, über 2,92 T/l bei dem jüngsten Tier „Bonita“ bis zu 3,02 T/l bei dem ältesten Weibchen „Sandra“. Im differenzialen Blutbild wurde bei „Bonita“ und „Sandra“ eine Anisozytose der Erythrozyten festgestellt.

In keinem Blutbild wurden atypische Zellen und Polychromasie (unterschiedliche Anfärbbarkeit von Zellen) nachgewiesen. Es wurden keine basophilen Granulozyten und stabkernige Granulozyten bei „Chakira“ und „Sandra“ identifiziert.

Die im Blutplasma gemessenen Taurin-Werte lagen bei den Ameisenbärinnen zwischen 31,9 und 103,87 µmol/l. Die Untersuchungen des mittleren Tauringehalts (n=3) im Blutplasma ergaben bei „Bonita“ 69,23 µmol/l und bei „Chakira“ 59,91 µmol/l. Bei Sandra betrug der Mittelwert des Tauringehalts 70,31 µmol/l.

Als Gerinnungsparameter wurden die Prothrombinzeit (PT), die aktivierte Partielle Thromboplastinzeit (aPTT), die Fibrinogenkonzentration und die Thrombinzeit untersucht. Der gemessene PT-Wert der drei weiblichen Großen Ameisenbären schwankte zwischen 8,1 bis 20,1 Sekunden. Der gemessene Mittelwert der PT betrug bei dem ältesten Tier „Sandra“ 11,4 Sekunden; bei „Bonita“ und „Chakira“ lagen die Werte bei 13,4 bzw. 13,1 Sekunden. Die aktivierte Partielle Thromboplastinzeit (aPTT) bei den drei weiblichen Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund lag zwischen 17,7 und 180 Sekunden. Die mittleren aPTT-Werte reichten von 51,9 Sekunden („Sandra“) über 53,7 Sekunden („Bonita“) bis zu 57,6 Sekunden („Chakira“).

Die gemessene Fibrinogenkonzentration der Dortmunder Probandinnen lag zwischen 75 und 522 mg/dl. Bei „Sandra“ betrug die mittlere Fibrinogenkonzentration 365,7 mg/dl. Im Vergleich dazu waren die Werte bei „Bonita“ von 75 mg/dl und bei „Chakira“ von 79 mg/dl deutlich niedriger.

Die gemessene Thrombinzeit der drei Großen Ameisenbärinnen betrug 11,3-35,8 Sekunden. Die Thrombinzeit von 16,7 Sekunden war bei „Sandra“ mit Abstand am kürzesten. Bei „Bonita“ (35 Sekunden) und „Chakira“ (35,8 Sekunden) unterscheiden sich die Werte nur geringgradig.

#### 4.2.2 Harnuntersuchungen

Die Uringewinnung bei den Großen Ameisenbären erwies sich als schwierig. Der Urin konnte nur früh morgens gewonnen werden, nachdem die Tiere gerade erwachten. Viele von ihnen setzen den Urin dann so spontan ab, dass es nicht möglich war, diesen aufzufangen. Versuche, die Harnabgabe durch Befeuchten der Anogenitalregion mittels eines Wasserstrahls zu provozieren, waren ebenfalls nur bedingt erfolgreich. Einige wenige Male gelang es, den Urin direkt mit einem Becher aufzufangen. Das Prozedere benötigte viel Geduld, Zeit und Übung. Manche Tiere fühlten sich beim Urinabsatz gestört oder waren am Equipment (Urinbecher) sehr interessiert. Insgesamt konnten sechs Urinproben gewonnen werden.

Die untersuchten Tiere waren in der Zeit der Harnuntersuchung klinisch unauffällig. In den Harnproben wurden bei zwei weiblichen Tieren („Alice“ und „Guapa“) sowie bei einem männlichen Tier („Mirek“) Spuren von Blut nachgewiesen. In vier Proben wurden Proteine und Nitrit festgestellt. Am 20.05.2013 wurde im Urin des älteren Weibchens „Sandra“ Glukose nachgewiesen. Der Glukose-Kontrollblutbefund war jedoch unauffällig. Der pH-Wert des Harns schwankte zwischen 5 und 7. Die Harndichte lag zwischen 1.005 und 1.030. Urobilinogen, Bilirubin, Ketone und Leukozyten wurden in keiner Probe nachgewiesen.

Tab. 8: Urinuntersuchung bei Großen Ameisenbären (rot: Weibchen, blau: Männchen)

Datum	15.06.11	24.02.12	04.07.12	20.05.13	25.09.13	21.01.14
Individuum	Alice	Alice	Guapa	Sandra	Chakira	Mirek
Blut	+	-	+	-	-	+
Urobilinogen	-	-	-	-	-	-
Bilirubin	-	-	-	-	-	-
Protein	+	+	+	+	-	-
Nitrit	+	+ vom Stallboden	+	-	-	+ vom Stallboden
Ketone	-	-	-	-	-	-
Glukose	-	-	-	+/-	-	-
pH-Wert				6	5-6	6-7
Dichte	1.025		1.030	1.020	1.020	1.005
Leukozyten	-	-	-	-	-	-

### 4.2.3 Parasitologische Untersuchungen und Behandlungen

Die parasitologischen Kotuntersuchungen wurden sowohl im zoeigenen Labor als auch in Fremdlaboren (z.B. Elisa-Test im Vet-Med-Labor) durchgeführt. In den Jahren 2011 bis 2014 wurde der Tierbestand regelmäßig prophylaktisch auf Endoparasiten untersucht. Dabei wurden am 03.07.2012 beim weiblichen Jungtier „Guapa“ im Kot mittels der Flotationsmethode drei Nematodenlarven gefunden. Dem Tier wurde als Wurmkur Fenbendazol (50 mg/kg über 3 Tage) verabreicht.

Bei einem Zuchtweibchen („Bonita“) mit Alopezie- und Juckreizproblematik im Schwanzbereich wurden am 04.05.2011 im Geschabsel Hautmilben (*Sarcoptes* sp.) nachgewiesen. Dem Weibchen wurde im Abstand von drei Wochen 0,2 mg/kg Doramectin i.m. verabreicht.

In den Jahren 2010 und 2011 wurden einige erkrankte Große Ameisenbären intensiv gegen eine Giardieninfektion therapiert. Klinisch konnten starke Durchfälle und Konditionsabbau beobachtet werden, manchmal begleitet von Blutbeimengungen im Kot. Als Wurmkur wurde Fenbendazol appliziert. Die Dosierung des Medikamentes war vom Infektionsdruck abhängig (s. Tabelle 9).

In Tabelle 9 erfolgt eine Übersicht über den Nachweis von Giardien und die nachfolgenden Behandlungen der Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in Jahren 2010 bis 2011.

**Tab. 9: Übersicht Giardiabefall bei Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2010 bis 2011 (rot: Weibchen, blau: Männchen)**

Datum	Tier	Kotuntersuchung	Wurmkur
19.03.2010	0,1 Mira	Giardia-Elisa : positiv	Panacur Pferd® über 3 Tage (Fenbendazol 50 mg/kg)
19.03.2010	0,1 Nina	Giardia-Elisa : positiv	Panacur Pferd® über 3 Tage (Fenbendazol 50 mg/kg)
19.03.2010	0,1 Sandra	Giardia-Elisa : positiv	Panacur Pferd® über 3 Tage (Fenbendazol 50 mg/kg)
19.03.2010	0,1 Zenobia	Giardia-Elisa : positiv	Panacur Pferd® über 3 Tage (Fenbendazol 50 mg/kg)
29.08.2010	0,1 Zenobia	Giardia-Elisa : positiv	Panacur Susp.10%® über 3Tage (Fenbendazol 25 mg/kg)
30.11.2010	0,1 Bonita	Giardien-Elisa: positiv	Panacur-Granulat® über 3 Tage (Fenbendazol 25 mg/kg)
30.11.2010	1,0 Mirek	Giardien-Elisa: positiv	Panacur-Granulat® über 3 Tage (Fenbendazol 25 mg/kg)
15.03.2011	0,1 Bonita	Giardien-Elisa: positiv	Panacur-Granulat® über 3 Tage (Fenbendazol 25 mg/kg)

#### 4.2.4 Mikrobiologische Kotuntersuchungen

In den Jahren 2010 bis 2011 infizierten sich die Dortmunder Großen Ameisenbären mit den darmpathogenen Keimen *Campylobacter jejuni* und Salmonellen der Gruppe B, C und E.

*Campylobacter jejuni* wurde im Dezember 2009 bei zwei Großen Ameisenbären („Alice“ und „Mirek“) nachgewiesen. Im Jahr 2010 und 2011 wurden die Keime im Kot von „Bonita“ diagnostiziert, nachdem das Tier einen wässrigen Durchfall absetzte. Die erste Infektion fand im Juni 2010, die zweite im September 2011 statt. Nach der Behandlung mit Erythromycin 12,5 bis 15 mg/kg oral 2x täglich (Eryhexal-Saft®) verbesserte sich der Gesundheitszustand der Tiere deutlich und die wiederholten bakteriologischen Kotuntersuchungen erwiesen sich als negativ (OSMANN, persönliche Mitteilung).

Als Symptome einer Salmonellose bei Großen Ameisenbären wurden chronische Durchfälle (evtl. mit Blutbeimengungen), Inappetenz, Abgeschlagenheit, Apathie und/oder Erbrechen beobachtet. Die Kotproben wurden gleichzeitig in mehreren Laboren untersucht. Die Ergebnisse der Untersuchungen variierten aufgrund temporärer Erregerausscheidung oder ungleicher Erregerverteilung. In dieser Zeit unterlagen die Tiere einer Quarantäne und für das Pflegepersonal wurde eine Betriebsanweisung nach §14 Biostoffverordnung ausgehängt. Alle Pfleger, die im Kontakt mit den infizierten Großen Ameisenbären waren, trugen als spezielle Schutzkleidung: Mundschutz, Handschuhe und Schuhüberzieher, die nach der Arbeit als Sondermüll entsorgt wurden. Den Tierpflegern wurde angeboten, sich freiwillig auf Salmonellose untersuchen zu lassen. Die Ergebnisse der bakteriologischen Untersuchungen beim Pflegepersonal wurden nicht zugänglich gemacht. Eine Infektionsquelle konnte abschließend nicht ermittelt werden.

Die Große Ameisenbärin „Felizia“ sowie die Flachlandtapire im „Tapirstall“ erkrankten nicht an Salmonellose. Im „Tamandua-Haus“ infizierten sich ein Tamandua (*Tamandua mexicana*) und ein Sechsbündengürteltier (*Euphractus sexcinctus*) mit Salmonellen-Erregern. Die erkrankten Großen Ameisenbären wurden nach einem Antibiotogramm mit Marbofloxacin 2 mg/kg (Marbocyl® Injektionslösung und Tabletten) oder Enrofloxacin 5 mg/kg (Baytril® Injektionslösung und Tabletten) in unterschiedlichen Intervallen behandelt (OSMANN, persönliche Mitteilung). Die Schübe der Salmonellose wurden in Tabelle 10 dargestellt.

Drei Tiere mit besonders ausgeprägten Krankheitssymptomen („Mira“, „Mirek“ und „Nina“) wurden in die Zoo-Quarantänestation umgesetzt. Besonders „Mira“ erkrankte sehr schwer und rezidivierend. Aus diesem Grund wurde eine Autovakzine im Mikrobiologischen Labor des Uniklinikums Gießen hergestellt. Der Totimpfstoff wurde

oral allen Tieren appliziert und erwies sich bis auf „Mira“ als gut wirksam. Die Mehrzahl der Tiere zeigte keine klinischen Krankheitssymptome mehr und ihre Kotproben wurden in drei aufeinanderfolgenden mikrobiologischen Untersuchungen auf *Salmonella* sp. als negativ bewertet. Trotz der langwierigen Behandlung mit Antibiotika, Applikation der Autovakzine und späteren wiederholten Antibiotikagaben, verschlechterten sich der Gesundheitszustand und das Allgemeinbefinden von „Mira“. Es fiel in den Therapie-Phasen von „Mira“ allerdings auf, dass trotz wiederholter Gaben von Enrofloxacin keinerlei Resistenzen des Keims gegenüber Gyrasehemmern ausgebildet wurden; der Keim blieb sensibel auf Enrofloxacin/Marbofloxacin. „Mira“ wurde insgesamt 12 Mal positiv auf *Salmonella* sp. getestet und fungierte letztendlich als Reservoir der Infektion. Das fast 20 Jahre alte Tier wurde aufgrund des schlechten Allgemeinzustandes und häufiger Rezidive am 31.01.2012 euthanasiert. Es wurde nachfolgend im Chemischen und Veterinäruntersuchungsamt Westfalen (CVUA) in Arnsberg seziiert (siehe Kapitel 4.5.1) Bei der bakteriologischen Untersuchung wurde *Salmonella typhimurium* aus der Gallenblase und aus dem Darm isoliert.

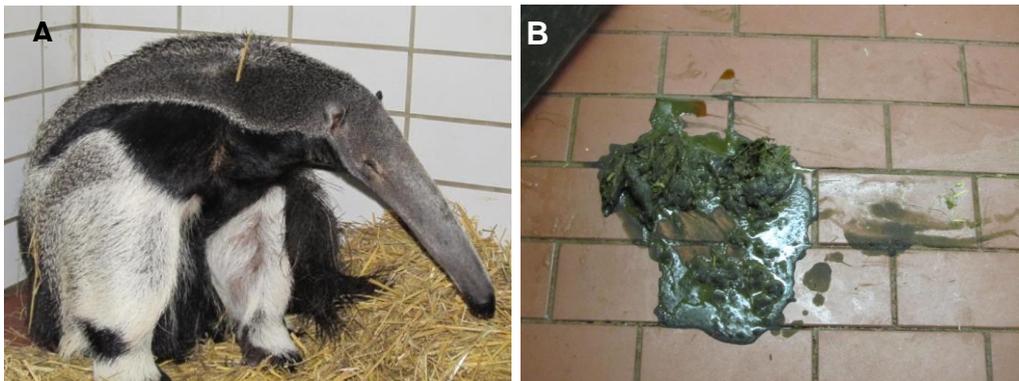


Abb. 31 A-B: Salmonellose. – A: An Salmonellose erkrankte Große Ameisenbärin „Mira“. B: Der abgesetzte Kot dieses Tieres. (Foto: Dr. C. OSMANN)

**Tab. 10: Positive mikrobiologische Befunde aus Kotproben von Großen Ameisenbären in den Jahren 2010 bis 2012 (Die Schübe der Salmonellose wurden in unterschiedlichen Graustufen markiert)**

Datum	Individuum	Labor	Ergebnis
25.01.2010	<b>0,1 Mira</b>	Ved Med Labor	<i>Salmonella typhimurium</i>
25.01.2010	<b>0,1 Sandra</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
28.01.2010	<b>1,0 Mirek</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
28.05.2010	<b>0,1 Chakira</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
04.06.2010	<b>0,1 Bonita</b>	Ved Med Labor	<i>Campylobacter jejuni</i>
08.11.2010	<b>0,1 Mira</b>	Ved Med Labor	<i>Salmonella sp.</i>
10.01.2011	<b>0,1 Mira</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
17.02.2011	<b>0,1 Mira</b>	Ved Med Labor	<i>Salmonella typhimurium</i>
28.02.2011	<b>0,1 Mira</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
15.03.2011	<b>0,1 Alice</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
15.03.2011	<b>0,1 Bonita</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
15.03.2011	<b>0,1 Chakira</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
15.03.2011	<b>0,1 Mira</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
15.03.2011	<b>1,0 Mirek</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
15.03.2011	<b>0,1 Nina</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
15.03.2011	<b>0,1 Sandra</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
15.03.2011	<b>0,1 Zenobia</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
18.03.2011	<b>1,0 Mirek</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
03.05.2011	<b>0,1 Mira</b>	Ved Med Labor	<i>Salmonella sp.</i>
10.05.2011	<b>1,0 Mirek</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe E
10.05.2011	<b>0,1 Nina</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe C
14.06.2011	<b>0,1 Mira</b>	Ved Med Labor	Salmonellen Gruppe B
25.07.2011	<b>1,0 Mirek</b>	Klinikum Dortmund	<i>Salmonella typhimurium</i>
03.08.2011	<b>0,1 Guapa</b>	Ved Med Labor	<i>Salmonella enterica</i>
12.08.2011	<b>0,1 Mira</b>	Ved Med Labor	<i>Salmonella typhimurium</i>
12.08.2011	<b>1,0 Mirek</b>	Ved Med Labor	<i>Salmonella typhimurium</i>
15.08.2011	<b>0,1 Guapa</b>	Ved Med Labor	<i>Salmonella enterica</i>
18.08.2011	<b>0,1 Guapa</b>	Ved Med Labor	<i>Salmonella enterica</i>
14.09.2011	<b>0,1 Bonita</b>	Ved Med Labor	<i>Campylobacter jejuni</i>
28.09.2011	<b>0,1 Bonita</b>	Labor Eberhard und Partner	<i>Campylobacter jejuni</i>
22.12.2011	<b>0,1 Mira</b>	Uni Giessen	Salmonellen Gruppe B
30.01.2012	<b>0,1 Mira</b>	Klinikum Dortmund	<i>Salmonella typhimurium</i>
31.01.2012	<b>0,1 Mira</b>	Ved Med Labor	Salmonellen

### Markierung:

 : nicht typisierter Salmonellenbefund

 : Salmonellen Gruppe B

 : Salmonellen Gruppe C

 : Salmonellen Gruppe E

 : *Campylobacter* spp.

  : Schübe der Salmonellose

In der nachfolgenden Zeit wurden keine Salmonelleninfektionen mehr verzeichnet. Alle Ställe in denen sich jeweils die erkrankten Tiere befanden, wurden mit dem Flächendesinfektionsmittel Intercid® (1%ige Lösung, Firma InterHygiene GmbH) desinfiziert. Im Infektionsverlauf wurden 22 Mal Salmonellen der Gruppe B, einmal

Salmonellen der Gruppe C und einmal Salmonellen der Gruppe E diagnostiziert. Sechsmal wurden die Salmonellen im Labor nicht typisiert. Die positiven mikrobiologischen Kotuntersuchungen der Jahre 2010 bis 2012 bei Großen Ameisenbären wurden in Tabelle 10 zusammengefasst.

#### **4.3 Kotbeschaffenheit und Gewichtsentwicklung im Zusammenhang mit der Futterumstellung**

In den Jahren 2011 bis 2012 wurde im Zoo Dortmund der abgesetzte Kot der Großen Ameisenbären hinsichtlich seiner Beschaffenheit mit Hilfe des Waltham<sup>®</sup> Faecal Grading Systems beurteilt. Die Stufe 2 bis 2,5 entspricht hierbei einem gut geformten Kot und kann daher als optimales Ergebnis angesehen werden, während die Stufe 1 einen harten, bröckeligen Kot und die Stufe 5 wässrige Diarrhoe beschreibt (s. Kapitel 3.10 Kotbeurteilung). Die Proben wurden fotografiert und die Ergebnisse notiert.

Von 2011 bis 2014 wurden die Tiere im Rahmen des Medical Trainings regelmäßig gewogen. Die Kotbeschaffenheit und die Gewichtsentwicklung wurden in dieser Zeit durch folgende Faktoren beeinflusst:

- Zwischen dem 18.02.2011 und 01.11.2012 wurden Futterumstellungsversuche mit dem kommerziell hergestellten Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup> vorgenommen.
- Im Jahr 2012 wurde versuchsweise Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet (5MK8) (Firma Mazuri Zoo Foods) verfüttert.
- In den Jahren 2011 und 2012 traten bei sechs Großen Ameisenbären Salmonellen-Reinfektionen auf.
- Im September 2011 kam es bei der Großen Ameisenbärin „Bonita“ zu einer *Campylobacter jejuni* –Infektion.
- Am 15.03.2011 wurde bei „Bonita“ ein Giardia-Befall festgestellt.

Aus diesen Gründen wurden die Daten für jedes einzelne Tier dokumentiert. Für jeden Probanden wurden der Mittelwert, die Standardabweichung sowie die Minimal- und Maximal-Werte aus allen notierten Kotproben und Gewichten berechnet. Um die Kotbeschaffenheit auswerten zu können, wurden zertretene oder ins Wasser abgesetzte Kotproben, sowie Proben, die einem konkreten Tier nicht eindeutig zugeordnet werden konnten, nicht in die Statistik miteinbezogen. Insgesamt wurden 760 Kotproben beurteilt. Die Tiere wurden in den Versuchen insgesamt 200 Mal gewogen. Die nachfolgenden Tabellen und Diagramme sollen eine Übersicht über die Befunde geben.

Tab. 11: Kotbeurteilung bei Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2011-2012 nach Waltham® Faecal Grading System (rot: Weibchen, blau: Männchen)

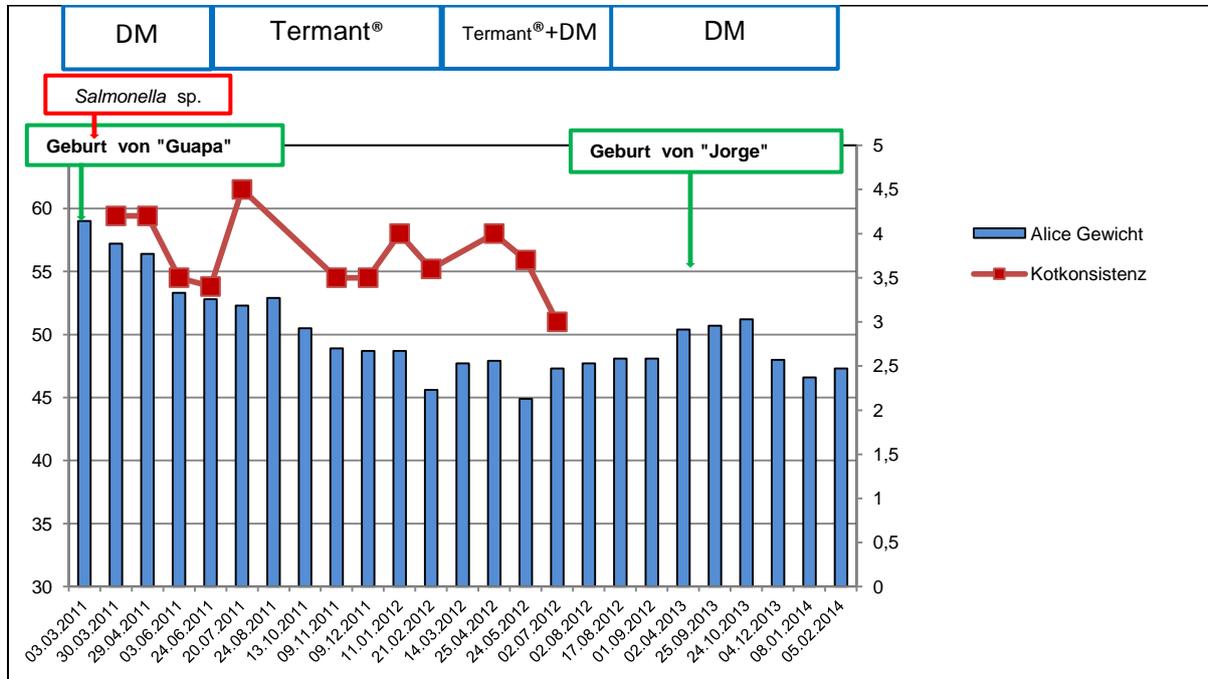
Individuum	Zeitraum	Kotabsatz am Tag	<i>M</i>	<i>SD</i>	min	max	n
0,1 Alice	01.03.11-26.05.12	1-3 (öfter zweimal)	3,94	0,556	2,5	5	76
0,1 Bonita	02.03.11-16.05.12	1-4 (öfter zweimal)	3,7	0,398	3	4,5	39
0,1 Chakira	18.03.11-25.01.12	1-2	3,9	0,315	3,5	4,5	20
0,1 Felizia	01.03.11-15.06.11	1	3,9	0,509	3	4,5	28
0,1 Guapa	12.08.11-04.07.12	1-2	3,18	0,701	2,5	5	28
0,1 Mira	02.03.11-30.01.12	1-2	3,7	0,599	2	5	144
0,1 Nina	02.03.11-10.11.11	1-2	3,1	0,760	1,5	4,5	100
0,1 Sandra	01.03.11-20.03.12	1	3,7	0,485	2,5	4,5	51
0,1 Zenobia	01.03.11-13.05.12	1-2	3,7	0,572	2	4,5	91
1,0 Antebus	12.05.12-22.05.12	1	3,5	0,651	3	4	2
1,0 Mirek	01.03.11-13.05.12	1-2	3,54	0,525	2,5	4,5	181
<b>Gesamt</b>			<b>3,62</b>	<b>0,552</b>	<b>1,5</b>	<b>5</b>	<b>Σ=760</b>

Tab. 12: Körpergewichte [kg] Große Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2011-2014 (rot: Weibchen, blau: Männchen, grün: Jungtiere)

Individuum	Zeitraum	<i>M</i>	<i>SD</i>	min	max	n
0,1 "Alice"	03.03.11-05.02.14	50	3,6	44,9	59	25
0,1 "Bonita"	03.03.11-05.02.14	49,8	1,8	46,2	53,3	26
0,1 "Chakira"	03.03.11-05.02.14	55,3	2,2	52,1	60,4	24
0,1 "Felizia"	03.03.11-03.06.11	59,7	1	58,5	60,9	4
0,1 Guapa <1 Jahr	24.06.11-11.06.12	22,6	10	9,1	35,1	7
0,1 Guapa >1 Jahr	21.02.12-02.07.12	41,6	2,2	38,1	43,6	6
0,1 "Mira"	03.03.11-31.01.12	62,3	3,7	56,8	65	5
0,1 "Nina"	03.03.11-11.01.12	52	4,7	45,3	60	7
0,1 "Sandra"	03.03.11-05.02.14	60	3,2	52,9	65	26
0,1 "Zenobia"	03.03.11-05.02.14	60	3,1	53,6	67	26
1,0 "Antebus"	14.03.12-05.02.14	40,8	2,2	37,3	45,8	14
1,0 "Mirek"	03.03.11-05.02.14	41,7	1,9	38,6	45,5	16
1,0 "Hektor" (Jungtier)	25.09.13-04.12.13	23,2	4,2	19,3	27,7	3
0,1 "Isabela" (Jungtier)	25.09.13-05.02.14	20,2	7,7	11,2	29,9	5
1,0 "Jorge" (Jungtier)	25.09.13-05.02.14	14,7	6,7	6,7	24,5	6

Die Daten über die einzelnen Tiere werden im folgenden Text und den nachfolgenden Diagrammen dargestellt:

### 1) „Alice“



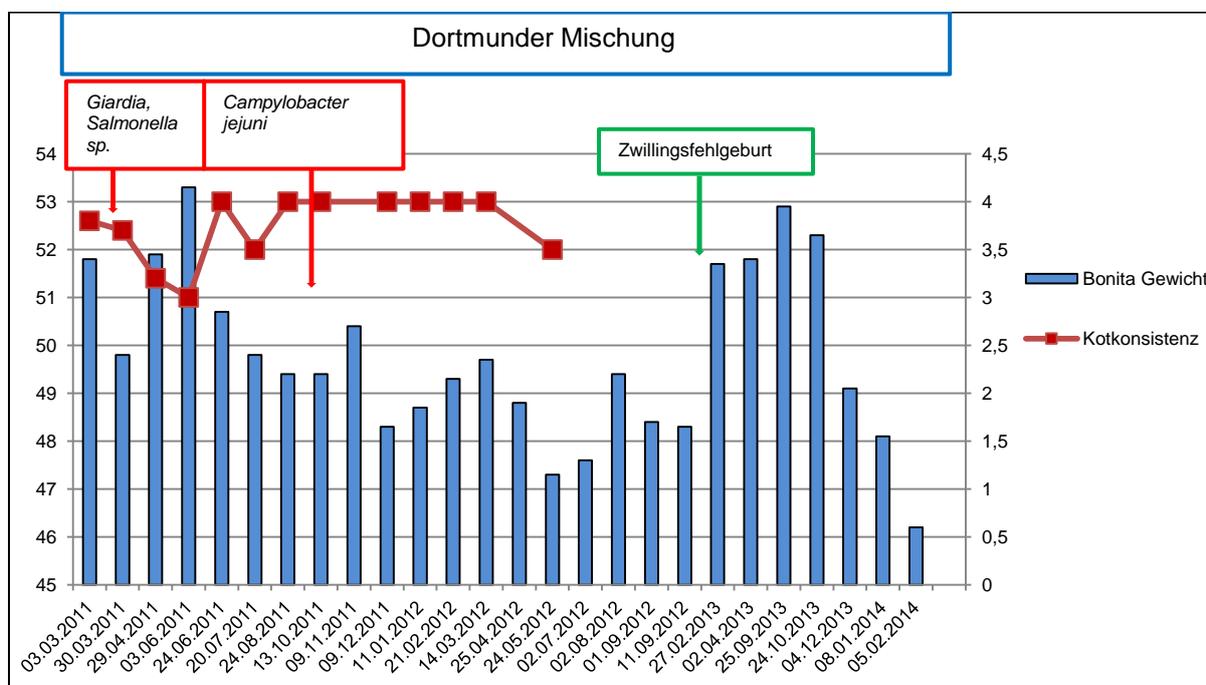
**Abb. 32: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit, Futterumstellungen und Geburten der weiblichen Großen Ameisenbärin „Alice“ in den Jahren 2011-2014. Mit grünen Pfeilen wurden Geburten markiert. Mit dem roten Pfeil wurde die Infektion mit *Salmonella* sp. markiert. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

Die Ameisenbärin „Alice“ wurde zunächst mit der DM gefüttert. Am 15.03.2011 wurden im Kot von „Alice“ Salmonellen der Gruppe B isoliert. Im Zeitraum vom 28.06.11 bis zum 28.02.12 erhielt das Tier ausschließlich das Insektivorenfutter Termant®. Die mittlere Kotkonsistenz verschlechterte sich in dieser Zeit unter purer Termant®-Fütterung zunächst von der Stufe 3,4 auf 4,5, der Kot war überwiegend ungeformt mit Tendenz zur Diarrhoe (August 2011). Im November 2011 wurde der Kot wieder fester (3,5). Im Januar 2012 erreichte die mittlere Kotkonsistenz erneut den tieferen Wert von 4,0. Nachdem im Februar 2011 ein Jungtier geboren wurde, fiel das Gewicht von „Alice“ kontinuierlich ab. Dies änderte sich unter der Termant® Fütterung ab Juni 2011 nicht und konnte auch durch die Zugabe der DM ab Februar 2012 nicht aufgehoben werden. Im Zeitraum von März 2011 bis zum Februar 2012 zeigte „Alice“ insgesamt einen Gewichtsabfall von 59 kg auf 45,6 kg. Aufgrund dieses drastischen Gewichtsverlustes und der Tatsache, dass „Alice“ das Futter Termant® zunehmend schlecht fraß wurde das Tier daraufhin mit einer Mischung, bestehend aus der DM und Termant®, gefüttert. Das Gewicht des Tieres stieg in Folge dessen im Juli 2012 auf 47,3 kg an. Die mittlere Kotbeschaffenheit verbesserte sich entsprechend zunächst auf den Wert 3,6, fiel dann im April 2012 jedoch wieder auf

die Stufe 4,0, um dann im Juli 2012 erneut auf den Wert 3,0 anzusteigen. Unter einer ausschließlichen DM-Fütterung vom August 2012 bis zum Februar 2014 stieg das Gewicht von „Alice“ an und erreichte im April 2013 den Wert von 50,4 kg. Hier wurde auch das Jungtier „Jorge“ geboren, nach dessen Geburt „Alice“ bis auf ein Gewicht von 51,2 kg zunahm. Vom Oktober 2013 bis zum Februar 2014 fiel das Gewicht von „Alice“ wieder auf 47,3 kg ab.

Insgesamt wurde „Alice“ im Gesamtzeitraum zwischen dem 03.03.2011 und dem 05.02.2014 25 Mal gewogen. Das mittlere Gewicht betrug 50 kg. Das Minimalgewicht betrug 44,9 kg und das Maximalgewicht 59 kg. Im gesamten Beobachtungszeitraum wurden außerdem 76 Kotproben beurteilt. Die mittlere Kotbeschaffenheit betrug bei „Alice“ 3,94 (= größtenteils unvollständig geformt).

## 2) „Bonita“



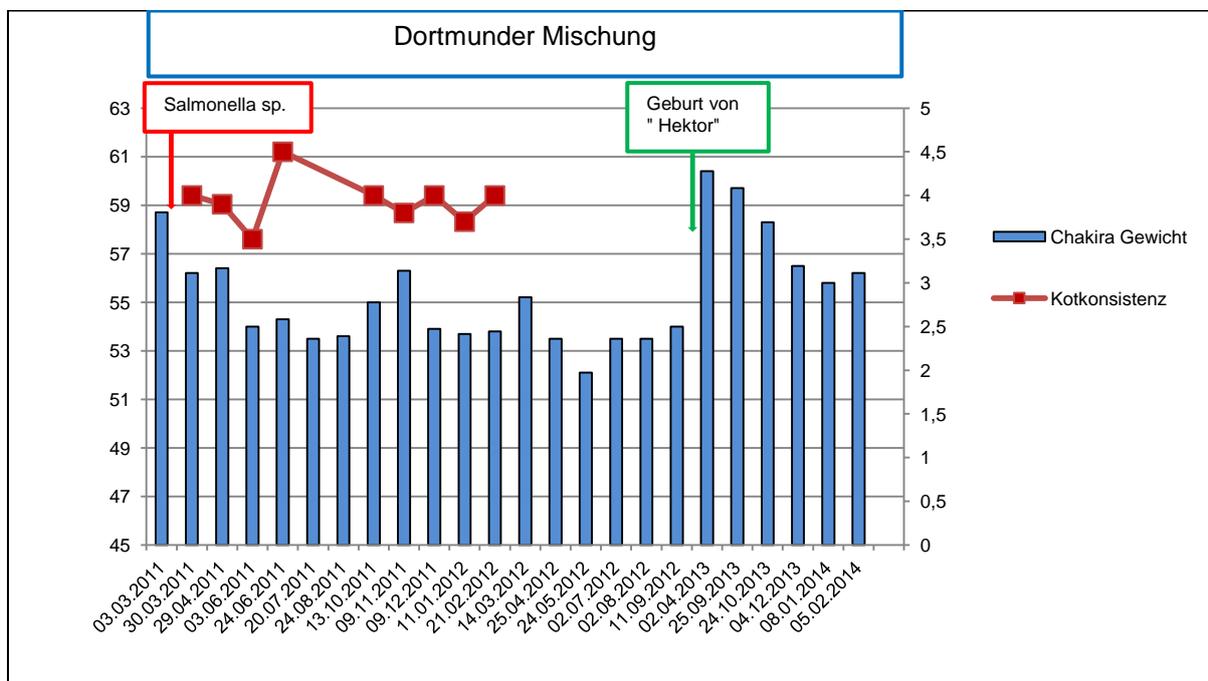
**Abb. 33: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit, Fütterung, Infektionen und Geburten der weiblichen Großen Ameisenbärin „Bonita“ in den Jahren 2011-2014. Mit dem grünen Pfeil wurde die Geburt markiert; mit roten Pfeilen wurden Infektionen markiert. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

Die Ameisenbärin „Bonita“ wurde im gesamten Beobachtungszeitraum vom 03.03.2011 bis zum 05.02.2014 ausschließlich mit der DM gefüttert. Obwohl „Bonita“ keiner Futterumstellung unterlag, waren der Gewichtsverlauf und die Kotbeschaffenheit großen Schwankungen unterworfen. Hierbei sind aber auch mehrere Infektionen zu beachten. So wurde das Tier am 15.03.2011 positiv auf *Giardia* sp. (ELISA-Test) und Salmonellen der Gruppe B getestet. Am 30.03.2011

betrug „Bonitas“ Gewicht 49,8 kg. Am 03.03.2011 hatte sie noch 51,8 kg gewogen. Die mittlere Kotbeschaffenheit verbesserte sich von April 2011 (Note 3,8) auf 3,0 im Juli 2011. Am 14.09.2011 und am 28.09.2011 konnte *Campylobacter jejuni* im Kot isoliert werden. Im Laufe dieser Infektion sank das Körpergewicht von „Bonita“ am 13.10.2011 auf 49,4 kg. Die mittlere Kotbeschaffenheit fiel während der *Campylobacter*-Infektion auf den Wert 4,0 (vollständig ungeformt). Im folgenden Verlauf konnten keine weiteren Erkrankungen festgestellt werden. Das Körpergewicht des Tieres schwankte weiterhin stark. Im Jahr 2012 lag es zwischen 47,3 kg und 49,7 kg. Anfang 2013 stieg das Gewicht von 51,7 kg bis auf 52,9 kg im September 2013 an. Mitte des Jahres 2012 war „Bonita“ gedeckt worden und erlitt am 24.12.2012 eine Zwillingsfehlgeburt. Nach diesem Ereignis stieg das Gewicht konstant an und erreichte im September 2013 den Wert von 52,9 kg. Danach fiel das Gewicht bis zum Anfang 2014 auf den Minimalwert von 46,2 kg ab.

Das Tier wurde im Gesamtzeitraum vom 03.03.2011 bis zum 05.02.2014 26 Mal gewogen. Das mittlere Gewicht betrug 49,8 kg, das Minimalgewicht 46,2 kg und das Maximalgewicht 53,3 kg. In den Versuchen konnten 39 Kotproben beurteilt werden. Die mittlere Kotbeschaffenheit betrug 3,7 (= sehr feucht, aber immer noch etwas geformt).

### 3) „Chakira“

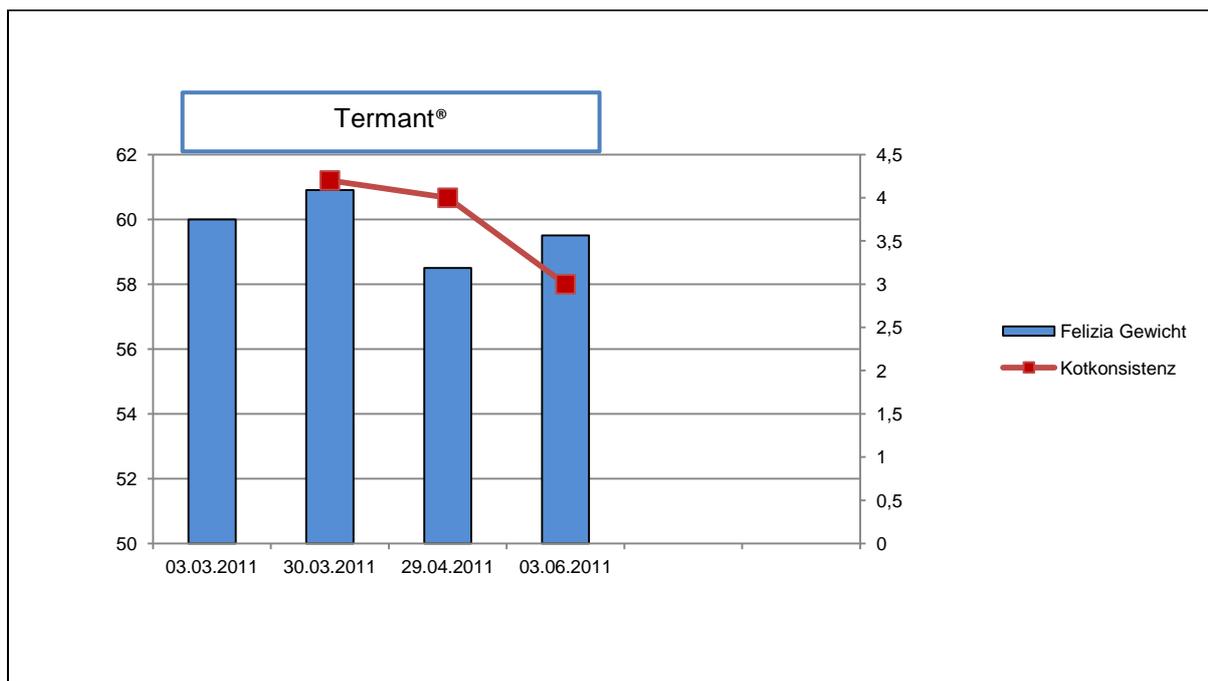


**Abb. 34: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit, Fütterung und Geburten der weiblichen Großen Ameisenbärin „Chakira“ in den Jahren 2011-2014. Mit dem grünen Pfeil wurde die Geburt markiert. Mit dem roten Pfeil wurde die Infektion mit *Salmonella* sp. markiert. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

Auch „Chakira“ wurde während des Beobachtungszeitraums ausschließlich mit der DM gefüttert. Das Tier wurde am 15.03.2011 positiv auf Salmonellen der Gruppe B getestet. Ihr Gewicht schwankte insgesamt nicht so stark wie das von „Bonita“. Von einem Anfangswert von 58,7 kg im März fiel ihr Gewicht im April zunächst auf 56,4 kg und dann im Juni noch mal um 2 kg. Auch die mittlere Kotbeschaffenheit war von Stufe 4,0 im März 2011 bis auf Stufe 3,5 im Juli 2011 gesunken. Das Gewicht von „Chakira“ blieb mit kleineren Unregelmäßigkeiten bis September 2012 stabil. Das Minimalgewicht wurde im Mai 2012 erreicht (52,1 kg). Am 17.12.2012 wurde das Jungtier „Hektor“ geboren. Am 02.04.2013 erreichte „Chakira“ ihr vorläufiges Maximalgewicht von 60,4 kg. Danach fiel das Gewicht wieder kontinuierlich ab.

Das Tier wurde im Gesamtzeitraum vom 03.03.2011 bis zum 05.02.2014 24 Mal gewogen. Das mittlere Gewicht betrug 55,3 kg. In den Versuchen konnten 20 Kotproben beurteilt werden. Die mittlere Kotbeschaffenheit von „Chakira“ betrug 3,9.

#### 4) „Felizia“



**Abb. 35: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit und Fütterung der weiblichen Großen Ameisenbärin „Felizia“ im Jahr 2011. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

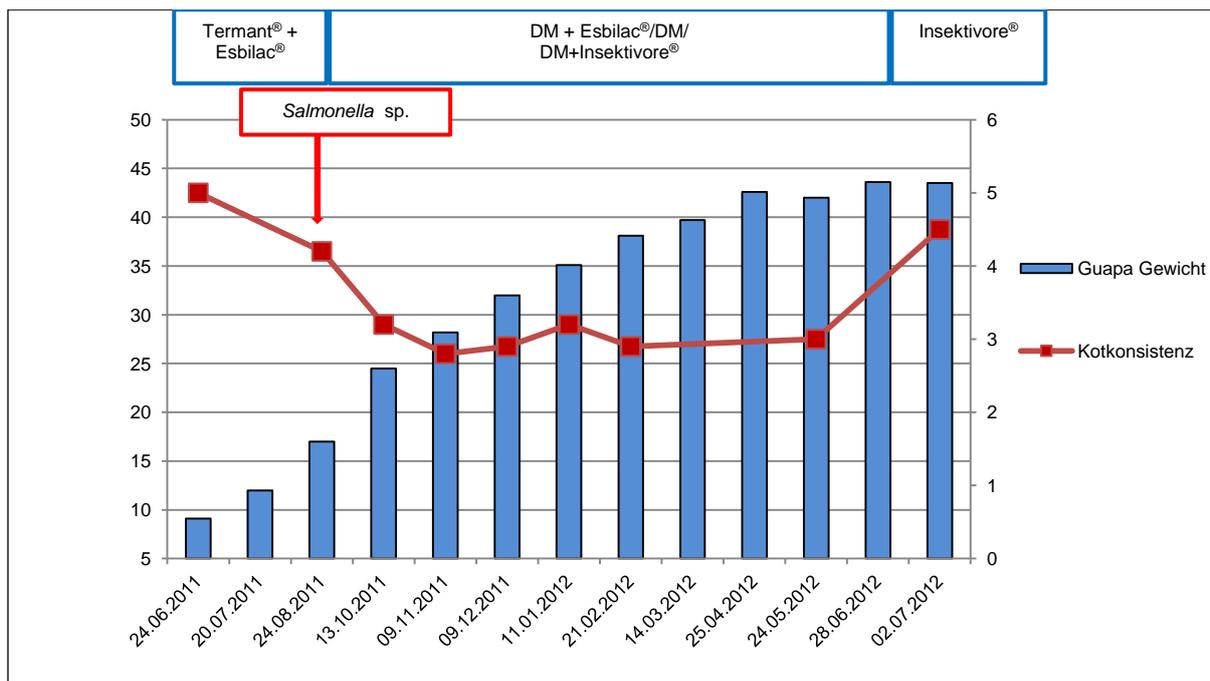
„Felizia“ wurde vom 18.02.2011 bis zum 15.06.2011 ausschließlich mit dem Insektivorenfutter Termant® gefüttert. Ziel dieser Futterumstellung war die langsame Gewichtsreduktion, da „Felizia“ als zweijährige Ameisenbärin im Vergleich zu bekannten Referenzwerten übergewichtig war. Dieses Ziel wurde im Beobachtungszeitraum jedoch nicht erreicht, da das Tier nach einer anfänglichen

minimalen Reduktion des Körpergewichts von 60,9 kg im März 2011 auf 58,5 kg im April 2011 erneut eine Gewichtszunahme auf 59,5 kg erreichte. Die mittlere Kotbeschaffenheit verbesserte sich in dieser Zeitspanne von 4,2 im April 2011 auf 3,0 im Juni 2011.

Das Tier wurde im Zeitraum vom 03.03.2011 bis zum 03.06.2011 viermal gewogen. Das mittlere Gewicht betrug 59,7 kg, das Minimalgewicht 58,5 kg und das Maximalgewicht 60,9 kg, d.h. eine deutliche Gewichtsreduzierung wurde nicht erreicht. In den Versuchen konnten 28 Kotproben beurteilt werden. Die mittlere Kotbeschaffenheit von „Felizia“ betrug 3,9 (= größtenteils unvollständig geformt).

Am 15.06.2011 wurde „Felizia“ zu Zuchtzwecken an den Zoo von Kopenhagen abgegeben. Daher konnten ab diesem Zeitpunkt keine weiteren Werte mehr erhoben werden.

## 5) „Guapa“



**Abb. 36: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit, Futterumstellung und Infektionen der weiblichen Großen Ameisenbärin „Guapa“ (Jungtier) in den Jahren 2011-2012. Mit dem roten Pfeil wurde die Infektion mit *Salmonella* sp. markiert. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

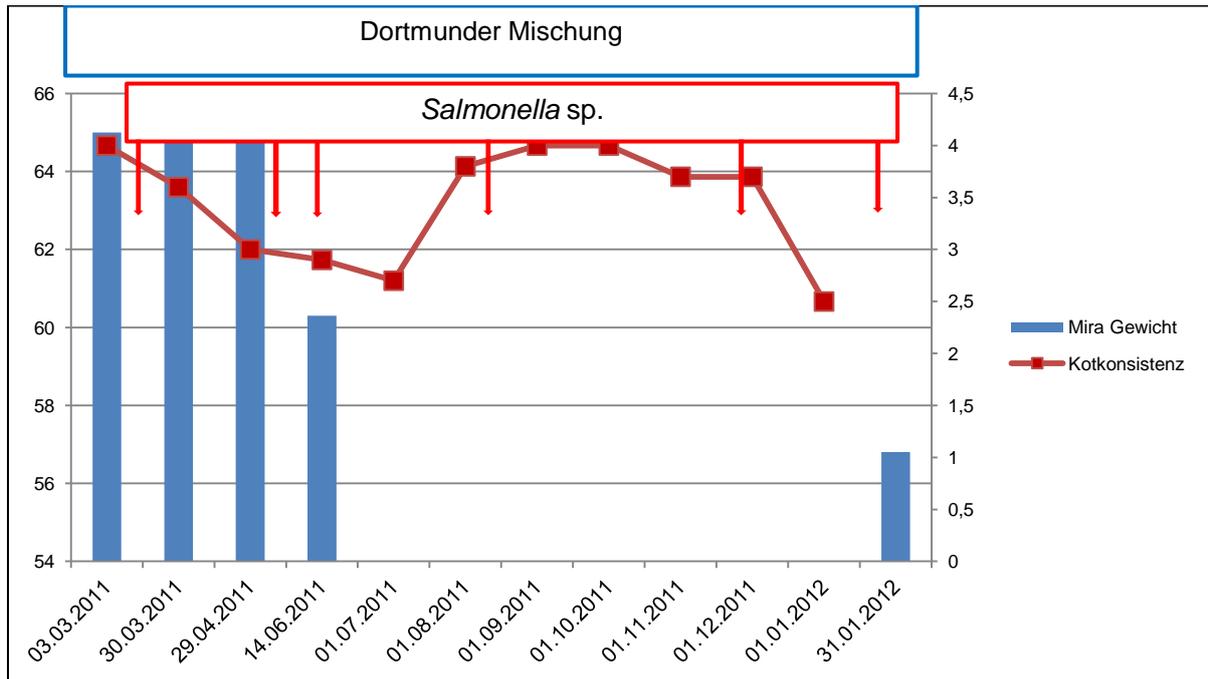
„Guapa“ wurde am 06.02.2011 im Zoo Dortmund geboren und von Hand aufgezogen. Dazu erhielt „Guapa“ vom 12.06.2011 bis zum 03.08.2011 eine Mischung aus Esbilac® und Termant®. In dieser Zeit stieg das Körpergewicht des Jungtieres entwicklungsbedingt von 9,1 kg auf 17 kg an. Die mittlere

Kotbeschaffenheit sank in derselben Zeitspanne von 5,0 im Juli 2011 auf 4,2 im September 2011. Am 03.08.2011, am 15.08.2011 und am 18.08.2011 wurde das Jungtier positiv auf *Salmonella enterica* getestet. Die Fütterung mit Termant<sup>®</sup> wurde am 04.08.2011 abgebrochen. Das Tier erhielt nun Esbilac<sup>®</sup> mit der DM und von 23.08.2011 ausschließlich die DM. Vom 21.06.2012 bis zum 23.06.2012 wurde dem Tier zusätzlich zur DM auch Mazuri<sup>®</sup>-Insectivore Diet angeboten. Das Körpergewicht des Tieres stieg weiter an und auch die mittlere Kotbeschaffenheit änderte sich im Zeitraum von September 2011 bis Juni 2012 trotz der vielen Futterumstellungen kaum und blieb konstant bei 3,0. Ab dem 24.06.2012 wurde „Guapa“ nur noch mit Mazuri<sup>®</sup>-Insectivore Diet gefüttert. Das Gewicht stieg weiter bis auf 43,5 kg im Juli 2012, die mittlere Kotbeschaffenheit fiel jedoch unter der Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet auf die Stufe 4,5 (Diarrhoe).

Das Tier befand sich während des Versuchszeitraums im Wachstum und wurde vom 24.06.2011 bis zum 02.07.2012 insgesamt 13 Mal gewogen. Das mittlere Gewicht bis zum Alter von einem Jahr betrug 22,6 kg, das Minimalgewicht 9,1 kg und das Maximalgewicht 35,1 kg. Das mittlere Gewicht im Alter von über einem Jahr betrug 41,6 kg, das Minimalgewicht 38,1 kg und das Maximalgewicht 43,6 kg. In den Versuchen wurden 28 Kotproben beurteilt. Die mittlere Kotbeschaffenheit von „Guapa“ betrug 3,18 (= feucht, beginnender Formverlust).

„Guapa“ wurde am 05.07.2012 zu Zuchtzwecken an den Zoo Köln abgegeben. Ab diesem Zeitpunkt konnten keine Werte mehr erhoben werden

## 6) „Mira“

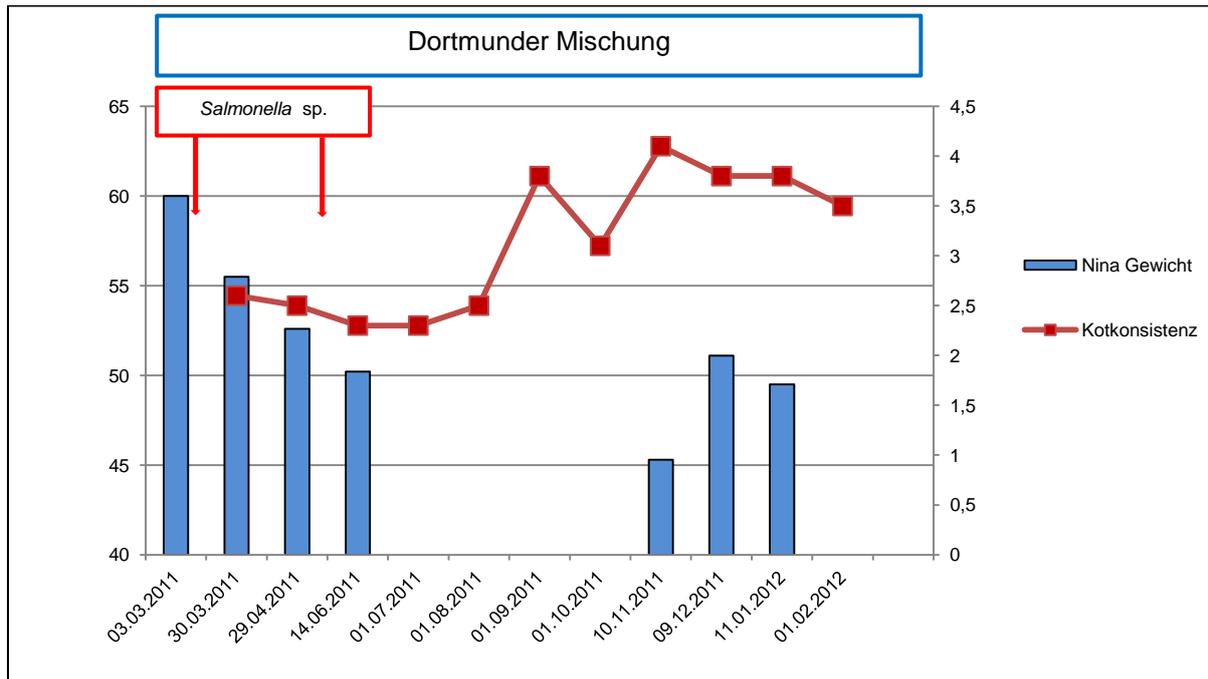


**Abb. 37: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit, Fütterung und Infektionen der weiblichen Großen Ameisenbärin „Mira“ in den Jahren 2011-2012. Mit roten Pfeilen wurden Infektionen markiert. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

Die Große Ameisenbärin „Mira“ erhielt aufgrund ihres fortgeschrittenen Alters ausschließlich die DM. Das Gewicht von „Mira“ blieb von März bis April 2011 konstant bei 65 kg. Die wiederholt positiven Testergebnisse auf *Salmonella sp.* (15.03.2011, 03.05.2011, 14.06.2011, 12.08.2011, 22.12.2011, 30.01.2012, 31.01.2012) mit begleitender Inappetenz, Übelkeit und Diarrhoe fielen mit einer stetigen Gewichtsreduktion ab Juni 2011 zusammen. Die mittlere Kotkonsistenz des erkrankten Tieres verbesserte sich während der antibiotischen Behandlungen jeweils zeitweise bis auf die Stufe 3 bis 2,5 (April bis Juli 2011, Januar 2012). Nach dem Krankheitsausbruch 2011 (*Salmonella sp.*) konnte das Tier auf Grund der Quarantänemaßnahmen nicht mehr gewogen werden. Das letzte ermittelte Gewicht betrug 56,8 kg, welches nach der Euthanasie am 31.01.2012 aufgenommen wurde. Während der Salmonellen-Reinfektion im August 2011 war die mittlere Kotkonsistenz auf 4,0 (vollständig ungeformter Kot) gesunken und stieg nur kurz vor der Euthanasie noch einmal punktuell auf 2,5 an.

„Mira“ wurde zwischen dem 03.03.2011 und dem 31.01.2012 fünfmal gewogen. Das mittlere Gewicht betrug 62,3 kg, das Minimalgewicht 56,8 kg und das Maximalgewicht 65 kg. Es wurden 144 Kotproben beurteilt. Die mittlere Kotbeschaffenheit betrug 3,7 (= sehr feucht, aber immer noch etwas geformt).

## 7) „Nina“

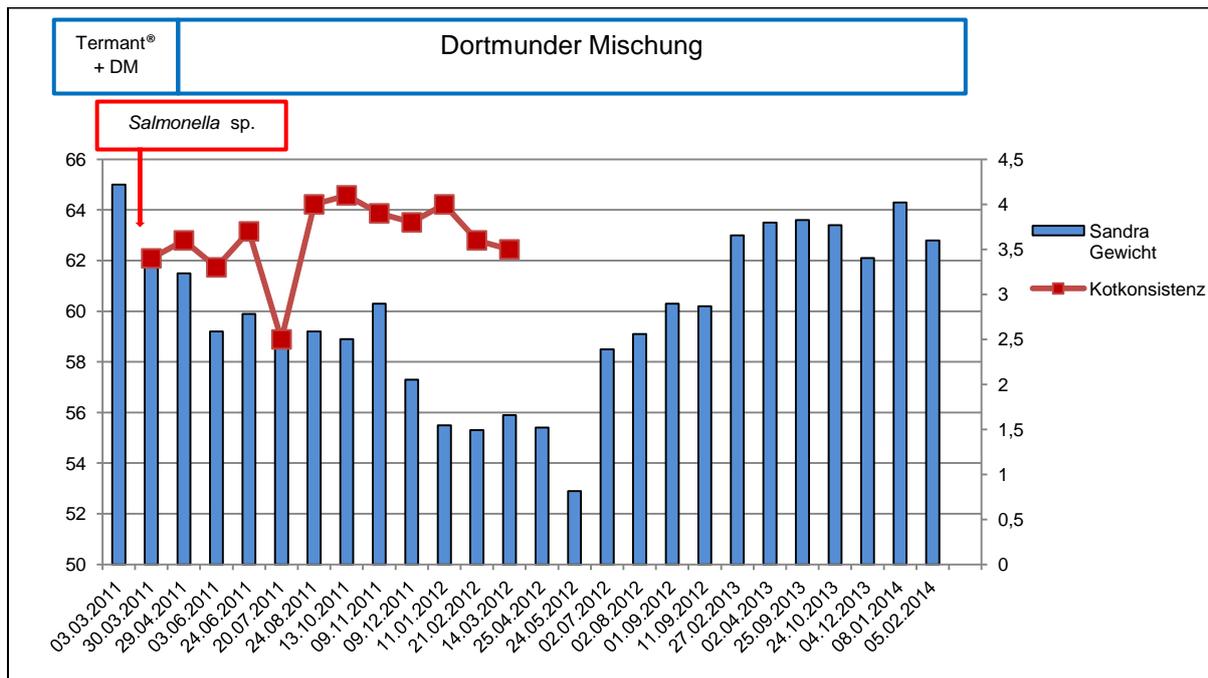


**Abb. 38: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit, Fütterung und Infektionen der weiblichen Großen Ameisenbärin „Nina“ in den Jahren 2011-2012. Mit roten Pfeilen wurden Infektionen markiert. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

Auch „Nina“ war durch ihr hohes Alter nicht an den Futterumstellungen beteiligt. Sie erhielt ausschließlich die DM. Von März bis Juni 2011 fiel ihr Gewicht von 60 kg auf 50,2 kg ab. Die mittlere Kotbeschaffenheit zu dieser Zeit war nahezu konstant bei 2,5. Am 15.03.2011 und am 10.05.2011 war „Nina“ positiv auf *Salmonella* sp. (Salmonellen der Gruppe B und C) getestet worden. Aufgrund der Quarantänemaßnahmen konnte das Tier entsprechend zwischen Juli und November 2011 nicht gewogen werden. Die mittlere Kotbeschaffenheit blieb auch während der Infektion gut geformt bei ca. 2,3 im Juli 2011 und verschlechterte sich erst im September 2011 bis zur Stufe 3,8 (weich). Im Oktober 2011 wurde mit der Note 3,1 erneut ein annähernd geformter Kot erreicht. Die schlechte Kotkonsistenz im November 2011 (Stufe 4,1) fiel in eine Phase mit einem zunehmend gestörten Allgemeinbefinden sowie einer Zunahme der Bewegungsstörungen. „Nina“ wog jetzt 45,3 kg. Nur langsam stieg das Körpergewicht wieder auf 51,1 kg Ende 2011, um im Januar 2012 wieder auf 49,5 zu sinken. Krankheits- und altersbedingt wurde „Nina“ am 20.02.2012 euthanasiert.

Das Tier wurde zwischen dem 03.03.2011 und dem 11.01.2012 insgesamt siebenmal gewogen. Das mittlere Gewicht betrug 52 kg, das Minimalgewicht 45,3 kg und das Maximalgewicht 60 kg. Es wurden 100 Kotproben beurteilt. Die mittlere Kotbeschaffenheit betrug 3,1 (= feucht, beginnender Verlust der Form).

## 8) „Sandra“

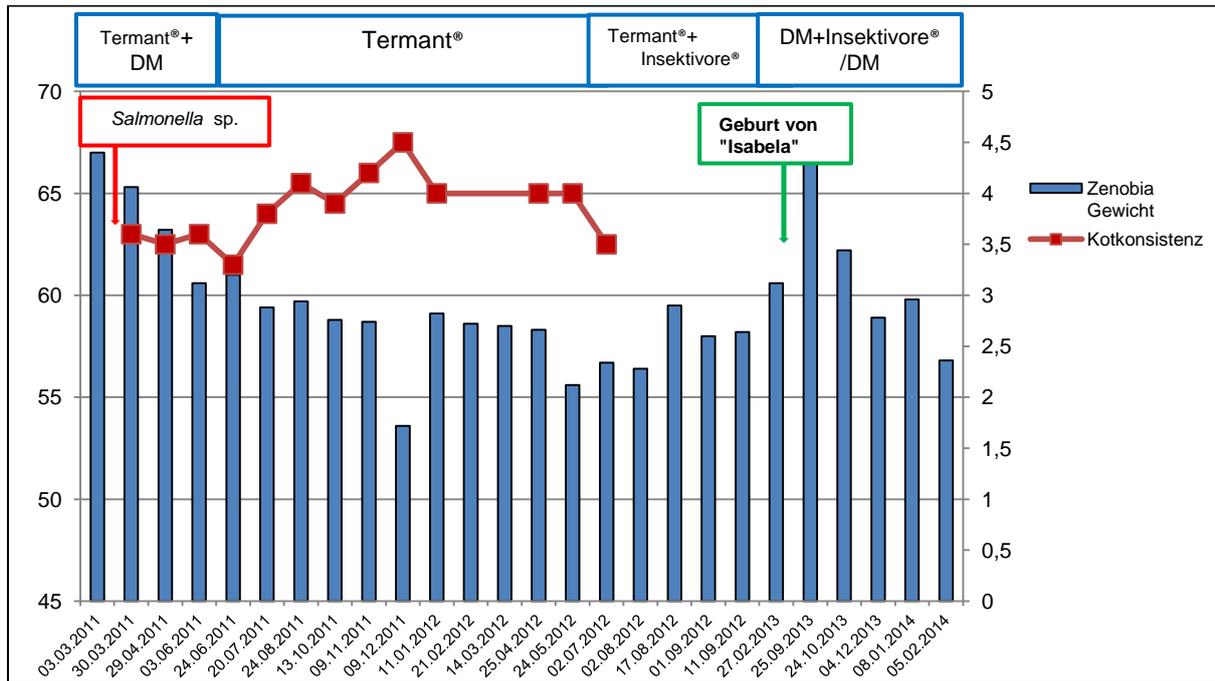


**Abb. 39: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit und Futterumstellung der weiblichen Großen Ameisenbärin „Sandra“ in den Jahren 2011-2012. Mit rotem Pfeil wurde Infektion mit *Salmonella* sp. markiert. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

Da die Große Ameisenbärin „Sandra“ an einer chronischen Alopezie litt, sollte versuchsweise eine Umstellung auf Termant® erfolgen, um die eventuellen Mangelzustände auszugleichen. Dazu erhielt sie zunächst vom 18.02.2011 bis zum 20.04.2011 die DM, welcher sukzessiv Termant® zugefügt wurde. In dieser Zeit reduzierte sich das Körpergewicht der Ameisenbärin von 65 kg auf 61,5 kg. Der mittleren Kotkonsistenz wurde der Wert 3,4 zugeordnet. Am 15.03.2011 wurde „Sandra“ positiv auf Salmonellen der Gruppe B getestet. Aufgrund des schlechten Allgemeinbefindens wurde die Fütterung ab dem 21.04.2011 wieder komplett auf die DM umgestellt. Das Körpergewicht fiel zunächst auf 59,2 kg im Juni 2011, blieb dort dann weitestgehend konstant und fiel im Mai 2012 sogar auf 52,9 kg. Die mittlere Kotbeschaffenheit erreichte im Juli 2011 zunächst die Stufe 2,5, um dann im Zeitraum von August 2011 bis Januar 2012 auf 4,0 abzusinken. Im Februar und März 2012 verbesserte sie sich noch einmal auf 3,5 (sehr feucht, aber geformt). Ab Juli 2012 stieg „Sandras“ Gewicht wieder an und erreichte im Januar 2014 64,3 kg.

Das Tier wurde vom 03.03.2011 bis zum 05.02.2014 26 Mal gewogen. Das mittlere Gewicht der Großen Ameisenbärin „Sandra“ betrug 60 kg, das Minimalgewicht 52,9 kg und das Maximalgewicht 65 kg. Es wurden 51 Kotproben beurteilt. Die mittlere Kotbeschaffenheit von „Sandra“ betrug 3,7 (= sehr feucht, aber immer noch etwas geformt).

## 9) „Zenobia“



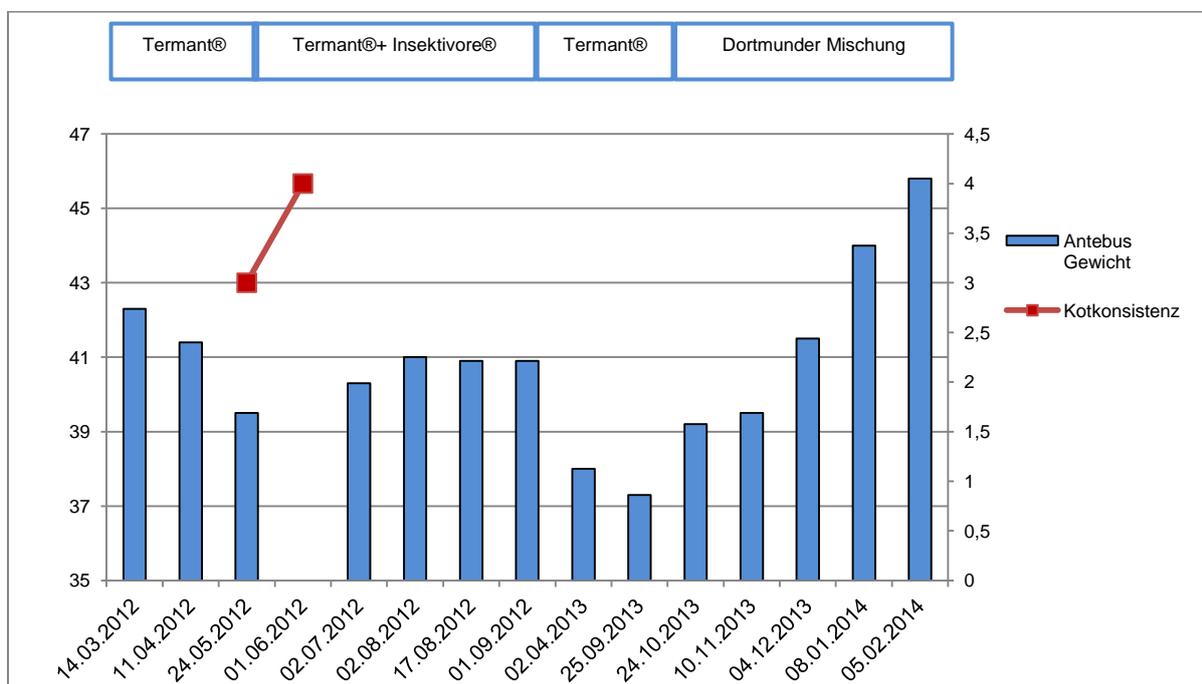
**Abb. 40: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit, Futterumstellung und Geburten der weiblichen Großen Ameisenbärin „Zenobia“ in den Jahren 2011-2014. Mit dem grünen Pfeil wurde die Geburt markiert. Mit dem roten Pfeil wurde die Infektion mit *Salmonella* sp. markiert. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

Die Ameisenbärin „Zenobia“ wurde im Zeitraum vom 18.02.2011 bis zum 24.05.2011 mit einer Mischung aus DM und dem Insektivorenfutter Termant® gefüttert. Diese Umstellung war ursprünglich zum Zweck einer Gewichtsreduktion erfolgt, da „Zenobia“ im März 2011 67 kg wog. Am 15.03.2011 wurden im Kot des Tieres Salmonellen der Gruppe B nachgewiesen. Die mittlere Kotbeschaffenheit variierte zwischen 3,5 und 3,6. Ab Mai 2011 wurde „Zenobia“ ausschließlich mit Termant® gefüttert. In Folge dieser Umstellung fiel ihr Gewicht entsprechend ab und erreichte im Dezember 2011 53,6 kg. Die mittlere Kotkonsistenz schwankte in dieser Zeit stark, stieg erst auf den Wert 3,5 im Juni 2011 an, verschlechterte sich auf 4,5 im Dezember 2011 und blieb nachfolgend konstant mäßig bei 4,0 (vollständig ungeformt). „Zenobias“ Gewicht blieb schließlich ebenfalls unverändert bei 58 kg. Vom 23.06.2012 bis zum 01.11.2012 wurde „Zenobia“ zusätzlich zu Termant® noch Mazuri® Insektivore Diet angeboten. In diesem Zeitraum traten keine großen Gewichtsschwankungen auf. Vom 02.11.2012 bis zum 13.02.2013 wurde das Tier mit der DM und Mazuri® Insektivore Diet gefüttert. Das Gewicht stieg im Februar 2013 wieder auf 60,6 kg (Trächtigkeit). Am 13.02.2013 wurden alle Fütterungsversuche im Dortmunder Zoo beendet und das Tier erhielt wieder ausschließlich die DM. Am 01.04.2013 wurde das Jungtier „Isabela“ geboren. Nach

der Geburt stieg „Zenobias“ Gewicht im September 2013 auf 66,5 kg an und sank dann wieder auf 56,8 kg im Februar 2014.

Das Tier wurde im Beobachtungszeitraum vom 03.03.2011 bis zum 05.02.2014 26 Mal gewogen und hat innerhalb von drei Jahren über 10 kg abgenommen. Das mittlere Gewicht der Großen Ameisenbärin betrug 60 kg, das Minimalgewicht 53,6 kg und das Maximalgewicht 67 kg. Es konnten 91 Kotproben zugeordnet und beurteilt werden. Die mittlere Kotbeschaffenheit von „Zenobia“ betrug 3,7 (= sehr feucht, aber immer noch etwas geformt).

## 10) „Antebus“

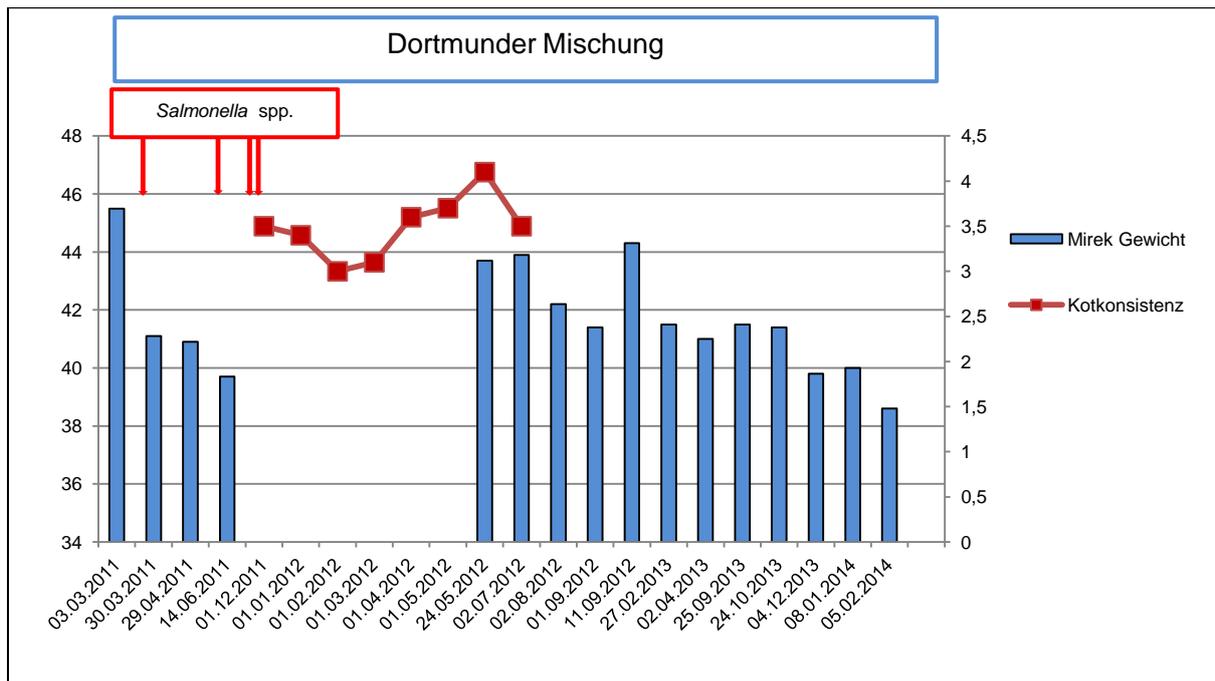


**Abb. 41: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit und Futterumstellung des männlichen Großen Ameisenbären „Antebus“ in den Jahren 2012-2014. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

Der Große Ameisenbär „Antebus“ kam am 16.12.2011 nach Dortmund. Vorher wurde das Tier im Zoo Lissabon (Portugal) mit Termant® Insektivorenfutter gefüttert. Zwischen dem 25.04.2012 und dem 22.10.2012 wurde „Antebus“ mit einer Mischung aus Termant® und Mazuri® Insectivore Diet gefüttert. Die mittlere Kotbeschaffenheit von „Antebus“ wurde zweimal bestimmt und verschlechterte sich von Mai bis Juni 2012 von 3,0 auf 4,0. Das Gewicht fiel von März 2012 mit 42,3 kg bis Mai 2012 auf 39,5 kg ab. Ab Juli 2012 stieg das Gewicht auf 40,3 kg an und blieb bis September 2012 relativ konstant. Wegen Inappetenz, Abgeschlagenheit und Abmagerung wurde das Tier ab dem 25.09.2013 nur noch mit der DM gefüttert. Jetzt stieg das Gewicht deutlich an und erreichte im Februar 2014 46,2 kg.

„Antebus“ wurde vom 14.03.12 bis zum 05.02.2014 14 Mal gewogen. Sein mittleres Gewicht betrug 40,8 kg, das Minimalgewicht 37,3 kg und das Maximalgewicht 45,8 kg. Es konnten nur zwei Kotproben gesammelt werden, die für die Kotbeschaffenheitsbeurteilung geeignet waren, da das Tier seinen Kot grundsätzlich ins Wasser absetzte oder die Kothaufen zertrat. Die mittlere Kotbeschaffenheit betrug im Beobachtungszeitraum 3,5 (= sehr feucht, aber immer noch etwas geformt).

## 11) „Mirek“

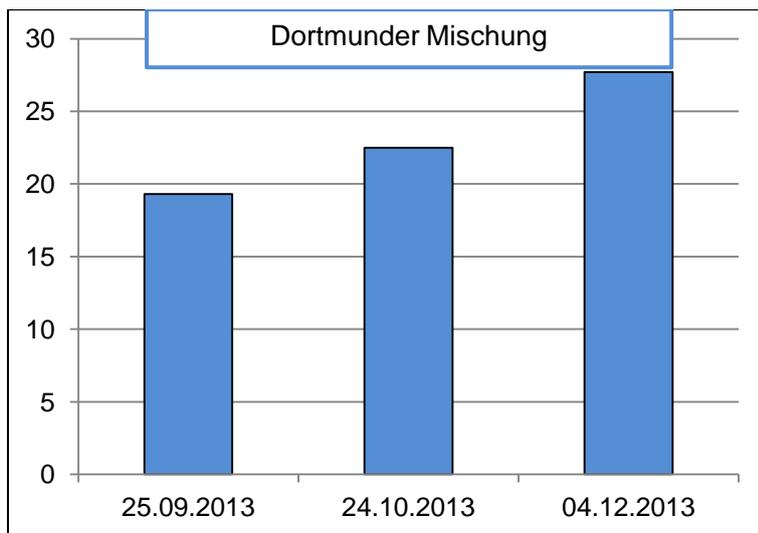


**Abb. 42: Gewichtsverlauf, Kotbeschaffenheit, Infektionen und Fütterung des männlichen Großen Ameisenbären „Mirek“ in den Jahren 2012-2014 . Mit den roten Pfeilen wurden Infektionen markiert. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg], die Linie bezieht sich auf die Kotbeschaffenheit**

„Mirek“ wurde ausschließlich mit der DM gefüttert. Zu Beginn des Beobachtungszeitraums wog „Mirek“ 45,5 kg. Im Zeitraum von März bis Juni 2011 verlor er ca. 6 kg. Am 15.03.2011, 18.03.2011, 25.07.2011 und am 12.08.2011 wurde er positiv auf Salmonellen der Gruppe B und am 10.05.2011 auf Salmonellen der Gruppe E getestet. Aufgrund der Quarantänemaßnahmen konnte das Tier ab Juli 2011 bis Anfang Mai 2012 nicht mehr gewogen werden. Die mittlere Kotkonsistenz konnte von Ende 2011 bis Januar 2012 mit der Note 3,5 bis 3,4 charakterisiert werden. Nach dieser Zeit verschlechterte sie sich bis Juni auf 4,1 (weich) und stieg im Juli 2012 erneut auf 3,5 an (etwas geformt). Im Mai 2012 wog „Mirek“ 43,7 kg. Von August 2012 bis Oktober 2013 blieb das Gewicht relativ konstant bei ca. 41 kg. Vom Jahresende 2013 bis Anfang Februar 2014 fiel das Gewicht von 39,8 kg auf 38,6 kg ab.

Das Männchen wurde vom 03.03.2011 bis zum 05.02.2014 16 Mal gewogen. Das mittlere Gewicht des Großen Ameisenbären betrug 41,7 kg, das Minimalgewicht 38,6 kg und das Maximalgewicht 45,5 kg. Es konnten 181 Kotproben gesammelt werden, die für die Beurteilung der Kotbeschaffenheit geeignet waren. Die mittlere Kotbeschaffenheit von „Mirek“ betrug 3,5 (= sehr feucht, aber immer noch etwas geformt).

## 12) „Hektor“



**Abb. 43: Gewichtsverlauf [kg] des männlichen juvenilen Großen Ameisenbären „Hektor“ im Jahr 2013. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg]**

„Hektor“ wurde am 17.12.2012 im Zoo Dortmund als Nachzucht von „Chakira“ und „Mirek“ geboren. In dem Versuchszeitraum wurde „Hektor“ mit der DM gefüttert. Das Jungtier wurde zwischen dem 25.09.2013 und dem 04.12.2013 dreimal gewogen. Von September bis Oktober 2013 stieg sein Gewicht um 3,2 kg und von Oktober bis Dezember 2013 stieg es um weitere 5,2 kg an. Die Kotbeschaffenheit wurde bei dem Tier nicht untersucht.

Am 07.01.2014 wurde „Hektor“ nach Frankreich (Zoo de la Bourbansais) im Rahmen des Zuchtbuchmanagements abgegeben.

### 13) „Isabela“

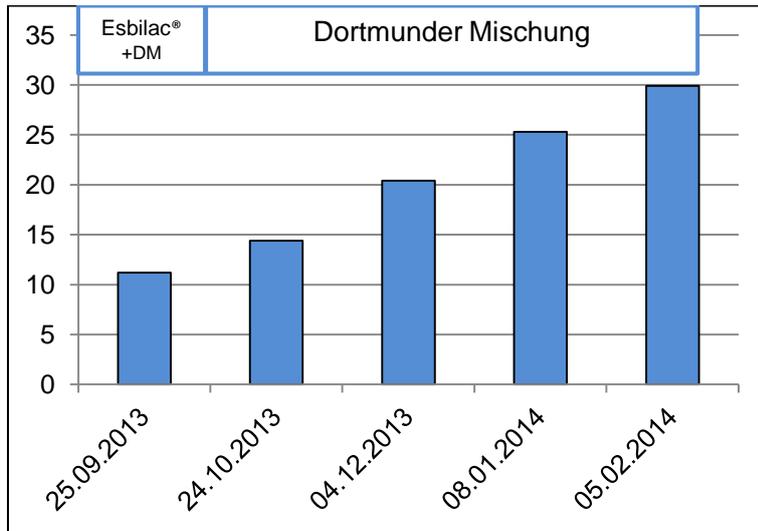


Abb. 44: Gewichtsverlauf [kg] der weiblichen juvenilen Großen Ameisenbärin „Isabela“ in den Jahren 2013 bis 2014. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg]

„Isabela“ wurde am 01.04.2013 im Zoo Dortmund geboren.

Aufgrund starker Gewichtsverluste wurde „Isabela“ mit Esbilac® Welpenaufzuchtmilch zugefüttert. Im Alter von 12 Wochen wurden der Aufzuchtmilch zusätzlich kleine Mengen der DM zugegeben. Im Alter von sechs Monaten wurde das Jungtier vollständig auf die Fütterung mit der DM umgestellt.

„Isabela“ wurde zwischen dem 25.09.2013 und dem 05.02.2014 fünfmal gewogen. Das Gewicht von „Isabela“ stieg konstant vom 11,2 kg im September 2013 bis auf 29,9 kg im Februar 2014 an. Die Kotbeschaffenheit wurde bei dem Tier nicht untersucht.

Am 10.09.2013 wurde das Tier an den „Zoo Budapest“ in Ungarn ausgeliehen (Zuchtleihgabe).

## 14) „Jorge“

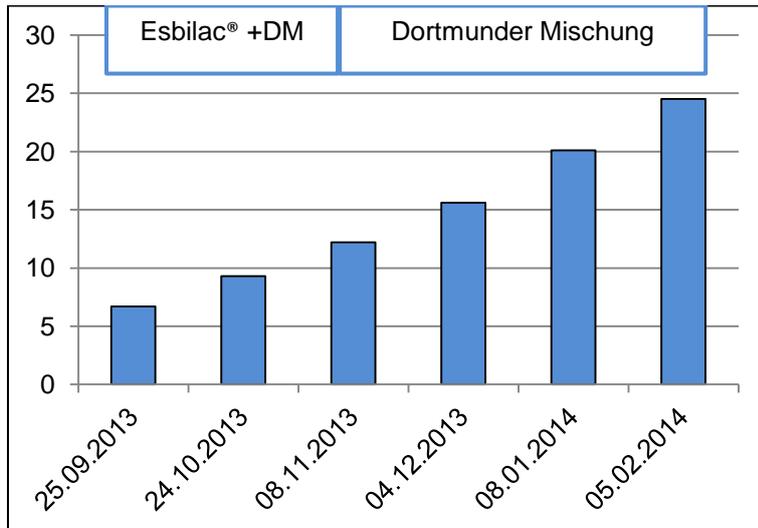


Abb. 45: Gewichtsverlauf [kg] des juvenilen männlichen Großen Ameisenbären „Jorge“ in den Jahren 2013 bis 2014. Die Balken beziehen sich auf den Gewichtsverlauf in [kg]

„Jorge“ wurde am 26.05.2013 als Nachzucht von „Alice“ und „Antebus“ geboren. „Jorge“ wurde aufgrund von „Alices“ Agalaktie und fehlender Fürsorge anfänglich per Hand aufgezogen und auch noch später bei der Mutter mit Esbilac® Welpenaufzuchtmilch gefüttert. Mit 12 Wochen wurde das Jungtier mit einem Esbilac®-DM-Gemisch gefüttert. Im Alter von sechs Monaten wurde das Tier auf die Fütterung mit der DM umgestellt. Das Tier wurde zwischen dem 25.09.2013 und dem 05.02.2014 sechsmal gewogen. Das Gewicht von „Jorge“ stieg von 6,7 kg im September 2013 konstant bis 24,5 kg im Februar 2014 an. Die Kotbeschaffenheit wurde bei dem Tier nicht untersucht.

Am 19.03.2014 wurde das Tier an den „Zoological and Botanical Garden Jászberény“ in Ungarn zu Zuchtzwecken ausgestellt.

**Schlussfolgerungen:** Zusammenfassend betrachtet betrug die mittlere Kotbeschaffenheit in den Jahren 2011 bis 2012 bei den elf untersuchten Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund 3,62, der Kot war also weich. Das Waltham® Faecal Grading System beschreibt Kot der Stufe 3,5 als „sehr feucht, aber immer noch etwas geformt“ und Stufe 4 als „zum größten Teil oder vollständig ungeformter Kot mit einer weichen und viskösen Konsistenz“.

In Tabelle 13 werden die Gewichte der Dortmunder Großen Ameisenbären im Zeitraum von 2011 bis 2014 in Altersgruppen dargestellt. Um die Ergebnisse der dreijährigen Untersuchung besser darstellen zu können, wurden die Jungtiere und die Weibchen in drei Altersgruppen eingeteilt: Jungtiere von vier Monaten bis zu

einem Jahr alt („Guapa“, „Hektor“, „Isabela“ und „Jorge“), Weibchen im Alter von ein bis neun Jahren („Guapa“, „Alice“, „Bonita“, „Felizia“ und „Zenobia“) und Weibchen älter als neun Jahre („Chakira“, „Mira“, „Nina“ und „Sandra“).

Tab. 13: Gewichtsvergleich zwischen den Jungtieren, Weibchen und Männchen der Dortmunder Großen Ameisenbären (rot: Weibchen, blau: Männchen, grün: Jungtiere)

Altersgruppe	<i>M</i>	<i>SD</i>	min	max	Probenzahl $\Sigma=200$
Jungtiere 4 Monate bis zum 1 Jahr alt (n=4)	20,2	7,2	6,7	35,1	21
Weibchen 1 Jahr bis 9 Jahre alt (n=5)	52,2	2,3	38,1	67	87
Weibchen über 9 Jahre alt (n=4)	57,4	3,5	45,3	65	62
Adulte Männchen (n=2)	41,3	2	37,3	45,8	30

Das mittlere Gewicht der weiblichen Tiere im Alter von einem Jahr bis zu neun Jahren betrug 52,2 kg. Das mittlere Gewicht der weiblichen Tiere im Alter von über neun Jahre lag ca. 5 kg darüber (57,4 kg). Das mittlere Gewicht der männlichen Individuen betrug 41,3 kg und jenes der vier Jungtiere 20,2 kg. In den Tabellen 12 und 13 wurde das Gewicht des weiblichen Tieres „Guapa“ zweimal dargestellt. Das Tier befand sich im Wachstum und wurde im Alter von vier Monaten bis anderthalb Jahren gewogen. Sie wurde in Tab. 13 bis zum Alter von einem Jahr zusammen mit anderen Jungtieren aufgenommen. Ab einem Jahr wurde ihr Gewicht zusammen mit den adulten Weibchen verrechnet.

#### 4.4 Ultrasonographische Diagnostik

Die Großen Ameisenbären des Zoo Dortmund wurden seit Anfang der 90er Jahre für die ultrasonographische Diagnostik trainiert. Die weiblichen Tiere wurden besonders auf bestehende Trächtigkeit untersucht (s. SCHAUERTE 2005). Die für diese Arbeit durchgeführten Versuche sollten als eine Einführung für die allgemeine Abdomensonographie bei *Myrmecophaga tridactyla* betrachtet werden. Es sollten vor allem die möglichen Zugänge und die Struktur ausgewählter Organe beschrieben werden. Vor der Untersuchung wurde daher das Fell im Bereich des ventralen Abdomens (die Zitzen befinden sich thorakal) und der linken Flanke rasiert.

Für die Milzuntersuchung eignete sich der Zugang an der linken Flanke besonders gut. Die Milz liegt bei Großen Ameisenbären links kaudal des Magens, kranial oder lateral der linken Niere und zeigt sich im Querschnitt dreieckig und flach. Sie ist ein homogenes feinkörniges Organ, das echoreicher als die Leber ist. Sowohl vom lateralen- als auch ventralen Zugang können im Milzhilus manchmal Venen als echolose Strukturen erkannt werden.



Abb. 46: Querschnitt durch die Milz (Milzschenkel), die linke Niere und den Futtergefüllten Magen, Große Ameisenbärin „Alice“. (Foto: Dr. C. OSMANN)

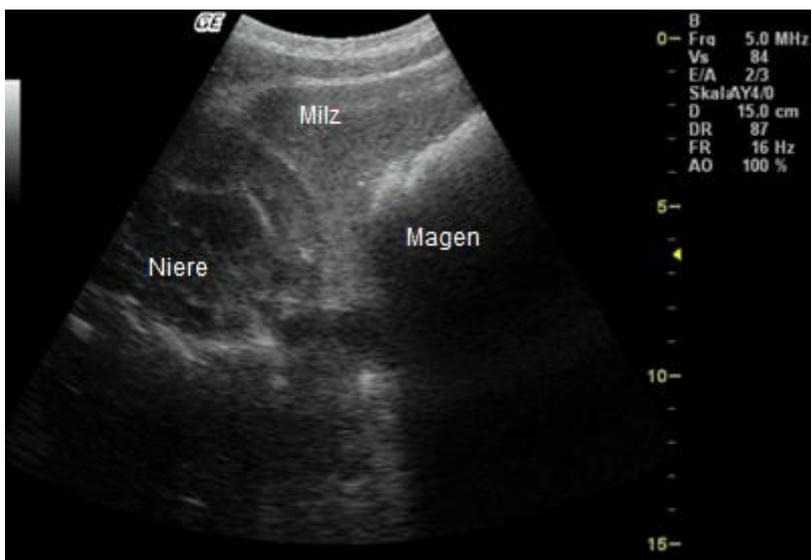


Abb. 47: Querschnitt durch die linke Niere, Milz und den gasgefüllten Magen, Große Ameisenbärin „Alice“. (Foto: Dr. C. OSMANN)

Die Leber der Großen Ameisenbären wurde vom ventralen Zugang oder von beiden Flanken geschallt. Die Untersuchung war nur bei leerem oder wenig gefüllten Magen möglich. Während das Tier fraß wurde dieses Organ durch den gefüllten Magen im Bild verdeckt. Auch bei einem aufgegastrten Darmtrakt war eine Untersuchung nicht möglich. Die Leber liegt bei dieser Tierart vollständig intrathorakal und erscheint echoarm und grobkörniger als die Milz. Im Leberparenchym verlaufen die echolosen Lebervenen und die Pfortadergefäße.

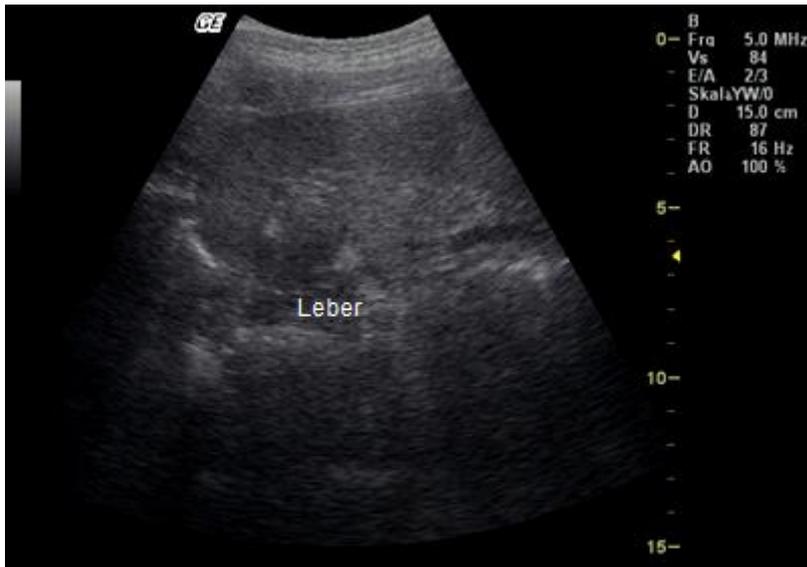


Abb. 48: Sagittalschnitt durch die Leber der Großen Ameisenbärin „Chakira“. (Foto: Dr. C. OSMANN)

Die linke Niere ließ sich besonders gut vom lateralen Zugang darstellen. Das Organ wurde in der Nähe des Milzschenkels aufgesucht. Die Nieren befinden sich im rippengestützten Bauchraum. Die rechte Niere wird oft von Darmschlingen überlagert.

Um die Beurteilung der Gewebedurchblutung (Plazenta, Niere) und der Turbulenzen zu ermöglichen, wurden Versuche unternommen, die Gefäße mit Hilfe eines Dopplerverfahrens darzustellen. Die Untersuchung war nur begrenzt erfolgreich, da die Sonde auf jede Bewegung des fressenden Tieres reagierte.

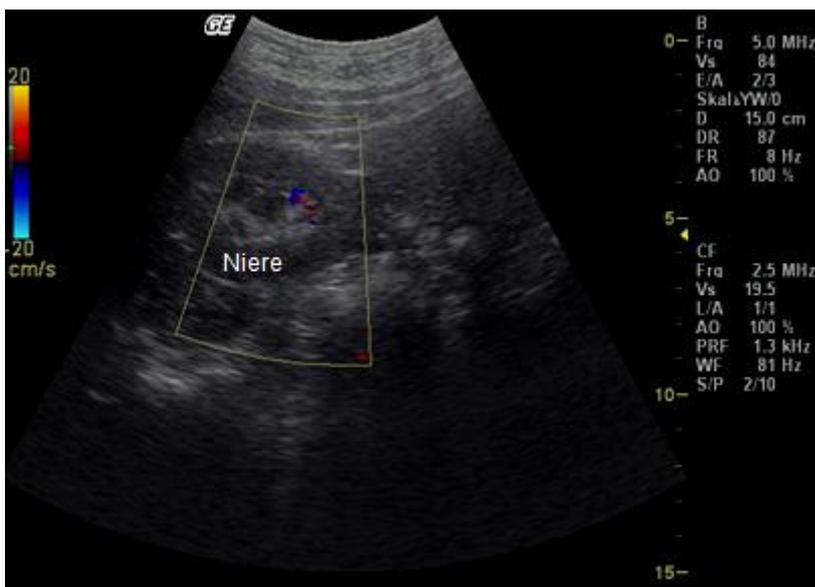


Abb. 49: Querschnitt durch die linke Niere der Großen Ameisenbärin „Sandra“. (Doppler). (Foto: Dr. C. OSMANN)

## 4.5 Anatomisch-pathologische Untersuchungen

### 4.5.1 Pathologische Befunde der Großen Ameisenbärin „Mira“

Am 31.01.2012 wurde die Große Ameisenbärin „Mira“ wegen einer chronischen Salmonellose (s. Kapitel 4.2.4) im Alter von 20 Jahren eingeschläfert. Nach der tierärztlichen Untersuchung und Feststellung des Todes wurde das euthanasierte Tier zum Staatlichen Veterinäruntersuchungsamt in Arnsberg (Gemäß Richtlinie 93/99/EWG akkreditierte Untersuchungseinrichtung SAL-NRW-L 045-04-08) zur anatomisch-pathologischen Untersuchung gebracht. Die Untersuchung wurde durch den Pathologen Dr. M. Peters, die Zootierärztin Dr. C. Osmann und die Doktorandin M. Nowak durchgeführt. Laut des pathomorphologischen Untersuchungsbefundes befand sich das Tier in einem guten Ernährungszustand. Im Lungenbereich wurde ein mittelgradiges alveolares Lungenödem festgestellt. Die rechte Herzkammer war dilatiert. Das Verhältnis der Kammerwandstärke rechts zu links betrug 1:4. Die Gallenblase war vernarbt und deformiert, die Milz mittelgradig geschwollen und im Magen wurde eine erosiv-ulzerative Gastritis erkannt. Im Bereich des linken Ovars fand sich eine Zyste (Durchmesser ca. 2 cm). Die Darmwand des mittleren Jejunums war stark verdickt, der Dickdarminhalt war grünlich-breiig.

Histologisch wurden in der Lunge ein mittelgradiges alveoläres Lungenödem und im Herzen eine geringgradige myokardiale Fibrose und myokardiale Infiltrate mit zahlreichen Granulozyten nachgewiesen. Im Bereich der Leber und der Gallenblase wurden eine subakute eitrige Cholezystitis mit mittelgradigen lymphoplasmazellulären Infiltraten und eine Pericholangitis diagnostiziert. Die Basalmembran der Bowmanschen Kapseln war hyalinisiert und verdickt. Die Milz war gestaut und der Sektionsbefund einer erosiven Gastritis konnte bestätigt werden. In Dünndarmschnitten wurde histologisch eine hochgradige Hypertrophie der Muscularis im Jejunum, submuköse Infiltrate unter Beteiligung von eosinophilen Granulozyten und lymphoplasmazelluläre Infiltrate in der Lamina propria nachgewiesen. Die Krypten durchbrachen multifokal die Lamina muscularis mucosae. Einge Darmlymphknoten waren ödematisiert.

In der bakteriologischen Untersuchung wurden folgende Keime isoliert:

- in der Galle wurde hochgradig *Salmonella typhimurium* und geringgradig *Escherichia coli* nachgewiesen
- im Magen in hoher Keimzahl *Aeromonas* sp.
- im Dünndarm mittelgradig *Aeromonas* sp., haemolysierende *Escherichia Coli* und hochgradig *Clostridium perfringens*
- im Dickdarm wurden hochgradig *Aeromonas* sp., *Escherichia coli*, mittelgradig *Salmonella typhimurium* und hochgradig *Clostridium perfringens* nachgewiesen.

**Abschlussbeurteilung:** „Mira“ hatte eine chronische eitrige Cholezystitis und Pericholangitis. Aus der Gallenblase und Dickdarm konnte *Salmonella typhimurium* isoliert werden. Im mittleren Jejunum wurden eine Hypertrophie der Muskelschicht und im Myokard entzündliche Infiltrate (eosinophile Granulozyten) festgestellt.

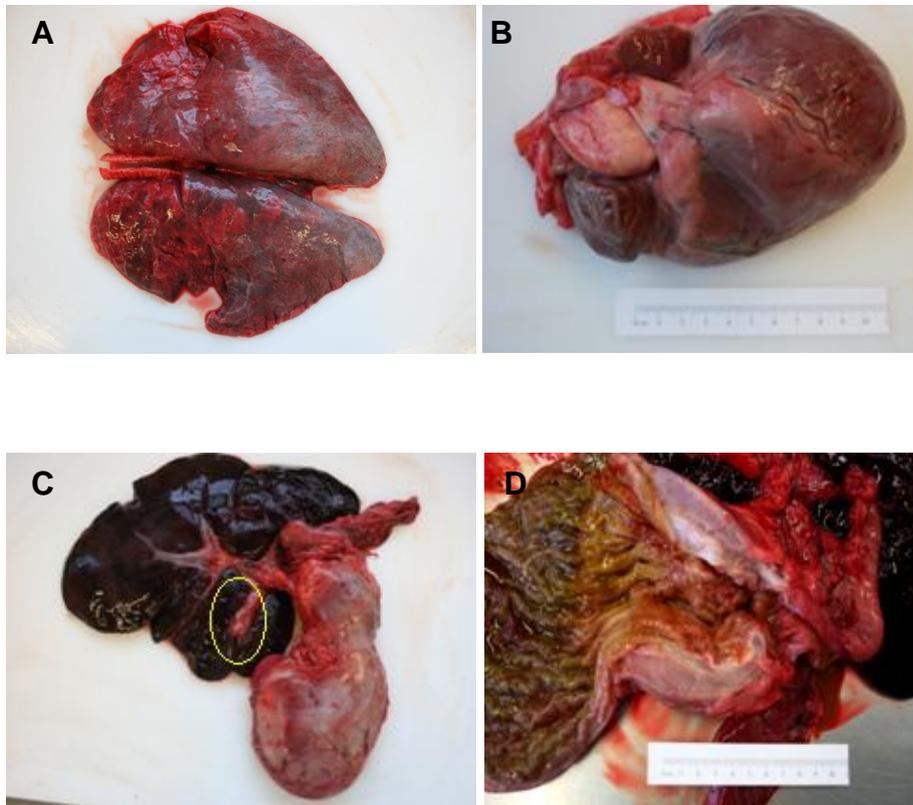


Abb. 50 A-D: Sektionsbefunde bei „Mira“. - A: Lunge: mittelgradiges alveolares Lungenödem. B: Herz: Rechtsherzdilatation. C: Gallenblase (gelbes Oval): deformiert, vernarbt. D: Magen: erosiv-ulzerative Gastritis (Fotos: Dr. M. PETERS)

#### 4.5.2 Pathologische Befunde der Großen Ameisenbärin „Nina“

Am 20.02.2012 wurde die 19-jährige Große Ameisenbärin „Nina“ wegen hochgradiger Arthrosen und einer nicht heilenden Verletzung an der Schwanzspitze euthanasiert. Das Tier befand sich seit längerem in intensiver tierärztlicher Behandlung. Nach der Euthanasie wurde das Tier zum Staatlichen Veterinäruntersuchungsamt in Arnsberg zur anatomisch-pathologischen Untersuchung gebracht.

Pathomorphologisch wurden zunächst der schlechte Ernährungszustand und ein hoher Gewichtsverlust festgestellt. Die Schwanzspitze war bis auf den Knochen abgeschliffen. Es wurden hochgradige Arthrosen in den großen Gliedmaßengelenken und Spondylosen an der Lendenwirbelsäule und im Kreuzbeinbereich nachgewiesen. An der linken Hintergliedmaße bildete sich ein

Leckgranulom. Das Herz war stumpfkegelig. Das Verhältnis der Kammerwandstärke links zu rechts betrug 4:1. Die Lunge war emphysematös und im Abdomen wurde ein geringgradiger seröser Aszites erkannt. Die Milz war mittelgradig geschwollen mit weißlichen, subkapsulären Knoten (bis 2 mm im Durchmesser) und die Leber war zentrolobulär gestaut. Die Gallenblase war reich mit grünlicher Galle gefüllt.

Pathohistologisch wurde der Verdacht auf eine leptomeningeale Fibrose im Gehirn gestellt. In Plexusnähe eines Lateralventrikels wurden fokale Mineralisationen identifiziert. In der Intumescentia cranialis des Rückenmarks wurden frische Blutungen in der grauen Substanz und in der Intumescentia caudalis zirkulär einzelne dilatierte Myelinscheiden in der weißen Substanz sowie in den abgehenden Spinalnerven gefunden. Außerdem wurde im Rückenmarksbereich eine ausgeprägte Satellitose in den Dorsal- und Ventralhörnern sowie eine Gliose diagnostiziert.

In der Lunge wurde histologisch eine subpleurale Fibrosierung ohne entzündliche Veränderungen nachgewiesen. Die Leber war zentrolobulär gestaut, ohne entzündliche Veränderungen. An den Bowmanschen Kapseln der Nieren wurde eine Glomerulopathie mit Verklebungen des Schlingenapparates diagnostiziert. Die Basalmembranen der Bowmanschen Kapsel waren verdickt; einzelne Glomeruli waren sklerotisiert und ein granuläres grau-braunes Pigment hatte sich in proximalen Tubuli abgelagert.

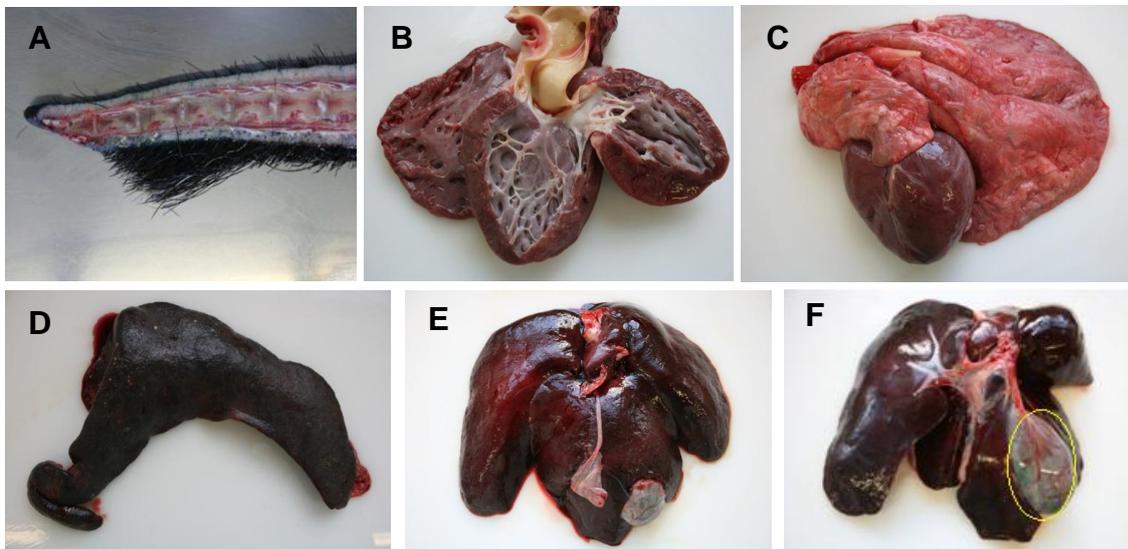


Abb. 51 A-F Sektionsbefunde bei „Nina“. - A: Abgeschliffene Schwanzspitze. B: Stumpfkegeliges Herz. C: Emphysematöse Lunge. D: mittelgradig geschwollene Milz. E: zentrolobulär gestaute Leber. F: gefüllte Gallenblase (gelbes Oval) (Fotos: Dr. M. PETERS)

**Abschlussbeurteilung:** Es wurden Arthrosen der großen Gliedmaßengelenke und Spondylose der Wirbelsäule beschrieben. Das Unvermögen des Tieres den Schwanz anzuheben, hat zu einer Abrasion der Schwanzspitze mit Freilegung eines

Schwanzwirbelknochens geführt. Vermutlich standen die degenerativen Rückenmarksveränderungen mit dem Unvermögen den Schwanz zu heben in Verbindung. Im Gehirn wurden degenerative Veränderungen in Form einer fokalen Mineralisation und einer vermutlich altersbedingten leptomeningealen Fibrose nachgewiesen.

#### 4.5.3 Venöse Zugänge für die Blutabnahme bei Großen Ameisenbären

Während der Sektion wurde besondere Aufmerksamkeit dem Verlauf der Blutgefäße zur Blutabnahme gewidmet. Als mögliche Zugänge für die Blutabnahme bei Großen Ameisenbären eignen sich die *Vena cephalica* an der Medialfläche der Vordergliedmaße im Bereich des *Digitus I* und die *Vena saphena medialis* an der Medialfläche der Hintergliedmaße. Die *Vena saphena medialis* war auch für die Blutabnahmeversuche ohne Sedation geeignet. Bei den Großen Ameisenbären ist die Haut an der Vordergliedmaße sehr dick (bis zu einem Zentimeter) und wegen der gefährlichen, langen Krallen eignet sich diese Stelle nicht für die Blutabnahme ohne Narkose.

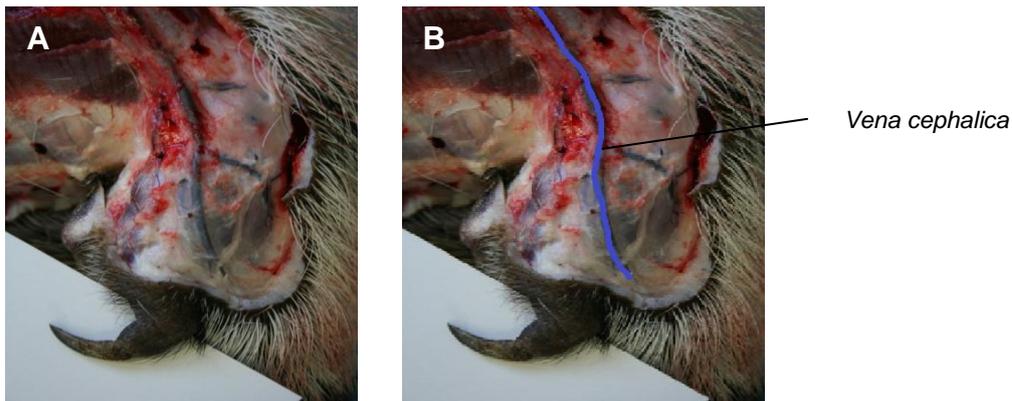


Abb. 52 A-B: Verlauf der Gefäße an der vorderen Extremität. – A: Medialfläche der linken Vordergliedmaße (*Digitus I*). B: Medialfläche der linken Vordergliedmaße (*Digitus I*) mit blau markiertem Verlauf der *Vena cephalica*. Große Ameisenbärin „Mira“. (Fotos: Dr. M. PETERS)

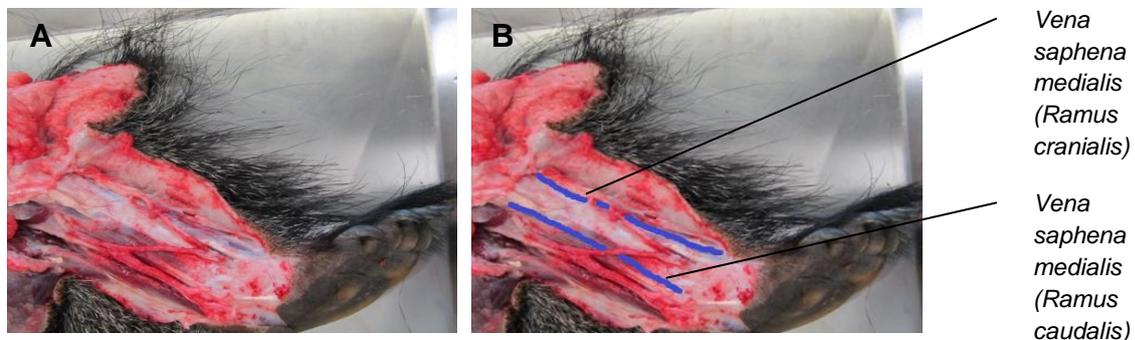


Abb. 53 A-B: Verlauf der Gefäße an der hinteren Extremität. – A: Medialfläche der linken Hintergliedmaße. B: Medialfläche der linken Hintergliedmaße mit blau markiertem Verlauf der *Vena saphena*. Große Ameisenbärin „Mira“. (Fotos: Dr. M. PETERS)

## 5.0 Diskussion

Von 2011 bis 2014 wurden die Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund regelmäßig klinisch untersucht. Um erstmals klinische Werte von nicht narkotisierten und nicht oder kaum gestressten Tieren zu erhalten, wurden diese vorher einem sogenannten Medical Training unterzogen. Nahezu alle klinischen Befunde, die in der Literatur zu finden sind, wurden an narkotisierten Tieren ermittelt, da untrainierte Ameisenbären für den Menschen gefährlich werden können. Bislang stehen den praktizierenden Zootierärzten daher nur sehr wenige Daten und Erfahrungen mit diesen Tieren zur Verfügung. Der Gesundheitszustand der Tiere wird im Zoo meistens durch die Beobachtung der Futteraufnahme, des Verhaltens und anhand von Laboruntersuchungen (parasitologische und mikrobiologische Untersuchungen) beurteilt. Im Erkrankungsfall wird ein Tier meist in der Narkose weitergehend untersucht. Ziel dieser Arbeit war es, das Pflegepersonal und den Zootierarzt zum Training mit den Tieren zu ermutigen und dadurch diagnostische Möglichkeiten zu eröffnen, die eine Sedierung der Tiere unnötig macht.

In der Literatur gibt es bislang nur wenige Beispiele über das Training oder Handling mit *Myrmecophaga tridactyla* in Zoos. GATZ (1998) beschreibt die Grundsätze des Medical Trainings für Zootiere im Allgemeinen, ohne jedoch Große Ameisenbären zu erwähnen. Basierend auf seinen Erfahrungen mit z. B. positiver Verstärkung wurden die Versuche mit den Ameisenbären im Zoo Dortmund konzipiert. Hoch komplexe Übungen, wie sie z. B. bei Robben und Delfinen durchgeführt werden, konnten bei Großen Ameisenbären nicht trainiert werden, weil die Tiere in ihrem Aufnahmevermögen begrenzter sind. Hier ging es folgerichtig darum, die Tiere so zu konditionieren, dass sie routinemäßige Untersuchungsvorgänge tolerierten. Im Training wurden der Geruchssinn, der haptische Sinn und das Gehör der Tiere genutzt, da mittels Stimme, Berührung, Geruchskontakt und Futter gearbeitet wurde. An einer vom Zoo Dortmund durchgeführten, bisher nicht publizierten Umfrage zum Thema „Haltung von Großen Ameisenbären in Zoos (Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) Husbandry Questionnaire 2007)“ nahmen weltweit 31 Zoos teil. Aggressives Verhalten von Ameisenbären gegenüber Menschen wurde in 16 Zoos beobachtet. Daher werden die Tiere in fünf Zoos im „Hands-off-Modus“, also ohne einen direkten Kontakt, gehalten. In 26 Institutionen wurden Große Ameisenbären vom Tierpflegepersonal gehandelt:

- In 19 Zoos wurden die Tiere direkt von Tierpflegern angefasst
- in einem Zoo nur die Jungtiere
- in einem Zoo nur durch den Maschendrahtzaun
- in einem Zoo werden die Tiere mit Hilfe von Arbeitswerkzeugen gehandelt (Besen, etc.)
- andere Zoos gaben keine konkreten Informationen an

SUDMÖLLER (2007) berichtet über einen männlichen Großen Ameisenbären, der als Neuankommeling im Zoo Dortmund Tierpfleger beim Ein- bzw. Aussperren scheinbar grundlos angriff. Das Tier war auch zu Artgenossen und anderen Tierarten aggressiv, so dass die Errichtung einer getrennten Anlage für dieses Männchen notwendig wurde.

SCHUBERT et al. (2008) beschreiben den geübten Umgang mit den Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund. Die Tiere werden „Hands on“ gehalten, was bedeutet, dass ein direkter Kontakt zwischen dem Tier und dem Tierpfleger gewollt und gesucht wird. Die Autoren erwähnen unterschiedliche Handlungsmaßnahmen, wie: Aufwecken der Tiere durch Berührung, Streicheln oder Stimme, genaue Inspektionen des Körpers (einschließlich Füße und Überprüfung des Leibesumfangs bei trächtigen Tieren), Ultraschalluntersuchungen, Behandlung von oberflächlichen Verletzungen und Injektionen. Die Dortmunder Ameisenbären ließen sich auf diese Weise trainiert problemlos von einer Box in eine andere oder in das Außengehege führen und betraten eine fahrbare Waage (SCHUBERT et al. 2008).

GILLESPIE (2003) beschreibt die Möglichkeit, junge Ameisenbären im Alter bis zu sechs Monaten und einem Gewicht von bis zu 5 kg zu fixieren, um sie zu untersuchen. Der Autor weist allerdings darauf hin, dass die Gefahr besteht, dass das Tier die Untersucher während der Manipulation schwer verletzen kann. Für adulte Große Ameisenbären empfiehlt GILLESPIE (2003) das schnelle Fixieren der beiden Vorderextremitäten durch zwei erfahrene Tierpfleger. Diese Methode soll laut Autor funktionieren, weil Große Ameisenbären im Vergleich zu großen Carnivoren ihre Klauen langsamer bewegen und manövrieren können (GILLESPIE, 2003). In Dortmund wird diese Art der Fixation nachdrücklich nicht empfohlen, weil die Tiere tatsächlich sehr schnell zugreifen und den Tierpflegern u.U. gefährliche Verletzungen zufügen können (OSMANN, persönliche Mitteilung).

FLINT (1998) erwähnt als weitere Zwangsmaßnahme den Quetschkäfig. Die Tiere regen sich darin allerdings sehr auf und versuchen sich zu befreien. Somit besteht durch die entstehende Stresssituation die Gefahr einer Hyperthermie (FLINT 1998). In dem vom Bundesministerium für Ernährung Landwirtschaft und Verbraucherschutz im Jahr 2014 veröffentlichten Säugetiergutachten wird davor gewarnt, Große Ameisenbären mit Netzen oder Händen zu fixieren. Es wird ausdrücklich darauf hingewiesen, dass solche Maßnahmen lebensgefährlich sein können.

GILLESPIE (2003) berichtet als erster, dass Große Ameisenbären so konditioniert werden können, dass sie klinische Untersuchungen, Wundversorgung, Ultraschalluntersuchungen während der Trächtigkeit oder für den Transport tolerieren. Während der Futteraufnahme sollte der Untersucher das Tier an der Seite kratzen. Dabei sollte beachtet werden, dass Große Ameisenbären das Anfassen am Kopf nicht tolerieren, weil diese Region bevorzugt von Prädatoren angegriffen wird.

Dieser Bericht war ausschlaggebend für das intensive Medical Training in dieser Arbeit. Dank der Einführung des Medical Trainings wurde es in dieser Studie möglich, physiologische Parameter und andere klinische Daten von, in Menschenobhut gehaltenen, Großen Ameisenbären zu ermitteln und neue diagnostische Techniken zu erarbeiten. Diese Werte konnten bei wildlebenden Ameisenbären bislang nicht erforscht werden.

## **5.1. Physiologische Parameter**

### **5.1.1 Körpertemperatur**

Bei der Darstellung der mittleren monatlichen Körpertemperaturen der Dortmunder Großen Ameisenbären fällt zunächst auf, dass diese deutlich von den Umgebungstemperaturen abhängig waren. Je höher die Außentemperaturen waren, desto höhere Körpertemperaturen wurden bei den Tieren gemessen (siehe Abb. 28). MÖLLER (1988) beschreibt bereits, dass Große Ameisenbären Säugetiere mit einer unvollkommenen Temperaturregulation sind.

RODRIGUES (2008) vermerkt, dass Ameisenbären, Faultiere und Gürteltiere einen um 33-60% niedrigeren Metabolismus aufweisen, als es bei ihrem Körpergewicht zu erwarten wäre. Das erlaubt den Tieren, sich von wenig energiereicher Beute zu ernähren. Die durchschnittlichen Körpertemperaturen bei Großen Ameisenbären liegen bei ca. 34°C. Im Vergleich dazu liegen die Temperaturwerte der meisten Säugetiere zwischen 36°C und 38°C (RODRIGUES 2008).

Das in den Versuchen verwendete Fieberthermometer (Microlife VT 1831 Vet-Temp) konnte Körpertemperaturen von 32°C bis 42,9°C anzeigen. An besonders kalten Tagen im Herbst oder Frühling konnten die Temperaturen bei älteren Weibchen und einigen Jungtieren, trotz mehrerer Wiederholungen, nicht mehr ermittelt werden, weil die Körpertemperaturen auf unter 32°C absanken. Es wurde beobachtet, dass die Aktivität der Dortmunder Tiere an kalten und an besonders heißen Tagen deutlich sank und die Tiere dann vermehrt schliefen.

Die höchsten Körpertemperatur-Mittelwerte wurden im Jahresverlauf bei adulten weiblichen Tieren und die niedrigsten bei Männchen und Jungtieren gemessen. Der Mittelwert aller gemessenen Temperaturwerte betrug 34,12°C (SD  $\pm$  1,02), wobei ein Minimalwert von 32,2°C und ein Maximalwert von 35,6°C ermittelt werden konnten. Erfahrene Tiere ließen sich problemlos beim Füttern untersuchen. Nach einigen Monaten konnten alle Dortmunder Ameisenbären in die Untersuchungen einbezogen werden. Lediglich die Jungtiere zeigten zu Beginn der Untersuchung eine gewisse Aufregung und Körperzittern.

Die in dieser Arbeit ermittelten Werte stimmen mit den Werten anderer Autoren überein. So gibt MÖLLER (1988) Körpertemperaturwerte bei *Myrmecophaga tridactyla* zwischen 32°C und 34°C an. Das International Species Information System (TEARE 2013) gibt Körpertemperaturwerte wieder, die bei 36 Tieren gemessen wurden: Demnach betrug die mittlere Körpertemperatur 33,9°C, die Minimaltemperatur 32,2°C und die Maximaltemperatur 35,6°C. Es wurde nicht angegeben, aus welchen Zoos diese Daten stammten und welche Umgebungstemperaturen dort herrschten. MCDONALD (1984) beschreibt, dass die Körpertemperatur des Großen Ameisenbären zwischen 32,7°C und 35°C schwankt. Laut ROJAS MORENO (persönliche Mitteilung, zitiert nach AGUILAR u. SUPERINA 2014) liegen die physiologischen Körpertemperaturen von *Myrmecophaga tridactyla* zwischen 30°C und 35°C. Die von MCNAB (1984) in Südamerika untersuchten mittleren Körpertemperaturen von Großen Ameisenbären und Zwergameisenbären betragen 33°C und bei Tamanduas (Südliche- und Nördliche Tamandua) 34,5°C. Diese Körpertemperaturen variierten bei den Großen Ameisenbären und bei Tamanduas um ca. 4°C. Die Körpertemperaturen von Zwergameisenbären können sogar unter 23°C absinken, wenn die Umgebungstemperaturen 3,5°C erreichen (MCNAB 1984).

Als Hyperthermie bezeichnen MIRANDA et al. (2006) bei Großen Ameisenbären Temperaturwerte über 37°C und als Hypothermie rektal gemessene Temperaturen, die unter 5°C der üblich gemessenen Temperaturwerte (32°C - 36°C) liegen. Wenn Tiere erkranken, können die Temperaturen deutlich sinken oder steigen. COKE et al. (2002) berichten über einen an Amöben-Gastritis und Dilatativer Kardiomyopathie erkrankten 11-Monate alten Großen Ameisenbären, der sich in moribundem Zustand befand. Seine Körpertemperatur betrug 25,5°C (COKE et al. 2002).

In Studien über die Aktivität der Großen Ameisenbären in Pantanal of Nhecolândia in Brasilien berichten SAMPAIO et al. (2006), dass in dieser feucht-tropischen Gegend, mit mittleren Jahrestemperaturen von ca. 25°C, die beobachteten Tiere nachtaktiv waren. Sie schliefen am Tag versteckt vor der Hitze im Schatten. Auf diese Weise können die Tiere eine Überhitzung vermeiden. Während der Trockenperiode mit kälteren Nächten waren die Tiere früher aktiv und im Winter (mittlere Temperaturen um 15°C) zeigten sich die Ameisenbären als tagaktiv (SAMPALIO et al. 2006). Große Ameisenbären reagieren somit offensichtlich recht flexibel auf die Umgebungstemperaturen in ihren natürlichen Habitaten, indem sie ihre Aktivitäten den Temperaturen nicht nur saisonal, sondern sogar von Tag zu Tag anpassen (RODRIGUES 2008). Bei dieser Thermoregulation spielen ihr dichtes Fell und der lange, behaarte Schwanz eine wichtige Rolle (MCNAB 1984).

Die im Rahmen dieser Arbeit ermittelten Körpertemperaturen und das damit verbundene Tierverhalten im Zoo stimmen mit den Ergebnissen im Freiland und in der Literatur überein. Auch das extreme Absinken der Körpertemperaturen unter

32°C, bei den Dortmunder Tieren („Bonita“, „Isabela“, „Sandra“, „Zenobia“) in den Wintermonaten kann in der Literatur bestätigt werden (MCNAB 1984). Die wenigen Abweichungen in Abb. 28 ergeben sich daraus, dass die Körpertemperaturen der Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in ihren beheizten Innenanlagen ermittelt wurden. Wie schon in dem Kapitel Materialien und Methoden beschrieben, können aus Kapazitäts- und Sicherheitsgründen nicht alle Tiere gleichzeitig die Außenanlagen aufsuchen. Aus diesem Grund befanden sich manche Individuen in ihren Boxen im „Tapirstall“ oder im „Tamanduahaus“. Vor der Untersuchung wurden die übrigen Tiere direkt in ihre Stallboxen geholt. In den Sommermonaten ist in den Ställen immer eine gute Luftzirkulation gewährleistet, so dass die Lufttemperaturen außen und innen recht ausgeglichen sind. In den Herbst- und Wintermonaten betragen die Innenraumtemperaturen 18°C bis 20°C (s. Anhang, Tab. 17-26).

### 5.1.2. Atemfrequenz

Die im Zoo Dortmund im Rahmen des Medical Trainings gemessene mittlere Atemfrequenz betrug 11,37 ( $SD_{\pm}$  2,59), der Minimalwert betrug 7 und der Maximalwert 20. Die mittlere Atemfrequenz bei den Weibchen betrug 10,6 Atemzüge pro Minute und bei den Männchen und den Jungtieren entsprechend 10,2 und 13,4 Atemzüge pro Minute. Die höchste Atemfrequenz wurde bei den Jungtieren gemessen, die noch nicht lange an das Handling adaptiert waren. Somit ist die erhöhte Frequenz von bis zu 20 Atemzügen pro Minute durch die Aufregung der Tiere zu erklären, wenn sie nicht sogar physiologisch ist. Es gibt nur wenige Literaturangaben über die Atemfrequenz von *Myrmecophaga tridactyla*. COKE (2002) berichtet über einen im Zoo in Kansas (USA) an Amöben-Gastritis erkrankten weiblichen Großen Ameisenbären, bei dem ohne Sedation 12 Atemzüge pro Minute gemessen wurden. In der nicht publizierten Umfrage des Zoo Dortmund „Haltung von Großen Ameisenbären in Zoos (Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) Husbandry Questionnaire 2007“ geben zwei Institutionen eine Atemfrequenz bei narkotisierten Tieren von 5-16 Atemzügen pro Minute an.

MIRANDA et al. (2006) sowie ROJAS MORENO (persönliche Mitteilung, zitiert nach Aguilar u. Superina 2014) berichten, dass die Atemfrequenz bei wachen Großen Ameisenbären bei 18 bis 26 Atemzügen pro Minute liegt. Diese Tiere wurden keinem Medical Training unterzogen. Dies erklärt, möglicherweise, warum die Werte der Dortmunder Tiere durchschnittlich niedriger lagen. Die Dortmunder Tiere waren bei der Untersuchung sehr entspannt. Nur die wenig trainierten Jungtiere erreichten Werte, die in den von MIRANDA et al. (2006) angegebenen Bereichen lagen. Es ist somit davon auszugehen, dass die natürliche Atemfrequenz bei entspannten, wachen Tieren bei ca. 15 Atemzügen pro Minute liegt.

### 5.1.3 Herzfrequenz

In dieser Studie wurde ermittelt, dass die mittlere Herzfrequenz der Großen Ameisenbären des Zoo Dortmund 68,93 Herzschläge pro Minute (SD  $\pm 8,12$ ) betrug. Der Minimalwert betrug 45, der Maximalwert 86 Herzschläge pro Minute. Die mittlere Herzfrequenz bei Weibchen betrug 65,1 Herzschläge pro Minute und bei Männchen und Jungtieren entsprechend 72,2 und 73,2 Herzschläge pro Minute. Die höchsten mittleren Herzfrequenzen wurden bei den drei Jungtieren festgestellt. Diese haben naturgemäß höhere Herzfrequenzen und waren etwas aufgeregter bei den Untersuchungen. Bei den narkotisierten Tieren wurden Herzfrequenzen von 32 bis 68 Herzschlägen pro Minute ermittelt (OSMANN, persönliche Mitteilung).

Die Umfrage „Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) Husbandry Questionnaire 2007“ ergab Herzfrequenzwerte bei narkotisierten Tieren zwischen 46 bis 84 Herzschlägen pro Minute. Nach MIRANDA et al. (2006) sowie ROJAS MORENO (persönliche Mitteilung, zitiert nach AGUILAR u. SUPERINA 2014) liegt die Herzfrequenz von narkotisierten Großen Ameisenbären bei 60 Herzschlägen pro Minute. COKE (2002) berichtet, dass die Herzfrequenz eines an Amöben-Gastritis erkrankten weiblichen Großen Ameisenbären, bei dem *post mortem* eine Dilatative Kardiomyopathie diagnostiziert wurde, ohne Sedierung 120 Herzschläge pro Minute betrug. Das Tier befand sich in einem klinisch auffälligen Zustand; es war lethargisch und dehydriert (COKE et al. 2002). Im Vergleich zu den eigenen klinischen Daten sowie den Ergebnissen der vorgenannten Autoren muss eine Herzfrequenz von 120 Herzschlägen pro Minute beim Großen Ameisenbären als ein von der Norm deutlich abweichender Befund und somit als Tachykardie angesprochen werden.

Es kann zusammenfassend konstatiert werden, dass die Herzfrequenz gesunder, nicht oder kaum gestresster subadulter oder adulter Tiere im Regelfall zwischen 60 bis 70 Herzschlägen pro Minute liegt.

## 5.2 Laboruntersuchungen

### 5.2.1 Methoden der Blutabnahme

Die im Kapitel 3 „Materialien und Methoden“ dargestellte Blutabnahmemethode aus der *Vena saphena medialis* erwies sich bei den trainierten Großen Ameisenbären als besonders gut praktikabel. Zwar konnte nicht bei jedem Versuch Blut gewonnen werden, es konnten jedoch insgesamt 23 Blutproben gesammelt werden. Die meisten Proben konnten von der Großen Ameisenbärin „Sandra“ genommen werden (11 Mal), die während dieser Prozedur sehr ruhig und entspannt war. Von der Ameisenbärin „Chakira“ wurden fünf und von „Bonita“ sieben Proben gewonnen. Kein Tier wurde während des Versuches aggressiv. Bis zum Auffressen der

Futterportion (ca. 10-15 Min.) tolerierten alle Große Ameisenbärinnen die Manipulationen.

Laut der Umfrage „Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) Husbandry Questionnaire 2007“ wurde in zehn von 31 Zoos weltweit Blut für die Diagnostik ausschließlich unter Narkose abgenommen. WOITOW et al. (1995) berichten über einer Blutabnahme bei einem an Dermatitis erkrankten männlichen Großen Ameisenbären im Zoo Halle. Das Tier wurde vorher narkotisiert. Die Punktion erfolgte aus der *Vena cephalica* oberhalb der *Ossa carpi*. Proximal des Ellenbogens wurde eine Stauung angelegt. Infolgedessen traten an der medialen Seite der Vordergliedmaße zwei schräg über die Gliedmaße verlaufende Gefäßvorwölbungen hervor. Die Haut an der Einstichstelle war mehrere Millimeter dick und sehr derb. Daher musste das Gefäß zur Punktion chirurgisch freigelegt werden. Die Autoren berichten, dass sich an keiner anderen Stelle der Vorder- und Hintergliedmaßen durch Stauung Gefäßverläufe darstellen ließen. Laut WOITOW et al. (1995) eignet sich für die Blutgewinnung auch die *Vena lingualis ventralis superficialis*, die median am Zungengrund verläuft. Mittels dieser Methode konnte aber nur wenig Blut gewonnen werden. COKE et al. (2002) beschreiben eine narkosefreie Blutabnahme aus der ventralen Schwanzvene bei einem 11-Monate alten weiblichen Großen Ameisenbären. Das Tier war hochgradig lethargisch, dehydriert und reagierte nur wenig auf die Umwelt. Alle Versuche, dem Tier einen Venenkatheter in die *V. jugularis*, *V. femoralis*, oder *V. cephalica* zu installieren, verliefen erfolglos. Das Weibchen wurde daher durch eine Knochenmarkbiopsienadel intraossär (rechter *Femur*) infundiert (COKE et al. 2002). GILLESPIE (2003) berichtet ebenfalls über die Möglichkeit einer narkosefreien Blutabnahme (ein bis zwei ml Blut) bei jungen gut fixierten *Xenarthra* z.B. aus der Schwanzvene.

Im Zoo Köln wurden die Blutabnahmen bei Großen Ameisenbären mit Hilfe der mexikanischen Raubwanze (*Dipetalogaster maxima*) praktiziert. Die Insekten wurden auf die untersuchten Tiere aufgesetzt, saugten bis ca. 15 Minuten lang und wurden durch die Untersucher vom Tier gesammelt oder fielen selber ab. Mittels einer Spritze mit aufgesetzter Kanüle wurde das Blut vom Körper der Wanze abgezogen und in die Probengefäße umgefüllt. Mit dieser Methode wurde ausreichend Blut für die wichtigsten Organwerte und das Blutbild entnommen (persönliche Beobachtung Zoo Köln 2014).

SANCHES et al. (2013) erwähnen die Blutabnahmen aus der *V. cephalica* bei 13 narkotisierten Großen Ameisenbären und 13 Tamanduas (*Tamandua tetradactyla*) aus den Fundação Parque Zoológico de São Paulo und Parque Zoológico Municipal Quinzinho de Barros. MIRANDA et al. (2006) geben als eine mögliche Blutabnahmestelle die *V. jugularis* an, aus der größere Blutmengen schnell gewonnen werden können. Die Manipulation an der Jugularvene sollte jedoch sehr vorsichtig erfolgen, da bei den Ameisenbären in diesem Bereich die sehr gut

entwickelten Speicheldrüsen lokalisiert sind. GILLESPIE (2003) empfiehlt für die Blutabnahme bei allen *Xenarthra* die *Vena saphena medialis*. Der Autor beschreibt als einen möglichen Zugang für die Blutgewinnung bei *Xenarthra* jedoch auch die *V. jugularis*. Weil die Haut in dem Bereich sehr dick ist, ist es nötig, die Einstichstelle anzuschneiden, um den Zugang vorzubereiten. Als letzte Alternative erwähnt GILLESPIE (2003) die Blutabnahme aus einer gekürzten Krallen. SANCHES et al. (2012) beschreiben geeignete Punktionsstellen an der *Vena cephalica* der Medialfläche der Vordergliedmaßen und stellen sie fotografisch dar. Die Autoren erwähnen auch andere mögliche venöse Zugänge wie die *Vena jugularis*, *Vena saphena medialis* und *lateralis*, und die ventrale Schwanzvene. PIRES et al. (2009) empfehlen die *Vena facialis* als möglichen Zugang für die Blutabnahme und die Infusion bei *Myrmecophaga tridactyla*. Im Zoo Duisburg wurden Blutproben an einem narkotisierten Tier aus der *V. saphena lateralis* gewonnen (LANGER, persönliche Mitteilung 2014).

Für die Blutentnahme ohne Sedation eignet sich nach den in dieser Studie gemachten Erfahrungen mit den Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund, am besten die *V. saphena medialis (Ramus cranialis et caudalis)*. Beim Punktionsversuch der *V. saphena lateralis* wurde wiederholt kein Blut gewonnen. Die Tiere reagierten sichtlich empfindlich auf den Einstich, vermutlich weil die Haut dort dicker ist und für die Punktion daher mehr Druck aufgewendet werden muss. Eine Blutgewinnung aus der *V. jugularis* ist wegen der Verletzungsgefahr für das Tier und den durchführenden Tierarzt, aufgrund der sehr großen Speicheldrüsen und der sehr tiefen Lage des Gefäßes ohne Narkose nicht zu empfehlen. Auch die Blutabnahme unter Narkose aus der Zungenvene erscheint wegen der Blutungsgefahr und einer möglichen, schmerzbedingten Inappetenz nicht praktikabel. Die durch GILLESPIE (2003) beschriebene Blutabnahme mit Zwangsanwendung wurde im Zoo Dortmund nie praktiziert und wird wegen der hohen Verletzungsgefahr durch die Manipulation ausdrücklich nicht befürwortet. Aufgrund der Blutungsneigung der *Xenarthra* erscheint die Blutgewinnung aus der gekürzten Krallen ebenfalls kontraindiziert.

### 5.2.2 Analyse der ausgewählten Blutbefunde

Aufgrund der wenigen Vergleichsdaten über Blutbefunde von *Myrmecophaga tridactyla* und *Tamandua tetradactyla* wurden die Blutergebnisse der Dortmunder Großen Ameisenbären auch mit den Befunden der im Zoo Dortmund in den Jahren 2006 bis 2014 in der Narkose untersuchten Tieren („Juanita“, „Nina“, „Alice“, „Guapa“, „Mira“ und „Mirek“) verglichen. Diese sechs genannten Großen Ameisenbären befanden sich zur Zeit der Blutentnahme wegen Fußsohlen-Risswunden, Schwanz- und Zungenverletzungen sowie Infektionskrankheiten in Behandlung. Als Vergleichsmodelle wurden, wo sinnvoll, die Normwerte für Hund und Katze herangezogen (z.B. Taurinblutgehalt).

Die im Zoo Dortmund ermittelten Blutbefunde der drei weiblichen Großen Ameisenbären zeigen im Vergleich zu den narkotisierten Tieren, sowie zu Hund und Katze und den Literaturangaben gewisse Unterschiede. Für die Untersuchung der Organprofile, Vitamin H und des Zinkgehalts im Blut wurden Serumproben an ein spezialisiertes Labor versandt. Für die Ermittlung der Tauringehalte im Blut wurde eingefrorenes EDTA-Plasma in Kühlbehältern verschickt. In diesen Behältern wurde auch das gekühlte Serum zur Bestimmung des Vitamin A-Gehalts und das gefrorene Citrat-Plasma für die Untersuchung der Gerinnungsparameter versandt. Um die Blutparameter in dieser Arbeit besser vergleichen zu können, wurden die Maßeinheiten aus den Literaturbefunden auf die konventionellen Einheiten umgerechnet, mit denen z. B. das Vet-Med-Labor arbeitete. In diesem Kapitel werden die aus unserer Sicht wichtigsten Blutparameter besprochen, die für die Gesundheitsbeurteilung der untersuchten Ameisenbären relevant sind. Das sind: Glukose, ausgewählte Leberenzyme, Leukozyten und Erythrozyten, Taurin, sowie die Gerinnungsparameter.

**Glukose.** - Bei den drei untersuchten *Myrmecophaga tridactyla* wurden Glukosewerte zwischen 28 und 65 mg/dl ermittelt. Die Glukosewerte von zwei narkotisierten Tieren aus dem Zoo Dortmund betragen zwischen 37,9 und 95 mg/dl (s. Anhang, Tab. 28-29). Bei einer Probe der Großen Ameisenbärin „Mira“ aus dem Jahr 2012 wurde die Glukose vollständig abgebaut.

Die vom International Species Information System (TEARE 2013) bereitgestellten Glukosewerte für die Große Ameisenbären (n=109) liegen zwischen 30 und 143 mg/dl. Es wurde aber nicht angegeben, ob diese Tiere, wie im Zoo Dortmund, bei der Blutabnahme mindestens sechs Stunden nüchtern waren (s. Kapitel 3.8), und ob sie für die Untersuchungen narkotisiert wurden oder erkrankt waren. BARONETZKY-MERCIER (1992) ermittelte einen Glukosewert von 30 mg/dl. GILLESPIE (2003) beschreibt die Glukosewerte bei Großen Ameisenbären zwischen 37 und 87 mg/dl und bei Tamanduas (*Tamandua tetradactyla*) zwischen 48 und 122 mg/dl. Die Anzahl der untersuchten Tiere wurde nicht aufgeführt. Die gleichen Werte wurden von AGUILAR und SUPERINA (2014) berichtet (n=34 *Myrmecophaga tridactyla* und n=34 *Tamandua tetradactyla*).

Die vom Vet-Med-Labor angegebenen Normwerte für Glukosegehalte im Blut von Hunden lagen zwischen 57-126 mg/dl und für die Katze zwischen 63-140 mg/dl (IDEXX 2014).

Im Vergleich zu den Literaturangaben über die Glukosekonzentrationen im Blut von Großen Ameisenbären befanden sich die in Dortmund ermittelten Werte im unteren bis mittleren Normbereich. Allerdings waren die Tiere während der Blutabnahme mindestens sechs Stunden nüchtern. Im Vergleich zu den Normwerten für z. B. Hunde und Katzen waren die unteren Glukosekonzentrationen im Blut der

Dortmunder Großen Ameisenbären vergleichbar mit einer Hypoglykämie bei den Haustieren. Bei Großen Ameisenbären scheinen sie hingegen normal zu sein. SUPERINA (2000) gibt für Gürteltiere Glukosekonzentrationen im Blut von 77 bis 127 mg/dl an (*Dasypus* sp. und *Chaetophractus* sp., n=34 Wildfänge und 129 Labortiere). Es besteht aber ein deutlicher Unterschied in Physiologie, Lebensweise und Fütterung zwischen Ameisenbären und Gürteltieren, so dass die Blutwerte nur bedingt vergleichbar sind. Die Dortmunder Ameisenbären waren in der Zeit der Blutabnahme völlig symptomlos. Die Ernährung der Ameisenbären im Freiland ist energiearm (Ameisen, Termiten) was in niedrigen Metabolismusraten resultiert (MCNAB 1984). Die niedrigen Glukosekonzentrationen im Blut scheinen bei dieser Tierart somit physiologisch zu sein.

**Leberenzyme.** - Bei den Großen Ameisenbären wurden in dieser Studie folgende Leberenzymparameter untersucht: Alanin-Aminotransferase (ALT=GPT), Gamma-Glutamyl-Transferase ( $\gamma$ -GT), Asparat-Aminotransferase (AST=GOT) und Glutamat-Dehydrogenase (GLDH). Bei den Dortmunder Tieren handelte es sich zum Zeitpunkt der ersten Blutabnahme um klinisch gesunde Tiere. Später wurden die Blutergebnisse miteinander verglichen. Auffällig war, dass die Leberparameter wie  $\gamma$ -GT, GLDH bei dem ältesten Tier in der Gruppe („Sandra“) deutlich erhöht waren.

Die **ALT-Werte** differierten bei den Dortmunder Tieren von 2,65 bis 198,6 U/l. Diese Werte wurden bei dem jüngsten Tier „Bonita“ ermittelt (n=4). Der höchste ALT-Wert wurde am 27.04.2012 gemessen. Zu diesem Zeitpunkt war das Tier klinisch unauffällig, unterlag keiner Futterumstellung und war nicht trächtig. Die ALT-Befunde des zweitältesten Weibchens „Chakira“ betragen 84,3-138 U/l (n=4). Der ALT-Wert von 138 U/l wurde am 21.09.2012, als das Weibchen im ca. dritten Monat trächtig war, gemessen. Der ALT-Wert von dem ältesten Tier „Sandra“ betrug 78-162 U/l (n=7). Der höchste ALT-Wert von 162 U/l wurde am 21.09.2012 gemessen, als das Tier mit der DM gefüttert wurde. Bei den fünf Dortmunder Großen Ameisenbären („Juanita“, „Nina“, „Alice“, „Mira“, „Mirek“), bei denen von 2006 bis 2014 das Blut in Narkose abgenommen worden war, lagen die ALT-Werte zwischen 59,5 bis 110 U/l (s. Anhang, Tab. 28-29).

BARONETZKY-MERCIER (1992) gibt bei einem Tier einen ALT-Wert von 33 U/l an. Laut ISIS (TEARE 2013) liegen die ALT-Referenzwerte für *Myrmecophaga tridactyla* zwischen 22 bis 88 U/l (n=106). GILLESPIE (2003) beschreibt, dass die ALT-Werte des Großen Ameisenbären zwischen 21 und 111 U/l und des Tamanduas zwischen 48 und 98 U/l betragen. DI NUCCI et al. (2014) untersuchten in der Narkose 30 gesunde Große Ameisenbären (16,14) aus verschiedenen zoologischen Institutionen in Argentinien. Die ALT-Werte (n=27) lagen zwischen 17 und 73 U/l ( $M=42$ ,  $SD=15,19$ ). WOITOW et al. (1995) lieferten ALT-Werte von einem an Dermatose erkrankten männlichen Großen Ameisenbären. Der erste ermittelte ALT-Wert betrug 34,7 U/l, ein weiterer nach 64 Tagen ermittelter Wert 36,3 U/l.

Die Normwerte für diesen Parameter liegen beim Hund unter 122 U/l und bei der Katze unter 175 U/l (IDEXX 2014).

Die Maximalwerte für die ALT-Parameter bei den Dortmunder Tieren sind deutlich höher als die angegebenen Literaturwerte. Die Minimalwerte für ALT liegen bei den drei Weibchen in dem in der Literatur beschriebenen Bereich (TEARE 2013; GILLESPIE 2003; DI NUCCI et al. 2014). Als mögliche Ursache für die spezifische ALT-Erhöhung wurden bei den Haustieren folgende Hepatopathien genannt: akute Hepatitis, akuter Schub einer chronischen Hepatitis, Leberzelldegeneration und -nekrose, Leberfibrose oder -zirrhose, extrahepatische Gallengangsobstruktion, Cholangitis, Leberlipidose, Leberamyloidose, Stauungsleber, akute Nekrose durch Toxine und Medikamente (Antikonvulsiva, Glukokortikoide) (IDEXX 2011). Als Ursache der erhöhten ALT-Werte der Dortmunder Tiere könnte in einer Stoffwechsellast während der Trächtigkeit („Chakira“) oder in einer Hepatopathie („Sandra“) begründet liegen, die im letzteren Fall durch die Erhöhung weiterer Leberparameter sowie durch sonographische Kontrollen verifiziert werden konnte. Bei „Bonita“ konnte die Ursache des Anstiegs dieser Werte nicht ermittelt werden.

Die  **$\gamma$ -GT Werte** lagen bei den Dortmunder Ameisenbärinnen zwischen 41 U/l und 340 U/l. Der letzte besonders hohe Wert wurde beim ältesten Tier „Sandra“ ermittelt. Bei diesem Tier waren eine fortschreitende Alopezie im Bereich der Lendenwirbelsäule und des Schwanzansatzes und eine trockene, schuppige Haut klinisch auffällig. Bei den fünf Dortmunder Tieren (Juanita, Nina, Alice, Mira, Mirek) bei denen zwischen 2006 und 2014 Blut in der Narkose abgenommen wurde, lagen die  $\gamma$ -GT -Werte zwischen 24 und 222 U/l (s. Anhang, Tab. 28-29). Der höchste Wert in dieser Gruppe wurde beim älteren Weibchen „Nina“ gemessen, die an multiplen Spondylosen und einer chronischen, schlecht heilenden Wunde im ventralen Schwanzspitzenbereich litt.

Die  $\gamma$ -GT Werte für Große Ameisenbären reichen in der Literatur von 1,0 bis 85 U/l (BARONETZKY-MERCIER 1992; GILLESPIE 2003; TEARE 2013; DI NUCCI et al. 2014). Die Werte für den *Tamandua tetradactyla* reichen von 18 bis 225 U/l (GILLESPIE (2003). WOITOW et al. (1995) nennen  $\gamma$ -GT Werte bei einem an Dermatose erkrankten männlichen Großen Ameisenbären von 49,3 bzw. 53,9 U/l. Im Vergleich zu den Literaturangaben (TEARE 2013; BARONETZKY-MERCIER 1992; GILLESPIE 2003; DI NUCCI et al. 2014) waren die  $\gamma$ -GT Parameter bei den älteren Dortmunder Ameisenbärinnen „Sandra“ und „Nina“ deutlich erhöht. Beide Tiere waren in dieser Zeit klinisch auffällig (Alopezie, Spondylosen, chronisch-rezidivierende Schwanzverletzung). Die Normwerte für diesen Parameter liegen beim Hund unter 13 U/l und bei der Katze unter 5 U/l (IDEXX 2014).

Als mögliche Ursachen für die spezifische  $\gamma$ -GT Erhöhung werden bei Haustieren Hepatopathien mit Cholestase (intra- oder extrahepatisch) beschrieben. Als Ursache für eine unspezifische Erhöhung dieses Parameters werden bei Haustieren Pankreatitis, Enteritis mit Leberbeteiligung, Diabetes mellitus, Rechtsherzinsuffizienz und Leukose genannt (IDEXX 2011). Bei der Ameisenbärin „Sandra“ wurde anhand ihrer Blutwerte und anhand von Ultraschalluntersuchungen (inhomogenes Lebergewebe) der Verdacht auf eine Hepatopathie gestellt. Nach der Behandlung mit leberunterstützenden Präparaten (Vitaminen der Gruppe B, Mariendistel) fielen bei „Sandra“ die  $\gamma$ -GT Werte bis zum November 2013 auf 136 U/l (s. Anhang, Tab. 35, 36, 37). Bei der Großen Ameisenbärin „Nina“, die ebenfalls sehr hohe  $\gamma$ -GT-Werte aufwies, (s. Anhang, Tabelle 28, 29) wurde *post mortem* eine Leberstauung diagnostiziert (s. Kapitel 4.5.2).

**AST-Werte** reichten bei den Dortmunder Ameisenbärinnen von 6,58 bis 133,6 U/l. Bei dem Vergleich der Dortmunder AST-Werte mit den Literaturwerten fällt auf, dass das jüngste und das älteste Tier aus Dortmund erhöhte AST-Werte aufwies. Der höchste Wert wurde im Juni 2011 bei dem jüngsten Tier „Bonita“ ermittelt. Damals nahm das Tier aus unbekanntem Grund innerhalb von drei Wochen ca. 2,6 kg ab. „Bonita“ unterlag als Zuchtweibchen keiner Futterumstellung und war in dieser Zeit nicht tragend. Die AST-Werte des zweitältesten Weibchens „Chakira“ reichten von 35,1 bis 58,1 U/l (n=4) und die von dem ältesten Tier „Sandra“ von 52 bis 113,5 U/l (n=7). Bei den vier Dortmunder Tieren (Nina, Alice, Mira, Mirek) bei denen von 2006 bis 2014 Blut in der Narkose abgenommen wurde, lagen die AST-Werte zwischen 26,8 bis 82,8 U/l (s. Anhang, Tab. 28-29).

Nach Literaturangaben reichen die AST-Werte bei den Großen Ameisenbären von 10 bis 75 U/l (BARONETZKY-MERCIER 1992; GILLESPIE 2003; TEARE 2013; DI NUCCI et al. 2014). Dabei wurde über den Gesundheitszustand der untersuchten Tiere nichts berichtet. GILLESPIE (2003) beschreibt AST-Werte für den *Tamandua tetradactyla* zwischen 13 und 65 U/l. WOITOW et al. (1995) ermittelten AST-Werte bei einem an Dermatose erkrankten männlichen Großen Ameisenbären. Sie betragen 14,6 U/l und nach 64 Tagen 34,8 U/l.

Beim Hund liegen die Normwerte für diesen Parameter unter 59 U/l und bei der Katze unter 71 U/l (IDEXX 2014). Als mögliche Ursache für eine spezifische AST-Erhöpfung werden bei Haustieren Hepatopathien, Myopathien (auch Kardiomyopathien) und Nebenwirkungen von Medikamenten genannt (IDEXX 2011). Bei der Großen Ameisenbärin „Sandra“ wurde eine Hepatopathie als Ursache vermutet, bei der jüngeren „Bonita“ wurde die Ursache nicht gefunden.

Die gemessenen **GLDH-Werte** lagen bei den Dortmunder Weibchen zwischen 16,8 bis 157 U/l. Bei dem jüngsten Tier „Bonita“ wurden GLDH-Werte von 70 bis 79,1 U/l (n=2), bei dem zweitältesten Tier „Chakira“ von 16,8 bis 47 U/l (n=4) und bei dem

ältesten „Sandra“ von 47,5 bis 157 U/l (n=7) ermittelt. Bei den vier Dortmunder Tieren („Juanita“, „Nina“, „Mira“, „Mirek“) bei denen zwischen 2006 und 2014 das Blut in der Narkose abgenommen worden war, lagen die GLDH-Werte zwischen 16,1 bis 56,3 U/l (s. Anhang, Tab. 28-29).

GLDH-Blutwerte wurden in der Literatur für *Myrmecophaga tridactyla* als Vergleich nicht gefunden. Beim Hund werden GLDH-Werte unter 18 U/l und bei der Katze unter 11 U/l angegeben (IDEXX 2014). Basierend auf den Normwerten für die Haustiere hatten alle Dortmunder Probandinnen deutlich erhöhte GLDH-Blutbefunde. Vor allem die Befunde des ältesten Tieres lassen vermuten, dass der GLDH-Parameter bei diesem Tier stark erhöht war. Nach Angaben des IDEXX Vet-Med-Labors (IDEXX 2011) sind erst dreifach erhöhte GLDH-Werte klinisch relevant. Besonders bei: Cholestase, Hypoxämie, akuter Hepatitis, Leberzellnekrosen, chronischer Hepatitis, Leberfibrose und -zirrhose, Intoxikation und bei einer Stauungsleber infolge kongestiver Kardiomyopathie ist dies der Fall (IDEXX 2011).

**Leukozyten.** - Die Leukozytenzahlen der untersuchten Ameisenbärinnen lagen zwischen 5,4 und 15,2 G/l. Das älteste Tier „Sandra“ hatte deutlich niedrigere Leukozytenwerte (*M*: 6,4 G/l) als die zwei jüngeren Weibchen (*M*: 11,37 G/l und 11,4 G/l). Bei den fünf Dortmunder Tieren, bei denen von 2006 bis 2014 Blut in Narkose abgenommen worden war, verteilte sich die Leukozytenzahl folgendermaßen: 4,3 G/l bei einem Männchen mit Fußverletzung („Mirek“) und bis 24,7 G/l bei einem chronisch erkrankten Weibchen („Mira“) (s. Anhang, Tab. 28-29).

Die Referenzwerte für die Weißen Blutkörperchen im Blut von Großen Ameisenbären lagen in der Literatur zwischen 3,17 und 18,4 G/l (BARONETZKY-MERCIER 1992; TEARE 2013; SANCHES et al. 2013; DI NUCCI et al. 2014). Nach AGUILAR und SUPERINA (2014) betrug die Leukozytenzahl von 34 untersuchten Großen Ameisenbären 11,87 ( $\pm$ ) 2,88. SANCHES et al. (2013) untersuchten gleichzeitig die Blutwerte bei *Tamandua tetradactyla* (n=13), bei denen Leukozytenzahlen zwischen 5,79 und 10,34 G/l gemessen wurden. WOITOW et al. (1995) geben die gemessenen Blutparameter bei einem an Dermatose erkrankten männlichen Großen Ameisenbären an. Die Leukozytenzahl betrug in der ersten Untersuchung 7,6 und in der zweiten Untersuchung (nach 64 Tagen) 7,9 G/l. COKE et al. (2002) diagnostizierten eine leichte Leukozytose bei einem weiblichen Großen Ameisenbären (Leukozytenzahl 9,9 G/l). Das Tier war zur Zeit der Untersuchung apathisch und dehydriert (s. Kapitel 2.2.7: Krankheitsfälle bei Ameisenbären (*Myrmecophagidae*)).

Die Ergebnisse der Leukozytenzahlen unserer drei Probandinnen stimmten mit den Normwerten von ISIS (TEARE 2013) und anderer Autoren (BARONETZKY-MERCIER 1992; SANCHES et al. 2013; DI NUCCI et al. 2014) überein. Fraglich ist, ob die von COKE beurteilte Leukozytenzahl von 9,9 G/l wirklich als „leichte

Leukozytose“ interpretiert werden sollte. Anhand der eigenen und der Literaturbefunde wäre dieses noch als ein physiologischer Wert anzusehen. Eine Leukozytose beginnt bei Ameisenbären vermutlich erst bei ca. 15 G/l. Am 31.01.2012 wurde bei „Mira“, im Zusammenhang mit den Rezidiven der Salmonelleninfektion, eine hochgradige Leukozytose (24,7 G/l) diagnostiziert (s. Anhang, Tab. 29). Bei „Bonita“ stieg die Leukozytenzahl gleichzeitig mit den ALT-, AST-,  $\gamma$ -GT-, und GLDH-Werten an. Bei „Sandra“ korrelierten diese Werte allerdings nicht miteinander. Aus welchem Grund diese Blutparameter bei „Bonita“ stiegen, wurde diagnostisch nicht aufgeklärt, da das Tier klinisch unauffällig war.

Die Normwerte für die Leukozytenzahl des Hundes liegen zwischen 6 und 12 G/l und die der Katze zwischen 6 und 11 G/l (IDEXX 2014) und somit in einem vergleichbaren Bereich.

**Erythrozyten.** - Die Erythrozytenzahlen, die bei den drei weiblichen Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund gemessen wurden, schwankten zwischen 1,72 und 3,51 T/l. Die mittlere Erythrozytenzahl reichte ausgehend vom jüngsten zum ältesten Tier von 2,92 T/l, 2,83 T/l bis zu 3,02 T/l. Bei den vier Dortmunder Tieren (Nina, Alice, Mira und Mirek), bei denen vom Jahr 2006 bis zum 2014 Blut in der Narkose abgenommen worden war, verteilte sich die Erythrozytenzahl von 1,01 bis 2,85 T/l (s. Anhang, Tab. 28-29).

Die Referenzwerte in der Literatur für Große Ameisenbären lagen zwischen 1,21 und 3,88 T/l (DIVERS 1986; BARONETZKY-MERCIER 1992; TEARE 2013; SANCHES et al. 2013; DI NUCCI et al. 2014). Nach AGUILAR und SUPERINA (2014) betrug die Erythrozytenzahl von 34 untersuchten Großen Ameisenbären 2,36 T/l ( $\pm$ ) 0,14. Laut SANCHES et al. (2013) reicht der Referenzbereich der Erythrozytenzahl für den Kleinen Ameisenbär (n=13) von 2,63 bis 3,67 T/l. WOITOW et al. (1995) gaben bei einem an Dermatose erkrankten männlichen Großen Ameisenbären eine Erythrozytenzahl von 1,4 T/l bei der ersten Untersuchung und 0,9 T/l bei der zweiten Untersuchung 64 Tage später an.

Zusammenfassend befand sich die gemessene Erythrozytenzahl bei den drei weiblichen Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in dem in der Literatur angegebenen Normbereich (DIVERS 1986; BARONETZKY-MERCIER 1992; TEARE 2013; Sanches et al. 2013; DI NUCCI et al. 2014).

Die Normwerte für die Erythrozytenzahl liegen beim Hund zwischen 6 bis 9 T/l und bei der Katze zwischen 5 bis 10 T/l (IDEXX 2014). Die im Vergleich zu Hunden, Katzen und anderen Säugetierarten auffallend niedrige Erythrozytenanzahl bei Großen Ameisenbären könnte eventuell durch die deutlich größeren Durchmesser der Zellen im Vergleich zu den anderen Tierarten erklärt werden. ROSENFELD und HOEHNE (1953) beschreiben die Erythrozyten von *Myrmecophaga tridactyla* als

große, bikonkave Zellen mit einem Durchmesser von ca.  $9,398 \mu\text{m}$  und einem mittleren Volumen von  $160,6 \mu\text{m}^3$ . Laut DIVERS (1986) sind diese Erythrozyten somit vergleichsweise größer als die Zellen bei vielen anderen Tierarten. LIEBIG (2010) und HAWKEY und DENNETT (1990) definieren die Erythrozyten-Durchmesser bei verschiedenen Säugetierarten. Die Erythrozyten der Ziege haben einen Durchmesser von ca.  $4,1 \mu\text{m}$ , die der Katze von  $5,7 \mu\text{m}$ , des Hundes von  $7,3 \mu\text{m}$ , des Menschen von  $7,8 \mu\text{m}$ , des Pilotwals von  $6,8 \mu\text{m}$  und des Elefanten von  $9,1 \mu\text{m}$  (HAWKEY u. DENNETT 1990; LIEBIG 2010). Die Anzahl der Roten Blutzellen steht in Korrelation zu ihrer tierartlich unterschiedlichen Größe. Je größer die Zellen sind, desto geringer ist ihre Zahl pro Volumeneinheit (LIEBIG 2010). Diese Beobachtung kann durch die Erythrozyten-Werte der eigenen Untersuchungen bestätigt bzw. untermauert werden.

**Taurin.** - Die im Blutplasma gemessenen Taurin-Werte lagen bei den Dortmunder Ameisenbärinnen zwischen  $31,9$  und  $103,87 \mu\text{mol/l}$ . Bei dem jüngsten Tier „Bonita“ reichten die Taurin-Werte von  $31,9$  bis  $103,87 \mu\text{mol/l}$  ( $n=3$ ), bei dem zweitältesten Tier „Chakira“ von  $55,93$  bis  $63,9 \mu\text{mol/l}$  ( $n=2$ ) und bei dem ältesten Weibchen „Sandra“ von  $55,9$  bis  $87,89 \mu\text{mol/l}$  ( $n=5$ ). Bei dem 19-jährigen Weibchen „Mira“ betrug der Taurin-Wert in Blutplasma  $95,88 \mu\text{mol/l}$  und bei dem Zuchtmännchen „Mirek“  $47,94 \mu\text{mol/l}$  (s. Anhang, Tab. 29). Bei beiden Tieren wurde das Blut in der Narkose während der Behandlung abgenommen.

In der Literatur werden nur wenige Blutwerte für den Tauringehalt im Blutplasma für *Myrmecophaga tridactyla* angegeben. WILSON et al. (2003) stellen in ihren Studien eine Verbindung zwischen dem Tauringehalt im Blut von Großen Ameisenbären und Fällen von dilatativer biventrikulärer Kardiomyopathie her. In ihren Untersuchungen wurden acht klinisch gesunde *Myrmecophaga tridactyla* aus sechs Zoos untersucht. Spätere kardiologische Ultraschalluntersuchungen ergaben, dass diese sieben Probanden an einer Kardiomyopathie litten. Die Autoren beurteilen aufgrund dieser Studie den Taurin-Gehalt im Blutplasma zwischen  $60$  und  $120 \mu\text{mol/l}$  als physiologisch und alle Werte unterhalb dieses Bereichs als Zeichen einer Kardiomyopathie. Die Wissenschaftler postulieren, dass je niedriger die Taurinblutwerte sind, desto stärker die Tiere an einer Kardiomyopathie erkrankt sind (WILSON et al. 2003). AGUILAR et al. (2002) beschreiben zwei weitere Fälle von dilatativer Kardiomyopathie bei zwei Großen Ameisenbären in einem amerikanischen Zoo. Die Autoren stellten auch in diesen Fällen eine Verbindung zwischen dem Taurin-Gehalt im Blut und einer Entstehung von Dilatativer Kardiomyopathie bei den Tieren her. Der Taurin-Gehalt im Plasma betrug bei dem männlichen verstorbenen Tier  $18 \mu\text{mol/l}$ . Die Autoren verglichen diese Werte mit dem eines anderen klinisch gesunden, weiblichen Tieres aus San Francisco Zoo (USA). In diesem Fall betrug der Plasma-Taurin-Gehalt  $33 \text{ nmol/ml}$  und der Gehalt im Vollblut  $280 \text{ nmol/ml}$  (AGUILAR et al. 2002). Das Blutbild und die Blutchemie-Werte waren bei dem erkrankten männlichen Großen Ameisenbären im Normbereich. Es wurde jedoch ein

Anstieg der intrazellulären Leberenzyme gemessen, was wahrscheinlich mit einer Leberstauung zusammenhing (AGUILAR et al. 2002).

Bei der Katze liegt der Normwert für Taurin im Blutplasma bei über 40  $\mu\text{mol/l}$  (IDEXX 2014). Ein diätetisch bedingter Taurinmangel bei Katzen kann bei dieser Tierart folgende Symptome auslösen: Dilatative Kardiomyopathie, Netzhautdegeneration, Fertilitätsstörungen, Entwicklungsanomalien, erhöhte Thrombozytenaggregation und Immunsuppression (AGUILAR et al. 2002). Somit gibt es bezüglich dieses Parameters Gemeinsamkeiten zwischen Ameisenbären und Katzen. Alle drei Dortmunder Probandinnen hatten intermittierend niedrigere Taurin-Blutplasmabefunde als die von WILSON et al. (2003) angegebenen Normwerte. Diese Werte waren aber nicht stabil und unterlagen deutlichen Schwankungen. Auf Grund der erhöhten Leberenzymparameter und des niedrigen Taurin-Plasmagehaltes der Dortmunder Tiere müssen weitere Untersuchungen folgen, um die Organgesundheit dieser Tiere eindeutig bewerten zu können. Weitere klinische Diagnostik mit regelmäßigen Blutkontrollen und Ultraschalluntersuchungen sind somit nötig, um die Problematik der Dilatativen Kardiomyopathie bei den Großen Ameisenbären definitiv aufzuklären.

**Gerinnungsparameter.** - Die bei den Dortmunder Großen Ameisenbären untersuchten Gerinnungsparameter waren: die Prothrombinzeit (PT), auch als Quick-Test oder Thromboplastinzeit bezeichnet, die aktivierte Partielle Thromboplastinzeit (aPTT), die Fibrinogenkonzentration und die Thrombinzeit.

Die **PT**, die bei drei weiblichen Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund gemessen wurde, schwankte zwischen 8,1 und 20,1 Sekunden. Bei „Bonita“ betrug die PT 13,4 Sekunden ( $n=1$ ), bei „Chakira“ 13,1 Sekunden ( $n=1$ ) und bei dem ältesten Weibchen „Sandra“ reichte er von 8,1 bis 20,1 Sekunden ( $n=6$ ). Bei dem weiblichen Tier „Nina“, bei der das Blut in Narkose abgenommen wurde, betrug der gemessene PT-Wert 10,8 und drei Monate später 12,3 Sekunden (s. Anhang, Tab. 29).

Der Normwert des PT-Werts liegt beim Hund unter 8,8 Sekunden und bei der Katze unter 11 Sekunden (IDEXX 2014). Nach MISCHKE (1999) ist die Prothrombinzeit aufgrund ihrer vielfältigen Indikationen eine der am häufigsten durchgeführten Gerinnungsuntersuchungen. Sie wird als Screeningtest des exogenen Gerinnungssystems, als Verlaufskontrolle einer durch Vitamin-K-Mangel induzierten Koagulopathie (v.a. Intoxikation mit Cumarinderivaten, orale Antikoagulanzen), bei hepatogen bedingten Gerinnungsstörungen, als Zusatzuntersuchung zur Verlaufskontrolle von komplexen Hämostasestörungen wie der Verbrauchskoagulopathie verwendet (MISCHKE 1999).

Die **aktivierte Partielle Thromboplastinzeit (aPTT)** differierte bei der Großen Ameisenbärin „Sandra“ von 17,7 bis 180 Sekunden ( $n=6$ ). Bei „Chakira“ betrug der

aPTT-Wert 57,6 Sekunden (n=1) und bei der jüngsten „Bonita“ 53,7 Sekunden (n=1). Bei dem weiblichen Tier „Nina“, bei der das Blut in der Narkose abgenommen worden war, betrug der gemessene aPTT-Wert 27,3 Sekunden (s. Anhang, Tab. 29). Der Normwert für aPTT liegt beim Hund unter 13,5 und für die Katze unter 13,4 Sekunden (IDEXX 2014).

Die aktivierte Partielle Thromboplastinzeit (aPTT) prüft das intrinsische System und die gemeinsame Endstrecke. Verlängerte Werte sind u.a. zu erwarten bei Hämophilie (Faktor-VIII- und Faktor-IX-Mangel), Cumarinvergiftung, Hepatopathie, DIC, aber auch bei Heparinabgaben (Diagnostic Update IDEXX 2008). Der bei „Sandra“ deutlich verlängerte aPTT-Wert (bis 180 Sekunden) könnte möglicherweise als Indikator für eine Hepatopathie oder einen Mangel an Gerinnungsfaktoren interpretiert werden. Mit der Prothrombinzeit und dem „aktivierte Partielle Thromboplastinzeit-Test“ lässt sich das gesamte plasmatische Gerinnungssystem überprüfen (Diagnostic Update IDEXX 2008).

Die gemessene **Fibrinogenkonzentration** bei den Dortmunder Probandinnen lag zwischen 75 und 522 mg/dl. Bei dem jüngsten Tier betrug die Fibrinogenkonzentration 75 mg/dl (n=1), bei dem zweitältesten Weibchen 79 mg/dl (n=1) und bei dem ältesten lag sie zwischen 178 und 522 mg/dl (n=6). Bei „Nina“, bei der das Blut in Narkose abgenommen worden war, betrug die gemessene Fibrinogenkonzentration 430 mg/dl und drei Monate später 283 mg/dl (s. Anhang, Tab. 29). DI NUCCI et al. (2014) berichten, dass die Fibrinogenkonzentration bei 19 gesunden und in der Narkose untersuchten Großen Ameisenbären 202-700 mg/dl betrug ( $M=503$ ,  $SD=140,8$ ).

Beim Hund liegen die Normwerte für die Fibrinogenkonzentration zwischen 120 und 290 mg/dl und bei der Katze zwischen 100 und 300 mg/dl (IDEXX 2014).

Nach MISCHKE (1999) ist ein Fibrinogenmangel in der Regel erworben und wird meist durch einen gesteigerten intravasalen Umsatz oder aber Verlust hervorgerufen. Daher findet die Messung beim Tier in erster Linie Anwendung, um eine Verbrauchskoagulopathie, Hyperfibrinolyse oder Verlustkoagulopathie zu diagnostizieren bzw. deren Verlauf zu kontrollieren. Da Fibrinogen, als Akute-Phase-Protein, als ein unspezifischer Marker von Entzündungsvorgängen gilt, könnte die erhöhte Fibrinogenkonzentration auch auf eine Entzündung hinweisen. Eine erhöhte Fibrinogenkonzentration erhöht die Blutviskosität und trägt zu einer Hyperkoagulabilität bei (MISCHKE 1999). Im Vergleich zu den Ergebnissen von DI NUCCI et al. (2014) hatten die zwei jüngeren Dortmunder Großen Ameisenbärinnen eine sehr niedrige Fibrinogenkonzentration im Blut. Allerdings wurde dieser Parameter bei den Weibchen nur einmal untersucht. Es wurde bei beiden Tieren keine Blutgerinnungsstörung klinisch diagnostiziert.

Die gemessene **Thrombinzeit** reichte bei den drei Großen Ameisenbärinnen im Zoo Dortmund von 11,3 bis 35,8 Sekunden. Bei „Bonita“ betrug die Thrombinzeit 35 Sekunden (n=1), bei „Chakira“ 35,8 Sekunden (n=1) und bei „Sandra“ lag sie zwischen 11,3 und 26,1 Sekunden (n=6). Bei „Nina“, bei der das Blut unter Narkose abgenommen worden war, betrug die gemessene Thrombinzeit 10,6 Sekunden und drei Monate später 13,5 Sekunden (s. Anhang, Tab. 29).

Die Normwerte für die Thrombinzeit liegen beim Hund unter 18 Sekunden und bei der Katze zwischen 10 bis 20 Sekunden (IDEXX 2014).

Laut dem Diagnostic Update IDEXX (2008) ist die Thrombinzeit ein Screening-Test für die Fibrinogen-Konzentration und die Fähigkeit von Thrombin, das Fibrinogen zu Fibrin umzuwandeln. Eine Verlängerung der Thrombinzeit liegt bei einer Hypofibrinogenämie oder bei Fibrinbildungsstörungen vor. Das Fibrinogen kann durch eine verminderte Produktion (z. B. bei einer schweren Hepatopathie) oder durch einen vermehrten Verbrauch (z.B. bei einer DIC) erniedrigt sein. Fibrinbildungsstörungen liegen z.B. vor, wenn die Thrombinwirkung durch Heparin oder durch das Vorhandensein von Fibrinabbauprodukten (bei einer DIC) gehemmt wird (Diagnostic Update IDEXX 2008). Aufgrund der fehlenden Vergleichswerte in der Literatur gestaltet sich die Interpretation der Gerinnungsparameter bei den untersuchten Großen Ameisenbären als schwierig. Die Normwerte für Hund und Katze können nur als Hilfwerte dienen, da sie sich deutlich von den Gerinnungsparametern der Dortmunder Großen Ameisenbären unterscheiden. Auffallend war bei den Dortmunder Tieren, dass der PT-Wert, die aPTT und die Fibrinogenkonzentration beim älteren Tier „Sandra“ im Vergleich zu den jüngeren Probandinnen „Bonita“ und „Chakira“ deutlich erhöht waren. Die gemessene Thrombinzeit war hingegen bei dem ältesten Weibchen „Sandra“ deutlich kürzer als bei den jüngeren Weibchen. Um Normwerte bezüglich der Gerinnungsparameter bei *Myrmecophaga tridactyla* ermitteln zu können, müssen weitere intensive Untersuchungen erfolgen. Literaturdaten liegen diesbezüglich kaum vor.

### 5.2.3 Harnuntersuchungen

Auch die Harngewinnung wurde durch das Medical Training erstmalig möglich. Diese gestaltete sich jedoch schwierig (s. Kapitel 4.2.2). Daher konnten insgesamt nur sechs Urinproben gewonnen werden, davon zwei vom Stallboden. Zur Zeit der Uringewinnung waren alle Tiere symptomlos. Spuren von Blut in den Urinproben von zwei Weibchen könnten evtl. durch Diapedese-Blutung im Proöstrus erklärt werden. Protein und Nitrit in den Proben entstand vermutlich durch Verunreinigungen bei der Harnabnahme (Bakterien). Sie fanden sich vor allem in den Proben, die direkt vom Stallboden gewonnen worden waren. Unser Ziel war es, die Uringewinnung mit den ausgewählten Tieren zu trainieren, so dass bei Bedarf die Proben ohne Narkose

gewonnen werden konnten. Naturgemäß gestaltete sich dies schwieriger als andere Maßnahmen.

Es gibt nur wenige Literaturangaben zu diesem Thema. GILLESPIE (2003) erwähnt die Möglichkeit des Urinsammelns in den Morgenstunden, direkt nach dem ersten Aufwachen des Tieres, mit Hilfe eines Bechers oder einer Spritze. In Studien von DINIZ et al. (1995) zeigten nur zwei von 200 untersuchten *Myrmecophagidae* eine Harnwegsproblematik. REISFELD et al. (2013) beschreiben zwei Fälle einer bakteriellen Infektion des Harntraktes bei zwei juvenilen Kleinen Ameisenbären (*Tamandua tetradactyla*) in Aquário de São Paulo in Brasilien. Die beiden Tiere wurden handaufgezogen. Bei den Jungtieren wurde Hämaturie und häufiges Belegen der Genitalregion beobachtet. Die Ameisenbären wurden darauf konditioniert, den Urin immer auf der gleichen Stelle abzusetzen (REISFELD et al. 2013). Diagnostisch wurde eine bakterielle Harnwegsinfektion mit Beteiligung von *Escherichia coli*, *Staphylococcus* sp. und nicht hämolysierendem *Streptococcus* festgestellt. Außerdem wurden im Urin Phosphatkristalle aufgefunden. Die Ameisenbären wurden mit den Antibiotika Amoxicillin mit Clavulansäure, Enrofloxacin und Cefalexin erfolgreich behandelt. Zusätzlich wurde zur Ansäuerung des Urins Apfelessig und Orangensaft ins Futter gegeben (REISFELD et al. 2013). Nach REISFELD et al. (2013) und eigenen Erfahrungen werden dringend weitere Untersuchungen der Harnwegsinfektionen bei *Myrmecophagidae* benötigt, um die Haltung von Ameisenbären in Zoos weiter zu optimieren.

#### 5.2.4 Parasitologische Untersuchungen und Fälle von Infektionen

Von 1998 bis 2014 wurden bei den Großen Ameisenbären des Dortmunder Zoos parasitologische Untersuchungen durchgeführt. In 42% der Fälle waren die Großen Ameisenbären mit Kokzidien sowie in ebenfalls 42 % der Fälle mit Giardien infiziert. In 12% der untersuchten Proben wurden Nematodeneier oder -larven und in 4% der Proben *Balantidium coli* nachgewiesen.

Zum Vergleich im Zoo von São Paulo (Brasilien) wurden innerhalb von ca. 23 Jahren in 48,5% der Kotproben von Großen Ameisenbären Endoparasiten gefunden (DINIZ et al. 1995). Am häufigsten wurden Nematoden-Eier (40%) identifiziert, darunter *Trichuris* spp. (28%) und *Strongyloides* spp. (11%). Protozoen wurden in 16% der Kotproben gefunden, darunter *Eimeria* spp. (10%), *Entamoeba* spp. (5%) und *Giardia* spp. (1%). Der Anteil an Cestoden betrug 8%, der von *Acanthocephalus* spp. ca. 1% (DINIZ et al. 1995). Im Gegensatz dazu wurden bei den Dortmunder Tieren nie Cestoden nachgewiesen. In einem Fall wurden bei einem neu importierten männlichen Tier in der Quarantäne Cestodeneier identifiziert (KRAWINKEL, persönliche Mitteilung). Laut PANAYOTOVA-PENCHEVA (2013) gehören in verschiedenen europäischen Zoos Helminthen (Nematoden, Cestoden, Trematoden und Acanthocephalas) zu den häufigsten Parasiten. Innerhalb der Nematoden werden unter den Ascariden am häufigsten Strongyloiden, *Trichuris* und *Capillaria*

identifiziert. Die Protozoen des Gastrointestinaltraktes wie *Cryptosporidium*, *Giardia* und *Eimeria* waren weniger repräsentiert (PANAYOTOVA-PENCHEVA 2013). SOLARCZYK und MAJEWSKA (2011) berichten aus dem Poznan Zoological Garden (Polen) über dem Nachweis von Giardiazysten im Kot von *Tamandua tetradactyla*. BECK et al. (2011) untersuchten im Zoo Zagreb (Kroatien) die Prävalenz sowie die molekuläre Typisierung der dort vorkommenden *Giardia* sp. bei *Artiodactyla*, *Primates*, *Rodentia*, *Hyracoidea* und *Carnivora*. Die phylogenetische Analyse der Parasitensequenzen bewies, dass die Isolate der Zootiere genetisch nicht verwandt mit den Isolaten von Menschen und Haustieren waren (BECK et al. 2011).

Im Zoo Dortmund wurde eine auffallend große parasitologische Belastung der Ameisenbären mit *Giardia* sp. diagnostiziert, die vermutlich auf die schwer ausrottbaren Zystenstadien der Parasiten auf der Südamerika-Wiese zurückzuführen war. Dabei schienen die Großen Ameisenbären im Vergleich zu den anderen Arten für Infektionen mit Protozoen sehr empfindlich zu sein. Problematisch war die Bekämpfung der widerstandsfähigen Zystenstadien der Protozoen auf der naturnahen und mit einem Wasserbecken ausgestatteten Außenanlage, so dass häufig Rezidive auftraten. Von den zwischen 2010 bis 2011 auftretenden Giardien-Infektionen waren sechs Große Ameisenbären betroffen. Die Infektion führte zu mittelgradigen bis hochgradigen Diarrhoen und Konditionsabbau. Der Befall konnte erst nach ca. einem Jahr durch strenge Quarantäne-Maßnahmen, regelmäßige Kotuntersuchung, Medikamentengabe (s. Tabelle 9) und die spezifische Behandlung der Außenanlage mit Kalkstickstoff beseitigt werden.

Als Ektoparasiten wurden 2011 bei dem Zuchtweibchen „Bonita“ im Hautgeschabsel Hautmilben nachgewiesen. Dieses Weibchen zeigte eine Alopezie- und Juckreizproblematik im Schwanzbereich. Andere Ektoparasiten wie Zecken, wurden in der Zuchtgruppe nie festgestellt, obwohl in der Literatur darüber berichtet worden war (GILLESPIE 2003; DINIZ et al. 1995).

### **5.2.5 Mikrobiologische Kotuntersuchungen und Fälle bakterieller Infektionen**

Im Kot der Großen Ameisenbären „Alice“ und „Mirek“ wurde im Dezember 2009 in hoher Keimzahl *Campylobacter jejuni* gefunden. Im Juni 2010 und September 2011 wurden diese Bakterien beim weiblichen Tier „Bonita“ ebenfalls nachgewiesen.

Im Jahr 2010 brach in der Zuchtgruppe der Großen Ameisenbären eine Salmonellose aus. Zwischen Januar 2010 und Dezember 2011 gab es immer wieder Infektionsschübe im Bestand. Im „TamanduaHaus“ wurden auch ein Tamandua (*Tamandua mexicana*) und ein Sechsbindingürteltier (*Euphractus sexcinctus*) mit Salmonellenerregern infiziert. Die Große Ameisenbärin „Felizia“ und die Flachlandtapire im „Tapirstall“ erkrankten nicht an der Salmonellose. Die ursprüngliche Infektionsquelle konnte abschließend nicht ermittelt werden. Trotz

Quarantänemaßnahmen, wiederholten Antibiotika-Behandlungen und Autovakzinen konnte die ältere Ameisenbärin „Mira“ nicht geheilt werden. In diesem Fall besiedelten, wie es in der Sektion festgestellt wurde, die Salmonellen (*Salmonella typhimurium*) Gallenblase und Darm des Tieres (s. Kapitel 4.2.4). Durch die Besiedlung der Gallenblase kam es vermutlich zur Reinfektion. In dem gesamten Infektionsverlauf wurden bei den Dortmunder Tieren 22 Mal Salmonellen der Gruppe B, einmal Salmonellen der Gruppe C und einmal Salmonellen der Gruppe E diagnostiziert (s. Tab. 10). Nach der Euthanasie der Ameisenbärin „Mira“ kam die Infektion zum Stillstand, worauf in Kapitel 4.2.4. noch näher eingegangen wird.

Im Zoo von São Paulo (Brasilien) waren bei Vertretern der *Myrmecophagidae* *Salmonella enteridis*, *Salmonella choleraesuis*, *Escherichia coli*, *Enterobacter aerogenes*, *Streptococcus* spp. und *Staphylococcus* spp. die häufigsten bakteriellen Erreger (DINIZ et al. 1995). Salmonellosen werden vor allem bei Großen Ameisenbären häufiger beobachtet, die eine Diät auf Milchbasis erhielten (GRAMIERI 2012, pers. Mitteilung in SUPERINA et al. 2012). Von den 32 in Amazonien untersuchten freilebenden *Tamandua tetradactyla* waren 28,1 % der Tiere mit *Salmonella* spp. infiziert (BRITO-LOUREIRO 1985). Der Autor isolierte dabei zahlreiche Stämme von *Salmonella san diego*, *S. seremban*, *S. oritamerin*, *S. herston*, *S. saintpaul*, *S. senegal*, *S. coeln*, *S. abaetetuba*, *S. parera*. Er vermutet, dass Vertreter der *Xenarthra* natürliche Wirte für Salmonellen sind und somit zur Erhaltung des Erregers in der Natur beitragen. Die Tiere fungieren dabei auch als mögliche Infektionsquelle für die Menschen in der Region (BRITO-LOUREIRO 1985). Nach den Erfahrungen im Zoo Dortmund sind Großen Ameisenbären keine latenten Träger von Salmonellen. Die Mehrzahl der Tiere reagierte jedoch sehr empfindlich auf die Infektion und erkrankte sichtlich. Auch das euthanasierte Weibchen, in dessen Gallenblase und Darm die Keime massenhaft nachgewiesen wurden, zeigte ausgeprägte Krankheitssymptome. Im Kot äußerlich gesunder Tiere wurden Salmonellen nie nachgewiesen. Möglicherweise infizierten sich die Tiere durch kontaminiertes Futter, oder es fand eine Übertragung durch Mäuse, Wildvögel (z.B. Spatzen) und das Personal statt. Dabei könnten sich auch die parasitären Erkrankungen (z. B. *Giardia*-Befall) und die Futterumstellung begünstigend auf die Entwicklung der Infektion ausgewirkt haben. Sehr wahrscheinlich waren bei dem Infektionsausbruch mehrere der erwähnten Faktoren beteiligt.

Nach SELBITZ (2007) gehört der Darmtrakt von Tieren und Menschen zum gewöhnlichen Habitat von Salmonellen. Die Erreger sind durch eine hohe Tenazität charakterisiert, die ihnen ein wochen- bzw. monatelanges Überleben in der kontaminierten Umwelt ermöglichen. Eine wichtige Voraussetzung für den Ausbruch von Salmonellenerkrankung ist die Vermehrung und Anreicherung der Erreger in Lebensmitteln. Die Autoren betonen, dass die überwiegende Zahl der *Salmonella*-Serovaren keine Wirtsspezifität besitzt, wodurch sich nur schwer überschaubare

Infektketten zwischen verschiedenen Tierarten, Menschen und deren Umwelt entwickeln können (SELBITZ 2007).

Salmonellosen können im Zoo große Probleme bereiten. Die Erkrankung kann bei *Myrmecophaga tridactyla* akut oder chronisch verlaufen. Bei Durchfällen mit evtl. Blutbeimengungen sollte der Kot daher regelmäßig auf *Salmonella* sp. untersucht werden. Wegen eventueller falsch negativer Ergebnisse ist es empfehlenswert, wiederholt Kotproben zur bakteriologischen Untersuchung einzuschicken (OSMANN, persönliche Mitteilung). SELBITZ (2007) rät dazu, vor einer Antibiotikatherapie die Resistenz der Keime zu prüfen, da in besonderem Maß bei *Salmonella typhimurium* Resistenzen auftreten können.

### 5.3 Kotbeschaffenheit und Gewichtsentwicklung im Zusammenhang mit der Futterumstellung und dem Gesundheitszustand von Großen Ameisenbären

**Allgemeines.** - Optimale Futterrezepturen für Großen Ameisenbären in Menschenobhut werden seit längerem diskutiert. Seit den 70er Jahren werden die Dortmunder Tiere mit der Dortmunder Mischung (DM) gefüttert. Die Bestandteile wurden im Kapitel 3.3 beschrieben. Im Laufe der Zeit unterlagen die Zutaten der Mischung gewissen Veränderungen. Abhängig von der Kotkonsistenz wurde z.B. der Anteil von Ballaststoffen reduziert oder erhöht. Manche Zutaten, wie z.B. Honig als Geschmacksverstärker, wurden hingegen aus der Futterrezeptur herausgenommen (Stand 2011 bis 2014). Obwohl mit der DM eine gute Futterakzeptanz und sehr gute Zuchterfolge im Zoo Dortmund erreicht werden konnten, suchen die Halter weiter nach einem Futter, bei dem der Arbeitsaufwand reduziert und die Haltbarkeit verlängert werden kann. Auch mögliche ernährungsphysiologische Vorteile sowie die praktische Umsetzbarkeit werden bei neuen Futterumstellungen immer wieder untersucht (OSMANN, persönliche Mitteilung).

Da für den Großen Ameisenbären eine niedrige Stoffwechselrate vermutet wird (RODRIGUES 2008), wurde im Zoo Dortmund in den Jahren 2006 bis 2007 in Kooperation mit der Vetsuisse-Fakultät Universität Zürich, der Erhaltungsbedarf für Große Ameisenbären untersucht. Der errechnete Erhaltungsbedarf für die Großen Ameisenbären ergab einen Mittelwert von  $347 \text{ kJ DE kg}^{-0,75} \text{ d}^{-1}$ , welcher im Vergleich zum Erhaltungsbedarf von Hunden ( $460\text{-}580 \text{ kJ DE kg}^{-0,75} \text{ d}^{-1}$ ) tatsächlich niedrig ist. Theoretisch macht ein solch niedriger Bedarf eine Tierart anfälliger für Überfütterung, wenn gleiche Mengen gefüttert werden, die für andere Arten adäquat erscheinen (STAHL et al. 2012). Das erklärt wahrscheinlich, warum in Menschenobhut Wachstum und Körpergewicht von Großen Ameisenbären in der Regel schneller und höher sind als bei freilebenden Artgenossen (STAHL et al. 2012; OSMANN, persönliche Mitteilung). Nach Studien von CLAUSS et al. (2010) wurden bei den Großen Ameisenbären keine saisonalen Gewichtsveränderungen zwischen

Sommer und Winter festgestellt. Somit scheinen die metabolischen Bedürfnisse der Großen Ameisenbären saisonal unabhängig zu sein (CLAUSS et al. 2010).

Nach MOELLER (1968) erreichen Große Ameisenbären in der freien Natur Endgewichte von 30 bis 35 kg. POGLAYEN-NEUWALL (1990) erwähnt beträchtliche Größenunterschiede bei adulten Tieren von bis zu 30%. Die Gewichte von adulten Großen Ameisenbären in Menschenobhut reichen bei den Weibchen von 45 bis 63 kg und bei den Männchen von 42 bis 56 kg (KORNILJEWA u. ROSHDESTWENSKAJA 1975; SMIELOWSKI et al. 1981; POGLAYEN-NEUWALL 1990; HATT et al. 1998; STAHL et al. 2008). Hier scheinen also die Weibchen schwerer zu werden als die Männchen. MORFORD und MEYERS (2001) befragten 24 Zoos über die Gewichtsverteilung von Großen Ameisenbären in Menschenobhut. Die Autoren berichten, dass sich auch innerhalb der gleichen Altersgruppe das Gewicht einzelner Individuen erheblich unterscheidet. Die Ursachen dafür konnten nicht ermittelt werden (MORFORD u. MEYERS 2001).

Im Zoo Dortmund wurden von 2011 bis 2014 200 Gewichtskontrollen durchgeführt. Das mittlere Gewicht der weiblichen Tiere im Alter von einem Jahr bis zu neun Jahren betrug 52,2 kg (Min. 38,1 kg, Max. 67 kg). Bei ihren Geschlechtsgenossinnen im Alter von über neun Jahren lag das mittlere Gewicht bei 57,4 kg (Min. 45,3 kg, Max. 65 kg). Das mittlere Gewicht der zwei adulten männlichen Individuen betrug dagegen 41,3 kg (Min. 37,3 kg, Max. 45,8 kg) und jenes der vier Jungtiere 20,2 kg (Min. 6,7, Max. 35,1) (s. Tab. 13). Im Gegensatz zu MOELLER (1968) wurden deutlich höhere Gewichte bei weiblichen, als bei männlichen Großen Ameisenbären beobachtet. Das deckt sich mit Beobachtungen aus anderen Zoos.

**Fütterung und Gewichtsentwicklung bei Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund.** - Bei der Suche nach einem optimalen Futter für die *Myrmecophagidae* startete der Zoo Dortmund im Jahr 2011 Futterumstellungsversuche mit dem kommerziell hergestellten Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup> (Firma Mazuri Zoo Foods, England) und im Jahre 2012 zusätzlich mit Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet (5MK8) (Firma Mazuri, USA) (s. Kapitel 3.3). Die beiden Futtersorten enthalten sowohl Taurin als auch Vitamin K und sollten als Alleinfuttermittel verfüttert werden. Basierend auf Erkenntnissen von STAHL et al. (2011), wurde bei der Fütterung der Tiere zur Senkung des Kohlenhydratanteils und zur Erhöhung der Rohfaser- und Fettanteile tendiert (s. Anhang, Tab. 16). Dabei sollte die Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet als Pellets, welche eine lange Haltbarkeit besitzen, den Großen Ameisenbären im Sinne eines „Behavioural Enrichment“ auch auf der Außenanlage angeboten werden (OSMANN, SCHAPPERT, persönliche Mitteilung).

Mit Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup> wurden sechs Große Ameisenbären („Alice“, „Antebus“, „Guapa“, „Felizia“, „Sandra“ und „Zenobia“) gefüttert. Zusätzlich zum

Termant<sup>®</sup> wurde ab April 2012 einzelnen Tieren („Antebus“, „Zenobia“ und „Guapa“) die Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet in kleinen Portionen angeboten (s. Tab. 2).

Die Futterumstellung umfasste den Zeitraum vom 18.02.2011 bis zum 13.02.2013. Eine Ausnahme bildete das männliche Tier „Antebus“, das aus dem Zoo Lissabon am 16.12.2011 nach Dortmund kam und schon dort mit Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup> in Pulverform gefüttert wurde. Die Große Ameisenbärin „Sandra“ nahm nur ca. zwei Monate an den Versuchen der Futterumstellung teil, da sich das Allgemeinbefinden und die Futteraufnahme des Tieres so rapide verschlechterten, dass die Umstellung abgebrochen werden musste. Insgesamt reduzierte sich „Sandras“ Gewicht in einem Jahr, auch unter DM-Fütterung um 14 %, wobei gleichzeitig ein Anstieg der Leberenzyme beobachtet wurde (s. Anhang, Tab. 35-37). Analog dazu wurde bei dem jüngeren Weibchen „Alice“ nach einer ca. achtmonatigen Fütterung mit Termant<sup>®</sup> und einer anschließenden sechsmonatigen gemischten Termant<sup>®</sup>-DM Fütterung, die Fütterung wieder komplett auf die DM umgestellt, da auch hier Inappetenz und große Gewichtsverluste (ca. 20 %) auftraten. Unter Alleinfütterung mit DM stieg das Gewicht des Tieres dann langsam wieder an (Abb. 32). Die Futterumstellung wurde auch bei dem männlichen Großen Ameisenbären „Antebus“ aus gesundheitlichen Gründen abgebrochen. Innerhalb eines Jahres, während das Tier mit Termant<sup>®</sup> gefüttert wurde, verlor es ca. 10 % seines Körpergewichts. Klinisch zeigten sich Abgeschlagenheit und Inappetenz. Der Gesundheitszustand von „Antebus“ war allerdings vorher unter der Alleinfütterung mit Termant<sup>®</sup> und Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet lange stabil geblieben. Warum er sich dann so drastisch verschlechterte, konnte nicht aufgeklärt werden. Weiterhin wurde bei jedem Tier, das mit Termant<sup>®</sup> gefüttert wurde, eine verstärkte Wasseraufnahme beobachtet (OSMANN, persönliche Mitteilung). Die beiden jüngeren Weibchen „Felizia“ und „Guapa“, die an den Versuchen teilnahmen, tolerierten das kommerzielle Futter gut. Das Gewicht von „Felizia“ unterlag keinen großen Schwankungen und das Jungtier „Guapa“ wuchs kontinuierlich heran. Aufgrund einer Infektion mit Salmonellen wurde das Futter bei „Guapa“ von Termant<sup>®</sup> auf DM umgestellt (OSMANN, persönliche Mitteilung). Später wurde das Tier komplett auf Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet umgestellt. Die Futterumstellungsversuche konnten bei den beiden Tieren nicht abgeschlossen werden, da die Großen Ameisenbärinnen in Rahmen des EEP an andere Zoos ausgeliehen wurden. Die Große Ameisenbärin „Zenobia“ nahm am längsten an den Futterumstellungen teil. Obwohl eine gewisse Gewichtsreduktion beim Tier geplant wurde, verlor das Weibchen im Jahr 2011 unter Mischfütterung mit der DM und Termant<sup>®</sup> und von Mai 2011 Alleinfütterung mit Termant<sup>®</sup> 17 % seines Körpergewichts. Im Gegensatz zu „Sandra“, „Alice“ und „Antebus“ war das Tier klinisch symptomlos. Später stieg das Gewicht unter der Fütterung mit der DM und Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet wieder etwas an und blieb dann nachfolgend unter DM-Fütterung von April 2013 bis Oktober 2013 stabil. Aufgrund der in der Versuchsgruppe beobachteten Gewichtsverluste (bis zu 20 % des Körpergewichts), sowie Inappetenz und Abgeschlagenheit einzelner Individuen wurden am 13.02.2013

alle Futterumstellungsversuche bei den Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund beendet. Die Zuchtgruppen wurden ab dann wieder ausschließlich mit DM gefüttert.

Das Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup> wurde von den Großen Ameisenbären als Futter anfänglich gut akzeptiert. Im Laufe der Zeit meldeten die Dortmunder Tierpfleger, dass sich die Chargen von Termant<sup>®</sup> hinsichtlich ihrer Konsistenz und des Geruchs unterschieden, und dass dieser Umstand die Futterakzeptanz bei den Tieren verminderte. Der abgesetzte Kot roch unangenehm säuerlich, ähnlich wie das Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup> (SCHAPPERT, OFFHAUS, persönliche Mitteilung). Die Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet wurde in der Versuchsgruppe, außer von „Guapa“, nicht gefressen.

Auch unter Alleinfütterung mit der DM wurden gewisse Gewichtsschwankungen bei manchen Tieren (z.B. „Sandra“, Abb. 39 und „Zenobia“, Abb. 40) beobachtet. Das Futter eignete sich gut für die Rekonvaleszenz der Tiere (z.B. „Antebus“, Abb. 41). An dem Beispiel der Großen Ameisenbärin „Chakira“ (Abb. 34) kann ein relativ konstanter Gewichtsverlauf mit kleinerer Abweichung im September 2012 beobachtet werden. Die DM-Fütterung erwies sich auch in der Aufzucht von den Jungtieren als erfolgreich (Abb. 43 bis 45).

**Kotbeschaffenheit während der Futterumstellung.** - Die mittlere Kotbeschaffenheit wurde mittels des Waltham<sup>®</sup> Faecal Grading System in den Jahren 2011 bis 2012 bei elf Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund untersucht. Sie betrug 3,62. Der Kot war feucht aber immer noch geformt. Es wurde kein signifikanter Unterschied in der Kotkonsistenz nach der Fütterung mit DM, Termant<sup>®</sup> oder Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet festgestellt. Im Fall einer Infektion mit *Campylobacter* sp., Salmonellen oder Giardien wurde der Kot häufig sehr weich bis wässrig; es wurden ferner Diarrhoe und Gewichtsabnahmen beobachtet (Abbildungen 33, 36, 37, 38, 42). Bei der Beurteilung der mittleren Kotkonsistenz der Dortmunder Tiere liegt es nahe, dass sie durch die in dieser Zeit auftretenden bakteriellen Infektionen mehr oder weniger nachhaltig beeinflusst wurde. Gute Kotkonsistenzen während der Zeit der Infektionen lassen sich u.a. mit wiederholten Antibiosen und dadurch schnell erreichter Keimreduzierung erklären.

Die Kotfotographien der wildlebenden Großen Ameisenbären in Brasilien suggerieren, dass der physiologische Kot dieser Tiere mit seiner Konsistenz und Morphologie dem Hundekot ähnelt (MÖCKLINGHOFF 2008). Laut MÖCKLINGHOFF (2008) konnten makroskopisch in den Fäzes Sand und Ameisenkörper beobachtet werden. Aufgrund des ähnlichen Ernährungsspektrums kann auch der Tamandua vergleichend hinzugezogen werden. CHAME (2003) beschreibt die Kotkonsistenz und Morphologie vom wildlebenden *Tamandua tetradactyla* als zylindrisch, zusammenhängend und beim „Runterfallen einfach zu brechen“.

WYSS et al. (2013) berichten über eine Futterumstellung bei drei klinisch gesunden Großen Ameisenbären im Zoo Zürich (Schweiz). Über drei Jahre wurden bei den Tieren drei kommerziell hergestellte Diäten gefüttert. Die erste Umstellung erfolgte von einer hausgemachten Mischung (regionale Abweichung der DM) zu Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet (USA), welche in Pelletform angeboten wurden. Die Tiere verweigerten laut Autoren die Futteraufnahme, verloren an Gewicht und wurden gegenüber Tierpflegern und anderen Anlagebewohnern aggressiv (WYSS et al. 2013). Die zweite Fütterungsphase mit dem Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup> (UK) erstreckte sich über 18 Monate; hier wurde das Futter besser akzeptiert. Allerdings berichten die Autoren auch über eine Gewichtsabnahme von ca. 6-24% und einer weichen Kotkonsistenz. Der Zoo entschied sich in der Folge - wegen hoher Kosten und Lieferschwierigkeiten - die Tiere auf eine dritte Diät, „Insectivore“ der Firma Kliba Nafag (Schweiz), umzustellen. Die zwei weiblichen Großen Ameisenbären fraßen das Futter sehr gut und nahmen innerhalb eines Jahres um ca. 33% an Körpergewicht zu. Alle drei Tiere setzten in dieser Zeit einen ungeformten Kot ab. Um die Kotkonsistenz zu verbessern wurde dem Futter Torf zugegeben. Diese Maßnahme zeigte sich als sehr erfolgreich (WYSS et al. 2013). Der männliche Große Ameisenbär der Versuchsgruppe fraß das Futter allerdings unregelmäßig und starb laut Autoren aus nicht diätetischen Gründen (WYSS et al. 2013). CLAUSS et al. (2010) berichten aus dem Züricher Zoo, dass während der Umstellung, sowohl trockene als auch gemahlene und mit Wasser vermischte Pellets nicht gefressen wurden. Wenn die Pellets mit dem Standardfutter gemischt wurden, leckten die Große Ameisenbären um die Pellets herum (CLAUSS et al. 2010). Auch bei den Dortmunder Tieren wurde während der Fütterung von Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet als Pellets, ähnlich wie im Zoo Zürich, schlechte bis nicht vorhandene Akzeptanz beobachtet (Ausnahme in Dortmund „Guapa“).

Analog zu den Dortmunder Erfahrungen mit Termant<sup>®</sup> wurden große Gewichtsverluste bei den betroffenen Tieren und weiche Kotkonsistenz in beiden Institutionen beobachtet, wobei die abschließende Beurteilung durch infektionsbedingte Enteritiden der Probanden während des Untersuchungszeitraums nachhaltig erschwert wurde. Um die Kotkonsistenz zu verbessern, wurde in beiden Zoos mit Torfzugaben gearbeitet. Im Zoo Dortmund wurden die Futterumstellungen stufenweise eingeführt und bei gesundheitlichen Problemen oder im Fall einer Inappetenz (z.B. „Antebus“, „Sandra“) wurde das betroffene Tier innerhalb weniger Tage wieder auf die DM umgestellt.

Im Gegensatz zu den Erfahrungen mit Termant<sup>®</sup> in Dortmund und Zürich berichten MOODY und WARMINGTON (2010) über vielversprechende Ergebnisse bei zwei Großen Ameisenbären in Marwell Wildlife (UK). Hier wurde zusammen mit der Firma Mazuri<sup>®</sup> (UK) eine langsame Einführung der Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup>, bei den in Marwell Wildlife gehaltenen Großen Ameisenbären, durchgeführt. Nach einem Jahr sukzessiver Fütterung wurde festgestellt, dass die beiden Tiere das Futter sehr gut

akzeptierten. Die Kotkonsistenz wurde besser und die Gewichte konnten während der Fütterung von Termant<sup>®</sup> stabil gehalten werden. Dabei konnte laut Autoren die Futtermittelzubereitungszeit deutlich verkürzt werden (MOODY u. WARMINGTON 2010).

**Strukturpolysaccharide.** - Die Fütterung von Ameisenbären wurde nach der Einführung von Futterpellets in manchen nordamerikanischen Zoos einfacher, war aber noch nicht optimal (VALDES u. BRENES SOTO 2012). Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet wurde z. B. in „San Diego Zoo“ und „Disney`s Animal Kingdom“ in Florida gefüttert. Die Autoren berichten, dass die Pellets weniger als 10% Stärke beinhalten und dadurch zusätzlich zu den flüssigen Futtermischungen zugegeben werden können, um den Anteil an Ballaststoffen zu erhöhen. Basierend auf den neuesten Erkenntnissen über die Verdauung von Ameisenbären, sollten neue Zoodiäten dem niedrigen metabolischen Bedarf der Tiere und der niedrigen Verdaulichkeit der Beute angepasst werden (VALDES u. BRENES SOTO 2012; STAHL et al. 2012). Um das zu erreichen, empfehlen die Autoren eine Zugabe von Strukturpolysacchariden wie Chitin oder Zellulose (VALDES u. BRENES SOTO 2012). GRIALOU (1989) berichtet, dass das ungereinigte Chitin (z.B. Grillen, Mehlwürmer) im Ameisenbärenfutter hauptsächlich als Ballaststoff wirkt. GULL et al. (2014) erwähnen, dass acht von ihnen untersuchte, in Menschenobhut gehaltene Große Ameisenbären, täglich auch bis zu 93 g Erde pro Tag aus ihrer Anlage aufnahmen. Laut Autoren resultiert die Aufnahme von Torf, Erde, Chitin oder Zellulose bei Carnivoren in einer festeren Kotkonsistenz. GULL et al. (2014) sind der Meinung, dass die Aufnahme von Erde ebenfalls nützlich für die Verdauung von Großen Ameisenbären in den Zoos sei.

Im Gegensatz dazu berichten MORFORD und MEYERS (2003) über die Gefahr einer Obstipation oder eines Darmverschlusses bei Ameisenbären, die auf der Anlage Sand oder Holzspäne aufnahmen. Das bestätigen auch die Erfahrungen aus dem Zoo Dortmund, wo nach Lehmaufnahme mehrere Tiere an Obstipation erkrankten. Bei einem weiblichen Tier musste der Enddarm in Narkose gespült und der „Steinkot“ ausgeräumt werden (OSMANN, persönliche Mitteilung).

EDWARDS und LEWANDOWSKI (1996) beschreiben eine Futterumstellung bei drei adulten Großen Ameisenbären (1,2), nach Neuankunft im Zoo. Die Tiere hatten eine mit der DM vergleichbare Flüssigfütterung mit Hundetrockenfutter erhalten. Nach EDWARDS (zitiert nach MORFORD u. MAYERS 2003) ist Hundetrockenfutter sehr getreidekornhaltig und erschwert dadurch die Verdauung von Großen Ameisenbären, was zur weichen Kotkonsistenz führt. Im Cleveland Metroparks Zoo wurde der Hundetrockenfutteranteil gegen auf Fleisch basierendem Katzenfutter ausgetauscht. Außerdem wurde der neuen Diät faserreiche Primatendiät als Zellulosequelle zugefügt. Milch oder gefrorene Fleischprodukte wurden ebenfalls aus der Diät herausgenommen. Das Futter wurde zuerst mit Wasser angeboten. Später fraßen die Tiere es trocken. Nach den Beobachtungen der Autoren bildete der Kot dieser Tiere eine zylindrische Form (EDWARDS u. LEWANDOWSKI 1996).

Laut der „Umfrage über das Futter Großer Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla*)“, die in den 21 Zoos weltweit durchgeführt wurde, war die am häufigsten (67%) gefütterte Diät die kommerzielle Leaf-Eater-Mischung (Primatendiät) (MORFORD u. MAYERS 2003). Diese Diät ist reich an Vitamin K und Zellulose, von der angenommen wird, dass sie den Darm füllt und die Kotkonsistenz fördert (EDWARDS, zitiert nach MORFORD u. MAYERS 2003). Viele Institutionen geben an, dass sich die Probleme mit chronisch dünnem Kot bei den Großen Ameisenbären im Zoo durch die Fütterung von Leaf-Eater-Mischung verminderten (MORFORD u. MAYERS 2003).

Die DM enthält Garnelenschrot als Chitinquelle. Mazuri<sup>®</sup> Insectivore und Termant<sup>®</sup> Diet beinhalten ebenfalls Chitin, sowie Termant<sup>®</sup> zusätzlich noch gereinigte Zellulose. Trotzdem wurde bei den klinisch gesunden Dortmunder Großen Ameisenbären auch mit Trockenfütterung (s. „Guapa“ Abb. 36 und „Antebus“ Abb. 41) keine Besserung der Kotkonsistenz beobachtet. Außerdem wurde, wie im Kapitel 2.2.5 erwähnt, die Fütterung der Großen Ameisenbären mit Katzenfutter als Ursache für die Spondylostenbildung identifiziert (CRAWSHAW u. OYARZUN 1996).

**Schlussfolgerungen.** - Zusammenfassend kann gesagt werden, dass die Suche nach einem optimalen Futter für die in Menschenobhut gehaltenen Großen Ameisenbären noch nicht beendet ist. Ein internationaler Austausch von Erfahrungen zwischen Haltern ist dringend notwendig, um Fehler bei der Fütterung zu vermeiden und möglichst optimale Haltungsbedingungen für Große Ameisenbären in zoologischen Einrichtungen zu gewährleisten. Ziel eines solchen Austausches sollte die Entwicklung einer Diät mit guter Akzeptanz durch die Tiere sein; ein guter Gesundheitszustand während der Verfütterung, eine ausreichende Fertilität der Tiere sowie weniger Arbeitsaufwand für das Betreuungspersonal sollten als weitere, wichtige Kriterien erfüllt werden. Ebenso ist die Zusammensetzung des angebotenen Futters mit einem angestrebten niedrigen Kohlenhydratgehalt sowie adäquaten Fett- und Proteinanteilen von zentraler Bedeutung. Die Gewichte der gefütterten Tiere sollten stabil bleiben und der abgesetzte Kot gut geformt sein. Ein standardisiertes, länger haltbares Futter erleichtert auch Tiertransporte und vermeidet eine Futterumstellung beim Erreichen des neuen Heimatzoos.

#### 5.4 Ultraschallgraphische Diagnostik

Bei vielen Tierarten ist die Morphologie und Pathologie der inneren Organe immer noch nicht hinreichend erforscht. Die Anwendung neuer diagnostischer Methoden findet immer öfter nun auch in der Zootiermedizin statt. Die Ultraschalldiagnostik bietet die Möglichkeit einer nichtinvasiven Untersuchung der Zootiere. Mit dem Medical Training wurden die Tiere in dieser Studie an die Untersuchung gewöhnt. Da im Zoo Dortmund seit längerem die Großen Ameisenbären an eine narkosefreie Ultraschalluntersuchung konditioniert werden, verliefen diese Maßnahmen in fast

wöchentlichen Abständen reibungslos. Die Ultraschalldiagnostik wird bei Ameisenbären vor allem zur Abklärung von Krankheitssymptomen, wie z.B. Abgeschlagenheit, Inappetenz, Gewichtsverlusten oder Koprostase angewendet. Sie dient ebenfalls als diagnostisches Hilfsmittel in der Trächtigkeitsdiagnostik.

Trotz des geringen Abstands zwischen der letzten Rippe und dem Hüfthöcker erweist sich dieser Zugang für die Untersuchung der Gebärmutter (Uterus simplex), Blase, Nieren, Magen und Darm als besonders geeignet. Zusätzlich kann von der linken Seite ein Teil der Milz betrachtet werden. Für die sonographische Leberdiagnostik eignet sich am besten die ventrale Bauchdecke entlang der Medianebene. Dieses Organ sollte bei leerem Magen untersucht werden, da bei gefülltem Magen die Leber überdeckt wird. OSMANN et al. (2001) beschreiben die sonographische Darstellung der Milz bei *Myrmecophaga tridactyla* als nur eingeschränkt möglich. Die Ursache dafür ist, dass dieses Organ nahezu vollständig im rippengestützten Teil des Bauchraums liegt. Bei der Untersuchung männlicher Tiere sollte beachtet werden, dass die Hoden bei dieser Art keinen *Descensus testiculorum* durchlaufen und lebenslang an der dorsalen Bauchwand, begrenzt kranial durch die Nieren, dorsomedial durch das Rektum und kaudal durch die Harnblase befestigt bleiben (BARTMANN et al. 1991). COKE et al. (2002) beschreiben eine sonographische Untersuchung des Thorax bei einem an DKM erkrankten Großen Ameisenbären. Die Autoren verweisen darauf, dass die Normwerte für diese Art fehlen, aber alle Herzkammern erweitert zu sein schienen. Im Abdomen des Tieres wurde in der Ultraschalluntersuchung Flüssigkeit diagnostiziert. Laut COKE et al. (2002) war die Leber vermehrt hypoechogen und der Magen mit etwas Flüssigkeit gefüllt. Eine abdominale Punktion unter sonographischer Kontrolle bestätigte die Anwesenheit des Ergusses. AGUILAR et al. (2002) berichten über eine weitere ultrasonographische Untersuchung des Herzens eines männlichen Großen Ameisenbären. Bei dem Tier wurde eine progressive und chronische DKM diagnostiziert. Die Autoren vermuten einen Zusammenhang zwischen DKM und niedrigem Tauringehalt im Blut des Tieres. Um diese Vermutung zu bestätigen, erscheint es opportun, in Zukunft unter Anwendung des Medical Trainings Verlaufsuntersuchungen wie Herzultraschalldiagnostik und Blutuntersuchungen bei Großen Ameisenbären zur Abklärung diätetisch bedingter Dilatativer Kardiomyopathien in Zoothaltungen zu etablieren.

## 5.5 Anatomisch-pathologische Untersuchungen

In den Studien wurden zwei unheilbar kranke, im Zoo Dortmund euthanasierte weibliche Große Ameisenbären pathologisch untersucht (s. Kapitel 3.12). Die 20-jährige „Mira“ wurde wegen einer chronischen Salmonellose, und die 19-jährige „Nina“ wegen hochgradiger Arthrosen mit gravierender Einschränkung der Beweglichkeit und einer chronisch-ulzerierenden, nicht heilenden Verletzung an der Schwanzspitze eingeschläfert.

Pathomorphologisch wurde bei „Mira“ vor allem eine vernarbte und deformierte Gallenblase, sowie eine verdickte Darmwand des mittleren Jejunums diagnostiziert. In Gallenblase und Dickdarm des Tieres wurde hochgradig *Salmonella typhimurium* nachgewiesen (s. Kapitel 4.5.1). Aufgrund des Befundes wurde „Mira“ zum Träger sowie auch Dauerausscheider des Erregers, der sich in der Gallenblase einnistete, sich dort vermehrte und durch Antibiotikatherapie nicht erreicht werden konnte. Die Humanmedizin kennt ähnliche Fälle, wo es bei betroffenen Patienten zu Reinfektionen kommt, indem die Erreger durch die Gallengänge rezidivierend ins Duodenum ausgeschieden werden. Eine Cholezystektomie kann in solchen Fällen zur Heilung führen (HUMBERT 1959). Die Große Ameisenbärin „Mira“ infizierte mit an Sicherheit grenzender Wahrscheinlichkeit die anderen Ameisenbären der Anlage. Weitere Infektionen erfolgten vermutlich durch Verschleppung des Erregers durch das, als Vektor fungierende, Tierpflegepersonal.

Bei der Großen Ameisenbärin „Nina“ wurden am Gehirn degenerative Veränderungen in Form einer fokalen Mineralisation und einer vermutlich altersbedingten leptomeningealen Fibrose nachgewiesen. Diese neurologischen Befunde könnten erklären, warum „Nina“ trotz Schmerztherapie aggressiv auf ihre Umwelt reagierte. Das alte Tier regte sich während des Medical Trainings sehr auf und ließ sich kaum abtasten.

Auffällig war das Verhältnis der Herzkammerwandstärken bei beiden untersuchten Großen Ameisenbären. Laut PETERS (persönliche Mitteilung 2012) war bei „Mira“ die rechte Herzkammer dilatiert; das Verhältnis der Kammerwandstärken rechts zu links betrug bei beiden Individuen 1:4 (s. Kapitel 4.5.1 und 4.5.2). Histologisch wurden im Herzen von „Mira“ eine geringgradige myokardiale Fibrose und myokardiale Infiltrate mit zahlreichen Granulozyten nachgewiesen. Bei beiden Tieren war die Milz gestaut.

Über pathologische Veränderungen der Herzmuskulatur der Großen Ameisenbären berichten mehrere Autoren. LIU (1980) beschreibt Befunde einer Dilatativen Kardiomyopathie (DKM) bei einer im „The Staten Island Zoo“ in New York (USA) verstorbenen Großen Ameisenbärin. Der Autor erwähnt, dass das Tier alt und hochgradig untergewichtig (21,1 kg) war. Das Herz war vergrößert und wegen der hochgradigen Dilatation der Vorhöfe und Kammern eher oval geformt. Die Wand der linken Kammer war 8 mm und der rechten 5 mm dick. Es wurde ferner ein Aszites, Hydrothorax, Hydropericardium, Lungenödem und eine chronische Stauung der Leber diagnostiziert. Nieren und die Bauchspeicheldrüse waren ebenfalls gestaut. Histologisch wurde im Herzmuskel eine Degeneration der Myofibrillen festgestellt (LIU 1980). Dort wurden, ähnlich wie bei der Großen Ameisenbärin „Mira“, myokardiale Infiltrate nachgewiesen. In diesem Fall wurden zahlreiche Lymphozyten, Makrophagen, Plasmazellen und einige Neutrophile identifiziert (LIU 1980). Über ähnliche Befunde einer DKM unklarer Pathogenese berichten auch COKE et al. (2002), AGUILAR et al. (2002) und Wilson (2003). Die Autoren postulieren einen

Taurinmangel, ähnlich wie er bei Katzen nachgewiesen wurde, als mögliche Ursache der DKM bei Großen Ameisenbären (s. Kapitel 2.2.7.2 und 5.2.2).

Die während der anatomisch-pathologischen Untersuchung bearbeiteten venösen Zugänge für die Blutabnahme bei den Großen Ameisenbären wurden bereits im Kapitel 5.2.1 „Methoden der Blutabnahme“ diskutiert.

## 6.0 Zusammenfassung

Marzena Aneta Nowak

### **„Medical Training und klinische Diagnostik bei Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla*, Linné, 1758) im Zoo Dortmund“**

In dieser Arbeit wurden 14 Große Ameisenbären aus dem Zoo Dortmund untersucht. *Myrmecophaga tridactyla* ist ein Vertreter der Nebengelenktiere (*Xenarthra*), zu denen die Gürteltiere (*Dasypodidae*), die Faultiere (*Folivora*) und die Ameisenbären (*Vermilingua*) gehören.

Die *Myrmecophagidae* sind durch zahlreiche morphologische Besonderheiten charakterisiert, so vor allem durch zusätzliche Gelenke an den Lenden- und Brustwirbeln (sogenannte Nebengelenke), ein fehlendes Gebiss, eine wurmförmige, bis 60 cm lange Zunge, eine massive Verschmelzung des Beckens mit dem Kreuzbein („Synsacrum“), hochgradig entwickelte Speicheldrüsen, einen Uterus simplex, in der Bauchhöhle lokalisierten Hoden und Vordergliedmaßen mit großen gebogenen Krallen an der zweiten und dritten Zehe.

In dieser Arbeit wurden narkosefreie Untersuchungsmethoden bei Großen Ameisenbären erprobt. Die Tiere wurden mittels der Methodik des Medical Trainings konditioniert. Untersuchungen an Großen Ameisenbären können für den Menschen u. U. gefährlich sein, wenn die Tiere aggressiv reagieren oder sich in die Enge getrieben fühlen.

Im Rahmen dieser Studien wurden auch die Grundsätze des Medical Trainings bei Großen Ameisenbären angewendet und mehrere diagnostische Parameter untersucht, welche Auskunft über die Organengesundheit der Tiere geben können. Mit Hilfe des Trainings wurden die Ameisenbären an die regelmäßige klinische Untersuchung, Gewichtskontrolle, Blutabnahme, Uringewinnung sowie Sonographie gewöhnt.

Es wurden Laborergebnisse der Blutuntersuchung, der Harnuntersuchung, sowie der parasitologischen und mikrobiologischen Kotuntersuchung zusammengefasst.

Zeitgleich wurden drei Futtersorten, die Dortmunder Mischung und die beiden kommerziell hergestellten Insektivorenfutter Termant<sup>®</sup> (Firma Mazuri Zoo Foods, England) und Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet (5MK8) (Firma Mazuri, USA) an die Tiere verfüttert und die Auswirkungen verglichen. Dabei wurde die Einwirkung der Diäten auf die Parameter Gesundheitszustand, Gewichtsentwicklung und Kotbeschaffenheit ausgewertet. Die Tiere reagierten auf die neuen Diäten mit schlechter Akzeptanz,

starken Gewichtsverlusten und Inappetenz. Die Problematik der weichen Kotkonsistenz bei dieser Art wurde nicht zufriedenstellend gelöst. Daher wird derzeit weiterhin die „altbewährte“ Dortmunder Mischung eingesetzt. Die Fütterungsversuche zeigten, dass die Suche nach einem geeigneten Futter für Große Ameisenbären in Menschenobhut noch nicht beendet ist.

Von zwei Tieren, die krankheits- und altersbedingt euthanasiert werden mussten, wurden in der Arbeit anatomisch-pathologische Befunde erhoben sowie die möglichen venösen Zugänge für die narkosefreie Blutabnahme präparatorisch dargestellt.

Anhand klinischer Untersuchungen wurde festgestellt, dass die Außentemperaturen die Körpertemperaturen bei Großen Ameisenbären nachweislich beeinflussen. Die Körpertemperaturwerte bei den Dortmunder Probanden lagen zwischen 32,2 °C und 35,6°C. Je höher die Außentemperatur war, desto stärker stiegen auch die Körpertemperaturen der Tiere. Die Atemfrequenz lag zwischen 7 und 20 Atemzügen und die Herzfrequenz zwischen 45 bis 86 Herzschlägen pro Minute.

Bei den drei trainierten Tieren wurden die narkosefreien Blutentnahmen aus der *Vena saphena medialis* durchgeführt. In den meisten Fällen konnte sie nur palpiert werden oder der Einstich musste „blind“ erfolgen. Aus 23 gewonnenen Blutproben wurden Organwerte, Blutbild, Taurin, Vitamin A, Biotin, Zink und Gerinnungsparameter bestimmt. Die auffälligsten Befunde waren, dass die Dortmunder Tiere erhöhte Leberenzymparameter und im Vergleich zu den Literaturangaben einen niedrigeren Taurin-Plasmagehalt aufwiesen.

Die Urinabnahme erwies sich bei den Großen Ameisenbären als äußerst schwierig. Das Prozedere benötigte viel Geduld, Zeit und Übung im Umgang mit den Tieren. Es konnten sechs Urinproben gewonnen werden.

Es wurden zur Zeit der Anfertigung der Dissertation Infektionen mit *Giardia* sp. nachgewiesen, die wahrscheinlich durch die Verseuchung der Südamerika-Wiese mit Zystenstadien verursacht wurden.

In den Kotproben der Tiere wurde in den Jahren 2009 bis 2011 *Campylobacter jejuni* nachgewiesen. Im Jahr 2010 brach in der Zuchtgruppe eine *Salmonella*-Infektion aus. In dem Infektionsverlauf wurden Salmonellen der Gruppe B, C und E diagnostiziert. Ein unheilbar erkranktes weibliches Tier, musste euthanasiert werden.

Im Rahmen dieser Arbeit wurden auch die Zugänge für die transabdominale Ultraschalluntersuchung, sowie Lage und Darstellung einiger Organe untersucht. Als geeignete Zugänge erwiesen sich die linke und rechte Flanke, sowie die ventrale Bauchdecke entlang der Medianen kaudal des Nabels. Die sonographische Darstellung des Magens, der Leber, der Milz und der Nieren wurde in der Arbeit erläutert.

Abschließend wurden anatomisch-pathologische Befunde von zwei aus Tierschutzgründen euthanasierten 19 und 20 Jährigen weiblichen Großen Ameisenbären zusammengefasst. Das Verhältnis der Kammerwandstärken des Herzens rechts zu links betrug bei beiden Individuen 1:4. Histologisch wurden bei einem Tier eine geringgradige myokardiale Fibrose und myokardiale Infiltrate mit zahlreichen Granulozyten nachgewiesen. Bei beiden Tieren war die Milz gestaut. Mehrere Autoren berichten über ähnliche Befunde von Dilatativen Kardiomyopathien. Einige Autoren postulieren als Ursache einen Taurinmangel. Dieser wurde auch in dieser Studie diskutiert. Ein mögliches Vorliegen einer DKM sowie deren Pathogenese sollte bei Großen Ameisenbären in Zoohaltung in Zukunft durch regelmäßige Röntgendiagnostik, Herzsonographie und Untersuchung der Taurinkonzentration im Blut geklärt werden.

## 7.0 Summary

**Marzena Aneta Nowak**

### **"Medical Training and clinical diagnosis of Giant Anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*, Linnaeus, 1758) in Zoo Dortmund"**

In this study, fourteen Giant Anteaters from Dortmund Zoo (Germany) were examined.

The Giant Anteater, *Myrmecophaga tridactyla*, is a representative of the superorder Xenarthra, which includes the armadillos (*Dasypodidae*), sloths (*Folivora*), and anteaters (*Vermilingua*).

*Myrmecophagidae* are characterized by numerous morphological features: additional joints of the lumbar and thoracic vertebrae (so-called accessory joints/xenarthry), missing teeth, a worm-shaped, up to 60 cm long tongue, massive fusion of the pelvis with the sacrum ("Synsacrum"), highly developed salivary glands, uterus simplex, testicles located in the abdominal cavity and forelimbs with large curved claws on the second and third toe.

In this study anesthesia-free examination methods have been tested for the first time on Giant Anteaters. The animals were conditioned using the methodology of the so called Medical Training. Examination of giant anteaters could be fatal to humans, if animals react aggressively or feel cornered.

In these studies the principles of Medical Training were worked out with Giant Anteaters. Several diagnostic parameters were examined to provide information about organ health and physical development of the animals. The anteaters were accustomed with the help of training to regular clinical examination, weight management, blood collection, urine collection, and abdominal sonography.

The laboratory results of blood tests, urine tests, parasitological-, and microbiological fecal examination were presented.

At the same time three different diets, "The Dortmund Mixture" and the two commercially produced Insectivore Termant<sup>®</sup> (Mazuri Zoo Foods, England) and Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet (5MK8) (Mazuri, USA) were fed to the animals and the effects were compared. The effects of the diets on such parameters as health, weight gain, and fecal consistency were evaluated.

The administration of different diets showed that the search for an appropriate diet for the zoo animal husbandry of Giant Anteaters has to be accomplished.

The animals responded to the new diets with poor acceptance, severe weight loss, and anorexia. The problem of a soft stool consistency by this species is also not solved yet. Therefore the well-tried "Dortmund Mixture" is continuing to be used. In these studies, the anatomical-pathological findings of two animals that had to be euthanized due to reasons of poor health or age were examined and the possible venous access for anesthesia-free blood collection dissection was evaluated.

Based on clinical studies, it was shown that outside temperatures strongly influence the body temperatures of Giant Anteaters. The body temperature values at the Dortmund specimens ranged from 32,2°C up to 35,6°C. The higher the ambient temperature, the more elevated was the body temperature of the animals. The respiratory rate was 7-20 breaths per minute and the heart rate was between 45 and 86 beats per minute.

Anesthesia-free blood sampling was performed successfully upon three trained animals, taken from the medial saphenous vein. In most cases, this vein could only be palpated, or the blood-sampling had to be done "blind."

From 23 obtained blood samples, the organ parameters, complete hemogram, taurine, vitamin A, biotin, zinc, and coagulation parameters were determined. The most striking findings were that the Dortmund specimens had elevated liver enzyme parameters and a low plasma taurine content in comparison to literature data.

Urine collection from the Giant Anteaters was extremely difficult. The entire procedure of dealing required a lot of patience, time, and practice. Only six urine samples could be obtained.

A significant parasitological exposure to *Giardia* sp. was detected in anteaters of the Zoo Dortmund, which probably was caused by the contamination the "Südamerika-Wiese" ("South American Exhibit") with *Giardia* cysts.

The *Campylobacter jejuni* bacterium was detected a number of times microbiologically in the feces of the animals in the period 2009 to 2011. A *Salmonella* infection broke out in the breeding group in 2010. *Salmonella* groups B, C and E were diagnosed. One terminally-diseased female animal had to be euthanized.

In this work, the access for transabdominal ultrasound examination and the position and representation of some organs were described.

The most appropriate locations were the left and right flank and the ventral abdominal wall along the midline caudal the umbilicus.

The sonographic evaluation of the stomach, liver, spleen, and kidneys was discussed in this work.

Finally, some anatomical/pathological findings from two euthanized 19 and 20 year old female Giant Anteaters were summarized. In both individuals the ratio of the atrium wall thickness right-to-left was 1: 4. Histological (by necropsy) mild myocardial fibrosis and myocardial infiltrates with numerous granulocytes were detected. In both animals the spleen was congested. Several authors reported similar findings of dilated cardiomyopathy. Some authors postulate a taurine deficiency as an explanation for this phenomenon. This was also discussed in this study. The possible presence of dilated cardiomyopathy in Giant Anteaters kept in zoos and its pathogenesis should be clarified by use of regular radiological diagnostics, cardiac sonography and examination of taurine concentration in the blood.

## 8. Literaturverzeichnis

AGUILAR, R. F., F. DUNKER u. M. GARNER (2002):

Dilated Cardiomyopathy in two giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*).

in: Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians 2002, 169-172

AGUILAR, R. F. u. M. SUPERINA (2014):

Xenarthra.

in: R. E. MILLER u. M. E. FOWLER (Hrsg.): Fowler`s Zoo and Wild Animal Medicine.

8. Auflage, Verlag Saunders Company, St.Louis, S. 355-369

BARONETZKY-MERCIER, A. (1992):

Blutbefunde bei Zootieren nach eigenen Untersuchungen und Literaturangaben.

Gießen, Univ., Veterinärmed. Fak., Diss., S. 152-153

BARTMANN, W. (1983):

Haltung und Zucht von Großen Ameisenbären, *Myrmecophaga tridactyla* Linné, 1785, im Dortmunder Tierpark.

Der Zoologische Garten 53, Nr.1, 1-31

BARTMANN, C. P., C. BEYER u. H. WISSDORF (1991):

Topographie der Beckenhöhlenorgane sowie Befunde zur Makroskopie und Histologie der Geschlechtsorgane eines männlichen Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla*) im Hinblick auf seine Fertilität.

Berliner und Münchener tierärztliche Wochenschrift 104, 41-46

BECK, R., H. SPRONG, I. BATA, S. LUCINGER, E. POZIO u. S. M. CACCIÒ (2011):

Prevalence and molecular typing of *Giardia* spp. in captive mammals at the zoo of Zagreb. Croatia.

Veterinary Parasitology 175, 40-46

BRANDSTÄTTER, F. u. I. SCHAPPERT (2005):

Zoologisch. Den Zoo Dortmund entdecken.

Zoo Dortmund, S. 14; 74-79

BRITO-LOUREIRO, E. C. (1985):

Ocorrência do gênero *Salmonella* em animais silvestres da ordem Edentata, na Região Amazônica, Norte do Estado do Pará, Brasil.

Revista Latinoamericana de Microbiologia 27, 31-34

BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ (2014):

Gutachten über Mindestanforderungen an die Haltung von Säugetieren. Vom 7. Mai 2014. Tierschutzreferat, Berlin, S. 69 – 72

[Internet:[http://www.bmel.de/SharedDocs/Downloads/Landwirtschaft/Tier/Tierschutz/Gutachte Leitlinien/HaltungSaeugetiere.pdf](http://www.bmel.de/SharedDocs/Downloads/Landwirtschaft/Tier/Tierschutz/Gutachte%20Leitlinien/HaltungSaeugetiere.pdf)] im Juli 2014

CHAME, M. (2003):

Terrestrial mammal feces. A morphometric summary and description.

Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 98, 71-94

CLAUSS, M., M. STAHL, C. OSMANN, S. ORTMANN u. J. M. HATT (2010):

Feeding and body mass development in giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*).

in: 6-th European Zoo Nutrition Conference, Barcelona, S. 42

[Internet:<http://www.eaza.net/activities/Documents/NutritionDocs/EZNC2010%20Abstract%20Book%20Barcelona.pdf>] im Juni 2012

CLAUSS, M., T. ROTHLIN, S. FURRER u. J. M. HATT (2010):

A failed attempt to change the diet of giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*).

in: 6-th European Zoo Nutrition Conference, Barcelona, S. 19

[Internet:<http://www.eaza.net/activities/Documents/NutritionDocs/EZNC2010%20Abstract%20Book%20Barcelona.pdf>] im Juni 2012

COKE, R. L., J. W. CARPENTER, T. ABOELLAIL, L. ARMBRUST u. R. ISAZA (2002):

Dilated Cardiomyopathy and Amebic Gastritis in a Giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*).

Journal of Zoo and Wildlife Medicine 33, Nr. 3, 272-279

CRAWSHAW, G. J. u. S. E. OYARZUN (1996):

Vertebral hyperostosis in anteaters (*Tamandua tertadactyla* und *Tamandua mexicana*): Probable hypervitaminosis A and/or D.

Journal of Zoo and Wildlife Medicine 27, Nr. 2, 158-169

DELSUC, F., F. M. CATZEFLIS, M. J. STANHOPE u. J. P. DOUZERY (2001):

The evolution of armadillos, anteaters and sloths depicted by nuclear and mitochondrial phylogenies: implications for the status of the enigmatic fossil *Eurotamandua*.

in: Proceedings of the Royal Society of London 268, 1605-1615

DEREURE, J., C. BARNABÉ, J. C. VIÉ, F. MADÉLENAT u. C. RACCURT (2001):

Trypanosomatidae from wild mammals in the neotropical rainforest of French Guiana.

Annals of Tropical Medicine and Parasitology 95, Nr. 2, 157-166

DI BLANCO, Y. E., I. JIMÉNEZ PÉREZ u. M. S. DIE BITETTI (2009):  
 Survival, home ranges and activity patterns of reintroduced giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) in Corrientes, Argentina.  
 Poster auf dem 10-th International Mammalogical Congress, Mendoza, Argentinien  
 zit. nach L. MÖCKLINGHOFF (2009)

DI NUCCI, D. L., L. B. MARC, G. P. JIMENO, J. P. SCAPINI, u. R. J. DI MASSO (2014):  
 Valores hematológicos y bioquímica sanguínea en osos hormigueros gigantes (*Myrmecophaga tridactyla*) cautivos en Argentina.  
 Edentata 15, 39-51

DINIZ, L. S. M., E. O. COSTA u. P. M. A. OLIVEIRA (1995):  
 Clinical disorders observed in anteaters (*Myrmecophagidae*, *Edentata*) in captivity.  
 Veterinary Research Communications 19, Nr. 5, 409-415

DITTRICH, L. u. G. NOGGE (2012):  
 Zootierhaltung - Tiere in menschlicher Obhut (Grundlagen).  
 10. Auflage. Verlag Harri Deutsch, Frankfurt am Main, S.19, 230-236, 391-398

DIVERS, B. J. (1986):  
 Edentata.  
 in: M. E. FOWLER (Hrsg.): Zoo and Wild Animal Medicine.  
 Verlag Saunders Company, Philadelphia, S: 621-630

DREBING, V. (2007):  
 Ernährungsratgeber Vitamin K.  
 Trias Verlag, Stuttgart, S. 25

EDWARDS, M. (Not dated):  
 Diets for edentates and other strict insectivores. Unpublished report.  
 San Diego Zoological Society, Sandiego, Californien.  
 zit. nach S. MORFORD u. M. A. MEYERS (2003)

EDWARDS, M. S. u. A. LEWANDOWSKI (1996):  
 Preliminary observations of a new diet for Giant Anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*).  
 in: Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians 1996, 496-499

ENGELMANN, G. F. (1985):

The phylogeny of the *Xenarthra*.

in: G. G. MONTGOMERY (Hrsg.): The Evolution and Ecology of Armadillos, Sloths, and Vermilinguas.

Smithsonian Institution Press, Washington, London, S. 51-64

EN LINEA DIRECTA 14 APRIL 2007. NEWS REPORT

[Internet:[http://enlineadirecta.info/nota-21777-](http://enlineadirecta.info/nota-21777-Un_oso_hormiguero_mata_a_su_cuidadora.html)

[Un\\_oso\\_hormiguero\\_mata\\_a\\_su\\_cuidadora.html](http://enlineadirecta.info/nota-21777-Un_oso_hormiguero_mata_a_su_cuidadora.html)] im August 2013

FALLABRINO, A. u. E. CASTIÑEIRA (2006):

Situation de Los Edentados en Uruguay.

Edentata Z, 1-3

FLINT, M. P. (1997):

Zoo standards for keeping Xenarthrans (edentates) in captivity.

in: A. SHOEMAKER (Hrsg.): American Zoo and Aquarium Association minimum husbandry guidelines for mammals.

Verlag American Zoo and Aquarium Association, Bethesda, S: 15-24

FLINT, M. P. (1998):

Husbandry Manual for Giant Anteater "*Myrmecophaga tridactyla*".

Reid Park Zoo (Hrsg.), Tucson Arizona

GATZ, V. (1998):

Training für Zootiere. Ein Leitfaden zum Training mit dem Operant Conditioning System.

Schöningh Verlag, Münster

GARDNER, A. L. (2007):

Mammals of South America.

Bd. 1. Marsupials, Xenarthrans, Shrews, and Bats.

The University of Chicago Press, Chicago, London, S. 127-173

GILLESPIE, D. (2003):

*Xenarthra*: Edentata (Anteaters, Armadillos, Sloths)

in: M. E. FOWLER u. R. E. MILLER (Hrsg.): Zoo and Wild Animal Medicine.

5. Auflage, Verlag Saunders Company, St.Louis, S. 397-407

GROTE, T. (1943):

Die äußere Form der Leber von *Tamandua tetradactyla*.

Münster, Univ., Med. Fak., Diss., S. 6

GULL, J. M., M. STAHL, C. OSMANN, S. ORTMANN, M. KREUZER, J.M. HATT u. M. CLAUSS (2014):

Digestive physiology of captive giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*): determinants of faecal dry matter content.

Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition

Article first published online: 5 JUL 2014, DOI: 10.1111/jpn.12223

GÜTTNER, J. (1993):

Wörterbuch der Versuchstierkunde.

Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart, S.117

GRIALOU, J. (1989):

The significance of chitin in the anteater's diet.

Harvard University, (unpubliziertes Manuskript)

HARDIN, C. J. (1976):

Hand-rearing a Giant anteater at Toledo Zoo.

International Zoo Yearbook 16, 199-200

HATT, J. M., R.E. HONEGGER u. E. ISENBÜGEL (1998):

Reproduktion bei Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla*) im Zoo Zürich – Erfahrungen und Fragezeichen.

in: Tagungsbericht der 18. Arbeitstagung Zootierärzte im deutschsprachigen Raum im Zoo Amsterdam, 59-64

HAWKEY, C. M. u. T. B. DENNETT (1990):

Farbatlas der Hämatologie: Säugetiere, Vögel und Reptilien.

Schlütersche, Hannover, S: 17

HONIGMANN, H. (1935):

Beobachtungen am Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla* L.).

Zeitschrift für Säugetierkunde 10, 78-104

HUMBERT, R. (1959):

Diagnostik und Therapie der Salmonellen-Dauerausscheider.

Deutsche Medizinische Wochenschrift 84 (15), 742-752

IBAMA (2005):

[www.ibama.gov.br](http://www.ibama.gov.br).

Downloaded in June 2005.

zit. nach M. Superina et al.(2012)

IDEXX LABORATORIES (2008):

Diagnostic Update: Hämostasediagnostik.

[Internet:[http://www.idexx.de/pdf/de\\_de/smallanimal/education/client-education/du\\_hemostasis\\_de.pdf](http://www.idexx.de/pdf/de_de/smallanimal/education/client-education/du_hemostasis_de.pdf)] im August 2014

IDEX LABORATORIES (2011):

Allgemeine Hinweise. Hämatologie. Klinische Chemie.

in: Leistungsverzeichnis Vet·Med·Labor.

IDEXX, Ludwigsburg, S. 1-29; 55-102

IDEXX LABORATORIES (2014):

Referenzwerte für Hund und Katze.

[E-mail-Mitteilung (M. DIERSCH): Vet·Med·Labor] im Juni 2014

IUCN (2013):

IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.1.

[Internet:[www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org).] im Januar 2014

KAMPHUES, J., M. COENEN, C. IBEN, E. KIENZLE, J. PALLAUF, O. SIMON, M. WANNER u. J. ZENTEK (2009):

Supplemente zur Vorlesungen und Übungen in der Tierernährung.

11. Aufl., Schaper Verlag, Alfeld-Hannover, S. 28-35

KORNILJEWA, L. A. u. I. D. ROSHDESTWENSKAJA (1975):

Zur Zucht des Großen Ameisenbären *Myrmecophaga tridactyla* im Leningrader Zoopark.

Der Zoologische Garten 45, Nr. 4/6, 377-384

KREEGER, J. T. (2006):

Personnel Safety. Guidelines for Euthanasia of Nondomestic Animals.

Verlag American Association of Zoo Veterinarians, S. 9-13

KREUTZ, K., F. FISCHER u. K. E. LINSENMAIR (2012):

Timber Plantations as favourite Habitat for giant anteaters.

Mammalia 76, 137-142

KRIEG, H. (1944):

Ameisenbären.

Die Naturwissenschaften 40, 283-290

KRUMBIEGEL, I. (1966):

Schutzfärbung und-Zeichnung bei Jungtieren.

Säugetierkundliche Mitteilungen 14, 105-106.

LIEBIG, H. G. (2010):

Blut und Blutzellbildung: Rotes Blutkörperchen.  
in: Funktionelle Histologie der Haustiere und Vögel.  
Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis.  
5. Aufl., Schattauer Verlag, Stuttgart, S. 145-147

LIU, S-K. (1980):

Congestive cardiomyopathy in a giant anteater.  
in: R. J. MONTALI u. G. MIGAKI (Hrsg.): The Comparative Pathology of Zoo  
Animals. Proceedings of a Symposium on the Comparative Pathology of Zoo  
Animals, National Zoological Park, Washington, D.C.  
Smithsonian Institution Press, Washington D. C., S. 511-515

LUBIN, Y. D. u. G. G. MONTGOMERY (1981):

Defenses of *Nasutitermes* termites (Isoptera, Termitidae) against *Tamandua*  
anteaters (Edentata, Mirmecophagidae).  
*Biotropica* 13, 66-76

MARENNIKOVA, S. S., N. N. MALTSEVA u. V. I. KORNEEVA (1976):

Pox in giant anteaters due to agent similar to cow poxvirus.  
*British Veterinary Journal* 132, Nr.2, 182-186

MARENNIKOVA, S. S. (1979):

Field and experimental studies of poxvirus infections in rodents.  
*Bulletin of the World Health Organisation* 57, Nr. 3, 461-464

MARTÍNEZ, F. A., J. C. TROIANO, L. GAUNA AÑASCO, J. A. JUEGA SICARDI, A.  
DUCHENE, G. SOLIS, S. ARZUAGA, S. NUÑEZ, M. R. STANCATO, N. FESCINA u.  
D. JARA (1999):

Presencia de *Mathevoaenia* sp. en Edentados (Mammalia: Dasypodidae y  
Mirmecophagidae).  
*Comunicaciones Científicas y Tecnológicas* 4, 55-57

MCDONALD, D. (1984):

Anteaters.  
in: The encyclopaedia of Mammals.  
Bd. 2, George Allen & Unwin, London, Sydney, S. 772-775

MCNAB, B. K. (1984):

Physiological convergence amongst ant-eating and termite-eating mammals.  
*Journal of Zoology* 203, 485-510

MCNAB, B. K. (2000):

Metabolic scaling: energy on carnivore diet.

Nature 407, 584

MEYER, W., C. BEYER u. H. WISSDORF (1993):

Lectin histochemistry of salivary glands in the Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*).

Histology and Histopathology 8, 305-316

MIRANDA, F., S. H. RAMIRO, R. H. TEIXEIRA, J. D. L. FEDULLO, D. LOPES DE ABREU u. J. L. CATÃO-DIAS (2004):

Retrospective study of causes of death in giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) at Fundação Parque Zoológico de São Paulo (FPZSP)-from 1964 to 2003.

In: 2004 Proceedings AAZV Conference, San Diego, S. 601

MIRANDA, F., G. SOLÍS, M. SUPERINA u. I. JIMÉNEZ (2006):

Manual clínico para el manejo del oso hormiguero gigante (*Myrmecophaga tridactyla*).

Argentina, S.1-26 (PDF)

[Internet:[http://www.ambiente.gov.ar/archivos/web/Pesp\\_amenazadas/File/Manual\\_Clinico\\_Oso\\_Hormiguero.pdf](http://www.ambiente.gov.ar/archivos/web/Pesp_amenazadas/File/Manual_Clinico_Oso_Hormiguero.pdf)] im Mai 2013

MISCHKE, R. (1999):

Hämostase.

in: W. KRAFT u. U. M. DÜRR (Hrsg.)

Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin.

5. Aufl., Schattauer Verlag, Stuttgart, New York, S: 92-110

MOODY, J. u. A. WARMINGTON (2010):

A novel diet to feed giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*); research, design, development and trailing of Termant.

in: 6-th European Zoo Nutrition Conference, Barcelona, S. 41

[Internet:<http://www.eaza.net/activities/Documents/NutritionDocs/EZNC2010%20Abstract%20Book%20Barcelona.pdf>] im Juni 2012

MÖCKLINGHOFF, L. (2008):

Social organization and habitat use of the Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*), L., 1758) in timber plantations in Northern Brazil.

Würzburg, Univ., Biolog. Fak., Diploma Thesis, S. 61, 63, 64, 76

MÖCKLINGHOFF, L. (2009):

Forschung an Großen Ameisenbären in Brasilien - Welchen Einfluss hat der Mensch auf dessen Ökologie?

Zeitschrift des Kölner Zoos 52, 155-171

MOELLER, W. (1968):

Ameisenbären.

in: B. GRZIMEK (Hrsg.): Grzimeks Tierleben - Enzyklopädie des Tierreiches, Säugetiere.

Bd. 11, Kindler-Verlag, Zürich, S.191-193

MOELLER, W. (1988):

Nebengelenktiere.

in: B. GRZIMEK (Hrsg.): Grzimeks Enzyklopädie der Säugetiere.

Bd. 2, Kindler-Verlag, München, S. 576-579

MONTGOMERY, G. G. u. Y. D. LUBIN (1977):

Prey Influences of Movements of Neotropical Anteaters.

In: R. L. PHILLIPS u. C. H. JONKEL (Hrsg.): Proc. 1975 Predator Symposium.

University Montana, Missoula, S. 103-131

MONTGOMERY, G. G. (1985):

Movements, Foraging and Food Habits of the four Extant Species of Neotropical Vermilinguas (Mammalia; Myrmecophagidae).

in: G. G. MONTGOMERY (Hrsg.): The Evolution and Ecology of Armadillos, Sloths, and Vermilinguas.

Smithsonian Institution Press, Washington & London, S. 365-377

MORFORD, S. u. M. A. MEYERS (2003):

Giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) Health Care survey.

Edentata 5, 5-20

MORFORD, S. u. M. A. MEYERS (2003):

Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) Diet Survey.

Edentata 5, 20-24

MOXHAM, G. (2001):

Das Waltham-System zur Bewertung von Tierkot - Ein Hilfsmittel für Tierärzte und Tierbesitzer: welcher Bewertung erhält Ihr Hund?

Waltham Focus 11, Nr. 2, 24-25

MURPHY, W. J., E. EIZIRIK, S. J. O'BRIEN, O. MADSEN, M. SCALLY, C. J. DOUADY, E. TEELING, O. A. RYDER, M. J. STANHOPE, W. W. DE JONG u. M. S. SPRINGER (2001):

Resolution of the Early Placental Mammal Radiation Using Bayesian Phylogenetics.  
*Science* 294, 2348-2351

MURPHY, W. J., T. H. PRINGLE, T. A. CRIDER, M. S. SPRINGER u. W. MILLER (2001):

Using genomic data to unravel the root of the placental mammal phylogeny.  
*Genome Research* 17, Nr. 4, 413–421

NILLS, A. (1907):

Die Fortpflanzung des Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga jubata*) in Nills Zoologischem Garten Stuttgart.  
*Zoologischer Beobachter* 48, 145-151

NOFS, S., M. ABD-ELDAIM, K. V. THOMAS, D. TOPLON, D. ROUSE u. M. KENNEDY (2009):

Influenza virus A (H1N1) in giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*).  
*Emerging Infectious Diseases* 15, Nr. 7, 1081-1083

OSMANN, C., N. SCHAUERTE u. F. GÖRITZ (2001):

Beitrag zur ultrasonographischen Darstellung der Bauch- und Beckenorgane Großer Ameisenbären mit dem Schwerpunkt Graviditätsdiagnostik.  
 in: Tagungsbericht der 21. Arbeitstagung der Zootierärzte im deutschsprachigen Raum, 2001 in Halle (Saale), S. 147-156

OSMANN, C. u. N. SCHAUERTE (2004):

Jungtiererkrankungen bei Großen Ameisenbären.  
 in: Tagungsbericht der 24. Arbeitstagung der Zootierärzte im deutschsprachigen Raum, 2004 in Zoo Wuppertal, S. 11-13

OSMANN, C. (2005):

Physiological parturition and obstetrics in the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*).  
 in: Verhandlungsbericht des 42. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere.  
 Prague/Czech Republic 2005, S. 266-268

OSMANN, C., I. SCHAPPERT u. F. BRANDSTÄTTER (2006):

Husbandry Guidelines for Giant Anteaters.  
 Unveröffentlicht, Zoo Dortmund, Stand 09. 2006

PANAYOTOVA-PENCHEVA, M. S. (2013):

Parasites in Captive Animals: A Review of Studies in Some European Zoos.

Der Zoologische Garten 82, Nr.1-2, 60-71

PIRES, J. R., L. P. C. MONTEIRO FILHO, L. KOPROSKI, H. F. V. BRITO u. J. R. DE PACHALY (2009):

Novo método para acesso vascular em tamanduá-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*) - nota técnica.

Revista Científica de Medicina Veterinária 7, Nr. 20, 76-78

POGLAYEN-NEUWALL, I. (1990):

Erfahrungen mit Haltung und Zucht des Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla*) im Gene Reid Zoological Park.

Der Zoologische Garten 60, Nr.2, 49-87

PUSCHMANN, W. (2004):

Ordnung Behaarte Nebengelenktiere (*Pilosa*).

4. Aufl., Zootierhaltung - Tiere in menschlicher Obhut (Säugetiere).

Verlag Harri Deutsch, Frankfurt am Main, S. 263-270

PUSCHMANN, W., D. ZSCHEILE u. K. ZSCHEILE (2009):

Ordnung Behaarte Nebengelenktiere (*Pilosa*).

5. Aufl., Zootierhaltung - Tiere in menschlicher Obhut (Säugetiere).

Verlag Harri Deutsch, Frankfurt am Main, S.143, 148-156

REDFORD, K. H. (1985):

Feeding and food preference in captive and wild giant anteaters *Myrmecophaga tridactyla*.

Journal of Zoology 205, Nr. 4, 559-572

REDI, C. A., H. ZACHARIAS, S. MERANI, M. OLIVERIA-MIRANDA, M. AQUILERA, M. ZUCCOTTI, S. GARAGNA u. E. CAPANNA (2005):

Genome Sizes of Afrotheria, Xenarthra, Euarchontoglires, and Laurasiatheria.

Journal of Heredity 96, 485-493

REISFELD, L., B. SILVATTI, A. C. SOARES u. A. REISFELD (2013):

Occurrence of bacterial urinary tract infection in hand reared lesser anteaters (*tamandua tetradactyla*): case report.

Revista Brasileira de Ciência Veterinária 20, Nr. 2, 69-73

ROBYENS, G. (2012):

Special wishes for the members of Antwerp Zoo; 65 years of history in pictures (1850-1914).

Der Zoologische Garten 81, Nr. 1, 14-79

ROCHA, F. u. G. MOURÃO (2006):

An agonistic encounter between two giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*).

Edentata 7, 50-51

RODRIGUES, F. H., I. M. MEDRI, G. H. B. DE MIRANDA, C. CAMILO-ALVES u. G. MOURÃO (2008):

Anteater behaviour and ecology.

in: W. J. LOUGHRY u. S. F. VIZCAÍNO (Hrsg.): The Biology of the *Xenarthra*.

University Press of Florida, Gainesville, S. 257-268

ROSENFELD, G. u. L. HOEHNE (1953):

Studies on comparative hematology. I. Hematologic data of *Myrmecophaga t. tridactyla* L., 1758 (tamanduá-bandeira) and *Tamandua t. tetradactyla* L., 1758 (tamanduá-mirim).

Memórias de Instituto Butantan 25, Nr. 1, 41-52

SALES IDOS, S., M. M. FOLLY, L. N. GARCIA, T. M. RAMOS, M. C DA SILVA u. M. M. PEREIRA (2012):

Leptospira and Brucella antibodies in collared anteaters (*Tamandua tetradactyla*) in Brazilian zoos.

Journal of Zoo and Wildlife Medicine 43, Nr. 4, 739-43

SANCHES, T. C., F. MIRANDA u. E. R. MATUSHIMA (2012):

Hematologia.

in: F. MIRANDA (Hrsg.): Manutenção de Tamanduás em Cativeiro.

Instituto de Pesquisa e Conservação de Tamanduás no Brasil: Projeto Tamanduá.

Verlag Editora Cubo, Sao Carlos, S. 186-211

SANCHES, A. W. D., P. R. WERNER, T. C. C. MARGARIDO u. J. R. PACHALY (2013):

Multicentric Lymphoma in a giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*).

Journal of Zoo and Wildlife Medicine 44, Nr. 1, 186-188

SANCHES, T. C., F. R. MIRANDA, A. S. OLIVEIRA u. E. R. MATUSHIMA (2013):

Hematology values of captive giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) and collared anteaters (*Tamandua tetradactyla*).

Pesquisa Veterinária Brasileira 33, Nr. 4, 557-560

SAMPAIO, C., P. CAMILO-ALVES u. G. DE MIRANDA MAURÃO (2006):  
Responses of a Specialized Insectivorous Mammal (*Myrmecophaga tridactyla*) to  
Variation in Ambient Temperature.  
*Biotropica* 38, Nr.1, 52-56

SAVAGE, R. J. G. u. M. R. LONG (1986):  
Insektivores.  
In: Mammal evolution, an illustrated guide.  
Verlag Facts on File, New York, S. 59-60

SCHAPPERT, I. (1998):  
International studbook for the giant anteater *Myrmecophaga tridactyla* (Linne, 1758)  
1997-1998.  
Zuchtbuchführer: Dr. W. BARTMANN  
Zoo Dortmund, Mergelteichstrasse 80, D - 44225 Dortmund, S. 43

SCHAPPERT, I. (2007):  
International studbook for the giant anteater *Myrmecophaga tridactyla* (Linne, 1758)  
2007.  
Zuchtbuchführer: I. SCHAPPERT  
Zoo Dortmund, Mergelteichstrasse 80, D - 44225 Dortmund, S. 2

SCHAPPERT, I. (2011):  
International studbook for the giant anteater *Myrmecophaga tridactyla* (Linne, 1758)  
2011.  
Zuchtbuchführer: I. SCHAPPERT  
Zoo Dortmund, Mergelteichstrasse 80, D - 44225 Dortmund, S. 5

SCHAPPERT, I. (2011):  
Großer Ameisenbär Status und Entwicklung.  
EEP Dortmund 2011, S. 3, 52-54

SCHAPPERT, I. (2012):  
Giant Anteater Status and developments.  
EEP Dortmund, [CD-ROM ] im Juni 2014

SCHAUERTE, N. (2005):  
Untersuchungen zur Zyklus – und Graviditätsdiagnostik beim Großen Ameisenbären  
(*Myrmecophaga tridactyla*).  
Gießen, Univ., Veterinärmed. Fak., Diss., S. 8, 62-69, 114-115, 150, 163-164

SCHRATTER, D. (2001):

Erfolgreiche Aufzucht von Zwillingen beim Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla*) im Tiergarten Schönbrunn.

Der Zoologische Garten 71, Nr. 2, 97-112

SCHUBERT, C., F. BRANDSTÄTTER u. I. SCHAPPERT (2008):

Der Große Ameisenbär (*Myrmecophaga tridactyla*) im Zoo Dortmund – Wappentier, Publikumsmagnet und Aushängeschild.

Der Zoologische Garten 77, Nr. 5-6, 323-333

SELBITZ, H.- J. (2007):

Bakterielle Krankheiten der Tiere. Salmonella.

in: M. ROLLE u. A. MAYR (Hrsg.): Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre.

8. Aufl, Enke Verlag, Stuttgart, S. 437- 452

SHAW, J. H., T. S. CARTER u. J. C. MACHADO-NETO (1985):

Ecology of the Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) in Serra da Canastra, Minas Gerais, Brazil: a pilot study.

in: G. G. MONTGOMERY (Hrsg.): The Evolution and ecology of armadillos, Sloths, and Verminlinguas.

Smithsonian Institution Press, Washington & London, S. 379-384

SHAW, J. H., J. C. CARTER u. J. C. MACHADO-NETO (1987):

Behavior of Free-Living Giant Anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*).

Biotropica 19, Nr. 3, 255-259

SMIELOWSKI, J., P. STANISLAWSKI u. T. TAWORSKI (1981):

Breeding the Giant Anteater.

International Zoo News 28, 5, Nr. 174, 1-6

SMITH P. (2007):

Giant Anteater *Myrmecophaga tridactyla*.

Fauna Paraguay Handbook of the Mammals of Paraguay 2, 1-12

SOLARCZYK, P. u. A. C. MAJEWSKA (2011):

Prevalence and multilocus genotyping of *Giardia* from animals at the zoo of Poznan. Poland.

Wiadomosci Parazytologiczne 57, Nr. 3, 169-173

STAHL, M., C. OSMANN, S. ORTMANN, J. M. HATT u. M. CLAUSS (2008):  
Fütterung und Gewichtsentwicklung beim Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla*).

in: 28. Arbeitstagung der Zootierärzte im deutschsprachigen Raum, Tagungsbericht, Gelsenkirchen 2008, S. 127-130

STAHL, M., C. OSMANN, S. ORTMANN, M. KREUZER, J. M. HATT u. M. CLAUSS (2012):

Energy intake for maintenance in mammal with a low basal metabolism, the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*).

Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition 96, Nr. 5, 818-824

STARCK, D. (1978):

Vergleichende Anatomie der Wirbeltiere: auf evolutionsbiologischer Grundlage.

Bd. 1. Theoretische Grundlagen; Stammesgeschichte und Systematik unter Berücksichtigung der niederen *Chordata*.

Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, S. 242-245

STARCK, D. (1995):

Lehrbuch der speziellen Zoologie.

Bd. 2. Wirbeltiere, Teil 5/2: Säugetiere.

Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart, New York, S. 1073

STEINMETZ, H. W., M. CLAUSS, K. FEIGE, T. THIO, E. ISENBÜGEL u. J. M. HATT (2007):

Reccurent tongue tip constriction in a captive giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*).

Journal of Zoo and Wildlife Medicine 38, Nr. 1, 146-149

STORCH, G. (1981):

*Eurotamandua joresi*, ein *Myrmecophagide* aus dem Eozän der „Grube Messel“ bei Darmstadt (Mammalia, Xenarthra).

Senckenbergiana lethaea 61, 247-289

STORCH, G. u. F. SCHAARSCHMIDT (1988):

Fauna und Flora von Messel - ein biogeographisches Puzzle.

in: S. SCHAAL u. W. ZIEGLER (Hrsg.): Messel - Ein Schaufenster in die Geschichte der Erde und des Lebens.

Kramer Verlag, Frankfurt am Main, S. 291-297

SUDMÖLLER, C. (2007):

Haltung von Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund.

in: Arbeitsplatz Zoo. Großer Ameisenbär.

Verlag Schöningh Buchkurier, Münster, S. 22-25

SUPERINA, M (2000):

Biologie und Haltung von Gürteltieren (*Dasypodidae*)

Zürich, Univ., Veterinärmed. Fak., Diss., S. 120-121

SUPERINA, M., F. MIRANDA u. T. PLESE (2012):

Probleme und Vorschläge zur verbesserten Haltung von Nebengelenktieren.

Zeitschrift des Kölner Zoos 55, Nr. 2, 87-103

TEARE, J. A. (2013):

*Myrmecophaga tridactyla*. Standard International Units 2013.

in: ISIS Physiological Reference Intervals for Captive Wildlife: A CD-ROM Resource.

Bloomington, International Species Information System

[CD-ROM ] im Mai 2014

TEARE, J. A. (2014):

ISIS and ZIMS: What can we learn from globally shared data?

in: Proceedings of International Conference on Diseases of Zoo and Wild Animals 2014, 72-74

THOISY, B., J. C. MITSCHERL, I. VOGEL u. J. C. VIÉ (2000):

A survey of hemoparasite infections in free-ranging mammals and reptiles in French Guiana.

Journal of Parasitology 86, Nr. 5, 1035-1040

TRUSK, A., S. CRISSEY, K. CASSARO u. E. FRANK (1992):

Evaluation of tamandua diets in zoos in North and South America.

Unpublished document, Milwaukee County Zoo, Milwaukee.

Zit. nach M. SUPERINA, F. MIRANDA u. T. PLESE (2012)

VALDES, E. V. u. A. BRENES SOTO (2012):

Feeding and Nutrition of Anteaters.

in: M. FOWLER u. R. E. MILLER (Hrsg.): Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy. Xenarthra.

Bd. 7. Verlag Elsevier Saunders, St. Louis, S. 378-383

WIRTSCHAFTSGENOSSENSCHAFT DEUTSCHER TIERÄRZTE (2008):  
Release® Gebrauchtsinformation  
WDT, 2008, Garbsen

WETTERSTATION (IROX) IN DORTMUND-BERGHOFEN:  
Wetterdaten-Jahr 2013 und 2014 –Dortmund 149 m über NN  
[Internet:<http://dortmund-wetter.de/>] im Mai 2014

WETZEL, R. M. (1982):  
Order Edentata – Xenarthra.  
in: J. H. HONACKI, K. E. KINNAN u. J. W. KOEPPL (Hrsg): Mammal species of the  
World.  
Allen Press and Association of Systematics Collections, Lawrence, Kansas, S. 52-57

WETZEL, R. M. (1985):  
The Identification and Distribution of Recent *Xenarthra* (= Edentata).  
in: G. G. MONTGOMERY (Hrsg): The evolution and ecology of armadillos, sloths,  
and vermilinguas.  
Smithsonian Institution Press, Washington, S: 5-21

WILKENS, H. (1943):  
Die äußere Form und der Innenbau des Herzens bei *Myrmecophaga jubata* L.  
Münster, Univ., Med. Fak., Diss.  
zit. nach N. Schauerte (2005)

WILSON, E. D., F. DUNKERM., M. GARNER u. R. F. AGUILAR (2003):  
Taurine deficiency associated dilated cardiomyopathy in giant anteaters  
(*Myrmecophaga tridactyla*): preliminary results and diagnostics.  
in: Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, 2003, 155-159

WOITOW, G., T. HILDEBRANDT, I. SCHNEIDER u. T. SPRETKE (1995):  
Chronische Dermatitis bei einem Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla*)  
im Zoo Halle.  
In: Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere  
Internationales Symposium 37. S: 443-456

WYSS, F., T. GULL, T. ROTHLIN, T. SCHEIWILER, M. CLAUSS u. J. M. HATT  
(2013):  
Observations on weight loss and fecal consistency in giant anteaters (*Myrmecophaga  
tridactyla*) during three transitions from a mixed natural in-house to commercial  
complete diets.  
in: Proceedings Annual Conference American Association of Zoo Veterinarians  
2013, 20-23

ZOO DORTMUND (2007):

Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) Husbandry Questionnaire.

(nicht publiziert)

## 9. Anhang

### Ad 3.3 Versuche zur Futterumstellung im Zoo Dortmund

Tab. 14: Zusammensetzung Termant<sup>®</sup> (nach Firma Mazuri Zoo Foods<sup>®</sup>, UK)

Wassergehalt	%	10,00
Rohfett	%	10,16
Rohprotein	%	28,32
Rohfaser	%	10,88
Rohasche	%	6,07
Stickstofffreie Extraktstoffe (NFE)	%	33,09
Atwater-Fuel-Energy (AFE)	MJ/kg	14,09
Lysin	%	1,27
Methionin	%	0,65
Taurin	%	0,19
Kalzium	%	1,44
Phosphor	%	1,08
Kalium	%	0,37
Magnesium	%	0,12
Kupfer	mg/kg	20,02
Vitamin A (Retinylacetat)	IU/g	9,67
Vitamin D3 (Cholecalciferol)	IU/g	1,93
Vitamin E (DL- $\alpha$ -Tocopherolacetat)	IU/g	248,27
Vitamin K (Menadion)	mg/kg	19,93

Tab. 15: Zusammensetzung Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet (nach Firma Mazuri<sup>®</sup>, USA)

Protein	%	28,5	Asche	%	6,8	Vitamine		
Arginin	%	1,57	Kalzium	%	1,35	Thiamin	ppm	82
Cystein	%	0,43	Phosphor	%	0,99	Riboflavin	ppm	25
Glyzin	%	1,18	Kalium	%	0,65	Nicotinsäure	ppm	120
Histidin	%	0,48	Magnesium	%	0,14	Pantothersäure	ppm	30
Isoleucin	%	1,04	Natrium	%	0,30	Cholin	ppm	2850
Leucin	%	1,89	Chlor	%	0,43	Folsäure	ppm	4,4
Lysin	%	1,69	Schwefel	%	0,25	Pyridoxin	ppm	18
Methionin	%	0,77	Eisen	ppm	340	Biotin	ppm	0,50
Phenylalanin	%	1,02	Zink	ppm	110	Vitamin B12	$\mu$ g/kg	250
Tyrosin	%	0,71	Mangan	ppm	75	Vitamin A	IU/gm	15
Threonin	%	0,99	Kupfer	ppm	25	Vitamin D3	IU/gm	3,8
Tryptophan	%	0,27	Iod	ppm	2,4	Vitamin E	IU/gm	360
Valin	%	1,38	Cobalt	ppm	1,1	Vitamin K	ppm	0,81
Taurin	%	0,31	Chrom	ppm	0,43	Ascorbinsäure	ppm	200
Fett	%	12,0	Selenium	ppm	0,49			
Rohfaser	%	12,1	Metabolische Energie	kcal/gm	3,06			

**Tab. 16: Tab.: Vergleich des Trockensubstanzgehaltes zwischen DM, Termant<sup>®</sup> und Mazuri<sup>®</sup> Insectivore Diet (nach STAHL 2008)**

Parameter	DM	Termant <sup>®</sup>	Mazuri <sup>®</sup> Insectivore Diet
Rohfett (in % TS)	7,3	10,16	14,5
Rohprotein (in % TS)	31,1	28,32	32,5
NfE (v.a. Zucker, in % TS)	54,0	33,09	32,5
Rohfaser (in % TS)	2,6	10,88	13,5
Rohasche (in % TS)	5,0	6,07	7,0

## Ad 4.1 Klinische Untersuchungen

**Tab. 17: Biologische Daten der Großen Ameisenbärin „Alice“**

Datum	Atemfrequenz/Min.	Herzschläge/Min.	Temperatur/Zeit	Bemerkungen
25.03.13		58	35,6°C/17:15	zittert
24.04.13	15		35,5°C/16:45	
15.05.13	12	60	34,8°C/16:30	trächtig
03.07.13	11			unruhig, frisst nicht
04.08.13	11	66	35,5°C/16:15	
18.09.13	9	58	34,5°C/16:15	Raumtemp. 19°C
10.10.13	11	66	35,2°C/16:45	Raumtemp. 20°C
28.10.13	16	69	34,1°C/08:30	Raumtemp. 19°C
27.11.13	9	68	34,5°C/09:15	Raumtemp. 19°C
04.12.13	8	69	34,4°C/08:30	Raumtemp. 18°C
08.01.14	16	73	34,6°C/16:00	Raumtemp. 18°C
05.02.14	11	86	34,3°C/14:00	Raumtemp. 20°C

**Tab. 18: Biologische Daten des Großen Ameisenbären „Antebus“**

Datum	Atemfrequenz/Min.	Herzschläge/Min.	Temperatur/Zeit	Bemerkungen
04.12.13	9	71	33,4°C/10:30	Raumtemp. 18°C
08.01.14	9	66	34,9°C/15:30	Raumtemp. 18°C
05.02.14	8	78	33,7°C/13:30	Raumtemp. 20°C

**Tab. 19: Biologische Daten der Großen Ameisenbärin „Bonita“**

Datum	Atemfrequenz/Min.	Herzschläge/Min.	Temperatur/Zeit	Bemerkungen
24.04.13			35,2°C/16:30	
15.05.13	10	---	35,2°C/17:15	frisst laut
04.08.13	9	65	35,5°C/16:30	
18.09.13	9	60	35,6°C/16:30	Raumtemp. 19°C
10.10.13	15	64	34,8°C/17:15	Raumtemp. 20°C
28.10.13	9	72	33,5/08:45	Wärmestrahler
27.11.13	9	70	nicht messbar/09:30	Raumtemp. 20°C
04.12.13	10	66	32,2°C/08:45	Raumtemp. 18°C
08.01.14	9	70	35,5°C/16:15	lag auf der Wärmematte
05.02.14	11	67	35,5°C/14:30	Raumtemp. 18°C

Tab. 20: Biologische Daten der Großen Ameisenbärin „Chakira“

Datum	Atemfrequenz/Min.	Herzschläge/Min.	Temperatur/Zeit	Bemerkungen
24.04.13			35,1°C/17:00	
15.05.13	10	51	34,7°C/16:45	mit Jungtier
03.07.13	7	54	34,4°C/16:45	
04.08.13	7	66	33,6°C/17:15	
18.09.13	9	56	35°C/16:45	Raumtemp. 19°C
10.10.13	10	67	35,1°C/16:30	Raumtemp. 20°C
28.10.13	8	62	32,6°C/09:00	Raumtemp. 19°C
27.11.13	11	60	33,8°C/09:00	Raumtemp. 20°C
04.12.13	11	71	33,5°C/09:00	Raumtemp. 18°C
08.01.14	9	62	35°C/16:30	Raumtemp. 18°C
05.02.14	11	60	34,9°C/13:45	Raumtemp. 18°C

Tab. 21: Biologische Daten des Großen Ameisenbären „Hektor“

Datum	Atemfrequenz/Min.	Herzschläge/Min.	Temperatur/Zeit	Bemerkungen
29.10.13	13	72	33,8/09:00	Jungtier

Tab. 22: Biologische Daten der Großen Ameisenbärin „Isabela“

Datum	Atemfrequenz/Min.	Herzschläge/Min.	Temperatur/Zeit	Bemerkungen
29.10.13	13	76	33,5°C/09:15	Jungtier, war draußen
27.11.13	10	75	low/09:50	
04.12.13	13	79	34,8°C/09:45	
08.01.13	11	79	32,9°C/15:15	
05.02.14	13	70	33,9°C/14:45	zittert, Raumtemp. 18°C

Tab. 23: Biologische Daten des Großen Ameisenbären „Jorche“

Datum	Atemfrequenz/Min.	Herzschläge/Min.	Temperatur/Zeit	Bemerkungen
29.10.13	9	77	33,5/09:30	Jungtier (26.08.13)
04.12.13	16	69	33°C/09:30	zittert
08.01.14	20	72	32,7°C/15:45	
05.02.14	16	69	34,9°C/15:00	Raumtemp. 18°C

Tab. 24: Biologische Daten des Großen Ameisenbären „Mirek“

Datum	Atemfrequenz/Min.	Herzschläge/Min.	Temperatur/Zeit	Bemerkungen
24.04.13	9			lässt sich nicht anfassen
15.05.13	12	60	34,8°C/17:30	
03.07.13	8	68	35,4°C/16:15	
04.08.13	13	79	34,6°C/17:00	
10.10.13	14	69	34°C/17:00	Raumtemp. 20°C
28.10.13	12	65	33,2°C/09:15	Raumtemp. 19°C
27.11.13	10	79	33,3°C/09:45	Raumtemp. 20°C
04.12.13	13	77	32,2°C/09:15	Raumtemp. 18°C
08.01.14	14	75	32,5°C/16:45	Raumtemp. 18°C
05.02.14	13	81	33,1°C/14:15	Raumtemp. 18°C

Tab. 25: Biologische Daten der Großen Ameisenbärin „Sandra“

Datum	Atemfrequenz/Min.	Herzschläge/Min.	Temperatur/Zeit	Bemerkungen
24.04.13	12	50	35,1°C/16:15	altes Tier
15.05.13	10	45	33,8°C/17:00	
03.07.13	18	67	35,2°C/16:00	
04.08.13	7	66	33,6°C/17:15	
18.09.13	10	68	35,4°C/17:00	Raumtemp. 19°C
10.10.13	12	64	34,9°C/16:00	Raumtemp. 20°C
28.10.13	8	68	nicht messbar/09:30	Raumtemp. 19°C
27.11.13	11	62	nicht messbar/08:45	
04.12.13	9	61	32,2°C/10:00	Raumtemp. 18°C
08.01.14	11	73	32,4°C/17:00	Raumtemp. 18°C
05.02.14	12	64	32,7°C/15:15	Raumtemp. 18°C

Tab. 26: Biologische Daten der Großen Ameisenbärin „Zenobia“

Datum	Atemfrequenz/Min.	Herzschläge/Min.	Temperatur/Zeit	Bemerkungen
25.03.13			33,8°C/17:00	trächtig
24.04.13		55	35,0°C/16:50	mit Jungtier
15.05.13	12	54	34,8°C/16:50	mit Jungtier
03.07.13	11	60	34,8°C/16:30	mit Jungtier
04.08.13	14	79	35,1°C/17:30	mit Jungtier
18.09.13	10	76	35,1°C/17:15	mit Jungtier
10.10.13	11	58	32,7°C/16:15	
28.10.13	11	74	32,7°C/09:45	Raumtemp. 19°C
27.11.13	9	80	33,3°C/08:30	Raumtemp. 20°C
04.12.13	9	65	33,2°C/10:15	Raumtemp. 18°C
08.01.14	11	69	nicht messbar/17:15	Raumtemp. 18°C
05.02.14	10	77	34,2°C/13:15	Raumtemp. 18°C

Durchschnittliche Körpertemperaturen der Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund und durchschnittliche Lufttemperaturen (gemessen in der Wetterstation Dortmund-Berghofen) in den Jahren 2013 bis 2014

Datum	Mittelwert Körpertemperatur [°C]	n	SD	Mittlere Lufttemperatur [°C]
25.03.2013	34,7	2	1,27	-1,7
24.04.2013	35,12	5	0,23	16,2
15.05.2013	34,7	6	0,52	14,1
03.07.2013	35	4	0,44	17,8
04.08.2013	34,7	6	0,88	16,3
18.09.2013	35,12	5	0,42	11,2
10.10.2013	33,81	6	0,9	7,7
27.11.2013	33,73	4	0,7	3,8
04.12.2013	33,3	9	0,95	3,4
08.01.2014	33,81	8	1,3	8,7
05.02.2014	34,14	9	0,95	5,8

## Ad 4.2 Laboruntersuchungen

Tab. 28: Blutbefunde bei narkotisierten Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2006 bis 2011

Untersuchung	Maß- einheit	Juanita 30.08.06	Nina 11.02.10	Alice 28.05.10	Guapa 22.09.11
<b>Niere</b>					
Harnstoff-N	mg/dl	18	24,3	13,6	
Kreatinin	mg/dl	1,1	1,4	0,8	0,8
Natrium	mmol/l		126		
anorg. Phosphat	mmol/l		1,0		
<b>Leber</b>					
Gesamt-Bilirubin	mg/dl		<0,1		
ALT (GPT)	U/l	110	82,6	75,7	
Alk. Phosphatase	U/l		3		
γ-GT	U/l	24	157	25	
AST (GOT)	U/l		82,8	60,5	
GLDH	U/l	16,1	56,3		
Gesamteiweiß	g/dl		6,5		
Albumin im Serum	g/dl		2,3		
<b>Pankreas</b>					
Glukose	mg/dl		60		
α-Amylase	U/l	610	367		
Lipase	U/l		24		
Cholesterin	mg/dl		69		
<b>Muskel</b>					
CK	U/l		95		
LDH	U/l		120		
Triglyceride gesamt	mg/dl		27		
<b>Blutbild</b>					
Leukocyten	G/l	6,7	8,7	11,1	
Erythrocyten	T/l		2,08	2,69	
Hämoglobin	g/dl	13,5	10,6	14,2	
Hämatokrit	%	32	29	38	
MCV	fl	129	140	143	
HbE	pg	55	51	53	
MCHC	g/dl	43	36	37	
Thrombocyten	G/l	88,9	97	168	
<b>Differenzial Blutbild</b>					
Basophile Gr.	%		0	0	0
Eosinophile Gr.	%		4	8	3
Stabkernige	%		0	0	0
Segmentkernige	%		77	75	83
Lymphocyten	%		18	12	12
Monocyten	%		2	6	2
atypische Zellen	%		0	0	0
Anisozytose	%		0	0	0
Polychromasie	%		0	0	+

Tab. 29: Blutbefunde bei narkotisierten Großen Ameisenbären im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2014

Untersuchung	Maßeinheit	Nina 11.11.11	Mira 31.01.12	Nina 20.02.12	Mirek 30.01.14
<b>Niere</b>					
Harnstoff-N	mg/dl	27,6	21,2	26,8	18
Kreatinin	mg/dl	0,8	1,4	1	0,7
Natrium	mmol/l	139	128	139	136
Kalium	mmol/l	4,9		8,6	4,2
anorg. Phosphat	mmol/l	1,4	1,7	1,4	1,6
<b>Leber</b>					
Gesamt-Bilirubin	mg/dl	<0,1	1,95	<0,1	0,1
ALT (GPT)	U/l	62,5	90,2	59,5	68
Alk. Phosphatase	U/l	13		9	24
γ-GT	U/l	222	175	155	38
AST (GOT)	U/l	36,8	51,4	26,8	36
GLDH	U/l	27,7	27,05	23,1	11
Gesamteiweiß	g/dl	6,2	6,5	6,7	5,4
Albumin im Serum	g/dl	2,29			2,5
<b>Pankreas</b>					
Glukose	mg/dl	37,9	abgebaut	95	79
α-Amylase	U/l	702	763	722	887
Lipase	U/l	16	53	15	25
Cholesterin	mg/dl	88	85	85	61
<b>Muskel</b>					
CK	U/l	105	90		155
LDH	U/l	90	1160	160	43
Calcium	mmol/l	2,4		3,1	2,0
Magnesium	mmol/l	0,8	0,8		0,8
Triglyceride gesamt	mg/dl	16	25		14
<b>Blutbild</b>					
Leukocyten	G/l	11,3	24,7	11,6	4,3
Erythrocyten	T/l	2,22	2,85	1,01	1,6
Hämoglobin	g/dl	10,7	14,7	4,7	8,3
Hämatokrit	%	33	42	15	22
MCV	fl	147	147	143	138
HbE	pg	48	52	46	51
MCHC	g/dl	33	35	32	37
Thrombocyten	G/l	167	98	150	99
<b>Differenzial Blutbild</b>					
Basophile Gr.	%	0	0	0	0
Eosinophile Gr.	%	6	4	8	14
Stabkernige	%	0	0	0	0
Segmentkernige	%	82	83	84	50
Lymphocyten	%	12	10	6	36
Monocyten	%	0	2	2	0
atypische Zellen	%	0	0	0	0
Anisozytose	%		+	+	+
Polychromasie	%		+	0	0
Basophile Gr. (absolut)	/μl	0	0	0	0
Eosinophile Gr. (absolut)	/μl	676	988	931	602
Stabkernige (absolut)	/μl	0	0	0	0
Segmentkernige (absolut)	/μl	9233	20509	9778	2150
Lymphocyten (absolut)	/μl	1351	2471	698	1548
Monocyten (absolut)	/μl	0	494	233	0
<b>Sonstige</b>					
Taurin	μmol/l		95,88		47,94

Untersuchung	Maß- einheit	Nina 11.11.11	Mira 31.01.12	Nina 20.02.12	Mirek 30.01.14
Vit. A	mg/l	0,075			0,08
Vit. E	mg/l	1,49			
Vit. H (Biotin)	pg/ml	166			148
Zink im Serum	g/l	410			289
<b>Gerinnung</b>					
Prothrombinzeit	sec	10,8		12,3	
aPTT	sec	27,3			
Fibrinogen	mg/dl	430		283	
Thrombinzeit	sec	10,6		13,5	
Eisen	µg/dl				263,0

Tab. 30: Blutbefunde der wachen Großen Ameisenbärin „Bonita“ in den Jahren 2011 bis 2012

Untersuchung "Bonita" I	Maß- einheit	16.06.11	10.11.11	22.12. 11	27.04.12
<b>Niere</b>					
Harnstoff-N	mg/dl	19,9			22,4
Kreatinin	mg/dl	1,1			1
Natrium	mmol/l				138
Kalium	mmol/l				5,5
anorg. Phosphat	mmol/l				1,6
<b>Leber</b>					
Gesamt-Bilirubin	mg/dl				<0,1
ALT (GPT)	U/l				198,6
Alk. Phosphatase	U/l				9
γ-GT	U/l	53			114
AST (GOT)	U/l	133,6			43,5
GLDH	U/l				79,1
Gesamteiweiß	g/dl				7,2
Albumin im Serum	g/dl				2,66
<b>Pankreas</b>					
Glukose	mg/dl				48
α-Amylase	U/l				840
Lipase	U/l			64	
Cholesterin	mg/dl				85
<b>Muskel</b>					
CK	U/l				119
LDH	U/l				288
Calcium	mmol/l				2,2
Magnesium	mmol/l			0,7	
Triglyceride gesamt	mg/dl				17
<b>Blutbild</b>					
Leukocyten	G/l		11,4		15,2
Erythrocyten	T/l		3,36		3,51
Hämoglobin	g/dl		18		18,4
Hämatokrit	%		51		51
MCV	fl	152		144	130,8
HbE	pg		54		52
MCHC	g/dl		35		36
Thrombocyten	G/l		138		85
<b>Differenzial Blutbild</b>					
Basophile Gr.	%		0		0
Eosinophile Gr.	%		4		2
Stabkernige	%		0		3
Segmentkernige	%		61		71
Lymphocyten	%		26		18
Monocyten	%		10		6
atypische Zellen	%		0		0
Anisozytose	%		0		0

<b>Untersuchung "Bonita" I</b>	<b>Maß- einheit</b>	<b>16.06.11</b>	<b>10.11.11</b>	<b>22.12. 11</b>	<b>27.04.12</b>
Polychromasie	%		0		0
Basophile Gr. (absolut)	/µl				0
Eosinophile Gr. (absolut)	/µl				303
Stabkernige (absolut)	/µl				455
Segmentkernige (absolut)	/µl				10756
Lymphocyten (absolut)	/µl				2727
Monocyten (absolut)	/µl				909
<b>Sonstige</b>					
Taurin	µmol/l			31,9	103,87
Vit. A	mg/l				0,1
Vit. H (Biotin)	pg/ml				171
Zink im Serum	g/l				287

Tab.31: Blutbefunde der wachen Großen Ameisenbärin „Bonita“ in den Jahren 2012 bis 2013

Untersuchung "Bonita" II	Maß- einheit	08.10.12	08.03. 13	06.11.13
<b>Niere</b>				
Harnstoff-N	mg/dl	26,1	21	21,5
Kreatinin	mg/dl	0,5	1,1	0,5
Kalium	mmol/l		4,9	
<b>Leber</b>				
ALT (GPT)	U/l	12,8	44,8	2,65
γ-GT	U/l	62,7	128	
AST (GOT)	U/l	20,9	70	6,58
GLDH	U/l		70	
Albumin im Serum	g/dl		3,1	
<b>Pankreas</b>				
Glukose	mg/dl		31	
α-Amylase	U/l		1006	
Lipase	U/l		50	
Cholesterin	mg/dl		102	
<b>Muskel</b>				
Calcium	mmol/l		2,2	
Magnesium	mmol/l		0,7	
<b>Blutbild</b>				
Leukocyten	G/l	6,1	12,8	
Erythrocyten	T/l	1,72	3,1	
Hämoglobin	g/dl	10	16,7	
Hämatokrit	%	22,5	46	
MCV	fl	130,8	150	
HbE	pg	58,1	55	
MCHC	g/dl	44,4	37	
Thrombocyten	G/l	76	106	
<b>Differenzial Blutbild</b>				
Basophile Gr.	%	0	0	2
Eosinophile Gr.	%	4	6	10
Stabkernige	%	0	0	0
Segmentkernige	%	63	61	67
Lymphocyten	%	30	33	19
Monocyten	%	3	0	2
atypische Zellen	%	0	0	0
Anisozytose	%	0	(+)	0
Polychromasie	%	0	0	0
Basophile Gr. (absolut)	/µl		0	
Eosinophile Gr. (absolut)	/µl		0	
Stabkernige (absolut)	/µl		0	
Segmentkernige (absolut)	/µl		7826	
Lymphocyten (absolut)	/µl		4234	
Monocyten (absolut)	/µl		0	
<b>Sonstige</b>				
Taurin	µmol/l		71,91	
Vit. A	mg/l		0,09	
Vit. H (Biotin)	pg/ml		346	
Zink im Serum	g/l	337	417	
<b>Gerinnung</b>				
Prothrombinzeit	sec		13,4	
aPTT	sec		53,7	
Fibrinogen	mg/dl		75	
Thrombinzeit	sec		35	

**Tab. 32: Zusammenfassung der Blutwerte der wachen Großen Ameisenbärin „Bonita“ in den Jahren 2011-2013**

Parameter „Bonita“	Einheit	<i>M</i>	<i>SD</i>	min	max	n
<b>Niere</b>						
Harnstoff-N	mg/dl	22,18	2,37	19,9	26,1	5
Kreatinin	mg/dl	0,84	0,31	0,5	1,1	5
Natrium	mmol/l	138	0	138	138	1
Kalium	mmol/l	5,20	0,42	4,9	5,5	2
anorg. Phosphat	mmol/l	1,6	0	1,6	1,6	1
<b>Leber</b>						
Gesamt-Bilirubin	mg/dl	0,1	0	0,1	0,1	1
ALT (GPT)	U/l	64,71	91,05	2,65	198,6	4
Alk. Phosphatase	U/l	9	0	9	9	1
γ-GT	U/l	89,42	37,12	53	128	4
AST (GOT)	U/l	54,92	25,28	6,58	133,6	5
GLDH	U/l	74,55	6,43	70	79,1	2
Gesamteiweiß	g/dl	7,2	0	7,2	7,2	1
Albumin im Serum	g/dl	2,88	0,31	2,66	3,1	2
<b>Pankreas</b>						
Glukose	mg/dl	39,5	12,02	31	48	2
α-Amylase	U/l	923	117,38	840	1006	2
Lipase	U/l	57	9,90	50	64	2
Cholesterin	mg/dl	93,5	12,02	85	102	2
<b>Muskel</b>						
CK	U/l	119	0	119	119	1
LDH	U/l	288	0	288	288	1
Calcium	mmol/l	2,2	2,2	2,2	2,2	2
Magnesium	mmol/l	0,7	0,7	0,7	0,7	2
Triglyceride gesamt	mg/dl	17	0	17	17	1
<b>Blutbild</b>						
Leukocyten	G/l	11,37	3,85	6,1	15,2	4
Erythrocyten	T/l	2,92	0,82	1,72	3,51	4
Hämoglobin	g/dl	15,77	3,92	10	18,4	4
Hämatokrit	%	42,62	13,62	22,5	51	4
MCV	fl	144,2	9,56	130,8	152	4
HbE	pg	54,77	2,54	52	58,1	4
MCHC	g/dl	38,1	4,28	35	44,4	4
Thrombocyten	G/l	101,25	27,54	76	138	4
<b>Differenzial Blutbild</b>						
Basophile Gr.	%	0,4	0,89	0	2	5
Eosinophile Gr.	%	5,2	3,03	2	10	5
Stabkernige	%	0,6	1,34	0	3	5
Segmentkernige	%	64,6	4,33	61	71	5
Lymphocyten	%	25,2	6,61	18	33	5
Monocyten	%	4,2	3,9	0	10	5

Parameter „Bonita“	Einheit	<i>M</i>	<i>SD</i>	min	max	n
atypische Zellen	%	0	0	0	0	5
Anisozytose	%			0	+	5
Polychromasie	%			0	0	5
Basophile Gr. (absolut)	/ $\mu$ l	0	0	0	0	5
Eosinophile Gr. (absolut)	/ $\mu$ l	151,5	214,25	0	303	5
Stabkernige (absolut)	/ $\mu$ l	227,5	321,73	0	455	2
Segmentkernige (absolut)	/ $\mu$ l	9291	2071,82	7826	10756	2
Lymphocyten (absolut)	/ $\mu$ l	3480,5	1065,61	2727	4234	2
Monocyten (absolut)	/ $\mu$ l	454,5	642,76	0	909	2
<b>Sonstige</b>						
Taurin	$\mu$ mol/l	69,23	36,06	31,9	103,87	3
Vit. A	mg/l	0,095	0,01	0,09	0,1	2
Vit. H (Biotin)	pg/ml	258,5	123,74	171	346	2
Zink im Serum	g/l	347	65,57	287	417	3
<b>Gerinnung</b>						
Prothrombinzeit	sec	13,4	0	13,4	13,4	1
aPTT	sec	53,7	0	53,7	53,7	1
Fibrinogen	mg/dl	75	0	75	75	1
Thrombinzeit	sec	35	0	35	35	1

Tab. 33: Blutbefunde der wachen Großen Ameisenbärin „Chakira“ in den Jahren 2011 bis 2012

Untersuchung "Chakira"	Maß- einheit	16.06.11	27.10.11	22.12.11	27.04.12	21.09.12 trächtig
<b>Niere</b>						
Harnstoff-N	mg/dl	22,5	15,4		21,6	16
Kreatinin	mg/dl		0,8		0,9	0,8
Natrium	mmol/l		143		144	143
Kalium	mmol/l		5		4,9	4,8
anorg. Phosphat	mmol/l		1,8		1,5	1,1
<b>Leber</b>						
Gesamt-Bilirubin	mg/dl	<0,1	<0,1		<0,1	<0,1
ALT (GPT)	U/l	84,3	99,6		99	138
Alk. Phosphatase	U/l	3	9		11	16
γ-GT	U/l	57	49		41	49
AST (GOT)	U/l	58,1	36,9		35,1	46
GLDH	U/l	16,8	31,66		34,7	47
Gesamteiweiß	g/dl		7,3		7	7,1
Albumin im Serum	g/dl	2,78	2,57		2,56	2,7
<b>Pankreas</b>						
Glukose	mg/dl		59		45	28
α-Amylase	U/l		636		703	765
Lipase	U/l		30		36	42
Cholesterin	mg/dl		78		98	96
<b>Muskel</b>						
CK	U/l		65		81	52
LDH	U/l		114		187	98
Calcium	mmol/l		2,3		2,1	2,3
Magnesium	mmol/l		0,8		0,7	0,7
Triglyceride gesamt	mg/dl		23		28	19
<b>Blutbild</b>						
Leukocyten	G/l		11,4		11,4	
Erythrocyten	T/l		2,86		2,81	
Hämoglobin	g/dl		15,7		16	
Hämatokrit	%		42		42	
MCV	fl		145		150	
HbE	pg		55		57	
MCHC	g/dl		38		38	
Thrombocyten	G/l		82		59	
<b>Differenzial Blutbild</b>						
Basophile Gr.	%		0		0	
Eosinophile Gr.	%		8		3	
Stabkernige	%		0		0	
Segmentkernige	%		70		70	
Lymphocyten	%		23		21	
Monocyten	%		0		6	
atypische Zellen	%		0		0	
Anisozytose	%		0		0	
Polychromasie	%		0		0	
Basophile Gr. (absolut)	/µl		0		0	
Eosinophile Gr. (absolut)	/µl		910		342	
Stabkernige (absolut)	/µl		0		0	
Segmentkernige (absolut)	/µl		7959		7980	
Lymphocyten (absolut)	/µl		2615		2394	
Monocyten (absolut)	/µl		0		684	
<b>Sonstige</b>						
Taurin	µmol/l			63,9	55,93	

Untersuchung "Chakira"	Maß- einheit	16.06.11	27.10.11	22.12.11	27.04.12	21.09.12 trächtig
Vit. A	mg/l		0,107		0,11	0,11
Vit. E	mg/l		2,26		3,3	
Vit. H (Biotin)	pg/ml		52			90
Zink im Serum	g/l		338		217	369
<b>Gerinnung</b>						
Prothrombinzeit	sec		13,1			
aPTT	sec		57,6			
Fibrinogen	mg/dl		79			
Thrombinzeit	sec		35,8			

Tab. 34: Zusammenfassung der Blutwerte der wachen Großen Ameisenbärin „Chakira“ in den Jahren 2011-2013

Parameter "Chakira"	Einheit	<i>M</i>	<i>SD</i>	min	max	n
<b>Niere</b>						
Harnstoff-N	mg/dl	18,87	3,69	15,4	22,5	4
Kreatinin	mg/dl	0,83	0,58	0,8	0,9	3
Natrium	mmol/l	143,33	0,58	143	144	3
Kalium	mmol/l	4,9	0,1	4,8	5	3
anorg. Phosphat	mmol/l	1,47	0,35	1,1	1,8	3
<b>Leber</b>						
Gesamt-Bilirubin	mg/dl	<0,1		<0,1	<0,1	4
ALT (GPT)	U/l	105,22	22,97	84,3	138	4
Alk. Phosphatase	U/l	9,75	5,38	3	16	4
γ-GT	U/l	49	6,53	41	57	4
AST (GOT)	U/l	44,02	10,53	35,1	58,1	4
GLDH	U/l	32,54	12,41	16,8	47	4
Gesamteiweiß	g/dl	7,14	0,15	7	7,3	3
Albumin im Serum	g/dl	2,65	0,11	2,56	2,78	4
<b>Pankreas</b>						
Glukose	mg/dl	44	15,52	28	59	3
α-Amylase	U/l	701,4	64,52	636	765	3
Lipase	U/l	36	6	30	42	3
Cholesterin	mg/dl	91	11,01	78	98	3
<b>Muskel</b>						
CK	U/l	66	14,52	52	81	3
LDH	U/l	133	47,5	98	187	3
Calcium	mmol/l	2,3	0,11	2,1	2,3	3
Magnesium	mmol/l	0,74	0,06	0,7	0,8	3
Triglyceride gesamt	mg/dl	23,4	4,5	19	28	3
<b>Blutbild</b>						
Leukocyten	G/l	11,4	0	11,4	11,4	2
Erythrocyten	T/l	2,83	0,03	2,81	2,86	2
Hämoglobin	g/dl	15,85	0,21	15,7	16	2
Hämatokrit	%	42	0	42	42	2

Parameter "Chakira"	Einheit	M	SD	min	max	n
MCV	fl	147,5	3,53	145	150	2
HbE	pg	56	1,41	55	57	2
MCHC	g/dl	38	0	38	38	2
Thrombocyten	G/l	70,5	16,26	59	82	2
<b>Differenzial Blutbild</b>						
Basophile Gr.	%	0	0	0	0	2
Eosinophile Gr.	%	5,5	3,53	3	8	2
Stabkernige	%	0	0	0	0	2
Segmentkernige	%	70	0	70	70	2
Lymphocyten	%	22	1,41	21	23	2
Monocyten	%	3	4,24	0	6	2
atypische Zellen	%	0	0	0	0	2
Anisozytose	%	0	0	0	0	2
Polychromasie	%	0	0	0	0	2
Basophile Gr. (absolut)	/µl	0	0	0	0	2
Eosinophile Gr. (absolut)	/µl	626	401,64	342	910	2
Stabkernige (absolut)	/µl	0	0	0	0	2
Segmentkernige (absolut)	/µl	7969,5	14,85	7959	7980	2
Lymphocyten (absolut)	/µl	2504,5	1692,81	2394	2615	2
Monocyten (absolut)	/µl	342	483,66	0	684	2
<b>Sonstige</b>						
Taurin	µmol/l	59,91	5,63	55,93	63,9	2
Vit. A	mg/l	0,109	0,002	0,107	0,11	3
Vit. E	mg/l	0,109	0,002	0,107	0,11	3
Vit. H (Biotin)	pg/ml	71	26,87	52	90	2
Zink im Serum	g/l	308	80,32	217	369	3
<b>Gerinnung</b>						
Prothrombinzeit	sec	13,1	0	13,1	13,1	1
aPTT	sec	57,6	0	57,6	57,6	1
Fibrinogen	mg/dl	79	0	79	79	1
Thrombinzeit	sec	35,8	0	35,8	35,8	1

Tab. 35: Blutbefunde der wachen Großen Ameisenbärin „Sandra“ in den Jahren 2011 bis 2012

Untersuchung "Sandra" I	Maß- einheit	19.10.11	15.11.11	22.12.11	27.03.12
<b>Niere</b>					
Harnstoff-N	mg/dl	17			17
Kreatinin	mg/dl	1,2			0,8
Natrium	mmol/l	160			139
Kalium	mmol/l	9			5
anorg. Phosphat	mmol/l	2			1,5
<b>Leber</b>					
Gesamt-Bilirubin	mg/dl	0,25			<0,1
ALT (GPT)	U/l	113,5			83,6
Alk. Phosphatase	U/l	<1			9
γ-GT	U/l	100			116
AST (GOT)	U/l	113,5			53
GLDH	U/l	47,5			124,6
Gesamteiweiß	g/dl	8,2			6,6
Albumin im Serum	g/dl	3,5			2,47
<b>Pankreas</b>					
Glukose	mg/dl	65			43
α-Amylase	U/l	795			750
Lipase	U/l	60			30
Cholesterin	mg/dl	135			112
<b>Muskel</b>					
CK	U/l	230			108
LDH	U/l	1225			77
Calcium	mmol/l	2,3			2,3
Magnesium	mmol/l	1			0,7
Triglyceride gesamt	mg/dl	60			21
<b>Blutbild</b>					
Leukocyten	G/l	6			6,3
Erythrocyten	T/l	2,95			3,05
Hämoglobin	g/dl	16,2			16
Hämatokrit	%	45			48
MCV	fl	151			157
HbE	pg	55			53
MCHC	g/dl	36			33
Thrombocyten	G/l	174			
<b>Differenzial Blutbild</b>					
Basophile Gr.	%	0			0
Eosinophile Gr.	%	5			4
Stabkernige	%	0			0
Segmentkernige	%	61			53
Lymphocyten	%	32			40
Monocyten	%	2			3
atypische Zellen	%	0			0
Anisozytose	%	+			0
Polychromasie	%	0			0
Basophile Gr. (absolut)	/µl	0			0
Eosinophile Gr. (absolut)	/µl	299			250
Stabkernige (absolut)	/µl	0			0
Segmentkernige (absolut)	/µl	61			53
Lymphocyten (absolut)	/µl	32			40
Monocyten (absolut)	/µl	2			3
<b>Sonstige</b>					
Taurin	µmol/l			55,9	63,92
Vit.A	mg/l	0,106			0,14

<b>Untersuchung "Sandra" I</b>	<b>Maß- einheit</b>	<b>19.10.11</b>	<b>15.11.11</b>	<b>22.12.11</b>	<b>27.03.12</b>
Vit. H (Biotin)	pg/ml				206
Zink im Serum	g/l		481		357
<b>Gerinnung</b>					
Prothrombinzeit	sec		10,1		10,9
aPTT	sec		27,7		47,4
Fibrinogen	mg/dl		368		203
Thrombinzeit	sec		15,2		22,6

Tab. 36: Blutbefunde der wachen Großen Ameisenbärin „Sandra“ im Jahr 2012

Untersuchung "Sandra" II	Maß- einheit	27.04.12	21.09.12	08.10.12	30.11.12
<b>Niere</b>					
Harnstoff-N	mg/dl	18,2	18		
Kreatinin	mg/dl		1,2		
Natrium	mmol/l		160		
Kalium	mmol/l		8		
anorg. Phosphat	mmol/l		1,3		
<b>Leber</b>					
Gesamt-Bilirubin	mg/dl	0,16	0,2		
ALT (GPT)	U/l	93,9	162		
Alk. Phosphatase	U/l		15		
γ-GT	U/l	129	340		
AST (GOT)	U/l	76,3	101		
GLDH	U/l	60,75	148		
Gesamteiweiß	g/dl		7,8		
Albumin im Serum	g/dl	2,6	3,2		
<b>Pankreas</b>					
Glukose	mg/dl		abge- baut		
α-Amylase	U/l		790		
Lipase	U/l		62		
Cholesterin	mg/dl		85		
<b>Muskel</b>					
CK	U/l		190		
LDH	U/l		1050		
Calcium	mmol/l		2,6		
Magnesium	mmol/l		0,7		
Triglyceride gesamt	mg/dl		40		
<b>Blutbild</b>					
<b>Differenzial Blutbild</b>					
Basophile Gr.	%		0	0	
Eosinophile Gr.	%		0	2	
Stabkernige	%		0	0	
Segmentkernige	%		0	81	
Lymphocyten	%		14	14	
Monocyten	%		0	3	
atypische Zellen	%		0	0	
Anisozytose	%		0	0	
Polychromasie	%		0	0	
Basophile Gr. (absolut)	/μl				
Segmentkernige (absolut)	/μl		0		
Lymphocyten (absolut)	/μl		14	14	
Monocyten (absolut)	/μl		0		
<b>Sonstige</b>					
Taurin	μmol/l				
Zink im Serum	g/l		389		
<b>Gerinnung</b>					
Prothrombinzeit	sec				20,1
aPTT	sec				>180
Fibrinogen	mg/dl				178
Thrombinzeit	sec				26,1

Tab. 37: Blutbefunde der wachen Großen Ameisenbärin „Sandra“ im Jahr 2013

Untersuchung "Sandra" III	Maß- einheit	08.03.13	29.07.13	06.11.13
<b>Niere</b>				
Harnstoff-N	mg/dl	17	18	14
Kreatinin	mg/dl	1	1	0,8
Natrium	mmol/l	141	139	142
Kalium	mmol/l	4,2	5	8,8
anorg. Phosphat	mmol/l	1,6	1,5	1,3
<b>Leber</b>				
Gesamt-Bilirubin	mg/dl	0,1	<0,1	0,1
ALT (GPT)	U/l	106	79	78
Alk. Phosphatase	U/l	10	10	5
γ-GT	U/l	258	124	136
AST (GOT)	U/l	110	55	52
GLDH	U/l	157	68	64
Gesamteiweiß	g/dl	6,7	7,0	7,0
Albumin im Serum	g/dl	2,9	2,7	2,8
<b>Pankreas</b>				
Glukose	mg/dl	51	36	47
α-Amylase	U/l	903	840	786
Lipase	U/l	29	29	23
Cholesterin	mg/dl	125	136	117
<b>Muskel</b>				
CK	U/l	114	91	134
LDH	U/l	98	257	214
Calcium	mmol/l	2,3	2,1	2,2
Magnesium	mmol/l	0,8	0,7	0,8
Triglyceride gesamt	mg/dl	44	31	17
<b>Blutbild</b>				
Leukocyten	G/l	6,7	7,6	5,4
Erythrocyten	T/l	3	3	3,1
Hämoglobin	g/dl	16,1	16,6	16,9
Hämatokrit	%	44	45	46
MCV	fl	150	149	151
HbE	pg	54	55	55
MCHC	g/dl	36	37	37
Thrombocyten	G/l	113	124	116
<b>Differenzial Blutbild</b>				
Basophile Gr.	%	0	0	0
Eosinophile Gr.	%	10	2	4
Stabkernige	%	0	0	0
Segmentkernige	%	67	55	57
Lymphocyten	%	19	39	36
Monocyten	%	4	4	3
atypische Zellen	%	0	0	0
Anisozytose	%	(+)	0	+
Polychromasie	%	0	0	0
Basophile Gr. (absolut)	/µl	0	0	0
Eosinophile Gr. (absolut)	/µl	669	153	214
Stabkernige (absolut)	/µl	0	0	0
Segmentkernige (absolut)	/µl	4482	4196	3050
Lymphocyten (absolut)	/µl	19	2976	1926
Monocyten (absolut)	/µl	268	305	160
<b>Sonstige</b>				
Taurin	µmol/l	79,9	63,92	87,89
Vit. A	mg/l	0,14	0,17	0,13

Untersuchung "Sandra" III	Maß- einheit	08.03.13	29.07.13	06.11.13
Vit. H (Biotin)	pg/ml	304	100	188
Zink im Serum	g/l	401	235	487
<b>Gerinnung</b>				
Prothrombinzeit	sec	8,1	8,7	8,3
aPTT	sec	17,7	18,7	19,9
Fibrinogen	mg/dl	469	454	522
Thrombinzeit	sec	11,9	13,1	11,3

Tab. 38: Zusammenfassung der Blutwerte der wachen Großen Ameisenbärin „Sandra“ in den Jahren 2011-2013

Parameter "Sandra"	Einheit	<i>M</i>	<i>SD</i>	min.	max.	n
<b>Niere</b>						
Harnstoff-N	mg/dl	17,03	1,44	14	18,2	7
Kreatinin	mg/dl	1	0,18	0,8	1,2	6
Natrium	mmol/l	146,84	10,26	139	160	6
Kalium	mmol/l	6,7	2,16	4,2	9	6
anorg. Phosphat	mmol/l	1,54	0,26	1,3	2	6
<b>Leber</b>						
Gesamt-Bilirubin	mg/dl	0,14	0,06	0,1	0,25	7
ALT (GPT)	U/l	102,28	47,8	78	162	7
Alk. Phosphatase	U/l	8,4	4,8	1	15	6
γ-GT	U/l	171,86	90,73	100	340	7
AST (GOT)	U/l	80,11	27,73	52	113,5	7
GLDH	U/l	95,69	45,90	47,5	157	7
Gesamteiweiß	g/dl	7,23	0,64	6,6	8,2	6
Albumin im Serum	g/dl	2,88	0,36	2,47	3,5	7
<b>Pankreas</b>						
Glukose	mg/dl	51,5	9,57	43	65	4
α-Amylase	U/l	676,7	318,07	36	903	6
Lipase	U/l	174	326,7	23	840	6
Cholesterin	mg/dl	118,4	18,91	85	136	6
<b>Muskel</b>						
CK	U/l	144,5	54,07	91	230	6
LDH	U/l	486,84	511,56	77	1225	6
Calcium	mmol/l	2,3	0,17	2,1	2,6	6
Magnesium	mmol/l	0,78	0,12	0,7	1	6
Triglyceride gesamt	mg/dl	35,5	15,91	17	60	6
<b>Blutbild</b>						
Leukocyten	G/l	6,4	0,82	5,4	7,6	5
Erythrocyten	T/l	3,02	0,06	2,95	3,1	5
Hämoglobin	g/dl	16,36	0,38	16,1	16,9	5
Hämatokrit	%	45,6	1,52	44	48	5
MCV	fl	151,6	3,13	149	157	5
HbE	pg	54,4	0,89	53	55	5
MCHC	g/dl	35,8	1,64	33	37	5

Parameter "Sandra"	Einheit	<i>M</i>	<i>SD</i>	min.	max.	n
Thrombocyten	G/l	131,75	28,55	113	174	4
<b>Differenzial Blutbild</b>						
Basophile Gr.	%	0	0	0	0	7
Eosinophile Gr.	%	3,86	3,18	0	10	7
Stabkernige	%	0	0	0	0	7
Segmentkernige	%	53,43	25,40	0	81	7
Lymphocyten	%	27,71	11,67	14	40	7
Monocyten	%	2,71	1,38	0	4	7
atypische Zellen	%	0	0	0	0	7
Anisozytose	%			0	+	7
Polychromasie	%	0	0	0	0	7
Basophile Gr. (absolut)	/ $\mu$ l	0	0	0	0	5
Eosinophile Gr. (absolut)	/ $\mu$ l	317	203,85	153	669	5
Stabkernige (absolut)	/ $\mu$ l	0	0	0	0	5
Segmentkernige (absolut)	/ $\mu$ l	3738,8	596,06	3050	4482	5
Lymphocyten (absolut)	/ $\mu$ l	2118,2	648,28	1271	2976	5
Monocyten (absolut)	/ $\mu$ l	208,2	76,58	120	305	5
<b>Sonstige</b>						
Taurin	$\mu$ mol/l	70,31	13,14	55,9	87,89	5
Vit. A	mg/l	0,14	0,02	0,106	0,17	5
Vit. H (Biotin)	pg/ml	199,5	83,66	100	304	4
Zink im Serum	g/l	391,7	92,64	235	487	6
<b>Gerinnung</b>						
Prothrombinzeit	sec	11,04	4,57	8,1	20,1	6
aPTT	sec	51,9	63,74	17,7	180	6
Fibrinogen	mg/dl	365,7	144,64	178	522	6
Thrombinzeit	sec	16,7	6,17	11,3	26,1	6

### Ad 4.3 Kotbeschaffenheit und Gewichtsentwicklung im Zusammenhang mit der Futterumstellung

Tab. 39: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (*M*) bei der Großen Ameisenbärin „Alice“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2014

Datum	Alice Gewicht [kg]	Datum	Alice Kot <i>M</i>
03.03.2011	59		
30.03.2011	57,2	01.04.2011	4,2
29.04.2011	56,4	01.05.2011	4,2
03.06.2011	53,3	01.06.2011	3,5
24.06.2011	52,8	01.07.2011	3,4
20.07.2011	52,3	01.08.2011	4,5
24.08.2011	52,9	01.09.2011	
13.10.2011	50,5	01.10.2011	
09.11.2011	48,9	01.11.2011	3,5
09.12.2011	48,7	01.12.2011	3,5
11.01.2012	48,7	01.01.2012	4
21.02.2012	45,6	01.02.2012	3,6
14.03.2012	47,7	01.03.2012	
25.04.2012	47,9	01.04.2012	4
24.05.2012	44,9	01.05.2012	3,7
02.07.2012	47,3	01.06.2012	3
02.08.2012	47,7		
17.08.2012	48,1		
01.09.2012	48,1		
02.04.2013	50,4		
25.09.2013	50,7		
24.10.2013	51,2		
04.12.2013	48		
08.01.2014	46,6		
05.02.2014	47,3		

**Tab. 40: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (*M*) bei dem Großen Ameisenbären „Antebus“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2012 bis 2014**

<b>Datum</b>	<b>Antebus Gewicht [kg]</b>	<b>Datum</b>	<b>Antebus Kot <i>M</i></b>
14.03.2012	42,3		
11.04.2012	41,4		
24.05.2012	39,5	01.05.2012	3
01.06.2012		01.06.2012	4
02.07.2012	40,3		
02.08.2012	41		
17.08.2012	40,9		
01.09.2012	40,9		
02.04.2013	38		
25.09.2013	37,3		
24.10.2013	39,2		
10.11.2013	39,5		
04.12.2013	41,5		
08.01.2014	44		
05.02.2014	45,8		

**Tab. 41: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (*M*) bei der Großen Ameisenbärin „Bonita“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2014**

<b>Datum</b>	<b>Bonita Gewicht [kg]</b>	<b>Datum</b>	<b>Bonita Kot <i>M</i></b>
03.03.2011	51,8		
30.03.2011	49,8	01.04.2011	3,8
29.04.2011	51,9	01.05.2011	3,7
03.06.2011	53,3	01.06.2011	3,2
24.06.2011	50,7	01.07.2011	3
20.07.2011	49,8	01.08.2011	4
24.08.2011	49,4	01.09.2011	3,5
13.10.2011	49,4	01.10.2011	4
09.11.2011	50,4	01.11.2011	4
09.12.2011	48,3		
11.01.2012	48,7	01.01.2012	4
21.02.2012	49,3	01.02.2012	4
14.03.2012	49,7	01.03.2012	4
25.04.2012	48,8	01.04.2012	4
24.05.2012	47,3	01.05.2012	
02.07.2012	47,6	01.06.2012	3,5
02.08.2012	49,4		
01.09.2012	48,4		
11.09.2012	48,3		
27.02.2013	51,7		
02.04.2013	51,8		
25.09.2013	52,9		
24.10.2013	52,3		
04.12.2013	49,1		
08.01.2014	48,1		
05.02.2014	46,2		

**Tab. 42: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (M) bei der Großen Ameisenbärin „Chakira“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2014**

<b>Datum</b>	<b>Chakira</b>	<b>Datum</b>	<b>Chakira</b>
	<b>Gewicht [kg]</b>		<b>Kot M</b>
03.03.2011	58,7		
30.03.2011	56,2	01.04.2011	4
29.04.2011	56,4	01.05.2011	3,9
03.06.2011	54	01.06.2011	3,5
24.06.2011	54,3	01.07.2011	4,5
20.07.2011	53,5	01.08.2011	
24.08.2011	53,6	01.09.2011	
13.10.2011	55	01.10.2011	4
09.11.2011	56,3	01.11.2011	3,8
09.12.2011	53,9	01.12.2011	4
11.01.2012	53,7	01.01.2012	3,7
21.02.2012	53,8	01.02.2012	4
14.03.2012	55,2		
25.04.2012	53,5		
24.05.2012	52,1		
02.07.2012	53,5		
02.08.2012	53,5		
01.09.2012	48,4		
11.09.2012	54		
02.04.2013	60,4		
25.09.2013	59,7		
24.10.2013	58,3		
04.12.2013	56,5		
08.01.2014	55,8		
05.02.2014	56,2		

**Tab. 43: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (*M*) bei der Großen Ameisenbärin „Felizia“ im Zoo Dortmund im Jahr 2011**

Datum	Felizia Gewicht [kg]	Datum	Felizia Kot <i>M</i>
03.03.2011	60		
30.03.2011	60,9	01.04.2011	4,2
29.04.2011	58,5	01.05.2011	4
03.06.2011	59,5	01.06.2011	3

**Tab. 44: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (*M*) bei der Großen Ameisenbärin „Guapa“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2012**

Datum	Guapa Gewicht [kg]	Datum	Guapa Kot <i>M</i>
24.06.2011	9,1	01.07.2011	5
20.07.2011	12		
24.08.2011	17	01.09.2011	4,2
13.10.2011	24,5	01.10.2011	3,2
09.11.2011	28,2	01.11.2011	2,8
09.12.2011	32	01.12.2011	2,9
11.01.2012	35,1	01.01.2012	3,2
21.02.2012	38,1	01.02.2012	2,9
14.03.2012	39,7		
25.04.2012	42,6		
24.05.2012	42	01.06.2012	3
28.06.2012	43,6		
02.07.2012	43,5	01.07.2012	4,5

**Tab. 45: Gewichtsverlauf bei dem Großen Ameisenbären „Hektor“ im Zoo Dortmund im Jahr 2013**

Datum	Hektor Gewicht [kg]
25.09.2013	19,3
24.10.2013	22,5
04.12.2013	27,7

**Tab. 46: Gewichtsverlauf bei der Großen Ameisenbärin „Isabela“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2013 bis 2014**

Datum	Isabela
	Gewicht [kg]
25.09.2013	11,2
24.10.2013	14,4
04.12.2013	20,4
08.01.2014	25,3
05.02.2014	29,9

**Tab. 47: Gewichtsverlauf bei dem Großen Ameisenbären „Jorge“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2013 bis 2014**

Datum	Jorge
	Gewicht [kg]
25.09.2013	6,7
24.10.2013	9,3
08.11.2013	12,2
04.12.2013	15,6
08.01.2014	20,1
05.02.2014	24,5

**Tab. 48: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (*M*) bei der Großen Ameisenbärin „Mira“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2012**

Datum	Mira	Datum	Mira
	Gewicht [kg]		Kot <i>M</i>
03.03.2011	65		
30.03.2011	64,8	01.04.2011	4
29.04.2011	64,8	01.05.2011	3,6
14.06.2011	60,3	01.06.2011	3
01.07.2011		01.07.2011	2,9
01.08.2011		01.08.2011	2,7
01.09.2011		01.09.2011	3,8
01.10.2011		01.10.2011	4
01.11.2011		01.11.2011	4
01.12.2011		01.12.2011	3,7
01.01.2012		01.01.2012	3,7
31.01.2012	56,8	31.01.2012	2,5

**Tab. 49: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (*M*) bei dem Großen Ameisenbären „Mirek“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2014**

<b>Datum</b>	<b>Mirek</b>	<b>Datum</b>	<b>Mirek</b>
	<b>Gewicht [kg]</b>		<b>Kot <i>M</i></b>
03.03.2011	45,5		
30.03.2011	41,1		
29.04.2011	40,9		
14.06.2011	39,7		
01.12.2011		01.12.2011	3,5
01.01.2012		01.01.2012	3,4
01.02.2012		01.02.2012	3
01.03.2012		01.03.2012	3,1
01.04.2012		01.04.2012	3,6
01.05.2012		01.05.2012	3,7
24.05.2012	43,7	01.06.2012	4,1
02.07.2012	43,9	01.07.2012	3,5
02.08.2012	42,2		
01.09.2012	41,4		
11.09.2012	44,3		
27.02.2013	41,5		
02.04.2013	41		
25.09.2013	41,5		
24.10.2013	41,4		
04.12.2013	39,8		
08.01.2014	40		
05.02.2014	38,6		

**Tab. 50: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (*M*) bei der Großen Ameisenbärin „Nina“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2012**

<b>Datum</b>	<b>Nina</b>	<b>Datum</b>	<b>Nina</b>
	<b>Gewicht [kg]</b>		<b>Kot <i>M</i></b>
03.03.2011	60		
30.03.2011	55,5	01.04.2011	2,6
29.04.2011	52,6	01.05.2011	2,5
14.06.2011	50,2	01.06.2011	2,3
01.07.2011		01.07.2011	2,3
01.08.2011		01.08.2011	2,5
01.09.2011		01.09.2011	3,8
01.10.2011		01.10.2011	3,1
10.11.2011	45,3	01.11.2011	4,1
09.12.2011	51,1	01.12.2011	3,8
11.01.2012	49,5	01.01.2012	3,8
01.02.2012		01.02.2012	3,5

**Tab. 51: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (*M*) bei der Großen Ameisenbärin „Sandra“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2014**

<b>Datum</b>	<b>Sandra</b>	<b>Datum</b>	<b>Sandra</b>
	<b>Gewicht [kg]</b>		<b>Kot <i>M</i></b>
03.03.2011	65		
30.03.2011	62,1	01.04.2011	3,4
29.04.2011	61,5	01.05.2011	3,6
03.06.2011	59,2	01.06.2011	3,3
24.06.2011	59,9	01.07.2011	3,7
20.07.2011	59,2	01.08.2011	2,5
24.08.2011	59,2	01.09.2011	4
13.10.2011	58,9	01.10.2011	4,1
09.11.2011	60,3	01.11.2011	3,9
09.12.2011	57,3	01.12.2011	3,8
11.01.2012	55,5	01.01.2012	4
21.02.2012	55,3	01.02.2012	3,6
14.03.2012	55,9	01.03.2012	3,5
25.04.2012	55,4	01.04.2012	
24.05.2012	52,9	01.05.2012	
02.07.2012	58,5	01.07.2012	
02.08.2012	59,1	01.08.2012	
01.09.2012	60,3	01.09.2012	
11.09.2012	60,2	01.10.2012	
27.02.2013	63	01.03.2013	
02.04.2013	63,5	01.04.2013	
25.09.2013	63,6	01.10.2013	
24.10.2013	63,4	01.11.2013	
04.12.2013	62,1	01.12.2013	
08.01.2014	64,3	01.01.2014	
05.02.2014	62,8	01.02.2014	

**Tab. 52: Gewichtsverlauf und Kotbeurteilung (*M*) bei der Großen Ameisenbärin „Zenobia“ im Zoo Dortmund in den Jahren 2011 bis 2014**

Datum	Zenobia	Datum	Zenobia
	Gewicht [kg]		Kot <i>M</i>
03.03.2011	67		
30.03.2011	65,3	01.04.2011	3,6
29.04.2011	63,2	01.05.2011	3,5
03.06.2011	60,6	01.06.2011	3,6
24.06.2011	61	01.07.2011	3,3
20.07.2011	59,4	01.08.2011	3,8
24.08.2011	59,7	01.09.2011	4,1
13.10.2011	58,8	01.10.2011	3,9
09.11.2011	58,7	01.11.2011	4,2
09.12.2011	53,6	01.12.2011	4,5
11.01.2012	59,1	01.01.2012	4
21.02.2012	58,6	01.02.2012	
14.03.2012	58,5	01.03.2012	
25.04.2012	58,3	01.04.2012	4
24.05.2012	55,6	01.05.2012	4
02.07.2012	56,7	01.06.2012	3,5
02.08.2012	56,4		
17.08.2012	59,5		
01.09.2012	58		
11.09.2012	58,2		
27.02.2013	60,6		
25.09.2013	66,5		
24.10.2013	62,2		
04.12.2013	58,9		
08.01.2014	59,8		
05.02.2014	56,8		

**Die Ergebnisse dieser Studie wurden bereits als Manuskript bei der Zeitschrift „Der Zoologische Garten“ eingereicht:**

### **Veröffentlichungen**

Nowak, M. A., C. Osmann, H-J. Hackbarth u. G. Hilken (eingereicht): Medical Training ermöglicht narkosefreie klinische Untersuchungen bei Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla*, Linné, 1758) im Zoo Dortmund.

Nowak, M. A., C. Osmann, P. Krawinkel, H-J. Hackbarth u. G. Hilken (eingereicht): Narkosefreie Blutabnahme und Blutdiagnostik bei Großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla* Linné, 1758) im Zoo Dortmund

### **Posterpräsentation**

13. Forschungstag der Medizinischen Fakultät, Universitätsklinikum Essen (21. November 2014)

„Medical Training und klinische Diagnostik bei Großen Ameisenbären“

## 10. Danksagung

Mein herzlicher Dank gilt Prof. Dr. H. Hackbarth, Tierschutzzentrum der TiHo Hannover, für die Überlassung des interessanten Themas und seinen ausführlichen Korrekturen.

Ganz besonders bedanke ich mich bei apl. Prof. Dr. G. Hilken, Zentrales Tierlaboratorium des Universitätsklinikums Duisburg-Essen, für seine Unterstützung bei der Arbeitserstellung. Dafür, dass er immer Zeit, Geduld und ein gutes Wort für mich hatte.

Frau Dr. C. Osmann, Zootierärztin im Zoo Dortmund, danke ich für das Wissen, das sie mir über Große Ameisenbären und andere Zootierarten vermittelt hat, sowie für die spannenden Jahre an ihrer Seite.

Ich danke allen Mitarbeitern des Zoo Dortmund, die bei diesen Studien mitgewirkt haben. In diesem Zusammenhang gilt mein besonderer Dank Herrn Dr. F. Brandstätter (Zoodirektor), der die Durchführung der Untersuchungen ermöglichte. Ferner danke ich Frau I. Schappert (Stellvertretende Zoodirektorin), Herrn H.-J. Sill (Zooinspektor), Frau S. Zech (Zoologische Assistentin) und Herrn Dr. T. Schikora (Zoologischer Assistent). Ich danke auch Frau I. Offhaus (Leiterin des Südamerika-Reviere) und Frau P. Krause (Leiterin der Futterküche) und ihren Teams, die ebenfalls zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben.

Herrn Dr. M. Peters Fachtierarzt für Pathologie und Mikrobiologie beim Chemischen und Veterinäruntersuchungsamt Westfalen, danke ich für seine ausführlichen Erklärungen und Korrekturen zur anatomisch-pathologischen Untersuchungen bei Großen Ameisenbären.

Ein großes Dankeschön geht an Frau Dr. P. Krawinkel, Zootierärztin der ZOOM Erlebniswelt in Gelsenkirchen und Herrn R. Weiß für die wertvollen Anregungen und Hilfestellungen bei der Erstellung dieser Dissertation.

Frau E. Moog, der Mitarbeiterin des ZTL des Uniklinikums Essen danke ich für ihre große Mitwirkung bei der Diagrammerstellung und bei der Literaturbeschaffung.

Frau E. Schneider (Dezernat studentische und akademische Angelegenheiten der TiHo Hannover) danke ich für die freundliche Beantwortung meiner Fragen zur Anfertigung dieser Dissertation.

Meiner Kollegin Frau C. Olbertz danke ich für ihre Anregungen zum Thema „Futterumstellung bei Großen Ameisenbären“.

Meinem Freund David Reaves danke ich für die Korrektur der Summary.

Meiner Familie möchte ich für ihr Verständnis und ihren Beistand danken. Insbesondere bedanke ich mich bei meinen Schwiegereltern für ihre mentale Unterstützung während dieser Jahre. Meinem Ehemann, danke ich für seine Liebe und seinen Glauben an mich. Als letztes möchte ich meinem Vater danken, dass er für mich der beste Vater auf der Welt war.