

Bachelorarbeit

vorgelegt zur Erlangung des Grades eines Bachelor of Science
an der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät
der Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf

**„Parasitenbefall der Diamanttäubchen (*Geopella cuneata*) mit
intestinalen Protozoen während der Brut, als natürlicher
Stressfaktor.“**

**„The parasite infestation of diamond doves (*Geopella cuneata*) with intestinal
protozoa during breeding as a natural stress condition.“**

angefertigt von Lara Hermsen

Institut für Zellmorphologie, Zellbiologie und Parasitologie

Prof. Dr. Heinz Mehlhorn

Prof. Dr. Eckhard Lammert

Düsseldorf, im August 2014

Eidesstattliche Erklärung

Von Lara Hermsen, geboren am 07.04.1989 in Goch

Hiermit erkläre ich Eides statt, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig und ohne Benutzung anderer als der angegebenen Quellen als Hilfsmittel angefertigt habe. Die aus anderen Quellen direkt oder indirekt übernommenen Daten und Konzepte sind unter Angabe des Literaturverzeichnisses kenntlich gemacht. Bei den vorliegenden Bachelorarbeiten handelt es sich um in Wort und Schrift völlig übereinstimmende Exemplare.

Weiterhin erkläre ich, dass die digitalen Abbildungen nur die Originaldaten enthalten und in keinem Fall inhaltlich verändert wurden.

Erstgutachter ist:

Prof. Dr. Heinz Mehlhorn

als Zweitgutachter übernimmt:

Prof. Dr. Eckhard Lammert

Düsseldorf, den _____

(Unterschrift)

Danksagung

Ich bedanke mich bei Herrn Prof. Dr. Heinz Mehlhorn nicht nur für die Zusage als Betreuer meiner Arbeit und der Bereitstellung des Arbeitsplatzes und Materialien, sondern auch für diverse Hilfestellungen und Lösungsansätzen.

Frau Susanne Walter danke ich besonders neben der ebenfalls gute Betreuung, welche mehrere Diskussionen und Hilfestellungen beinhaltet, auch für das sehr angenehme und unvergessliche Arbeitsklima.

Bei Herrn Prof. Dr. Eckhard Lammert bedanke ich mich herzlich für die Übernahme als Zweitgutachter.

Mein besonderer Dank gilt dem Zoologischen Garten Wuppertal für die Bereitstellung ihrer Tiere und dem Arbeitsplatz. Ebenso danke ich Herrn Dipl.-Biol. André Stadler insbesondere für den Vorschlag meines Themas und den aufschlussreichen Lösungsansätzen bei diversen Problemen. Einen großen Dank schenke ich auch den Tierpflegern, die mir im Vogelhaus bei Problemen immer zur Seite standen, mir viele Fragen geduldig beantworteten und mich in meiner Arbeit sehr unterstützt haben.

Zuletzt möchte ich mich herzlich bei meinen Eltern Petra Hermsen-Holloh und Norbert Hermsen bedanken, die mich seit Beginn meines Studiums sehr unterstützen und bei meinen engsten Freunden, die mir während der Arbeit moralisch und mit viel Geduld zur Seite standen.

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung	1
1.1 Stressreaktion durch Glucocorticoide.....	1
1.2 Der endokrine Einfluss auf die Immunität.....	3
1.3 Parasitismus.....	4
1.4 Intestinale Protozoen.....	5
1.5 Diamanttäubchen (<i>Geopelia cuneata</i>).....	6
1.6 Parasitierung während der Brut.....	7
1.7 Blutabnahme mit Raubwanzen (<i>Dipetalogaster maxima</i>).....	8
1.8 Zielsetzung.....	9
2. Materialien und Methoden.....	10
2.1 Materialien.....	10
2.1.1 Chemikalien und Lösungsmittel.....	10
2.1.2 Geräte und andere Materialien.....	10
2.2 Tiere.....	10
2.2.1 Diamanttäubchen.....	10
2.3 Methoden.....	13
2.3.2 Kotuntersuchung mittels Flotationsverfahren	14
2.3.3 Blutprobengewinnung	15
3. Ergebnisse.....	17
3.1 Intensität der Parasitierung bei <i>Geopelia cuneata</i>	17
3.2 Bestimmung der Parasiten.....	19
3.3 Brutphasen des weiß-beringten Pärchen.....	19
3.4 Parasitierungsverlauf des weiß-beringten Pärchens.....	21
3.5 Brutphasen des rot-beringten Pärchen.....	22
3.6 Parasitierungsverlauf des rot-beringten Pärchens.....	24
4. Diskussion.....	26
4.1 Fehleranalyse.....	26
4.2 Parasitierungsverlauf	29
5. Zusammenfassung.....	33
6. Anhang.....	34
7. Literaturverzeichnis.....	37
8. Abkürzungsverzeichnis.....	42
9. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis.....	44

1. Einleitung

1.1 Stressreaktion durch Glucocorticoide

Wird das Gleichgewicht zwischen Umwelteinflüssen und der nicht speziellen Reaktion des Organismus (Homöostase) gestört, bedeutet dies Stress für den Organismus (Canon, 1929).

Der Begriff **Stress** lässt sich anhand von Stressoren und Stressreaktionen anschaulich erklären. Bei Stressoren handelt es sich meist um neue, bedrohliche oder starke Reize, mit denen ein Organismus konfrontiert wird (Buser et al. 2007). Dabei kann es sich beispielsweise um natürliche Stressfaktoren, wie u.a. eine neue Umgebung, Prädatoren oder die Brut handeln. Sie schädigen den Organismus, sobald die Homöostase gestört wird.

Die Stressreaktion ist die körperliche Antwort auf einen oder mehrere Stressoren, welche mit unterschiedlicher Intensität ausfallen kann (Buser et al. 2007).

Hierbei reagiert das endokrine System des Organismus mit der Ausschüttung von Stresshormonen. Entscheidend ist, ob es sich um Kurzzeitstress oder Langzeitstress handelt. Bei Kurzzeitstress (z.B. Schock durch Auftauchen eines Prädatoren) induziert das Stresshormon Adrenalin eine oder mehrere Reaktionen. Bei Langzeitstress reagieren die beiden „Stress-Axen“, SA und HPA mit der Sekretion von Catecholaminen und Glucocorticoiden (Cortisol) (Palme et al. 2005). Vögel synthetisieren, anstelle des Cortisols, in erster Linie das chemisch quasi identische Corticosterol (Schoech et al. 2009). Diese unterscheiden sich in einer zusätzlichen OH-Gruppe beim Cortisol (**Abb. 1.1.1**). Beide zählen zu den Glucocorticoiden, einer Gruppe der Steroidhormone und werden in der Nebennierenrinde synthetisiert.

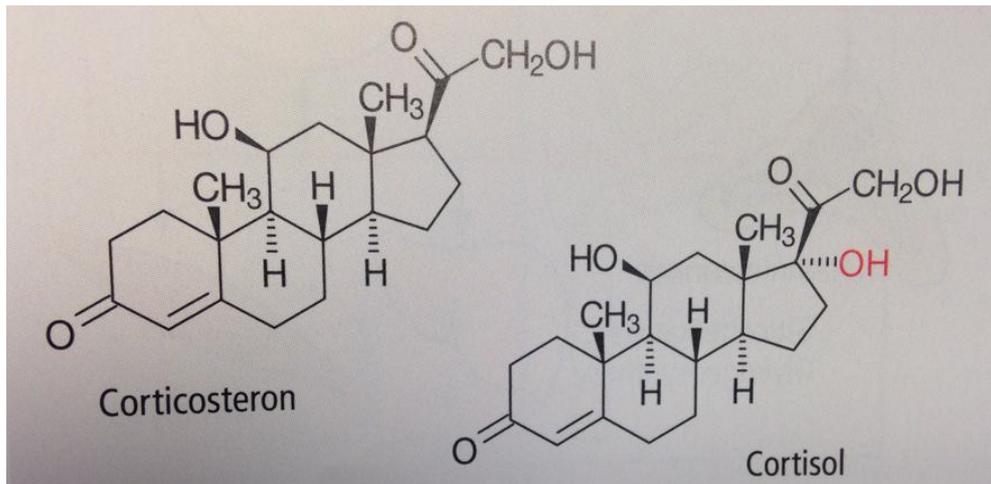


Abb. 1.1.1: Chemische Struktur der Glucocorticoide Corticosteron (Vögel) und Cortisol (Mutschler et al. 2007)

Dem **Cortisol** werden zwei wichtige Aufgabenbereiche zugeschrieben. Zum einen wirkt es über spezielle zytoplasmatische Rezeptoren auf den Stoffwechsel. So kann in einer Notsituation über den Kohlenhydrat-, Protein-, und Fettstoffwechsel schnell Energie gewonnen werden, um Herz und Gehirn zu versorgen (Mutschler et al. 2007).

Zum anderen wirkt Cortisol hemmend auf Entzündungen und Immunabwehr. Hierbei werden die Freisetzung proteolytischer Enzyme, z.B. Histamin, bei der unspezifischen Abwehr und die Antikörpersynthese der spezifischen Abwehr gehemmt (Mutschler et al. 2007).

Bei einer **Stressreaktion** wird das Hormon ACTH durch das im Hypothalamus gebildete CRH freigesetzt. ACTH gelangt aus dem HVL in die Blutbahn zur Nebennierenrinde. Dort bindet es an G-Protein - gekoppelte Rezeptoren und leitet so die Synthese des Cortisols ein. Da Cortisol nicht in gespeicherter Form vorliegt (Adler et al. 2011), gelangt das neu synthetisierte Cortisol direkt in die Blutbahn. Über diese gelangt das vorhandene Cortisol zu den entsprechenden Geweben und Organen. Lediglich 5-10% des im Plasma vorkommenden Cortisols liegt ungebunden vor und kann an spezielle intrazelluläre Rezeptoren binden. (Adler et al. 2011). Eine solche Stressreaktion durch erhöhte Cortisol-Synthese wurde z.B. beim Auftreten eines Prädators gemessen (Schoech et al. 2009).

Das Cortisol dient auch gleichzeitig zusammen mit dem im Blut zirkulierendem ACTH als negative Rückkopplung, indem sie durch Bindung an Rezeptoren im Hypothalamus und Hypophyse die Synthese des Cortisols stoppen (Adler et al. 2011).

Eine solche endokrine Reaktion eines Organismus auf einen Stressor sorgt für die Wiederherstellung des körperlichen Gleichgewichts (Adler et al. 2011).

1.2 Der endokrine Einfluss auf die Immunität

Das endokrine System steht mit dem Immunsystem über eine Vielzahl an Hormonen in Kontakt. So beeinflussen Hormone des HVL und der Nebenniere (z.B. Cortisol/Corticosterol) das Immunsystem, in Folge einer Stress-Antwort, indem Leukozyten und akzessorische Zellen neuroendokrine Reize empfangen (Ader et al. 1990). Schon mehrere Experimente beschäftigten sich mit der Hypothese, dass sich Langzeit-Stress negativ auf die Immunität auswirkt, indem er in einigen organischen Systemen immunsuppressiv wirkt (Jezysek, 2012). Als Beispiel hemmte bei Zebrafinken (*Taeniopygia guttata*) eine hohe Konzentration von Corticosterol die Antikörper-Antwort auf Tetanus (Roberts et al. 2007). Allerdings zeigte dieses Experiment auch, dass Corticosterol in hoher Konzentration einen positiven Einfluss auf die zellvermittelte Immunantwort hat (Roberts et al. 2007).

Aber auch **Geschlechtshormone** wirken auf die Immunität, indem sie sowohl die Lymphozytenzahl im Thymus und anderen lymphatischen Systemen, als auch die T-Zell-Antwort beeinflussen (Jezysek, 2012). Östrogene und Progesterone, die weiblichen Geschlechtshormone, verbessern die humorale Immunität, speziell die B-Zell-Reifung und wirken gleichzeitig immunsuppressiv auf die zellvermittelte Antwort (Jezysek, 2012). Das gonadale Steroidhormon der Männchen, das Testosteron, inhibiert dagegen die humorale und zellvermittelte Immunabwehr (Duffy et al. 2000). Auch besitzen Organe für die Immunantwort spezielle Rezeptoren, an die gonadale Steroidhormone binden können (Roberts et al. 2004). Beispielsweise in europäischen Starlingen (*Sturnus vulgaris*) zeigte das Testosteron, in hoher Konzentration, einen negativen Einfluss auf die IgG-Antwort zur Bekämpfung von Antigenen (Duffy et al. 2000). In weiteren in-vitro-Tests wurde klar, dass Testosteron die Proliferation der T-Zellen und eine unterdrückte Antikörperfreilassung der B-Zellen auf zellulärer Ebene auslöst (Roberts et al. 2004). Durch die negative Einwirkung auf das Immunsystem, infizieren sich die männlichen Organismen häufiger mit Parasiten und zeigen einen erhöhten Parasitenbefall während der Paarungszeit (Alexander & Stimson, 1988), da bei den Weibchen eine deutlich niedrigere Konzentration in den Ovarien synthetisiert wird (Roberts et al. 2004). Weibliche Organismen besitzen somit, durch die

1. Einleitung

nicht-immunsuppressive humorale Antwort, einen immunologischen Vorteil gegenüber den Männlichen (Jezyschek, 2012).

Ebenso ist der Einfluss des „parentale Hormon“ **Prolactin** auf die Immunität von Bedeutung. Prolactin löst bei einem Vogelpaar Brutverhalten und elterliche Fürsorge aus und wird im Laufe der Brut vermehrt synthetisiert (Angelier & Chastel, 2009). Es wirkt sich positiv auf die Immunabwehr aus, denn Prolactin stimuliert die Lymphozytenproliferation und -aktivität, sowie die Immunglobulin-Synthese (Brand et al. 2004).

1.3 Parasitismus

Beim Parasitismus besteht eine Beziehung zwischen zwei unterschiedlichen Arten, in der der eine Partner, der Parasit, auf Kosten des anderen Partners, dem Wirt, lebt und diesen zusätzlich pathogen infizieren kann. Diese differenzieren sich meist in ihrer Größe (Mehlhorn & Piekarski, 1998a). Der kleinere Organismus, der Parasit befällt den größeren Organismus, den Wirt (Mehlhorn & Piekarski, 1998a).

Der Parasit ist auf den Wirt angewiesen, da er ihn zum Nahrungserwerb, Vermehrung und Entwicklung benötigt. Der Wirt ist hingegen ohne den Parasiten lebensfähig und bezieht in einer solchen Beziehung eher einen Nachteil, der teilweise auch zum Tod des Wirts führen kann (Frank, 1976a). In den meisten Fällen schwächt ein Parasit seinen Wirt über längere Zeit und greift durch zusätzliche pathogene Infektionen seinen Körper an (Frank, 1976a). Der Wirt versucht durch seine körpereigene Abwehr dem entgegenzuwirken. Somit besteht eine Wechselbeziehung zwischen Parasit und Wirt, die sich durch ständige Adaption zugunsten des einem oder des anderen auszeichnet (Frank, 1976a).

Als Immunreaktion des Wirtsorganismus werden die Parasiten als Fremdkörper (Antigene) identifiziert und zur Bekämpfung spezifische Proteine (Antikörper) gebildet (Frank, 1976a).

Wird die Immunabwehr eines Organismus auf Grund eines natürlichen Stressfaktors geschwächt, kann eine verstärkte Parasitierung ausgelöst werden (Mehlhorn & Piekarski, 1998a).

1.4 Intestinale Protozoen

Bei intestinalen Protozoen handelt es sich um eukaryontischen Einzeller, in denen alle Stoffwechsel- und Vermehrungsvorgänge in einer Zelle ablaufen (Frank, 1976b). Zu ihnen zählt der Stamm der Sporozoa (Apicomplexa) (Frank, 1976b). Sie bilden hochinfektiöse Sporen, in Form von Oozysten aus, welche bis zu einem Jahr in der Umgebung überlebensfähig sein können und einen Wirt über orale Aufnahme infizieren kann (Mehlhorn & Piekarski, 1998b).

Eine weitverbreitete Unterklasse umfasst die Kokzidien (Coccidia), welche ein breites Wirtsspektrum aufweisen (Krautwald-Junghanns et al. 2009). Gerade bei jungen Vögeln und Säugetieren lösen sie die Infektionskrankheit „Kokzidiose“ aus, welche zu schlimmer Diarrhöe und gegebenenfalls zum Tod führen kann (Krautwald-Junghanns et al. 2009; Mehlhorn & Piekarski, 1998b).

Unter der Ordnung der Coccidia ist wohl die Gattung *Eimeria* der Familie Eimeriidae eine der artenreichsten (Mehlhorn et al. 1993b). Sie schließt mehr als 800 Arten ein. Diese intrazellulären Parasiten entwickeln sich auf direktem Wege, d.h. sie benötigen für ihren Entwicklungszyklus nur einen Wirt und sind sehr wirtsspezifisch (Mehlhorn et al. 1993b). Eimeriidae-Arten der Taube sind beispielsweise nicht auf Kaninchen übertragbar.

Neben dieser Gattung sind die *Isospora* spp. bei vielen Vogelarten verbreitet. Charakteristische Arten der *Eimeria* der Taube sind unter anderem *E. labbeana* und *E. columbarum* (Krautwald-Junghanns et al. 2009; Mehlhorn et al. 1993b). Viele wilde Taubenarten haben eine chronische Infektion, ohne klinische Symptome (Dolnik, 2006; Krautwald-Junghanns et al. 2009).

Der Lebenszyklus der *Isospora* spp. und *Eimeria* spp. ist sehr komplex. Sie entwickeln sich in einem Generationswechsel mit den drei Phasen: **Schizogonie** (ungeschlechtliche Zufallsteilung), **Gamogonie** (geschlechtliche Entwicklung) und der ungeschlechtlichen **Sporogonie** (Mehlhorn & Piekarski, 1998b).

Nach der oralen Aufnahme infektiöser Oozysten, gelangen diese in den Darmtrakt des Wirtes. In den Oozysten befinden sich Sporozoiten, welche im Dünndarm, nach Auflösung der stabilen Außenwand, die Epithelzellen des Darmabschnitts befallen. Dort schließen sie sich in parasitophore Vakuolen ein und ernähren sich von den Zellen des Wirts (Mehlhorn & Piekarski, 1998b). Sie entwickeln sich dort durch die Schizogonie zu Merozoiten. Die

1. Einleitung

Schizogonie kann durch die zufällige Kernteilung zu einer hohen Befallsrate führen. Bei der letzten Kernteilung werden die Merozoiten gebildet. Sie lösen sich von dem Schizonten und befallen weitere Epithelzellen (Mehlhorn & Piekarski, 1998b).

Die erste Generation entwickelt sich zu großen, aber wenigen Makromerozoiten, welche in der geschlechtlichen Gamogonie zu Makrogameten heranwachsen. Aus der Schizogonie entstehen mehrere Generationen. So verweilen andere Merozoiten weiterhin als Schizonten und andere, der zweiten Generation befallen ebenfalls weitere Darmepithelzellen, um sich dort zu vielen, kleinen Mikrozoiten zu entwickeln (Frank, 1976c).

In der darauf folgenden Gamogonie differenzieren sich diese zu Mikrogameten. Sie sind begeißelt und bewegen sich zu den Makrogameten, da die Differenzierung beider Geschlechter in unterschiedlichen Zellen abläuft. Ein Mikrogamont befruchtet einen Makrogamont, die darauf entstehende Zygote verstärkt ihre Außenwand und wird so zu einer Oozyste (Mehlhorn & Piekarski, 1998b). Diese resistenten Dauerstadien werden zusammen mit dem Kot des Wirts in bestimmten Rhythmen ausgeschieden.

In der Außenwelt durchläuft der Parasit eine weitere Entwicklungsphase, die ungeschlechtliche Sporogonie. Hierbei entstehen in der Oozyste zwei infektiöse Sporocysten mit vier Sporozoiten (*Isospora* spp.) oder bei *Eimeria* spp. vier Sporocysten mit zwei Sporozoiten, wodurch die beiden Gattungen zu unterscheiden sind.

Der Parasit durchläuft einen neuen Entwicklungszyklus, indem eine Oozyste nach der Sporogonie von einem anderen Wirt der gleichen Art aufgenommen wird (Frank, 1976c).

1.5 Diamanttäubchen (*Geopelia cuneata*)

Das Diamanttäubchen zählt zu der zweit-kleinsten Taubenart weltweit. Ihr Lebensraum befindet sich im zentralen und westlichen Teil Australiens, wo sie unter extremen Temperatureinflüssen lebt (Schleucher et al. 1991). Die Morphologie ist bei beiden Geschlechtern sehr ähnlich. Die Täuber unterscheiden sich jedoch durch ihren stärker ausgeprägten roten Augenring und meist hellerem Federkleid von der Täubin.

Nach etwa einem Lebensjahr sind die Tauben geschlechtsreif und finden sich zur Brut als Paar zusammen. Da es sich bei Diamanttäubchen um monogame Vögel handelt, bleibt ein Brutpaar ein Leben lang zusammen, so fern keine äußeren Einflüsse dies verhindern (Sou-

1. Einleitung

cek, 2006).

Die Partnerbildung geht mit dem Balztanz einher. Wurde, nach erfolgreicher Balz, die Kopulation erfolgreich abgeschlossen, beginnt das Pärchen an einer sicheren Stelle mit dem Nestbau. Die Täubin legt nach ca. 3-5 Tage ein Ei, welches von beiden Partnern abwechselnd bebrütet wird. Handelt es sich dabei um ein älteres Pärchen, legt die Täubin in der Regel zwei Eier. Die Küken schlüpfen dann nach ca. 12-13 Tagen und verlassen nach weiteren 10-14 Tagen das Nest (Soucek, 2006).



Abb. 1.5: links: Täubin mit Jungtier; rechts: brütender rot-beringter Täufer

1.6 Parasitierung während der Brut

Eine Brutphase bei Vögeln zählt neben u.a. der Balz, Kopulation und Nahrungssuche zu den natürlichen Stressfaktoren eines Organismus. Wie bei negativen Stresssituationen steigen auch hier u.a. die Stresshormone ACTH, Glucocorticoide, Catecholamine und Prolactin (Möstl & Palme, 2002). Glucocorticoide, Prolactin sowie die Geschlechtshormone Testosteron und Östrogen beeinflussen in erhöhter Konzentration die Immunantwort und somit auch die Intensität der Parasitierung.

Es fand sich ein kleiner Zusammenhang zwischen dem erhöhten Level des Prolactin und der Corticosterol induzierten Stress-Antwort (Schmid et al. 2011). Das Wachstumshormon Prolactin spielt eine wichtige Rolle in der Brutphase der Vögel. Es induziert bei Vogeleltern das Brutverhalten und beeinflusst die Eiablage. Da hohe Prolactin Konzentrationen einen positiven Effekt auf die Immunität ausüben, ist anzunehmen, dass sie einen antagonistischen Einfluss auf die immunologische Corticosterol-Antwort besitzen. Somit wäre die elterliche Fürsorge eine Art Prolactin-Antwort auf diesen natürlichen Stressfaktor (Schmid et al. 2011).

Vorherige Studien untersuchten bereits den Einfluss der Brut auf die Parasitierung bei Diamanttäubchen. In beiden Arbeiten hat sich eine erhöhte Parasitierung während einer Brutphase im Vergleich zu nicht brütenden Diamanttäubchen herausgestellt (Hübner, 2013; Jezyschek, 2012). Es konnten jedoch keine Blutuntersuchungen durchgeführt werden, um den Hormonspiegel für einen direkten Vergleich messen zu können.

1.7 Blutabnahme mit Raubwanzen (*Dipetalogaster maxima*)

Eine Blutabnahme ist für viele wichtige Parameterbestimmungen unerlässlich. Bei Tieren erweist sich diese jedoch oft als schwierig, da es eine enorme Stresssituation für die Tiere ist (Stadler et al. 2011). Kleine Tiere müssen fixiert und große Tiere meist sediert werden, ebenso ist das Verletzungsrisiko für Mensch und Tier sehr hoch (Stadler & Schaub, 2009). Zusätzlich können diese Faktoren die Parameter des Blutes beeinflussen (Stadler et al. 2011). Als gute Alternative erwiesen sich die *Triatominae*, der Familie der Reduviidae mit ca. 140 Arten (Schofield & Galvão, 2009). Speziell die Art *Dipetalogaster maxima*, auch die „lebende Spritze“ genannt (Stadler et al. 2011) wurde erstmals in einem Zoo zur Blutabnahme bei Zootieren eingesetzt.

Diese Art hat ihren Lebensraum in Mexico und ist die größte *Triatominae* sp. (Stadler et al. 2011). Sie durchleben fünf Larvestadien (Schaub, 2008) und haben eine Generationszeit von 5-6 Monaten (Stadler et al. 2011). Diese Wanzen besitzen ein breites Wirtsspektrum, da sie Vögel, Säugetiere und Reptilien befallen. Obwohl viele *Triatominae* spp. nachtaktiv sind, saugen diese Wanzen, angetrieben von gasförmigen CO₂ und Schweiß, auch tagsüber (Stadler et al. 2011).

Mit Hilfe eines sehr feinen Rüssels dringen sie durch die Haut des Wirtes in eine Vene ein und ernähren sich von dessen Blut (Stadler & Schaub, 2009). Der Biss ist schmerzlos und bleibt meistens unbemerkt (Stadler et al. 2011).

Im Labor werden *D. maxima* unter bestimmten Bedingungen in Kolonien gezüchtet. Ein Nachteil ist ihre längere Generationszeit, weshalb häufig Nymphen des 2. und 3. Stadiums eingesetzt werden (Stadler et al. 2011). Diese sind zwischen 11,5 und 15 mm groß können schon 3-6 Wochen nach der ersten Häutung eingesetzt werden (Stadler et al. 2011). Die Blutentnahme dauert zwischen 5-50 Minuten (Stadler et al. 2011), wobei sie schon nach ca. 2-12 Minuten um die 100 µl Blut aufnehmen können (Voigt et al. 2005). Die Blutent-

1. Einleitung

nahme aus der Wanze geschieht über Punktion des Abdomens und anschließender Zentrifugation des Blutes. Diese Methode erweist sich als großer Vorteil, gegenüber herkömmlichen Methoden und wird immer häufiger in Zoos (Stadler & Schaub, 2009) und im Labor eingesetzt.

Bei dieser Arbeit dient diese Blutabnahme zur Konzentrationsbestimmung bestimmter Hormone, u.a. Corticosterol. Dabei ist zu berücksichtigen, dass die Corticosterol Konzentration je nach Tageszeit variiert. Sie unterliegt einem circadianen Rhythmus, sodass morgens die Konzentration im Blut ihren Maximalwert aufweist und im Laufe des Tages abnimmt.

1.8 Zielsetzung

Vorherige Arbeiten beschäftigten sich schon mit der Frage, in wie fern die Brut als natürlicher Stressfaktor den Parasitenbefall bei Diamanttäubchen beeinflusst (Hübner, 2013; Jezyschek, 2012). Es wurden Kotproben gesammelt und ausgewertet, jedoch ist das Ergebnis noch nicht aussagekräftig. Zudem ist noch nicht eindeutig zu sagen, ob der Stress während der Brut das Immunsystem schwächt und somit eine erhöhte Parasitierung auslöst. Da vorher jeglicher Versuch der Blutabnahme mit Hilfe von Raubwanzen gescheitert ist, soll dies in der vorliegenden Arbeit erneut versucht werden. Ebenso soll während der Brutphasen der Kot gesammelt und auf die Parasitierung untersucht werden, um weitere Ergebnisse zu erzielen.

2. Materialien und Methoden

In der Voliere stehen zwei große Bambusbäume, in denen die Diamanttäubchen ihre Nester bauen, sowie ein Baum mit langen Ästen, welcher als Sitzflächen der Vögel genutzt wird. Der Boden ist mit Sand ausgestreut und enthält eine kleine Wasserstelle (Abb. 2.2.1 A).



Abb. 2.2.1 A: Vogelvoliere der Diamanttäubchen im Zoologischen Garten Wuppertal aus Besuchersicht. Links und Rechts: Bambus; links: Baum mit Ästen; unten rechts: Wasserstelle; Nester sind markiert und mit Buchstaben (A-D) gekennzeichnet

Die Tiere wurden jeden Morgen zwischen 9-10 Uhr gefüttert und die Voliere gründlich gesäubert. Das Futter bestand aus Wildsamen, Hirsemischung, Insektenlarven, kleingeschnittenem Salat und Obst. Diese wurden in separaten Schälchen auf dem Boden neben der Volierentür platziert. Das Körnerfutter wurde nachmittags noch einmal aufgefüllt. Zusätzlich verteilten die Tierpfleger täglich Kokosfasern zur Verarbeitung beim Nestbau der Vögel.

Die vorliegende Arbeit begann mit einer Beobachtungsphase der Diamanttäubchen. Diese diente dazu einen groben Überblick in der Voliere zu bekommen und Paare auszuwählen. Durch die Beobachtung stellte sich heraus, dass ein Paar bereits beringt wurde. Das Weibchen trug einen weißen Ring am rechten Fuß, das Männchen einen weißen Ring am linken Fuß. Somit ließen sie sich leicht unterscheiden.

Das andere Paar wurde gewählt, da das Männchen schon einen roten Ring besaß und seine Partnerin am Brüten war. Durch das Einfangen des Weibchens, konnte ihr ebenfalls ein roter Ring um ihr linkes Bein gelegt werden.

Die beiden Paare dienen ebenfalls als Kontroll-Tiere, da deren Kotproben auch während

2. Materialien und Methoden

einer Brutpause gesammelt wurden und somit mit dem Kot während der Brutphase zu vergleichen ist.

Ab dem 54. Versuchstag wurden die beiden Paare jeweils separat in einem Käfig gehalten (**Abb. 2.2.1 B & C**), um die Probengewinnung zu erleichtern. Sie wurden, wie in der Voliere, mit Sand ausgestreut und mit Ästen und Kokosfasern ausgestattet. Zusätzlich wurde ein künstliches Nest zur Verfügung gestellt.



Abb. 2.2.1 B: Taubenpärchen mit weißem Ring im separatem Käfig und neuer Umgebung



Abb. 2.2.1 C: Rot-beringtes Pärchen im separatem Käfig und neuer Umgebung

2.3 Methoden

2.3.1 Kotprobengewinnung

Die Sammlung der Fäzesproben von zwei Diamanttäubchen-Paaren fand in dem Zeitraum 31.03.-23.06.2014 statt, wobei diese einen Monat unterbrochen werden musste. Es wurden insgesamt 110 Sammelkotproben gesammelt und untersucht. Da das Gewicht der verschiedenen Sammelproben oft große Differenzen aufwies (s.u. **Tab. 3.1 A**), wurde die Kokzidienanzahl pro Gramm Kot errechnet.

Die Probensammlung lässt sich noch einmal unterteilen. Vom 31.03.-16.05.2014 wurde der Fäzes im Wuppertaler Zoo aus einer Voliere gesammelt. Die Kokzidienstadien werden in unterschiedlichen Zyklen ausgeschieden, folglich befinden sich diese nicht in jeder Kotprobe (Hübner, 2013). Deshalb wurden in jeder Woche an zwei bis drei Tagen zwischen 9:30-16 Uhr verschiedene Fäzesproben in 1,5ml Eppendorfgefäße gesammelt und abends bei -18°C dunkel gelagert.

2. Materialien und Methoden

Erfolgte die Defäkation der Vögel direkt am Boden, konnte der Fäzes leicht dem jeweiligen Tier zugeordnet werden. Dieser sollte zügig eingesammelt werden, damit er nicht zertrampelt wurde. Allerdings erwies sich die Zuordnung der Defäkation von einem Ast als schwierig, da der Boden nach der morgendlichen Reinigung relativ schnell wieder mit Kothäufchen übersät war. Zur Hilfe wurde ein Kot-Lot verwendet (Hübner, 2013; Jezyschek, 2012). Es handelt sich dabei um einen Wollfaden mit einem Gewicht. Um das richtige Kothäufchen identifizieren zu können, wurde der Anfang des Fadens an die Stelle am Ast gehalten, auf der der Vogel während der Defäkation saß. Das Gewicht zeigte so im besten Fall direkt auf den abgesetzten Fäzes (Jezyschek, 2012).

Die zwei Paare wurden ab dem 16.05.2014 separiert, um die Kotprobensammlung zu erleichtern. Somit konnte eine größere Sammlung an Kot erzielt werden.

In den darauffolgenden Tabellen (s.u.: **Tab. 3.1 A & 3.1 B**) ist eine Übersicht der gesammelten Kotproben aller vier untersuchten Diamanttäubchen, abzüglich des Eppendorfgefäß-Gewicht (Leergewicht = 1,08 g). Vom ersten bis zum 45. Versuchstag lagen die Probengewichte meistens zwischen 0,3-0,5 g. Ab dem 54. Versuchstag lagen die Gewichte zwischen 0,7-1,8 g. Diese hohe Differenz kommt daher, dass die Proben, ab dem 54. Versuchstag an, nicht mehr in der Voliere gesammelt wurden, sondern die Tauben in separaten Käfigen gehalten wurden. Die Zuordnung der Proben war erleichtert und mehrere Kotbällchen konnten gesammelt werden. Hierbei ist jedoch zu berücksichtigen, dass die Proben teilweise mit Sand und Futterkörner verunreinigt waren (Hübner, 2013).

Von dem rot-beringten Männchen konnte in der Voliere kaum Proben gesammelt werden, da dieser tagsüber das Nest nicht verließ.

2.3.2 Kotuntersuchung mittels Flotationsverfahren

Mit dieser Methode ließen sich die Kokzidienstadien gut identifizieren, da die leichten Stadien in einer schweren Lösung aus Natriumchlorid aufstiegen und sich so leicht, durch der Überführung mittels einer Drahtöse, mikroskopisch erfassen ließen (Mehlhorn et al. 1993a).

Zur Untersuchung der Sammelkotproben mittels Flotation wurden die Proben zuerst in ihrem Eppendorfgefäß gewogen und das Gewicht abzüglich des Eppendorfgefäß-Gewichtes

2. Materialien und Methoden

notiert. Der Fäzes wurde anschließend in 5 ml Falcontubes überführt. Eventuell wurde der getrocknete Fäzes in einem Tropfen Wasser gelöst, um das Herauslösen der Parasitenstadien während der Zentrifugation zu erleichtern. Daraufhin wurden die Falcontubes mit Natriumchlorid aufgefüllt, geschüttelt und bei 3500 G 7 Minuten zentrifugiert.

Die Kokzidienstadien befanden sich an der Oberfläche des Überstandes (Mehlhorn et al. 1993a). Mit Hilfe einer Drahtöse konnte so ein Tropfen entnommen und mikroskopiert werden (**Abb. 2.3.2**) (Mehlhorn et al. 1993a). Mögliche Oozystenstadien wurden über literarische Abbildungen bestimmt.

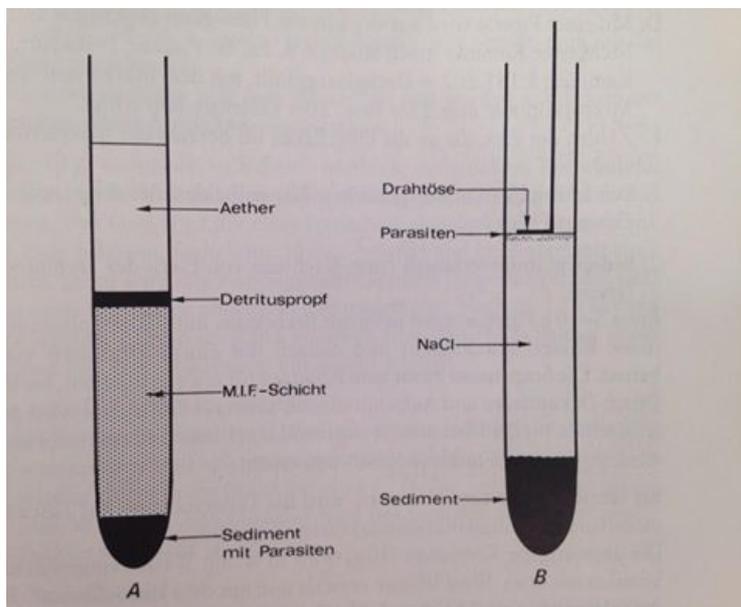


Abb. 2.3.2: Schichtung nach dem Flotationsverfahren (Mehlhorn et al. 1993a)

2.3.3 Blutprobengewinnung

Für die Blutabnahme wurden die zwei Taubenpärchen hauptsächlich separiert. Um mit Hilfe der Raubwanzen den Vögeln Blut entnehmen zu können, wurden spezielle Ei-Dummies gebaut (Jezyschek, 2012). In denen wurden die Wanzen gesetzt und die Ei-Dummies passend in einem Vogelnest platziert. Die Wanze hätte sich so, durch eine netzartige Öffnung, von dem Vogel ernähren können. Es wurden Larven im 3. Nymphstadium eingesetzt, da bei einer Blutentnahme 190 µl Blut gewonnen werden konnte (Becker et al. 2005). Ebenso dienten angefertigte Stofftäschchen als Hilfe (**Abb. 2.3.3**).



Abb. 2.3.3: zeigt oben und mittig: selbst hergestellten Ei-Dummies; links: Stoffsäcken; mittig: elastische Pinzette

Die künstlichen Nester wurden in den Käfigen so befestigt, dass ein leichtes Handhaben gewährleistet war. Die, in einem Labor der Universität Bochum gezüchteten *D. maxima* waren weder völlig ausgehungert, noch übermäßig gesättigt.

Da die Ei-Dummies zu groß erschienen, wurden die Wanzen mit Hilfe eine speziellen Pinzette (**Abb. 2.3.3**) in die Stoffsäckchen gesetzt und diese seitlich neben dem brütenden Vogel im Nest platziert. Eine flachere Variante der Ei-Dummies kam ebenfalls zum Einsatz (**Abb. 2.3.3**; Mitte).

In einem Zeitraum von 25-120 Minuten befanden sich die Wanzen, unter den obengenannten Umständen, unter Beobachtung mit dem brütenden Vogel im Nest. Trotz häufiger Wiederholungen und mehrfachen Ausprobieren anderer Möglichkeiten konnten keine Blutproben gewonnen werden. Nach drei Tagen schlüpfen die Küken, sodass ein weiterer Versuch ein zu hohes Risiko für die Küken mit sich gebracht hätte.

3. Ergebnisse

3.1 Intensität der Parasitierung bei *Geopelia cuneata*

Alle gesammelten Kotproben wurde mittels des Flotationsverfahren auf den Befall und Intensität intestinaler Protozoen mikroskopisch untersucht, das Ergebnis notiert und tabellarisch dargestellt (**Tab. 3.1 A**).

Tabelle 3.1 A: Gewichte der Kotproben und Intensität der Parasitierung aller untersuchten Diamanttäubchen

Versuchstage	Täubin weiß		Täuber weiß		Täubin rot		Täuber rot	
	Kotproben-gewicht [g]	Kokzi-dien-anzahl	Kotpro-ben-ge-wicht [g]	Kokzi-dien-anzahl	Kotpro-ben-ge-wicht [g]	Kokzi-dien-anzahl	Kotpro-ben-ge-wicht [g]	Kokzi-dien-anzahl
1	0,5	0	0,19	0	-	-	0,97	3
2	0,64	8	-	-	0,33	12	0,4	10
5	-	-	0,17	2	-	-	0,3	2
8	0,95	0	0,2	0	-	-	-	-
9	0,43	4	0,67	0	0,19	0	-	-
10	0,39	3	0,17	0	0,18	0	-	-
16	0,3	0	-	-	0,21	1	-	-
17	0,38	2	0,16	0	-	-	-	-
43	0,39	2	-	-	0,66	0	-	-
45	-	-	0,14	0	0,18	0	-	-
54	0,73	21	0,41	15	0,8	16	0,5	7
56	1	5	0,9	14	1,04	20	0,48	4
57	0,53	6	0,95	0	0,46	40	-	-
57-58	-	-	-	-	0,97	22	0,48	4
58	0,54	0	0,58	0	-	-	-	-
65	1,01	0	0,33	0	1,44	0	0,82	0
66	1,01	0	0,44	2	-	-	1,09	9
67	1,38	1	1,29	0	-	-	1,2	4
68	-	-	-	-	0,79	4	-	-
69	0,78; 1,14	1;13	0,39	0	-	-	0,27	29
72	1,19	0	0,84	0	0,82	0	1,98	0
73	0,53	0	0,41	0	0,97	0	1,67	0

3. Ergebnisse

74	1,45	0	0,46	2 ?	1,58	3	-	-
75	1,28	0	0,47	6	-	-	-	-
77/78	0,75	0	0,58	0	0,66; 1,44	20; 1	1,03; 0,85	9; 5
78	1,98; 1,73	4; 0	0,64	0	1,72	1	-	-
79-82	0,73; 0,68; 0,68	1; 3; 6	0,92; 0,7	0; 5	0,69; 1,92	5; 0	0,64; 1,03	1; 4
82	-	-	-	-	1,93	0	-	-
83	-	-	-	-	1,37	2	-	-
84	0,82	9	0,74; 0,48	1; 0	0,89; 0,86	4; 2	1,63	1
85	1,8; 1,9	13; 8	-	-	-	-	-	-

Da die Gewichte der Kotproben teilweise hohe Differenzen aufwiesen, wurde die gezählte Oozystenzahl pro Gramm Kot errechnet (Hübner, 2013), um die Proben direkt miteinander vergleichen zu können.

Wurden an einem Tag mehrere Kotproben gesammelt und untersucht, jedoch unterschiedliche Werte erlangt, wurde der Mittelwert errechnet und in der folgenden Tabelle (**Tab. 3.1 B**) notiert. Diese gibt die gesammelten Ergebnisse an. Mit Hilfe der später folgenden Punktdiagramme (**Abb. 3.4 und 3.6**) lassen sich die Ergebnisse vergleichen und auswerten.

Tab 3.1 B: Parasitierungsverlauf der zwei Pärchen im Versuchszeitraum; - keine Kotprobe

Versuchstag	Parasitierung [Oozstenanzahl/g Kot]			
	Täuber weiss	Täubin weiss	Täuber rot	Täubin rot
1	0	0	3	-
2	0	8	10	12
5	6	-	6	-
8	0	0	-	-
9	0	9	-	0
10	0	7	-	0
16	-	0	4	-
17	0	5	-	-
43	5	-	-	0
45	-	0	-	0
54	36	28	14	20
56	15	5	8	19

3. Ergebnisse

57	0	11	0	6
57/58	-	-	8	22
58	0	-	-	-
65	0	0	0	0
66	4	0	8	0
67	0	1	3	-
68	-	0	-	5
69	0	11	111	0
72	0	0	0	0
73	0	0	0	0
74	0	4	0	4
75	12	0	-	-
77/78	0	25	9	31
78	0	2	0	1
79-82	7	4	3	7
83	-	-	-	2
84	1	11	1	4
85	-	6	-	-

3.2 Bestimmung der Parasiten

Bei den mikroskopisch untersuchten Parasiten im Fäzes der *Geopelia cuneata* handelt es sich um die Isospora *spec.* Art. Mit Hilfe von Bildern aus der Literatur und anderen Arbeiten konnten diese bestimmt werden (Hübner, 2013; Jezyschek, 2012). Die Oozysten waren oval bis rund und von einer glatten und durchsichtigen Membran umgeben. Sie hatten eine Größe von ca. 20µm (Hübner, 2013; Krautwald-Junghanns et al. 2009). Die abfotografierten Stadien sind auf den Bildern zu unscharf und durch falsche Lichteinstellung am Mikroskop zu dunkel (s. Anhang: **Abb. 6**).

3.3 Brutphasen des weiß-beringten Pärchen

Zu Beginn des Versuches ging aus der Beobachtungsphase hervor, dass das weiß-beringte Pärchen im Nest hinten links (**Abb. 2.2.1 A: A**) ein Ei bebrütete. Die Jungen aus der letzten Brut besuchten das Nest noch häufig. Allerdings verließ das Pärchen das Nest früh, da das Ei von Zebrafinken oder Gouldamadinen aus dem Nest geworfen wurde. Von da an konnte ein häufiges Balzverhalten beobachtet werden, bis schließlich die Kopulation er-

3. Ergebnisse

folgte.

Sechs Tage vor Versuchsbeginn baute sich Paar-Weiß vorne links ein neues Nest (**Abb. 2.2.1 A: B**). Das Paar wechselte sich mit den Brutzeiten ab. In der Regel brütete der Täufer von morgens bis nachmittags und danach die Täubin. Einen festen Rhythmus zeigte sich jedoch nicht.

Am ersten Versuchstag brütete das Weibchen den ganzen Tag und das Männchen sammelte Nistmaterial, welches die Täubin in das Nest einbaute. Ein Ei befand sich im Nest. Ab dem 8. Versuchstag verließ das Paar das neu gebaute Nest und das Ei. Diese Brutphase war somit beendet. Zu beobachten war ihr Zusammenleben als Paar neben einer Brutphase. Sie saßen viel nebeneinander auf einem Ast, schnäbelten und putzten sich gegenseitig.

Nach einer Versuchspause von drei Wochen befand sich das Pärchen am 43. Versuchstag in einer neuen Brutvorbereitungsphase, in dem davor gebautem Nest (**Abb. 2.2.1 A: B**). Zu beobachten war das, im Nest sitzende Weibchen, welches kurz vor der ersten Eiablage war. Das Männchen sammelte erneut Nistmaterial.

Diese Brutphase musste erneut unterbrochen werden, da das Pärchen am 47. Versuchstag in einem Käfig und einer neuen Umgebung umgesiedelt wurde. Danach folgte eine Brutpause von 17 Tagen. Am 65. Versuchstag fing der Täufer an zu balzen und das künstliche Nest mit Kokosfasern auszubauen. Die erste Eiablage fand am 67. Tag statt. Ab da an erfolgte wieder eine abwechselnde Bebrütung. Insgesamt wurden zwei Eier gelegt und bis zum 84. Versuchstag befand sich das Pärchen in der Brutphase. Das Männchen entfloh am 84. Tag, sodass das Weibchen am 85. Versuchstag das Nest verließ.

3.4 Parasitierungsverlauf des weiß-beringten Pärchens

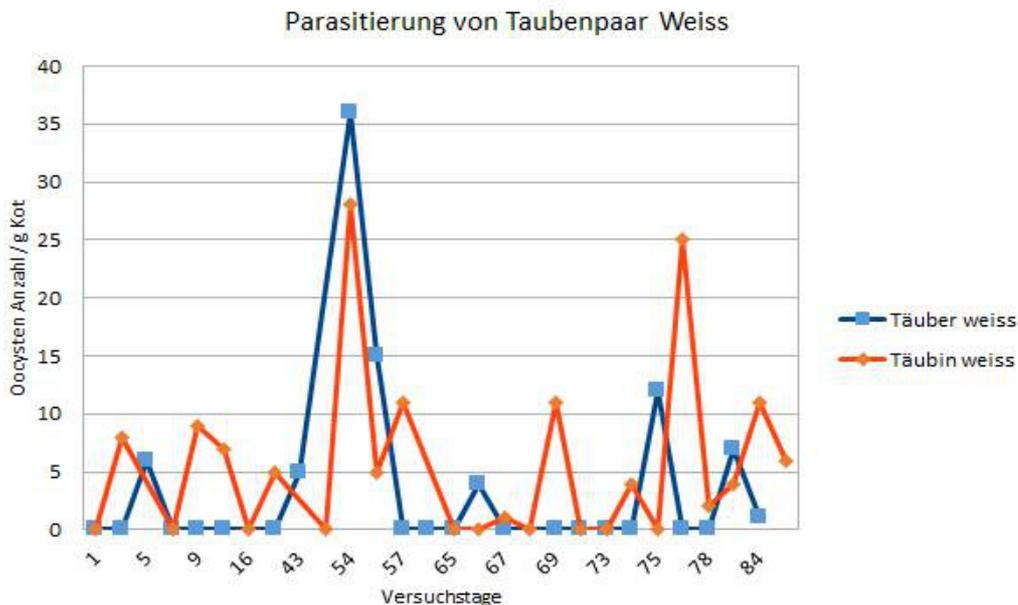


Abb. 3.4: Intensität der Parasitierung des weiß-beringten Paares. Die y-Achse zeigt die Oozystenanzahl pro Gramm Kot; die x-Achse die Versuchstage nach Versuchsbeginn.

Zu Beginn des Versuchs befand sich das Pärchen am Anfang der Brutphase. Beim Weibchen ist schon am zweiten Tag ein Anstieg von 0 auf 8 opg zu sehen (**Abb. 3.4**). Zu diesem Zeitpunkt legte sie das erste Ei dieser Brutphase. Danach sank die Oozystenanzahl wieder auf null, bis sie am 9. Versuchstag auf 9 opg anstieg (**Abb. 3.4**).

Am 54. Versuchstag erreichte ihre Parasitierung den Maximalwert von 28 opg (**Abb. 3.4**). Danach sank die Zahl auf 5 Oozysten ab und stieg am 57. Versuchstag wieder an.

Der Parasitenbefall fiel bei der Täubin am 72. und 73. auf null und stieg erst am 74. wieder leicht an (**Abb. 3.4**). Die in der Nacht vom 77. zum 78. Tag gesammelte Probe enthielt 25 Oozysten, also einen deutlichen Anstieg der Parasitierung. Am Ende des Versuchs stieg die Oozystenanzahl der Täubin-Weiß noch einmal an.

Beim weiß-beringten Männchen stieg die Oozystenanzahl erst am 5. Tag von 0 auf 6 und fiel danach wieder direkt auf null (**Abb. 3.4**). Erst am 43. Tag stieg die Parasitierung leicht auf 5 opg an und erreichte dann am 54. Tag ihr Maximum. Einen Tag später sank die Zahl auf 15 opg und dann auf 0 opg. Nur noch vereinzelt stieg die Oozystenanzahl in den restlichen

Versuchstagen bis maximal 12 pro Gramm Kot an (**Abb. 3.4**).

Im Vergleich zeigt das weiß-beringte Weibchen einen deutlich höheren und häufigeren Parasitierungsverlauf, als das weiß-beringte Männchen. Beide hatten das Maximum ihrer Parasitierung am 54. Tag, wobei das des Männchens noch höher lag. Ab dem 74. Versuchstag hatten beide Geschlechter leicht zeitversetzt jeweils zwei Anstiege und Abstiege. Das Männchen zeigte diese zuerst (**Abb. 3.4**).

3.5 Brutphasen des rot-beringten Pärchen

Während der Beobachtungsphase (Beobachtungszeitraum: 9:30-16:30 Uhr) saß das Männchen tagsüber im Nest und verließ es selten bis kaum. Die Täubin ließ sich tagsüber nicht in der Nähe des Nestes sichten. Etwa eine Woche vor Versuchsbeginn fand ein Tageszeiten-Tausch statt. Die Täubin saß tagsüber im Nest und der Täuber flog hin und wieder zu ihr. Sie bebrüteten zwei Eier. Zu beobachten war auch, dass der Täuber, trotz Brutphase anderen Weibchen seinen Balztanz vorführte. Zur Kopulation mit einer anderen Täubin kam es aber nicht.

Am zweiten Versuchstag musste das Weibchen das Nest alleine lassen, da sie die Futterstelle zur Nahrungsaufnahme aufsuchte und defäkieren musste. Das rot-beringte Männchen übernahm die Brut für diesen Zeitraum nicht. Drei Tage später befand sich in dem Nest des Pärchens nur noch ein Ei. Die Wahrscheinlichkeit war sehr hoch, dass ein anderer Vogel (Zebrafinken oder Gouldamadinen) das andere Ei zerstört und den Embryo gefressen hat.

Ab dem 8. Versuchstag brütete der Täuber wieder tagsüber. Einen Tag später saß das rot-beringte Weibchen mehrere Stunden an der selben Stelle in dem rechten Bambus. Ein fremdes Männchen flog immer wieder zu ihr und brachte Kokosfaser, welches als Nistmaterial diente. Es ist eher selten, dass Diamanttäubchen ihren Partner wechseln, da sie eine monogame Beziehung führen.

Dies bestätigte sich jedoch am 16. Versuchstag, da das rot-beringte Weibchen mit einem fremden Täuber vorne rechts im Bambus ein Nest (**Abb. 2.2.1 A: C**) gebaut hatte. Dort saß sie tagsüber und der Täuber brachte ihr weiterhin Nistmaterial. Es befand sich noch kein Ei im Nest. Das rot-beringte Männchen brütete weiterhin im selben Nest (**Abb. 2.2.1 A: D**) mit einer neuen Partnerin.

3. Ergebnisse

Nach dreiwöchiger Versuchspause befand sich das rot-beringte Weibchen am 54. Versuchstag nicht in einer Brutphase, wohingegen das rot-beringte Männchen in seinem Nest brütete.

Das rot-beringte Pärchen wurde ab dem 58. Versuchstag in einer neuen Umgebung isoliert gehalten. Da es sich erst einmal an die neue Situation gewöhnen musste, fand ungefähr bis zum 60. Versuchstag eine Brutpause statt. Ab diesem Tag sammelte das rot-beringte Männchen Kokosfasern und brachte es der, im künstlichen Nest sitzenden, rot-beringten Täubin. Es befand sich ein Ei im Nest. Das zweite Ei wurde am 65. Versuchstag gelegt. Das Pärchen saß ab diesem Zeitpunkt häufig zu zweit im Nest, wobei die Täubin primär am Brüten war. Der Täuber saß oft neben ihr im Nest und verließ dieses nur zur Nahrungsaufnahme oder zur Defäkation.

Das Pärchen zeigte in der neuen Umgebung einen stärkeren Zusammenhalt, als in der Voliere. Am 78. Versuchstag schlüpften die Küken und verließen am 85. Versuchstag schon für kurze Zeit das Nest.

3.6 Parasitierungsverlauf des rot-beringten Pärchens

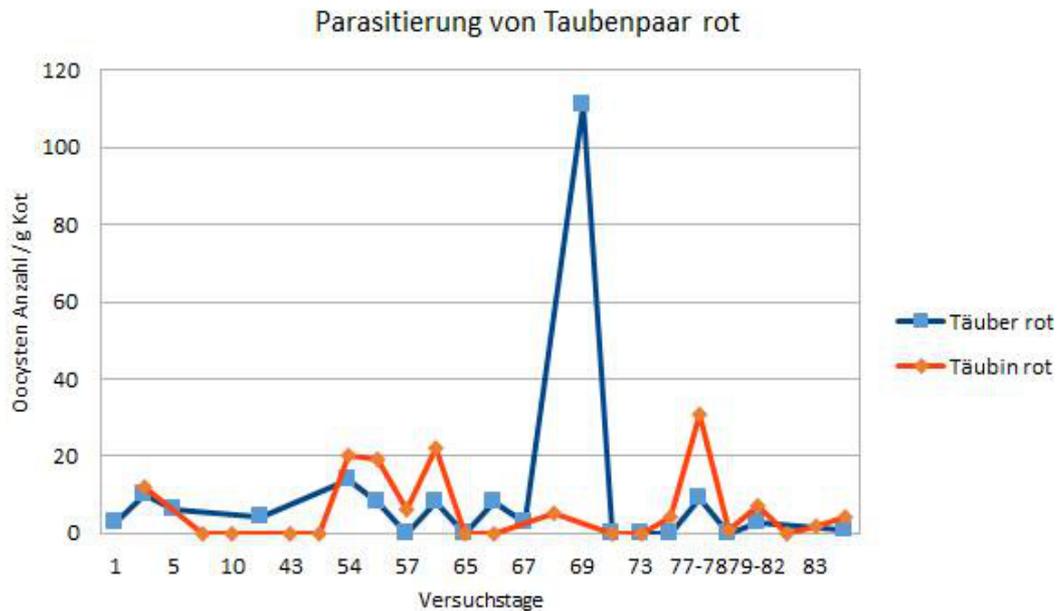


Abb. 3.6: Intensität der Parasitierung des rot-beringten Paares. Die y-Achse zeigt die Oozystenanzahl pro Gramm Kot; die x-Achse die Versuchstage nach Versuchsbeginn.

Zu Beginn des Versuchs war die Oozysten Anzahl des rot-beringten Täubers schon leicht erhöht und stieg am zweiten Tag auf 10 opg an (**Abb. 3.6**). Danach sank die Intensität leicht ab, fiel aber nicht auf null. Bei der Täubin zeigte sich am zweiten Versuchstag eine erhöhte Intensität der Parasitierung, die ab dem 8. Versuchstag auf 0 sank und am 54. Versuchstag wieder deutlich anstieg (**Abb. 3.6**).

Ab diesem Tag lebten sie bereits eine Woche lang in der neuen Umgebung. Die Oozystenanzahl des Täubers stieg deutlich auf 14 opg an. Bei der Täubin sogar von 0 auf 20 opg (**Abb. 3.6**). Zu sehen ist, dass an dem 54. Tag die Werte der Täubin immer leicht höher sind, als die des Täubers. Der Maximum-Wert des Täubers am 69. Versuchstag mit 111 opg zeigt hier die Ausnahme. Die Täubin hat ihren Maximalwert am 77./78. Tag mit 31 opg. Die Anzahl der Oozysten ist beim Täuber, an diesem Tag ebenfalls erhöht (**Abb. 3.6**). Eine leichte Parasitierungsphase folgte.

3. Ergebnisse

Wie schon bei dem weiß-beringten Pärchen, blieb auch beim Paar rot die Oozystenanzahl/g Kot recht niedrig, mit Ausnahme des Maximums von Täuber rot.

Zu Beginn des Versuches saß der Täuber hauptsächlich im Nest, sodass nicht viele Proben gesammelt werden konnten. Dies funktionierte besser, als das Paar ab dem 54. Versuchstag separat gehalten wurde. Im Wesentlichen zeigt die Täubin einen kontinuierlich höheren Oozysten Anteil, als der Täuber.

Als Kontroll-Tiere dienen hierbei dieselben Pärchen. Es wurden in den Brutpausen ebenfalls Kotproben gesammelt, welche als Kontrollwerte verwendet wurden.

4. Diskussion

4.1 Fehleranalyse

Die Eingewöhnungszeit war notwendig, um sich einen Überblick in der voll besetzten Voliere zu verschaffen. Dabei ging es in erster Linie um die Schulung der Morphologie der Geschlechter. Das Auswählen zweier Brutpaare nahm einige Zeit in Anspruch, da erst ein Paar entdeckt und deren Nistplatz identifiziert werden musste. Ein Problem stellte die Beringung der Tiere dar. Den brütenden Partner zu beringern, erwies sich als eher unproblematisch, da dieser beim Betreten der Voliere meistens im Nest sitzen blieb und so leichter zu fangen war. Schwierig war es jedoch den anderen Partner unter den ca. 30 Diamanttäuberchen identifizieren und einfangen zu können. Ohne Beringung sind diese kaum zu unterscheiden.

Aus der vorherigen Arbeit von Frau Hübner (2013) wurde ein Pärchen weiß- und ein Männchen rot-beringt. Auf Grund des Zeitmangels wurden das weiß-beringte Pärchen und das rot-beringte Männchen für diese Arbeit ausgewählt. Das rot-beringte Männchen befand sich während der Eingewöhnungszeit in einer Brutphase. Beim längeren Beobachten wurde sein Nistplatz, sowie die brütende Partnerin entdeckt. Diese konnte schnell eingefangen und ebenfalls mit einem roten Ring markiert werden. Die Unterscheidung zwischen den Partnern war unproblematisch, auf Grund des stark ausgeprägten roten Ringes um die Augen der Täuber und ihrem helleren Gefieder.

Es konnten jedoch keine Kontroll-Tiere ausgewählt werden. Diese hätten, um eine mögliche Paarung und Brutphase ausschließen zu können, isoliert gehalten werden müssen. Dafür fehlte es an Platz für die Unterbringung, denn dieser war für die zwei Pärchen reserviert. Als Alternative dienten die gleichen Pärchen in einer Brutpause, um somit auch einen direkten Vergleich der Parasitierung beim gleichen Organismus herstellen zu können.

Das Alter der Tiere ist unbekannt, aber da diese schon in vergangenen Arbeiten untersucht wurden und sie bei den beobachteten Brutphasen zwei Eier legten, handelt es sich um ältere Tiere. Die Parasitierung nimmt im Alter nach und nach ab. Junge Tiere sind meist sehr anfällig und zeigen einen hohen Parasitenbefall und als Folge eine höhere Sterberate, als

adulte Tiere (Dolnik, 2006). Adulte Tiere zeigen meist einen leichten Krankheitsverlauf (Krautwald-Junghanns et al. 2009), da sich im Alter ein Immunschutz bildet, der die Befallsrate niedrig hält und den Wirt nicht zu sehr schädigt (Frank, 1976a). Dieser Immunschutz kann jedoch durch zusätzliche Belastungen, wie u.a. Stress oder anderen Infektionskrankheiten geschwächt werden (Dolnik, 2006; Frank, 1976a). Deutlich wird dies an einem direkten Vergleich der Ergebnisse aus dieser Arbeit mit denen von Herrn Jezyschek (2012) und Frau Hübner (2013). Die Intensität der Parasitierung mit *Isoospora* sp. viel allgemein bei Herrn Jezyschek's Arbeit deutlich höher aus, als 2013 und in dieser Arbeit.

Das **Sammeln der Kotproben** erwies sich anfangs als schwierig. Obwohl mit der Probensammlung morgens nach der Reinigung der Voliere begonnen wurde, war der Boden schon nach kurzer Zeit wieder von Kotbällchen übersät (Jezyschek, 2012). Eine genaue Zuordnung erwies sich so als problematisch, da das Kot-Lot teilweise auf mehrere mögliche Proben zeigte. Befand sich unter den möglichen Proben nur eine frische, konnte diese allerdings leicht zugeordnet werden. Teilweise wurden die Proben vor dem Einsammeln von anderen Vögeln zertrampelt oder weggetragen.

Die Kotprobensammlung erwies sich in der Voliere als sehr zeitaufwendig. Es konnten meistens nur ein bis zwei Vögel gleichzeitig beobachtet werden, da ansonsten der Überblick verloren ging und die anderen beiden Vögel meistens am Brüten waren. Hatte einer der beiden Tiere Kot abgesetzt, musste dieser direkt eingesammelt werden. Durch das Betreten der Voliere wurden alle Vögel aufgescheucht und flogen auf die Äste links in der Ecke, über dem Bambus (**Abb. 2.2.1 A**). So mussten die zu beobachteten Vögel neu gesucht und identifiziert werden. Oft kam es vor, dass diese mehrere Stunden auf den Ästen über dem Bambus saßen und der Fäzes im Gebüsch verschwand.

Bei dem rot-beringten Pärchen erwies sich das Sammeln als besonders problematisch. Zuerst brütete das Männchen während des Sammel-Zeitraumes, ohne das Nest zu verlassen. Danach befanden sich beide mit anderen Partnern in einer Brutphase und brüteten tagsüber, sodass das Einsammeln deren Kotproben nur selten möglich war. Auf einen Brutwechsel konnte nicht gewartet werden, da das Vogelhaus täglich um 17:15 Uhr schloss. Bei dem weiß-beringten Pärchen gelang die Probensammlung relativ gut, da sie ihren Brutwechsel in der Mittagszeit durchführten. Morgens brütete üblicherweise der Täuber und nachmittags die Täubin.

Des Weiteren unterliegt die Ausscheidung der Oozysten von *Isospora* sp. einem circadianen Rhythmus (Dolnik, 2006; Hübner, 2013). Die Ausscheidung erfolgt in der Regel nachmittags zwischen 15 – 20 Uhr. Eine Kotprobe, die früh am Tag gesammelt wurden, konnte demnach, trotz hohem Parasitenbefall keine Oozysten beinhalten (Dolnik, 2006). Der Ausscheidungsrythmus konnte bei der Probensammlung im Zoologischen Garten Wuppertal nicht immer berücksichtigt werden, da das Vogelhaus täglich um 17.15 Uhr schließt und nachmittags kaum noch eine Differenzierung der Kotproben auf dem Boden möglich war.

Die Probengewinnung verlief ab dem 54. Versuchstag deutlich problemloser. Die Pärchen lebten in getrennten Käfigen. Die Proben waren leicht zuzuordnen und es konnten deutlich mehr Kotbällchen gesammelt werden.

Für die **Kotprobenanalyse** wurde die Flotationsmethode mit einer NaCl-Lsg. verwendet. Alternativ hätten auch andere Lösungsmittel, wie z.B. eine ZnCl₂-Kochsalzlösung gute Ergebnisse erzielen können (Hübner, 2013; Stadler, 2005). So konnten ausschließlich die leichten Oozystenstadien entdeckt und zugeordnet werden. Beim Vergleich der Proben war zu beachten, dass das Gewicht durch die Verunreinigung verfälscht wurde.

Die Flotationsmethode ist zudem für kleinere Vögel eher ungeeignet, da diese zu wenig Kot absetzen (Dolnik, 2006). Bei wilden Vögeln (hier: in der Voliere) ist es schwierig und sehr zeitaufwendig mehrere Proben an einem Tag zu sammeln. Das Gewicht der Proben war so gering (0,3 g-0,5 g pro Kotprobe), dass diese zum Vergleich mit anderen auf 1 g hoch gerechnet werden musste (Hübner, 2013). Außerdem reicht eine Kotprobe nicht aus, um die Intensität des Parasitenbefalls bestimmen zu können (Dolnik, 2006).

Ab dem 43. Versuchstag fehlte die Drahtöse für die Flotationsmethode. Von da an wurde mit einer Einwegpipette, nach der Zentrifugation vorsichtig einen Tropfen von der Oberfläche pipettiert und mikroskopiert.

Die **Blutproben** zur metabolischen Analyse der Hormone konnten mit Hilfe der Raubwanzen (*Dipetalogaster maxima*) nicht gewonnen werden. Obwohl beobachtet wurde, wie der Vogel ein bis zwei Stunden auf dem gelben, flacheren Ei-Dummie saß (**Abb. 2.3.3 A**; mitte), saugte die darin sitzende *D. maxima* kein Blut. Die Raubwanze in dem Stoffsäcken (**Ab. 2.3.3 A**: links) seitlich neben den Vogel ins Nest zu legen und dieses erst nach zwei bis drei Stunden unter Beobachtung wieder zu entfernen, funktionierte ebenfalls nicht. Des

Weiteren wurde um eine *D. maxima* ein kleiner Faden gebunden und diese so auf einen brütenden Vogel gesetzt. Der Faden diente dazu, die Wanze schnell vom Vogel entfernen zu können, sobald dieser die Raubwanze entdeckt und angreift. Das brütende Diamanttäubchen bemerkte die Raubwanze unmittelbar, nachdem sie mit dem Vogel in Kontakt kam.

Wie auch schon Herr Jezyschek (2012) vorschlug, hätten Nymphen den 4. oder 5. Larvenstadiums eventuell mehr Erfolg, da sie größer sind und sie einen längeren Saugrüssel besitzen. Zusätzlich sollte genügend Zeit eingeplant werden, da diese aus organisatorischen Gründen für weitere Ideen und Durchführungen fehlte.

4.2 Parasitierungsverlauf

Es ergaben sich teilweise unterschiedliche und nicht deutliche Ergebnisse des Parasitierungsgrads der untersuchten Tiere.

Die **Abbildung 3.4** zeigt den Parasitierungsverlauf des weiß-beringten Pärchens. Zu Beginn ist ein leichter Anstieg der Oozystenanzahl während einer Brutphase zu beobachten (s.o. Tag 2 und 5). Beim Täuber sinkt die Intensität nach der Beendigung der Brut auf null und hält diesen Wert bis zur nächsten Brutphase, in der die Oozystenanzahl leicht ansteigt. In vorheriger Arbeit (Hübner, 2013) wurde beim Täuber weiß ein ähnliches Ergebnis erfasst. In allen drei Brutphasen gab es bei ihm eine leichte Erhöhung der ausgeschiedenen Oozysten (Hübner, 2013). Anzunehmen wäre, dass sein Immunsystem, auf Grund von anhaltendem Stress, während der Brut, geschwächt wurde und als Folge die Stärke des Parasitenbefalls zunahm (Mehlhorn & Piekarski, 1998a).

In der vorliegenden Arbeit zeigen die Ergebnisse, dass die Intensität der Oozysten im Kot des weißen Täubers auch zu Beginn der dritten Brutphase (**Abb. 3.4:** 65.-85. Versuchstag) leicht anstieg und danach jedoch bis zum 75. Versuchstag bei 0 opg blieb. Es könnte sein, dass der Täuber in dieser Brutphase weniger gestresst war. Das Paar konnte im Käfig ohne zusätzlichen Stress durch u.a. gleichartigen Tieren, Nestdiebe und Nahrungssuche brüten. In besonderen Fällen, wie z.B. Nistmaterial sammeln stieg die Intensität der Parasitierung leicht an (**Abb. 3.4:** s. 66. Versuchstag). Ebenso bei einem missglückten Angriff eines Mäusebussards am Versuchstag 75.

Das Weibchen weiß zeigte einen deutlich höheren Parasitenbefall während der Brut, als ihr

Partner (**Abb. 3.4**). Unter Beachtung der oben erwähnten Ergebnisse und Hypothesen aus anderen Studien (s. Einleitung; 1.2), wurde erwartet, dass der Parasitierungsgrad während der Brut beim Täuber höher ausfällt, als bei der Täubin. Denn Östrogen hemmt zwar, wie oben genannt, die zellvermittelte Immunantwort, stimuliert aber die humorale Immunabwehr, wohingegen das Testosteron angeblich beides hemmt. Weitere Versuche zeigten wiederum, dass Testosteron keinen Einfluss auf die zellvermittelte Immunantwort hat (Roberts et al. 2009). Allerdings beziehen sich diese Annahmen nur auf die Immunabwehr und müssen sich nicht unbedingt in der Parasitierung dieses Versuchs widerspiegeln. Meta-Analysen von Roberts et al. (2004) zeigten nämlich, dass Testosteron zwar Einfluss auf die Befallsrate mit Ektoparasiten hat, jedoch nicht unbedingt auf Endoparasiten. Zusätzlich wurde bei Vögeln ein generell niedriger Testosteronspiegel gemessen. Daher stellt sich die Frage, ob Testosteron bei Vögeln überhaupt einen großen negativen Einfluss auf die Immunität ausüben kann (Roberts et al. 2004). Zu berücksichtigen sind ebenfalls Tests mit Protozoen-infizierten Mäusen, die eine unterschiedliche Immunreaktion auf verschiedene Protozoen zwischen den Geschlechtern verdeutlichen. Unter anderem zeigten die Weibchen eine stärkere Resistenz gegenüber *Giardia* und *Trypanosoma cruzi*, die Männchen hingegen eine bessere Immunabwehr gegenüber *Trichomonas vaginalis* (Alexander & Stimson, 1988).

Der Parasitenbefall bei dem weiß-beringten Weibchen stieg in besonderen Stresssituationen, z.B. beim Nestwechsel häufiger und intensiver als beim weiß-beringten Männchen (**Abb. 3.4**: Versuchstag 17) oder beim Legen eines Eis (**Abb. 3.4**: 69. Versuchstag). Am 84. und 85. Tag wurde versucht mit Hilfe der Raubwanzen Blut zu entnehmen. Die Täubin-Weiß wurde dafür häufig bei der Brut gestört. Dieser zusätzliche Stressfaktor spiegelt sich in der erhöhten Anzahl der Oozysten im Kot wieder. Gleichzeitig entflohen Täuber-Weiß während des Blutprobenversuchs. Die weiß-beringte Täubin brütete alleine weiter, wodurch ihre Stress-Antwort vermutlich verstärkt wurde. So steigt der Corticosterol-Spiegel und wirkt teilweise suppressiv auf die parasitäre Immunantwort, indem es die Antikörpersynthese hemmt (Roberts et al. 2007).

Als weiterer enormer Stressfaktor erwies sich die Umsiedlung der untersuchten Tiere in einen separaten Käfig. Die Tiere wurden mehreren Stressoren gleichzeitig ausgesetzt. Sie lebten plötzlich getrennt von den anderen Vögeln, unter anderen Witterungsbedingungen und Klima, in einer neuen Umgebung mit vielen neuen Reizen. Alle vier untersuchten

4. Diskussion

Diamanttäubchen zeigten eine erhöhte Oozystenzahl in ihren Kotproben (**Abb. 3.4; Abb. 3.6**). Beim weiß-beringte Pärchen lagen hier ihre Maximalwerte (**Abb. 3.4**: 54. Versuchstag).

Es konnten hier nur Vermutungen über den Zusammenhang des Parasitenanstiegs mit der Stress-Antwort durch Corticosterol aufgestellt werden, da zusätzliche Messung des Hormonspiegels fehlten.

Interessanterweise wurden in den Kotproben des roten Weibchens, während der Brut mit dem fremden Täuber keine Oozysten nachgewiesen (vgl. **Abb. 3.6**; Versuchstage 5-45). Auch in der späteren Brutphase (Versuchstage 58-74) blieben die Kokzidienstadien im Kot aus oder stiegen nur leicht an (Versuchstag 68 und 74). Beim rot-beringten Männchen verlief die Intensität der Parasitierung in der letzten Brutphase ähnlich. Das rot-beringte Pärchen wies eine geringere Parasitierung während der Brut auf, als das weiß-beringte Pärchen.

Am 69. Versuchstag stieg die Intensität auf 111 opg beim rot-beringten Männchen an. Dieser Wert unterscheidet sich deutlich von allen anderen. Grund dafür ist sehr wahrscheinlich ein Fehler in der Analyse. Entweder wurden Pflanzenteile oder Pilze unbewusst mitgezählt oder es wurde sich generell verzählt.

Auffällig ist der Anstieg der Oozysten bei beiden Tieren beim Übergang von Tag 77 auf Tag 78, als die Küken schlüpften. Insbesondere beim rot-beringten Weibchen ist ein rapider Anstieg von 4 auf 31 opg zu beobachten und sinkt danach langsam ab. Beim rot-beringten Männchen zeigt sich ein geringer Anstieg von 9 opg.

Das Hormon Prolactin wird während der Brut und Aufzucht vermehrt synthetisiert und stimuliert die Immunantwort (s.o.). Bei erfolgreichen Brutpaaren ist ein höheres Prolactin-Level, als bei schwächeren Brutpaaren gemessen worden (Angelier & Chastel, 2009). Es könnte bei Tieren mit einer guten reproduktiven Fitness, d.h. einem hohen Fortpflanzungspotential dem negativen Einfluss des Cortisols/Corticosterols auf das Immunsystem entgegenwirken. Zu berücksichtigen sind besonderer Ereignisse, wie z.B. Eiablage und Schlüpfen der Küken, wodurch die Parasitierung stärker ausfiel (s.o.). Unter Berücksichtigung dieses Aspekts, könnte das weiß-beringte Pärchen nicht so reproduktiv sein, wie das rot-beringte Pärchen.

Zusammenfassend zeigen die beiden Abbildungen (**3.4 und 3.6**) und die Tabelle **3.1** (s.o.) eine niedrige bis keine Intensität des Kokzidienbefalls, insbesondere beim rot-beringten Pärchen, während der Brut. Nur bei besonderen Ereignissen oder plötzlichen Stressoren ist ein Anstieg des Befalls zu sehen. Mit Ausnahme des weiß-beringten Weibchens, welche einen nahezu kontinuierlich stärkeren Parasitierungsverlauf aufweist (**Abb. 3.4**). Beim weiß-beringten Männchen ist ein stärkerer Befall der *Isospora* sp. während der Brutphasen zu erkennen, als in seinen Brutpausen (Jezyschek, 2012).

4.3 Ausblick

Es sollten weitere Studien zu diesem Thema vorgenommen werden, da die Ergebnisse teilweise schon vielversprechend waren, aber auch unterschiedlich. Hierfür könnte der Versuch der Blutabnahme mit Hilfe von *D. maxima* fortgeführt werden, um u.a Analysen der Hormone Corticosterol, Testosteron, Östrogen und Prolactin durchführen zu können. Gleichzeitig sollten Kotprobenanalysen laufen, um die Parasitierung mit den Hormonanalysen vergleichen zu können (Hübner, 2013).

Des Weiteren wäre es hilfreich die Tiere in einer weniger besetzten Voliere untersuchen zu können, um sie als wilde Tiere zu betrachten. Von Vorteil wäre es, das Alter der Vögel zu kennen, um dies in Interpretationen der Ergebnisse miteinbeziehen zu können. Da in aufeinanderfolgenden Arbeiten teilweise die gleichen Diamanttäubchen ausgewählt wurden, könnten andere Tiere vielleicht neue Erkenntnisse oder eindeutiger Ergebnisse liefern.

5. Zusammenfassung

Die negative Auswirkung von Stress auf die Immunität eines Organismus und die damit verbundene erhöhte Intensität einer Parasitierung, wurde in mehreren Studien bestätigt. Die Brut zählt zu den natürlichen Stressfaktoren, die über unterschiedliche hormonelle Einflüsse auf die Immunantwort wirkt. Dabei sind insbesondere die Stress-Antwort über Cortisol/Corticosterol, der Einfluss der Geschlechtshormone Testosteron und Östrogen und des Wachstumshormons Prolactin auf das Immunsystem von Bedeutung.

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurde versucht nähere Erkenntnisse über diese Beziehungen zu erlangen. Dies gelang nur teilweise, sodass zwar beobachtete Ereignisse und Parasitierung vergleichbar und auswertbar waren, eine metabolische Hormonanalyse jedoch ausblieb. Die Ergebnisse zeigen eine unterschiedliche Intensität der Parasitierung mit *Isospora* sp. zwischen den Pärchen und eine höhere bei den Weibchen, als bei den Männchen. Alle untersuchten Tiere wiesen eine erhöhte Oozystenrate im Kot bei summierten Stressoren auf. Bei einem Männchen wurde ein stärkerer Parasitenbefall während einer Brutphase, als in der Brutpause beobachtet.

6. Anhang**Tab. 6A :Intensität der Parasitierung des ganzen Versuchs für Pärchen weiß in Bezug auf Beobachtungen**

Versuchstage	Täuber weiß	Täubin weiß	Beobachtung
1	0	0	Brutphase; 1 Ei gelegt
2	0	8	Brutphase
5	6	-	Nest verlassen
8	0	0	Brutabbruch
9	0	9	Brutpause
10	0	7	Brutpause
16	-	0	Täuber sammelt Nistmaterial
17	0	5	Neues Nest
43	5	-	Brutphase
45	-	0	Brutphase
54	36	28	Seit 1ner Woche in neuer Umgebung
56	15	5	Brutpause
57	0	11	Brutpause
57-58	-	-	Brutpause
58	0	-	Brutpause
65	0	0	Brutvorbereitung
66	4	0	1. Ei gelegt
67	0	1	Brutphase
68	-	0	Brutphase
69	0	11	Brutphase
72	0	0	Brutphase
72/73	0	0	Brutphase
74	0	4	Brutphase
75	12	0	Brutphase
77/78	0	25	Brutphase
78	0	2	Brutphase
79-82	7	4	Brutphase
83	-	-	Brutphase
84	1	11	Versuchsbeginn Blutabnahme
85	-	6	Versuch Blutabnahme/Täuber entflohen

6. Anhang

Tab. 6B :Intensität der Parasitierung des ganzen Versuchs für Pärchen rot in Bezug auf Beobachtungen

Versuchstage	Täuber rot	Täubin rot	Beobachtung
1	3	-	Brutphase
2	10	12	Brutphase
5	6	-	1 Ei geklaut
8	-	-	Brutabbruch
9	-	0	Partnertausch
10	-	0	Getrennte Paarung
16	4	-	Brutbeginn Täubin rot
17	-	-	
43	-	0	Brutphase Täuber rot
45	-	0	Brutphase Täuber rot
54	14	20	Seit 1ner Woche in neuer Umgebung
56	8	19	Brutpause
57	0	6	Brutpause
57/58	8	22	Brutpause
58	-	-	Brutpause
65	0	0	Brutphase, 2 Eier gelegt
66	8	0	Brutphase
67	3	-	Brutphase
68	-	5	Brutphase
69	111	0	Brutphase
72	0	0	Brutphase
73	0	0	Brutphase
74	0	1	Brutphase
75	-	-	Brutphase
77/78	9	31	Küken geschlüpft
78	0	1	Aufzucht
79-82	3	7	Aufzucht
83	-	2	Aufzucht
84	-	4	Aufzucht
85	-	-	Aufzucht

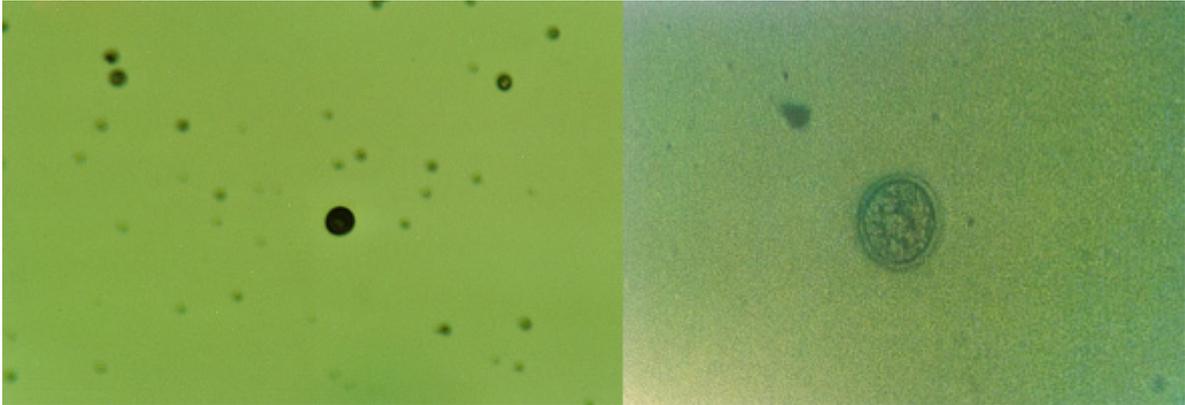


Abb. 6: links: unscharfe und zu dunkle Eigenaufnahme; rechts: zum Vergleich: Kokzidie (Keil, 2012)

Hierbei ist zu beachten, dass die Größenverhältnisse nicht stimmen, da zur Aufnahme unterschiedliche Größeneinstellungen gewählt wurden. Bei der mikroskopischen Analyse gleichen die Oozystenstadien der Kokzidie, rechts von der Abb. 6.

7. Literaturverzeichnis

- Ader, R., Felten, D., & Cohen, N. (1990). Interactions between the brain and the immune system. *Annu. Rev. Pharmacol. Toxicol.*, (30), 561–602
- Adler, R., Herzog, W., Joraschky, P., Köhle, K., & Langewitz, W. (2011). *Psychosomatische Medizin*. 7. Auflage. Urban & Fischer Verlag: 75
- Alexander, J., & Stimson, W. H. (1988). Sex hormones and the course of parasitic infection. *Parasitology Today*, 4(7), 189–193
- Angelier, F., & Chastel, O. (2009). General and Comparative Endocrinology Stress , prolactin and parental investment in birds : A review. *General and Comparative Endocrinology*, 163(1-2), 142–148
- Becker, P. H., Voigt, C. C., Arnold, J. M., & Nagel, R. (2005). A non-invasive technique to bleed incubating birds without trapping: a blood-sucking bug in a hollow egg. *Journal of Ornithology*, 147(1), 115–118
- Brand, J.-M., Frohn, C., Cziupka, K., Brockmann, C., Kirchner, H., & Luhm, J. (2004). Prolactin triggers pro-inflammatory immune responses in peripheral immune cells. *European Cytokine Network*, 15(2), 99–104
- Buser, K., Schneller, T., & Wildgrube, K. (2007). *Kurzlehrbuch - Medizinische Psychologie Medizinische Soziologie*. 6. Auflage. Urban & Fischer: 18-20
- Cannon, W. B. (1929). Organization for physiological homeostasis. *Physiol Rev.*, (9), 399–431

- Dolnik, O. (2006). The relative stability of chronic *Isospora sylvianthina* (Protozoa: Apicomplexa) infection in blackcaps (*Sylvia atricapilla*): evaluation of a simplified method of estimating isosporan infection intensity in passerine birds. *Parasitology Research*, 100(1), 155–60
- Duffy, D. L., Bentley, G. E., Drazen, D. L., & Ball, G. F. (2000). Effects of testosterone on cell-mediated and humoral immunity in non-breeding adult European starlings. *Behavioral Ecology*, 11(6), 654–662
- Frank, W. (1976a). Allgemeiner Teil. In: Frank, W. (Egs) Parasitologie. Verlag Eugen Ulmer Stuttgart: 11–23
- Frank, W. (1976b). Klasse: Apicomplexa („Sporozoa“) In: Frank, W. (Egs) Parasitologie. Verlag Eugen Ulmer Stuttgart: 105
- Frank, W. (1976c). Ordnung: Coccidia In: Frank, W. (Egs) Parasitologie. Verlag Eugen Ulmer Stuttgart: 128–129
- Hübner, L. (2013). Untersuchungen bei Zootieren: Einsatz von Raubwanzen (Reduviidae) als „lebende Spritze“ und Parasitierung der Diamanttäubchen bei natürlichen Stressfaktoren. Bachelorarbeit, Fakultät für Biologie und Biotechnologie, Ruhr-Universität Bochum
- Jezyschek, M. (2012). Der Einfluss psychoneuroimmunologischer Faktoren auf die Parasitierung von Zootieren mit intestinalen Protozoen. Diplomarbeit, Fakultät für Biologie und Biotechnologie, Ruhr-Universität Bochum

7. Literaturverzeichnis

- Krautwald-Junghanns, M.-E., Zebisch, R., & Schmidt, V. (2009). Relevance and Treatment of Coccidiosis in Domestic Pigeons (*Columba livia forma domestica*) With Particular Emphasis on Toltrazuril. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 23(1), 1–5
- Mehlhorn, H., Düwel, D., & Raether, W. (1993a). Untersuchung der Fäzes. In: Mehlhorn, H., Düwel, D., & Raether, W. (Eds) Diagnose und Therapie der Parasitosen von Haus-, Nutz- und Heimtieren. 2. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena: 4-5
- Mehlhorn, H., Düwel, D., & Raether, W. (1993b). Parasiten der Vögel. In: Mehlhorn, H., Düwel, D., & Raether, W. (Eds) Diagnose und Therapie der Parasitosen von Haus-, Nutz- und Heimtieren. 2. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena: 314-315
- Mehlhorn, H., & Piekarski, G. (1998a). Terminologie. In: Mehlhorn, H., Piekarski, G. (Eds) Grundriß der Parasitenkunde. 5. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena: 1-15
- Mehlhorn, H., & Piekarski, G. (1998b). Coccidien. In: Mehlhorn, H., Piekarski, G. (Eds) Grundriß der Parasitenkunde. 5. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena: 76–86
- Möstl, E., & Palme, R. (2002). Hormones as indicators of stress. *Domestic Animal Endocrinology*, 23(1-2), 67–74
- Mutschler, E., Vaupel, P., & Schaible, H.-G. (2007). Anatomie, Physiologie, Pathophysiologie des Menschen. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart: 565

- Palme, R., Rettenbacher, S., Touma, C., El-Bahr, S. M., & Möstl, E. (2005). Stress hormones in mammals and birds: comparative aspects regarding metabolism, excretion, and noninvasive measurement in fecal samples. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1040, 162–71
- Roberts, M. L., Buchanan, K. L., & Evans, M. R. (2004). Testing the immunocompetence handicap hypothesis: a review of the evidence. *Animal Behaviour*, 68(2), 227–239
- Roberts, M. L., Buchanan, K. L., Evans, M. R., Marin, R. H., & Satterlee, D. G. (2009). The effects of testosterone on immune function in quail selected for divergent plasma corticosterone response. *The Journal of Experimental Biology*, 212(19), 3125–31
- Roberts, M. L., Buchanan, K. L., Hasselquist, D., Bennett, a T. D., & Evans, M. R. (2007). Physiological, morphological and behavioural effects of selecting zebra finches for divergent levels of corticosterone. *The Journal of Experimental Biology*, 210(Pt 24), 4368–78
- Schaub GA (2008) Kissing bugs. In: Mehlhorn H (Ed) Encyclopedia of parasitology, 1. Ausgabe. Springer Heidelberg: 684-686
- Schleucher, E., Prinzinger, R., Withers, P. C., Stoffwechselfysiologie, A. K., & Goethe-university, J. W. (1991). Life in extreme environments: Investigations on the ecophysiology of a desert bird, the Australian Diamond Dove (*Geopelia cuneata* Latham). *Oecologia*, 88, 72–76
- Schmid, B., Chastel, O., & Jenni, L. (2011). The prolactin response to an acute stressor in relation to parental care and corticosterone in a short-lived bird, the Eurasian hoopoe. *General and Comparative Endocrinology*, 174(1), 22–9

7. Literaturverzeichnis

- Schoech, S. J., Rensel, M. a, Bridge, E. S., Boughton, R. K., & Wilcoxon, T. E. (2009). Environment, glucocorticoids, and the timing of reproduction. *General and Comparative Endocrinology*, 163(1-2), 201–7
- Schofield, C. J., & Galvão, C. (2009). Classification, evolution, and species groups within the Triatominae. *Acta Tropica*, 110(2-3), 88–100
- Soucek, G. A. (2006). Introduction to Doves. In: Soucek, G. A. (Egs) Doves. Barron´s Educational Series New York: 7–10
- Soucek, G. A. (2006). Breeding Doves. In: Soucek, G. A. (Egs) Doves. Barron´s Educational Series New York: 69-75
- Stadler, A. (2005). Einfluss des Geschlechts und psychoneuroimmunologischer Faktoren auf die Parasitierung von Zootieren. Diplomarbeit, Fakultät für Biologie und Biotechnologie, Ruhr-Universität Bochum
- Stadler, A., Meiser, C. K., & Schaub, G. A. (2011). “Living Syringes”: Use of Hematophagous Bugs as Blood Samplers from Small and Wild Animals. *Parasitology Research Monographs 1*, 243–271
- Voigt, C. C., Michener, R., Wibbelt, G., Kunz, T. H., & von Helversen, O. (2005). Blood-sucking bugs as a gentle method for blood-collection in water budget studies using doubly labelled water. *Comparative Biochemistry and Physiology. Part A, Molecular & Integrative Physiology*, 142(3), 318–24

8. Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung
ACTH	adrenocorticotropes Hormon
B-Zelle	Lymphzelle des Blutes
bzw.	beziehungsweise
°C	Grad Celsius
ca.	circa
CRH	Corticotropin-Releasing Hormon
d.h.	das heisst
et al.	et alii
g	Gramm
G-Protein	Guaninnucleotid-bindendes Protein
HVL	Hypophysenvorderlappen
HPA-Achse	Hypothalamus-Hypophysen-Nebennierenrinden-Achse
IgG	Immunglobulin
NaCl-Lsg.	Natriumchlorid-Lösung
m	Meter
m ²	Quadratmeter
ml	Milliliter
mm	Millimeter
OH-Gruppe	Hydroxylgruppe
opg	Oozysten pro Gramm (oocystes per gramm)
s.	siehe
s.o.	siehe oben
s.u.	siehe unten
u.a.	unter anderem
SA-Achse	sympathoadrenale Achse
sp.	Species
spp.	Species pluralis
T-Zelle	Lymphzelle des Thymus
Tab.	Tabelle

8. Abkürzungsverzeichnis

z.B.	zum Beispiel
ZnCl ₂	Zinkchlorid
z.T.	zum Teil
μl	Mikroliter

9. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

Abb. 1.1.1: Chemische Struktur der Glucocorticoide Corticosteron und Cortisol (Mutschler et al. 2007)	2
Abb. 1.5: links: Täubin mit Jungtier; rechts: brütender rot-beringter Täuber	7
Abb. 2.2.1 A: Vogelvoliere der Diamanttäubchen im Zoologischen Garten Wuppertal aus Besucher-Sicht. Links und Rechts: Bambus; links: Baum mit Ästen; unten rechts: Wasserstelle; Nester sind markiert und mit Buchstaben (A-D) gekennzeichnet	11
Abb. 2.2.1 B: Taubenpärchen mit weißem Ring im separatem Käfig und neuer Umgebung	12
Abb. 2.2.1 C: Rot-beringtes Pärchen im separatem Käfig und neuer Umgebung	13
Abb. 2.3.2: Schichtung nach dem Flotationsverfahren (Mehlhorn et al. 1993)	15
Abb. 2.3.3: zeigt oben und mittig: selbst hergestellten Ei-Dummies; links: Stoffsäcken; mittig: elastische Pinzette	16
Tab. 3.1 A: Gewichte der Kotproben und Intensität der Parasitierung aller untersuchten Diamanttäubchen	17
Tab 3.1 B: Parasitierungsverlauf der zwei Pärchen im Versuchszeitraum; - keine Kotprobe	18
Abb. 3.4: Intensität der Parasitierung des weiß-beringten Paares. Die y-Achse zeigt die Oozystenanzahl pro Gramm Kot; die x-Achse die Versuchstage nach Versuchsbeginn.	21

9. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

Abb. 3.6: Intensität der Parasitierung des rot-beringten Paares. Die y-Achse zeigt die Oozystenanzahl pro Gramm Kot; die x-Achse die Versuchstage nach Versuchsbeginn.	24
Tab. 6A : Intensität der Parasitierung des ganzen Versuchs für Pärchen weiß in Bezug auf Beobachtungen	34
Tab. 6B : Intensität der Parasitierung des ganzen Versuchs für Pärchen rot in Bezug auf Beobachtungen	35
Abb. 6: links: unscharfe und zu dunkle Eigenaufnahme; rechts: zum Vergleich: Kokzidie (Keil, 2012)	36