Hochschule Neubrandenburg
University of Applied Sciences

Fachbereich Agrarwirtschaft und Lebensmittelwissenschaften

Fachgebiet Tierzucht und Tierhaltung

Prof. Dr. Looft

Bachelorthesis

Einfluss der Haltungsform auf das Verhältnis von Adrenal- und Interrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen

urn:nbn:de:gbv:519-thesis 2020-0083-7

von

Franziska Keßler
Neubrandenburg

25.09.2020

Inhaltsverzeichnis

Abbildungsverzeichnis IV

Tabellenverzeichnis V

Abkürzungsverzeichnis VI

1 Einleitung 7

1.1 Einleitung 7

1.2 Zielstellung 8

2 Literaturübersicht 9

2.1 Geschichte der Entstehung der Legelinien 9

2.2 Legelinien des Versuchs 9

2.2.1 Im übergeordneten Versuch 9

2.2.2 Leistung der Legelinie WLA 10

2.3 Anatomie der Nebenniere der Galliformes 11

2.4 Funktion der Nebenniere der Galliformes 13

2.4.1 Chromaffines Gewebe 13

2.4.2 Interrenales Gewebe 14

2.5 Hormonelle Stressreaktion 14

2.6 Stresshormon Corticosteron 16

3 Methodik 18

3.1 Versuchstiere 18

3.2 Aufzucht 18

3.2.1 Haltung 18

3.2.2 Fütterung 18

3.2.3 Lichtregime 19

3.3 Junghennen und adulte Hennen 19

3.3.1 Haltung 19

3.3.2 Fütterung 20

3.3.3 Lichtregime 20
3.3.4 Datenerhebung während des Versuchs 20
3.4 Laboranalytische Methodik 20
3.5 Mikroskopische Methoden 22
3.6 Auswertung 23
4 Ergebnisse 25
4.1 Entwicklung der Lebendgewichte 25
4.2 Gewicht der Nebennieren 26
4.3 Fläche der Adrenalzellen 27
4.4 Fläche der Interrenalzellen 28
4.5 Verhältnis der Adrenal- und Interrenalzellen 30
4.6 Korrelation zwischen Körpergewicht und den Zellen der Nebenniere 31
5 Diskussion 35
5.1 Methodik 35
5.2 Entwicklung des Körpergewichts 35
5.3 Masse der Nebennieren 36
5.4 Fläche der Adrenalzellen und der Interrenalzellen 37
5.5 Verhältnis der Adrenal- und Interrenalzellen 38
5.6 Korrelation zwischen Körpergewicht und den Zellen der Nebenniere 39
6 Zusammenfassung 42

7 Literaturverzeichnis 44
8 Anhang 48
9 Eidesstattliche Erklärung 53

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Die Fotographie zeigt die morphologische Anordnung der Nebenniere eines Hahns. Links (A) liegen sie cranio-medial zu den Nieren (K) und kaudal zu den Lungen (L). Sie werden von den Hoden (T) verdeckt. Im rechten Bild (B) sind die Nebennieren kranial der Nieren gelegen (Moawad und Randa 2017). 11
Abbildung 2: Mikroskopisches Bild der linken (links) und rechten (rechts) Nebenniere (eigene Aufnahme). 12
Abbildung 3: Hypothalamus-Hypophysen-Nebennieren-Achse (lecturio 2020) 15
Abbildung 4: Entwicklung der Lebendmasse der Legehennen während des Versuchs im Käfig und in Bodenhaltung 25
Abbildung 5: Vergleich der Fläche der Adrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen aus Boden- und Käfighaltung 27
Abbildung 6: Vergleich der Fläche der Interrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen aus Boden- und Käfighaltung 29
Abbildung 7: Vergleich des Verhältnisses von Adrenal- zu Interrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen aus Boden- und Käfighaltung 30
Abbildung 8: Graphische Darstellung der Korrelation zwischen Körpergewicht und der Fläche der Adrenal- sowie Interrenalzellen 32
Abbildung 9: Korrelation zwischen dem Adrenal-Interrenal-Verhältnis und dem Körpergewicht der Tiere in Käfighaltung 33
Abbildung 10: Korrelation zwischen dem Adrenal-Interrenal-Verhältnis und dem Körpergewicht der Tiere in Bodenhaltung 34
Abbildung 11: Entwicklung der Lebendmasse der Legehennen während des Versuchs 49
Abbildung 12: Vergleich der Fläche der Adrenalzellen der Nebenniere von Tieren aus Boden- und Käfighaltung unter Einbezug der Körperseite (links/rechts) 50
Abbildung 13: Vergleich der Fläche der Interrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen aus Boden- und Käfighaltung unter Einbezug der Körperseite (links/rechts) 51
Abbildung 14: Vergleich des Verhältnisses von Adrenal- zu Interrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen aus Boden- und Käfighaltung unter Einbezug der Körperseite (links/rechts) 52

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Entwässerung der Nebenniere 21

Tabelle 2: Ablauf der Hämatoxylin-Eosin-Färbung der Nebennieren 22

Tabelle 3: Vergleich der Körpergewichte der Legehennen zu Beginn (17.LW) und zum Ende (75.LW) des Versuchs 26

Tabelle 4: Deskriptive Statistik der Gewichte der Nebennieren 26

Tabelle 5: Fläche der Adremalzellen in mm² und in % 28

Tabelle 6: Fläche der Interrenalzellen in mm² und in % 29

Tabelle 7: Korrelation zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Interrenal- bzw. Adrenalzellen unter Einbezug der Haltungsform 31

Tabelle 8: Korrelation zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Interrenal- bzw. Adrenalzellen 32

Tabelle 9: Korrelation zwischen der Körpermasse und dem Verhältnis von Adrenal- zu Interrenalzellen 33

Tabelle 10: Wiegedaten der Einzeltiere 48

Tabelle 11: Deskriptive Statistik der Körpergewichte 48

Abkürzungsverzeichnis

ACTH	Adrenocorticotropin
adj. R^2	adjustiertes/korrigiertes Bestimmtheitsmaß
CRH	Corticotropin-Releasing-Hormon
FLI	Friedrich Loeffler Institut
lat.	lateinisch
LG	Lebendgewicht
LSL	Lohmann Selected Leghorn
M	Mittelwert (engl. mean)
NN	Nebenniere
p	Signifikanzniveau
r	Korrelationskoeffizient nach Pearson
R	Spannweite (engl. range)
SD	Standardabweichung (engl. standard deviation)
SVG	Selbstversorgungsgrad

1 Einleitung

1.1 Einleitung

In Deutschland werden rund 48 Millionen Legehennen gehalten.[1] Der Trend ist seit einem Einbruch im Jahr 2010 in Folge des Verbots der konventionellen Käfighaltung stetig ansteigend. (Birzele und Stetter 2018). Betrachtet man nur Betriebe mit mindestens 3.000 Tieren, so ist die Bodenhaltung mit 64% der Legehennenplätze die verbreitetste Haltungsform in Deutschland. In Freilandhaltung leben 14,6%, in Kleingruppen 13,2% und in der ökologischen Haltung 8,2% der Legehennen (Schmutz et al. 2014). Weltweit hat die deutsche Eierproduktion mit der Haltung von lediglich 0,0006% der insgesamt 7,7 Milliarden Legehennen keinen Einfluss (Windhorst 2018). Das zeigt sich auch am Selbstversorgungsgrad, der seit 2011 um den Wert 70% schwankt.[2] Um die Nachfrage der deutschen Bevölkerung zu bedienen, müssen folglich Eier importiert werden (Birzele und Stetter 2018).

Aufgrund der Marktlage und der Kundenakzeptanz können in Deutschland nur bedingt Eier abgesetzt werden, die weder aus der Boden- noch der Freiland- oder der ökologischen Haltung stammen. Daher werden die meisten Eier, etwa 72%[3], aus den Niederlanden eingeführt. Dort überwiegt ebenfalls die Bodenhaltung (BLE 2018). Andere EU-Länder wie Spanien, Polen oder Portugal halten ihre Legehennen hauptsächlich in ausgestalteten Käfigsystemen. Dadurch liegt der europäische Anteil der Legehennen in Käfigsystemen bei 56,1%, in Bodenhaltung bei 26,1% und in Freilandhaltung bei 13,6% (Deter 2018). Außerhalb Europas gibt es kein Verbot der konventionellen Käfighaltung. Weltweit werden heute sogar etwa 90% aller Legehennen in marktorientierten Betrieben in konventionellen Käfigen gehalten (Windhorst 2018). Dabei besteht die Gefahr, dass sich die Käfighaltung negativ auf den Gesundheitszustand der Tiere auswirkt. So ist die Wahrscheinlichkeit, dass Legehennen beispielsweise an Frakturen, Hämatomen und Knochenerkrankungen, an einer Fettleber oder einer schlechten Gefiederqualität leiden, in Käfighaltung größer als in alternativen Haltungsformen (Vits et al. 2005). Um zu prüfen, ob die Haltungsform auch einen Einfluss auf das endokrine System nimmt, werden in dieser Studie nachfolgend die Nebennieren von Tieren aus der Käfig- und der Bodenhaltung untersucht.

[1] Stand 2017
[2] SVG Eier 2012: 71,3%; SVG Eier 2014: 70,9%; SVG Eier 2017: 69,4%
[3] Stand 2017

1.2 Zielstellung

Durch die histologische Untersuchung der Nebenniere beim Vogel kann untersucht werden, ob das Tier einer chronischen Belastung ausgesetzt war. In dieser Bachelorarbeit soll der Einfluss zwei unterschiedlicher Haltungssysteme – zum einen die Boden- und zum anderen die Käfighaltung – auf die Nebenniere von Legehennen untersucht werden. Hierfür wird das Verhältnis des chromaffinen zum interrenalen Gewebe im Organ erfasst und verglichen. Dazu wurden in einem projektübergreifenden Versuch Nebennieren entnommen, präpariert sowie anschließend mikroskopisch untersucht und digital ausgemessen. In die Auswertung werden weiterhin die Körpergewichte der Tiere einbezogen.

Die Nebenniere ist ein Organ, das ein wichtiges Glied im Hormonhaushalt des Lebewesens darstellt. Dabei sekretiert sie insbesondere das Stresshormon Corticosteron. In der Annahme, dass Tiere in Käfighaltung unter einem höheren Stresseinfluss stehen, wird folgende These aufgestellt: Tiere, die in Käfighaltung gehalten werden, weisen einen relativ größeren Anteil Stresshormone produzierender Interrenalzellen auf, als die Tiere aus der Bodenhaltung.

Wenn diese Hypothese bestätigt werden kann, soll weiterhin überprüft werden, ob es durch die Vergrößerung der Interrenalzellfläche zu einer Hyperplasie der Nebenniere kommt oder ob sich das Adrenal-Interrenal-Verhältnis verändert. Für diese Betrachtung wird die Hypothese aufgestellt, dass es zu einer Hyperplasie der Nebenniere bei Tieren in Käfighaltung kommt.

2 Literaturübersicht

2.1 Geschichte der Entstehung der Legelinien

Anfang des 20. Jahrhunderts wurden Hühner in kleinen Herden auf privaten Bauernhöfen oder in landwirtschaftlichen Betrieben gehalten. Es handelte sich um Zweinutzungstiere, die sowohl der Eier- als auch der Fleischproduktion dienten. In den meisten Betrieben erfolgte keine Selektion der Zuchttiere auf Leistungsparameter, lediglich in einzelnen Betrieben mit einer großen Tieranzahl wählte man die leistungsstärksten Hennen zur Reproduktion aus (Windhorst 2018). Dies änderte sich entscheidend durch die „Heterosis Conference“ im Jahr 1949, bei der die potenziellen Nutzungsmöglichkeiten von Heterosiseffekten in Tier- und Pflanzenzucht diskutiert wurden. An dieser nahm Art Heisdorf teil, welcher bereits die Hybridzuchtlinie Hy-Line in den 40er Jahren vorstellte und im Anschluss an die Konferenz zwei Linien der Rasse White Leghorn erfolgreich kreuzte. Das Kreuzungshuhn erhielt den Namen HNL Nick Chick. Heisdorf arbeitete anschließend mit Heinz Lohmann zusammen und gemeinsam etablierten sie das HNL Nick Chick in Europa. Es folgte die weitere züchterische Bearbeitung um Leistungsparameter wie die Eimasse und die Futterverwertung zu verbessern, sowie Marktanforderungen durch eine verlängerte Persistenz und eine gestärkte Resistenz gegenüber Krankheitserregern zu erfüllen. Parallel dazu wurden Leistungsprüfungen entwickelt und Daten gesammelt, um Selektionsentscheidungen sicherer treffen zu können. Im Jahr 1978 verkaufte Heisdorf sein Unternehmen und 1987 erfolgte dann die Fusion mit der Lohmann & Co. AG. Heute ist H&N International eines von vier Zuchtunternehmen am Legehybriden-Markt (Flock 2009).

2.2 Legelinien des Versuchs

2.2.1 Im übergeordneten Versuch

Die Untersuchung, die dieser Bachelorarbeit zugrunde liegt, ist Teil eines übergeordneten Versuchs. Dabei wurden vier Legelinien miteinander verglichen und der Einfluss der Legeleistung auf die Tiergesundheit untersucht. Für diesen Versuch wurden Tiere der Linien WLA, BLA, R11 und L68 verwendet. Die Linien WLA und R11 sind weißlegende Tiere, die Linien BLA und L68 legen braune Eier. Die Linien WLA und BLA sind reinerbige hochleistende Tiere von der Lohmann Tierzucht GmbH. Sie gehören zu den Elterntierrasen für die Hybridzucht für z.B. die LSL-Legelinie (Lohmann-Selected-Leghorn), während die Linien R11 und L68 aus dem Friedrich-Loeffler-Instituts in Mariensee, Institut für Nutztiergenetik,

stammen. Sie sind ebenfalls reinerbig und noch nie auf Legeleistung selektiert worden. Die Linie R11 stammt aus der Cornell Linie K und wurde in den 1960er Jahren am Friedrich-Loeffler-Institut aufgenommen. Die Linie L68 folgte ein Jahrzehnt später und stammt von der New Hampshire Linie ab. Die Weißleger stammen von der Rasse White Leghorn ab, die Braunleger von der Rasse Rhode Island Red. Die Ursprungsrassen zeigen eine starke genetische Divergenz (Höhne et al. 2017; Eusemann et al. 2018).

2.2.2 Leistung der Legelinie WLA

Die Linie WLA ist stark auf Legeleistung selektiert und produziert leistungsstarke Legehybriden, die eine hohe Legeleistung und sehr gute Eiqualitäten aufweisen. In einem Versuch, der die vier zuvor genannten Legelinien vergleicht, erreichen die Tiere der Linie WLA mit 325 gelegten Eiern innerhalb des ersten Jahres ab Legebeginn das beste Ergebnis. Die durchschnittliche Futteraufnahme liegt bei 100g/Henne und Tag und das durchschnittliche Körpergewicht im ersten Legejahr bei 1.480g. Außerdem beginnen die Tiere vier bis fünf Wochen vor den anderen Linien in der 20.Lebenswoche mit dem Legen. Dabei steigen sie mit einer Legeleistung von 85-95% im ersten Monat ein und steigern sich auf maximal 96% im zweiten Legemonat. Anschließend verringert sich die Legeleistung bis zum Ende des ersten Lebensjahres auf 75%. Das Eigewicht liegt zu Legebeginn bei 50g und erhöht sich auf bis zu 61g. Die maximale tägliche Eimasse von 52,5g/Henne und Tag erzielen die WLA-Tiere im vierten Legemonat, wobei diese bis zur 72. Lebenswoche auf 44,4g/Henne und Tag absinkt (Lieboldt et al. 2015).

Die Futterverwertung in Bezug auf die produzierte Eimasse liegt bei 2,19:1 im ersten Legemonat und sinkt innerhalb eines halben Jahres auf 1,95:1. Zum Ende des ersten Legejahres steigt das Verhältnis wieder an (Lieboldt et al. 2015).

Unter Betrachtung der Leistungsmerkmale zeigt die Legelinie WLA von den vier Linien die besten Ergebnisse. Im Gegensatz dazu steht stellvertretend für alle Gesundheitsparameter die Mortalitätsrate, welche vergleichsweise hoch ist. Während die durchschnittliche Sterblichkeit von WLA, BLA, R11 und L68 gemeinsam bei 8,9% liegt, übertrifft die WLA-Linie einzeln betrachtet diese Quote mit 12,5% deutlich (Lieboldt et al. 2015).

Die Linien BLA, R11 und L68 werden hier nicht näher beschrieben, da sie in der folgenden Untersuchung nicht betrachtet wurden.

2.3 Anatomie der Nebenniere der Galliformes

Die Nebenniere, lat. *Glandulae adrenales* (Gäbel und Loeffler 2018), ist als endokrine Drüse Bestandteil des endokrinen Systems. Endokrine Drüsen weisen gemeinsame, charakteristische Merkmale auf. Sie besitzen einen drüsenähnlichen Aufbau, verfügen jedoch nicht über Ausführungsgänge. Ihre Zellen sind reich an Zellorganellen und das Gewebe ist von vielen Blutgefäßen durchzogen. Somit können die sekretierten Hormone direkt in den Blutkreislauf abgegeben werden. Außerdem ist das endokrine System eng mit dem Zentralnervensystem verknüpft (Gutte 1993).

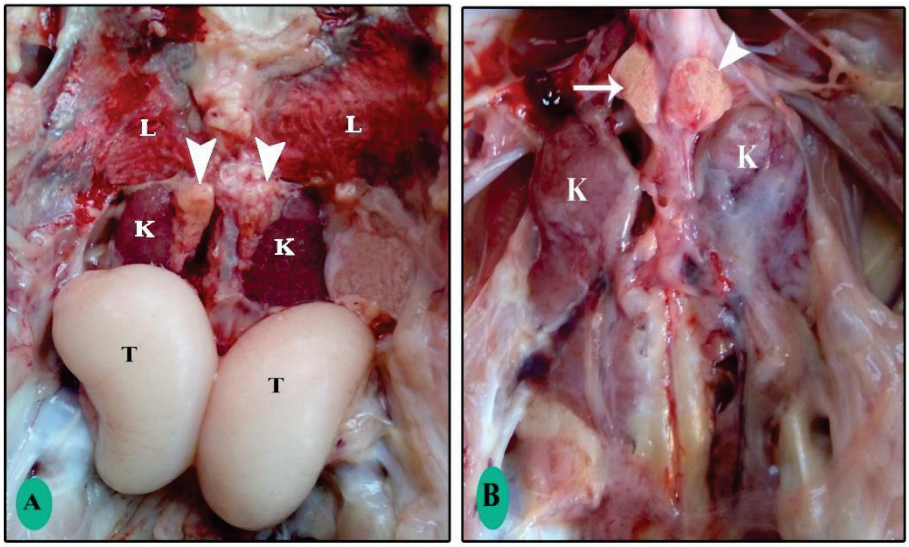

Abbildung 1: Die Fotographie zeigt die morphologische Anordnung der Nebenniere eines Hahns. Links (A) liegen sie cranio-medial zu den Nieren (K) und kaudal zu den Lungen (L). Sie werden von den Hoden (T) verdeckt. Im rechten Bild (B) sind die Nebennieren kranial der Nieren gelegen (Moawad und Randa 2017).

In Abbildung 1[4] ist die Lage der Nebennieren im Körper eines Hahns zu sehen. Die Nebennieren des Huhns liegen beidseitig der Körpermittellinie. Sie befinden sich jeweils am kranialen Ende der Niere und kaudal zu den beiden Lungenflügeln. Während die rechte Nebenniere eine längliche Form aufweist, ist die linke Nebenniere dreieckig. Beide Nebennieren sind schwach gelb (Moawad und Randa 2017), graugelb bis rötlichgelb (Schwarze 1966) gefärbt. Außerdem sind sie von einer stark durchbluteten, dünnen Bindegewebshülle umgeben (Moawad und Randa 2017). Sie sind durchschnittlich 13mm lang, 8mm breit und 5mm dick (Hummel 2000) und haben eine Masse zwischen 0,08g und 0,46g (Schwarze 1966).

[4] Abbildung von Moawad und Randa 2017, Farbe der Beschriftung im linken Bild für bessere Erkennbarkeit verändert

Die Massenangabe bezieht sich auf alle Arten des Hausgeflügels, das Nebennierengewicht von Legehennen liegt im unteren Bereich.

Das Organinnere besteht aus dem Drüsenparenchym und Blutgefäßen. Das Drüsenparenchym besteht aus dem chromaffinen und dem interrenalen Gewebe (Moawad und Randa 2017). Während das Parenchym bei den Säugetieren in die Nebennierenrinde und das –mark geteilt ist, liegen die Zellen beider Funktionseinheiten bei den Vögeln direkt nebeneinander (Gäbel und Loeffler 2018). Sie werden lediglich durch dünne Bindegewebshäute unterbrochen, in denen die Blutgefäße und Nerven verlaufen (Hummel 2000). In Abbildung 2 ist das mikroskopische Bild der rechten und linken Nebenniere dargestellt. Die hellgrauen Zellen bilden das interrenale Gewebe, die dunkelgrauen Zellen das chromaffine Gewebe.

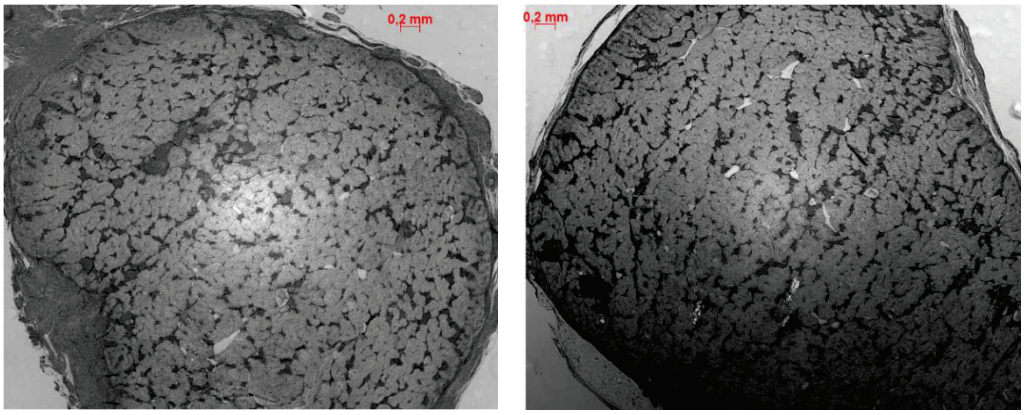

Abbildung 2: Mikroskopisches Bild der linken (links) und rechten (rechts) Nebenniere (eigene Aufnahme).

Nach *Moawad und Randa* (2017) überwiegt der Anteil der Interrenalzellen im Vergleich zu den Adrenalzellen. Dies wird auch durch *Aire* bestätigt, der im Jahr 1979 in einem Versuch mit fünf Legehennen der Rasse Rhode Island Red feststellte, dass sich die Nebenniere der Legehenne in 52% interrenales Gewebe, 33% chromaffines Gewebe und 15% Blutgefäße aufteilt (Aire 1979). *Hummel* (2000) beobachtet ebenfalls ein Verhältnis, bei dem die Interrenalzellen überwiegen. Jedoch gibt er einen Anteil des interrenalen Gewebes von 70% bis 80% an. Dabei kann es durch äußere Faktoren beeinflusst werden. So beobachteten *Petow et al.* (2006) bei Puten, die ein Lauftraining absolvieren mussten, einen Anstieg des Gewichts der Nebennieren und der Anzahl der Interrenalzellen. Da sich die Anzahl der Adrenalzellen nicht signifikant erhöht hat, konnte hier von einer Hyperplasie ausgegangen werden, also einer Zunahme der Interrenalzellen aufgrund von chronischer Belastung (Petow et al. 2006).

2.4 Funktion der Nebenniere der Galliformes

Das Drüsengewebe der Nebenniere bildet verschiedene Hormone wie Corticosteron, Aldosteron, Adrenalin und Noradrenalin. Diese haben einen Einfluss auf den Stoffwechsel, das Immunsystem, den Natrium- und Kaliumhaushalt sowie die Stressantwort eines Organismus (Gäbel und Loeffler 2018).

2.4.1 Chromaffines Gewebe

Das chromaffine Gewebe (lat. *Partes medullares glandula Adrenalis*) entspricht dem Nebennierenmark der Säugetiere. Die Zellen dieses Parenchyms werden als Adrenalzellen bezeichnet. Ihre Anordnung und vielfältige Form wird in Abhängigkeit ihres Anteils am gesamten Parenchym der Nebenniere durch die Vogelart bestimmt, da es sich hierbei um ein artspezifisches Merkmal handelt. Vogelarten mit einem geringen Anteil chromaffinen Gewebes zeigen eine inselartige Verteilung der Adrenalzellen zwischen den Interrenalzellen. Vogelarten mit einem großen Anteil chromaffinen Gewebes bilden ein anastomosierendes Netz der einzelnen Adrenalzellen aus (Vollmerhaus 2004). Ein typisches Merkmal für Adrenalzellen ist ihr granuliertes Cytoplasma, welches aufgrund seiner basophilen Eigenschaft anfärbbar ist. Somit lassen sich die beiden Parenchymgewebe leicht unterscheiden. Weiterhin ist zu beachten, dass zwei Arten der Adrenalzellen unterschieden werden. Zum einen die P-Zellen, die Adrenalin synthetisieren, und zum anderen die Noradrenalin produzierenden F-Zellen (Hummel 2000). Beide Zelltypen weisen den gleichen Aufbau auf, wobei erstere etwas kleiner sind. Diese Unterscheidung ist nicht bei jeder Vogelart möglich (Vollmerhaus 2004).

Die Adrenalzellen des chromaffinen Gewebes produzieren die Katecholamine Adrenalin und Noradrenalin. Diese Hormone beeinflussen den Kohlenhydratstoffwechsel und das Gefäßsystem (Gäbel und Loeffler 2018). Sie können das sympathische Nervensystem stimulieren und führen zu einer Leistungssteigerung der benötigten Organe während einer akuten Stress- oder Gefahrensituation. Gleichzeitig unterdrücken sie die Funktion von Organen, die in der Erholungsphase des Körpers tätig sind. Die Ausschüttung von Adrenalin erfolgt als kurzfristige Reaktion des Organismus auf eine Gefahrensituation. Noradrenalin wird hingegen während der Ruhephasen freigesetzt. Die Wirkung der Hormonausschüttung ist intensiv, hält jedoch nur kurz an (Hummel 2000). Noradrenalin hat zudem im Kükenalter einen Einfluss auf den Lipidstoffwechsel, welcher im adulten Alter nicht nachgewiesen werden kann (Vollmerhaus 2004). Im Ruhezustand werden dauerhaft geringe Mengen der beiden Hormone gebildet und im Körper verteilt (Gäbel und Loeffler 2018).

2.4.2 Interrenales Gewebe

Das Interrenale Gewebe (lat. *Partes corticales glandula Adrenalis*), auch Interrenalkörper genannt, entspricht der Nebennierenrinde der Säugetiere. Die Zellen werden Interrenalzellen genannt und bilden vom Cholesterin abgeleitete Steroidhormone (Gäbel und Loeffler 2018). Sie besitzen den typischen anatomischen Aufbau von Zellen, die Steroidhormone bilden. Die Anzahl der Zellorganellen ist hoch. Sie verfügen vor allem über viele Mitochondrien und ein großes endoplasmatisches Retikulum, einen gut ausgebildeten Golgi-Apparat und Fettvakuolen (Gutte 1993). Außerdem besitzen sie in Lipidtröpfchen eingeschlossene Karotinoide, welche die Gelbfärbung der Nebenniere verursachen (Hummel 2000).

Bei den gebildeten Steroidhormonen handelt es sich um Kortikosteoride, die sich in die Mineralokortikoide, die Glukokortikoide und die Geschlechtshormone unterteilen lassen. Die Mineralokortikoide nehmen auf den Mineralstoff- und Wasserhaushalt Einfluss. Bedeutend ist hierfür vor allem das Aldosteron (Gäbel und Loeffler 2018), welches in den superfizial gelegenen Zellen in der subkapsulären Zone produziert wird (Hummel 2000). Die Hormonsekretion wird dabei durch das Adrenocorticotropin (ACTH) reguliert (Vollmerhaus 2004).

Zu den Glukokortikoiden gehört das Corticosteron. Es wird in den profund gelegenen Interrenalzellen der inneren Zone gebildet (Hummel 2000), erhöht den Blutzuckerspiegel und regt die Glukoneogenese an. Somit hat es einen positiven Effekt auf die Energiebereitstellung und einen großen Einfluss auf den Kohlenhydratstoffwechsel (Gäbel und Loeffler 2018).

Zu den Geschlechtshormonen zählen die Androgene Testosteron und Androstendion, welche in geringen Mengen gebildet und ausgeschüttet werden. Bei Abnormitäten der Nebenniere kann es zu einer vermehrten Produktion kommen, wodurch Hähne früher die Geschlechtsreife erreichen und eine Vermännlichung der weiblichen Tiere stattfindet (Gäbel und Loeffler 2018). Nach *Vollmerhaus* (2004) haben diese Hormone lediglich einen pränatalen Einfluss (Vollmerhaus 2004).

2.5 Hormonelle Stressreaktion

Unter Stress ist „the nonspecific response of the body to any demand made upon it" (Selye 1976), also die Reaktion des Körpers auf jede ihm gestellte Anforderung, zu verstehen. Dabei kann es sich zum Beispiel um eine Erkrankung, ein so genannter endogener

Faktor, oder Schwankungen der Umgebungstemperatur, ein exogener Faktor, handeln (Gäbel und Loeffler 2018).

Diese Stressoren werden als ein Sinneseindruck oder als ein Reiz im Gehirn eines Lebewesens zuerst im Hirnstamm verarbeitet. Dort werden sie in ein hormonelles Signal umgewandelt, welches anschließend in den Hypothalamus übertragen wird (Gutte 1993). Dieser liegt ventral des Zwischenhirns und steuert die Ausschüttung von Hormonen. Er hat einen Einfluss auf die Atmung, den Blutdruck und die Blutzirkulation, die Thermoregulation, den Energiehaushalt sowie das Verhalten. Dafür produziert und setzt er unter anderem Releasing-Hormone frei. Diese gelangen in die Hypophyse (Hirnanhangsdrüse, *Glandula pituitaria*), welche daraufhin ebenfalls Hormone sekretiert (Hummel 2000).

Die Hypophyse besteht aus dem Drüsenteil, der Adenohypophyse, und dem Gehirnteil, der Neurohypophyse. Erstere ist für die Hormonsekretion verantwortlich und setzt aufgrund der Informationen der Releasing-Hormone glandotrope Hormone frei. Diese steuern die endokrinen Drüsen. Um die Nebenniere anzusprechen, sekretiert der Hypothalamus das Corticotropin-Releasing-Hormon (CRH), welches in der Hypophyse zur Freisetzung des ACTH führt (Hummel 2000). Die Ausschüttung von ACTH führt zu einer Sekretion von Cortexon, Aldosteron (Ritchie 2008) und Corticosteron in der Nebenniere. In Folge dessen, steigt der Corticosterongehalt im Blutplasma (Harvey et al. 1980; Davison et al. 1979). Diese Wirkungskette nennt sich nach *Gäbel und Loeffler* (2018) „Stressachse“ oder auch Hypothalamus-Hypophysen-Nebennierenrinden-Achse (HPA = hypothalamo-pituitary-adrenal axis) (Parshad 2014; Carsia und Harvey) und ist in Abbildung 3 dargestellt. Sowohl die gesteigerte Konzentration von Corticosteron als auch die von ACTH im Körper führt zu einer Hemmung der weiteren Ausschüttung von Hormonen im Hypothalamus und in der Hypophyse. (Gäbel und Loeffler 2018)

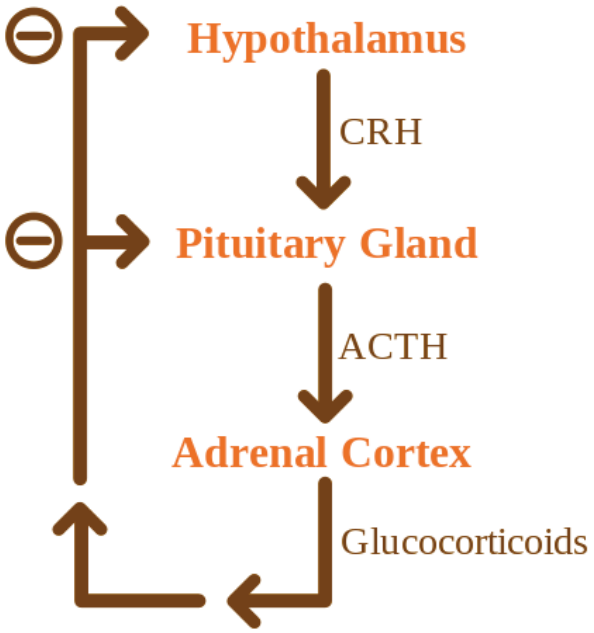

Abbildung 3: Hypothalamus-Hypophysen-Nebennieren-Achse (lecturio 2020)

Weiterhin führt die Ausschüttung von ACTH zu einem Anstieg des Gewichts der Nebenniere (Freeman 1970; Freeman und Manning 1975) und die bewusste, regelmäßige Injektion zu einer

Hypertrophie der Nebenniere (Freeman und Manning 1975). Außerdem hat es einen Einfluss auf die Gewichtszunahme und das Skelettwachstum (Davison et al. 1979).

2.6 Stresshormon Corticosteron

Corticosteron ist ebenso wie Corticol und Cortison ein Glukokortikoid. Das Huhn kann nach dem Schlüpfen sowohl Corticosteron als auch Cortisol bilden. Erst ab der 14. Lebenswoche wird ausschließlich Cortisol synthetisiert (Vollmerhaus 2004).

Das Hormon Corticosteron ist ein wichtiger Bestandteil des Kohlenhydrat-, Lipid- und Elektrolythaushalts (Vollmerhaus 2004). Es fördert die Glukoneogenese, in dem es den Proteinabbau zu Glucose und die Glykogenproduktion aus Glucose unterstützt (Hummel 2000). Dadurch kommt es bei einer erhöhten Corticosteronausschüttung zu einem Anstieg der Glucosekonzentration im Blutplasma (Freeman et al. 1980). Außerdem führt es zu einem reduzierten Glucoseumsatz in Gewebszellen, welche dadurch verstärkt Fettsäuren umsetzen (Hummel 2000). Corticosteron wirkt entzündungshemmend und wird unter dem Einfluss von ACTH verstärkt ausgeschüttet. Folglich kann der Corticosteronspiegel im Blutplasma eines Lebewesens zur Einschätzung der Stressbelastung herangezogen werden (Gäbel und Loeffler 2018). Der normale Corticosterongehalt im Blutplasma eines Kükens liegt bei 6 bis 9 µg/mL, während er bei adulten Tieren lediglich zwischen 1 und 3µg/mL schwankt (Hummel 2000). Eine dauerhaft erhöhte Hormonsekretion aufgrund einer andauernden Belastung des Organismus führt zu einer Schwächung des Immunsystems, da Corticosteron die Bildung von Antikörpern verhindert und die zelluläre Abwehr hemmt. Dadurch kommt es zu einer immunsupressiven Wirkung, die die Krankheitsanfälligkeit ansteigen lässt (Engelhardt und Breves 2000).

In einer Studie mit weiblichen Enten aus der Elterntierhaltung wurde der Einfluss verschiedener Stressfaktoren auf den Plasmacorticosterongehalt überprüft. Dabei zeigte sich, dass eine Futterrestriktion zur Senkung des Corticosterongehaltes und die tägliche Gabe von 20g NaCl/kg Körpergewicht sowie der Entzug von Wasser über zwei Tage zu einer Steigerung des Corticosterongehaltes führten (Kontecka et al. 1999). Die letzten beiden Ergebnisse wurden durch *Harvey et al.* (1980) bestätigt. Außerdem stellten sie eine Steigerung des Corticosterongehaltes bei Futterentzug fest (Harvey et al. 1980). Ein weiterer Stressor ist die Belegdichte (Hayirli et al. 2005).

Der Corticosterongehalt wird außerdem durch regelmäßig wiederkehrende Ereignisse beeinflusst. In einer Studie von *Beuving und Vonder* (1977) wurde der Corticosterongehalt im

Blut von Legehennen in Käfighaltung ermittelt. Dabei zeigte sich, dass sich die Konzentration im Tagesverlauf verändert. So war sie zu Tagesbeginn mit durchschnittlich 2,3ng/ml Plasma am höchstens und sank auf 0,5ng/ml Plasma zur Nacht ab. Da der Anstieg ohne das Vorhandensein von Licht beginnt, konnte dieser Einfluss für die wiederkehrenden Schwankungen des Corticosterongehalts ausgeschlossen werden (Beuving und Vonder 1977). Diese tägliche Entwicklung wird von *Vollmerhaus* (2004) bestätigt. Somit ist Corticosteron ein awakening hormone und folgt einem circadianen Rhythmus. Darunter ist die Anpassung des Verhaltens, der Physiologie und der biochemischen Vorgänge von Lebewesen an die sich periodisch aufgrund der axialen Drehung der Erde verändernden Umgebungsbedingungen zu verstehen. Dazu zählen sowohl unterschiedliche Verhaltensweisen von Lebewesen am Tag und in der Nacht als auch für das Leben notwendige Vorgänge wie die Photosynthese (Harmer et al. 2001).

Vollmerhaus (2004) stellte zusätzlich die Beobachtung eines Jahreszyklus bei männlichen Enten fest. Hierbei liegt der höchte Corticosterongehalt im Oktober, der geringste Wert im März (Vollmerhaus 2004). Des Weiteren wurde der Effekt der Eiablage auf die Konzentration des Corticosterons untersucht. Dabei konnte festgestellt werden, dass die Konzentration auf bis zu 4ng/ml Plasma 44min vor der Eiablage ansteigt und anschließend innerhalb von knapp zwei Stunden auf ein normales Level absinkt (Beuving und Vonder 1977).

3 Methodik

3.1 Versuchstiere

Die in dieser Bachelorarbeit untersuchten Nebennieren stammen von Tieren, die im Rahmen eines projektübergreifenden Versuchs eingestallt waren. In diesem Projekt wurden die Legelinien WLA, BLA, R11 und L68 untersucht. Der Versuch wurde nach den Vorgaben des Deutschen Tierschutzgesetztes und in Abstimmung mit dem Niedersächsischen Ministerium für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit durchgeführt (Aktenzeichen 33.9-42.502-05-10A079).

Die Linien WLA und BLA sind hochleistende Genotypen aus der Zucht der Lohmann Tierzucht GmbH, während R11 und L68 am Friedrich-Loeffler-Institut in Mariensee, Institut für Nutztiergenetik, gehalten werden und mit ihnen eine reine Erhaltungszucht betrieben wird.

Insgesamt wurden 516 Tiere ausgebrütet, davon 140 WLA. Für die hier vorliegende Auswertung wurden je sieben Tiere aus Käfig- und sieben Tiere aus Bodenhaltung zufällig ausgewählt. Die anderen Linien wurden für diese Arbeit nicht berücksichtigt.

Die Daten des Tieres 1059, welches in Bodenhaltung aufgestallt war, wurden nachträglich verworfen. Das Tier zeigte zwischen den letzten beiden Wiegetagen einen Gewichtsverlust von 585,60g. Dies kann nicht durch äußere Faktoren oder den Versuchsverlauf erklärt werden. Um eine Verfälschung der Ergebnisse zu vermeiden, werden deshalb nur die Daten von sieben Tieren aus Käfig- und sechs Tieren aus Bodenhaltung ausgewertet.

3.2 Aufzucht

3.2.1 Haltung

Die Tiere sind alle am gleichen Tag im Friedrich-Loeffler-Institut in Celle geschlüpft und wurden bis zu einem Alter von 16 Wochen gemeinsam aufgezogen. Die Abteile besaßen eine Länge von 6m und eine Breite von 4m. Die Einstreu bestand aus einem Gemisch aus Holzspänen und Stroh.

Außerdem standen den Tieren Sitzstangen zur Verfügung. Diese wurden von ihnen jedoch erst ab einem Alter von sieben Wochen genutzt.

3.2.2 Fütterung

Während der Aufzucht stand Wasser zur ad libitum Aufnahme zur Verfügung. Die Fütterung erfolgte in zwei Abschnitten. In den Wochen eins bis sieben erhielten die Küken Futter mit

einem Energiegehalt von 12,97 MJ ME/kg und einem Rohproteingehalt von 189,61g/kg. Der Fettgehalt lag bei 31,38g/kg und die Mineralstoffe Calcium und Phosphor bei 9,14g/kg beziehungsweise 6,94g/kg. Für die Aufzuchtwochen acht bis 16 sank der Energiegehalt auf 12,82 MJ ME/kg, der Rohproteingehalt auf 151,67 g/kg und der Rohfettgehalt auf 15,83g/kg. Im Gegensatz dazu stiegen die Mineralstoffgehalte von Calcium und Phosphor auf 15,83g/kg und auf 8,11g/kg an.

3.2.3 Lichtregime

In den ersten 48h Lebensstunden waren die Abteile durchgehend beleuchtet. Ab dem dritten Lebenstag erhielten die Tiere 15h Licht am Tag, welches ab dem Ende der ersten Lebenswoche wöchentlich um eine Stunde verkürzt wurde. In der siebten Lebenswoche stand den Tieren somit neun Stunden am Tag Licht zur Verfügung. Diese Zeitspanne wurde bis zum Ende der Aufzucht in der 16. Lebenswoche beibehalten. Dies entspricht einem praxisüblichen Lichtregime.

3.3 Junghennen und adulte Hennen

3.3.1 Haltung

Zu Beginn der 17. Lebenswoche erfolgte die zufällige Aufteilung der Tiere in die Haltungsformen Käfig und Boden. Aus der Zuchtlinie WLA, deren Nebennieren in dieser Arbeit analysiert wurden, kamen 48 Tiere in die Käfig- und 28 in die Bodenhaltung.

Die Käfighaltung erfolgte in Einzeltierhaltung. Der Käfig verfügte über die Maße 50cm x 46cm x 43cm und enthielt neben einem Futtertrog zwei Nippeltränken. Außerdem wurde eine Sitzstange integriert. Diese Käfige werden am FLI für die Reproduktion genutzt, da in Einzelkäfigen die Eier eindeutig der Henne zugeordnet werden können.

Die Tiere in Bodenhaltung wurden auf sechs Abteile aufgeteilt. Wobei die Linien abteilweise zugeordnet wurden. Die Linien WLA und BLA erhielten je ein Abteil, die Linien R11 und L68 jeweils zwei Abteile. Beide Haltungsformen waren in einem Stall angeordnet, so dass Raumeffekte, wie eine unterschiedliche Beleuchtung, ausgeschlossen werden konnten.

Die 28 Tiere der Linie WLA wurden somit gemeinsam in einem Bodenlaufstall mit einer Breite von 2m und einer Länge von 4m eingestallt. Der Boden war mit Holzspänen eingestreut. Außerdem verfügten die Tiere der Bodenhaltung über Sitzstangen und Nester, die auf einem Lattenrost in einer Höhe von 50cm über dem eingestreuten Boden angebracht waren.

3.3.2 Fütterung

In beiden Aufstallungsformen erhielten die Tiere Wasser und Futter ad libitum. Das Futter besaß einen Energiegehalt von 11,68 MJ ME/kg und einen Rohproteingehalt von 168,11g/kg. Außerdem enthielt es 29,43g/kg Rohfett, sowie 50,05g/kg Calcium und 5,06g/kg Phosphor.

3.3.3 Lichtregime

Am Ende der Aufzucht betrug die tägliche Lichtzeit 16h, während es acht Stunden dunkel war. Diese zeitliche Aufteilung wurde bis zum Versuchsende beibehalten.

3.3.4 Datenerhebung während des Versuchs

Die Tiere wurden im Alter von 16 Wochen am 02.01.2013 in die Käfig- und in die Bodenhaltung aufgeteilt. An diesem Tag fand die erste Wiegung statt. Anschließend wurden die Tiere einmal monatlich gewogen. Die letzte Wiegung fand vor der Versuchsschlachtung am 10.02.2014 statt.

3.4 Laboranalytische Methodik

Die Schlachtung der Tiere erfolgte am 10.02.2014 in der 75. Lebenswoche. Sie wurden gewogen und anschließend mit Isofluran betäubt. Die Tötung erfolgte durch Ausbluten nach einem Kehlschnitt. Im Anschluss wurde der Bauchraum geöffnet und die Nebennieren entnommen. Sie wurden in einer 4%igen Formaldehydlösung (Formalin, RotiHistofix von der Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland), fixiert. Nach zwei bis drei Tagen folgte die Entwässerung der Proben, wie in Tabelle 1 dargestellt. Die Lösungen wurden aus vergällten Ethanol sowie Xylol (beides Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland) hergestellt. Im Anschluss wurden die Proben in Paraplast PLUS (Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland) eingebettet. Dadurch entstanden Paraffinblöcke, die nach dem Aushärten innerhalb einer Stunde auf -20°C im Gefrierschrank heruntergekühlt wurden. Nach dem Anschneiden und Trimmen der Proben, wurden die zu untersuchenden Schnitte angefertigt. Diese haben eine Dicke von 4 µm und

Tabelle 1: Entwässerung der Nebenniere

Gefäß	Lösung	Zeit
Position 1	50% Alkohol	1h
Position 2	70% Alkohol	1h
Position 3	70% Alkohol	2h
Position 4	80% Alkohol	2h
Position 5	96% Alkohol	1h
Position 6	96% Alkohol	2h
Position 7	100% Alkohol	2h
Position 8	100% Alkohol	2h
Position 9	Xylol	2h
Position 10	Xylol	2h
Position 11	Paraffin	2h
Position 12	Praffin	2h

wurden mit Hilfe des Rotationsmikrotoms HistoCore AUTOCUT (Firma Leica, Wetzlar, Deutschland) mit dem Messer R35/80mm hergestellt. Die Schnitte wurden auf Objektträgern (Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland) aufgezogen. Für eine bessere Haftung wurde Eiweißglycerin (Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland) genutzt.

Nachdem Aufziehen der Schnitte ruhten die Objektträger (Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland) eine Stunde bei 54°C im Brutschrank. Dadurch kann eine bessere Haftung der Schnitte am Objektträger erzielt werden.

Im Anschluss wurden die Schnitte mit einer Hämatoxylin-Eosin-Lösung angefärbt. Der Farbstoff Hämatoxylin färbt alle basophilen Zellorganellen blau-lila und der Farbstoff Eosin die acidophilen Zellorganellen rosa an. Somit erhält der saure Zellkern eine blau-lila und das basische Zellplasma eine rosa Färbung. Die Arbeitsschritte sind in Tabelle 2 dargestellt. Anstelle des gesundheitsgefährdenden Stoffes Xylol wurde RotiHistol (Firma Roth, Karlsruhe, Deutschland) eingesetzt. In den Positionen 10 und 13 wird das Leitungswasser während der Zeit gewechselt, um besser zu entfärben. Unter der Zeitangabe „kurz“ werden die Objektträger in der Lösung geschwenkt.

Die „RotiHistol“ Lösung, die während der Färbung in den Schritten 1-3 und 19-21 eingesetzt wird, ist von der Firma Roth (Karlsruhe, Deutschland), ebenso wie das „Roti Histokitt ll“. Dieses wird zum Eindecken der Objektträger verwendet.

Tabelle 2: Ablauf der Hämatoxylin-Eosin-Färbung der Nebennieren

Gefäß	Lösung	Zeit
30-60min Brutschrank bei 55°C		
Position 1	RotiHistol1	5min
Position 2	RotiHistol2	5min
Position 3	RotiHistol3	5min
Position 4	100%iger Ethanol	2min
Position 5	96%iger Ethanol	2min
Position 6	80%iger Ethanol	2min
Position 7	70%iger Ethanol	2min
Position 8	destilliertes Wasser	kurz
Position 9	Hämatoxylin	10min
Position 10	Leitungswasser (handwarm)	5min
Position 11	Leitungswasser (handwarm)	5min
Position 12	Gemisch 1%iges Eosin mit 70%igen Ethanol	5min
Position 13	Leitungswasser	5min
Position 14	destilliertes Wasser	kurz
Position 15	70%iger Ethanol	kurz
Position 16	80%iger Ethanol	kurz
Position 17	96%iger Ethanol	kurz
Position 18	100%iger Ethanol	1min
Position 19	RotiHistol3	kurz
Position 20	RotiHistol2	kurz
Position 21	RotiHistol1	kurz
Eindecken und trocknen lassen		

3.5 Mikroskopische Methoden

Von jedem Tier aus dem Versuch wurden mindestens jeweils fünf Schnitte der rechten und der linken Nebenniere angefertigt, gefärbt und mikroskopiert. Von jeder Nebenniere wurden fünf Schnitte fotografiert. Insgesamt entstanden somit 140 Bilder, die ausgewertet wurden. Die Schnitte wurden mit dem Lichtmikroskop Axio Imager Z1 der Firma Zeiss (Jena, Deutschland) mikroskopiert und mit Hilfe der schwarz-weiß Kamera Axiocam 506 mono (Zeiss, Jena, Deutschland) fotografiert. Die Nebennieren wurden in der 25fachen Vergrößerung

aufgenommen. Das Bild eines Schnittes sollte die größtmögliche Fläche der Nebenniere erfassen.
Für die Auswertung wurden nur 130 Schnitte betrachtet. Die 10 Schnitte von Tier 1059 wurden aufgrund seiner bereits in 3.1 ‚Versuchstiere' beschriebenen Entwicklung verworfen.

3.6 Auswertung

Die Bestimmung der Fläche der Nebennieren sowie die Ausmessung der Fläche der Interrenalzellen erfolgte mit Hilfe des Programms ZEN von Zeiss (ZEN 2.1 black; Version 11,0,0,190; Jena; Deutschland). Im ersten Schritt wurde die Gesamtfläche der Nebenniere ausgemessen. Anschließend wurden Artefakte, wie zum Beispiel Risse, sowie nicht identifizierbares Gewebe und Blutgefäße ausgemessen und von der Gesamtfläche abgezogen. Die verbliebene Gewebefläche bestand aus Adrenal- und Interrenalzellen. Die Interrenalzellen wurden ausgemessen und anschließend von der zuvor ermittelten Gewebefläche abgezogen, um die Fläche der Adrenalzellen zu ermitteln.
Die Erfassung der Daten erfolgte mit dem Tabellenkalkulationsprogramm Excel 2016 (Microsoft, Redmond, USA). Die Erstellung der Tabellen wurde ebenfalls mit Hilfe von Excel 2016 (Microsoft, Redmond, USA) durchgeführt.
Für die Auswertung der Entwicklung der Lebendmasse, der Fläche der Adrenalzellen, der Fläche der Interrenalzellen sowie des Verhältnisses von Adrenal- zu Interrenalzellen wurden BoxPlots mit SAS 9.4 (SAS Institute Inc., 2016) erstellt.
Für das Kapitel 4.1 ‚Entwicklung ' wurden die Körpergewichte je einer Versuchsgruppe (Boden/Käfig) für jede Lebenswoche auf Normalverteilung mit Hilfe des Shapiro-Wilk-Test getestet. Da die Normalverteilung außer in der Gruppe Käfighaltung in den Lebenswochen 61, 63 und 67 gegeben war, wurde für den Vergleich der Daten ein t-Test genutzt.
In den Kapiteln 4.3 ‚Fläche der Adrenalzellen' und 4.4 ‚Fläche der Interrenalzellen' wird jeweils der relative Anteil der Zellen an der Gesamtfläche ermittelt. Hierfür wurde von der Gesamtfläche eines Nebennierenschnitts die Fläche der Artefakte abgezogen und die ausgemessene Zellfläche ins Verhältnis gesetzt. Die Summe von Adrenal- und Interrenalzellen ergibt somit 1 beziehungsweise 100%.
Der Einfluss der Haltungsbedingung (Boden/Käfig) auf das Verhältnis der Adrenal- zu den Interrenalzellen wurde in einem generalisierten gemischten Modell (PROC GLIMMIX) untersucht. Dabei handelte es sich bei der abhängigen Variable um das Verhältnis von Adrenal- zu Interrenalzellen; die Haltungsbedingung war als fixer Faktor in das Modell eingeschlossen.

Die Nebennierenseite (rechts/links) sowie die Nummer des Schnitts (1 bis 5) wurden als wiederholte Messungen berücksichtigt. Die Anforderungen des Modells, also die Normalverteilung der Daten, wurden visuell geprüft.

Zusammenhänge zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Interrenalzellen, zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Adrenalzellen sowie zwischen dem Körpergewicht und dem Adrenal-Interrenal-Verhältnis wurden mittels Pearson Korrelation (PROC CORR) berechnet. Das Signifikanzniveau wurde für alle Auswertungen auf $p < 0{,}05$ festgelegt. Die Auswertungen erfolgten in SAS 9.4 (SAS Institute Inc., 2016).

4 Ergebnisse

4.1 Entwicklung der Lebendgewichte

Während des Versuchs wurden die Tiere einmal monatlich gewogen. Die Entwicklung der Lebendgewichte (LG) ist in der Abbildung 4[5] dargestellt. Mit Hilfe eines BoxPlot-Diagramms wurden dabei die Tiere in Käfig- und Bodenhaltung verglichen. Die Datenaufzeichnung startete mit Versuchsbeginn in der 17.Lebenswoche und endete am Tag der Tötung in der 75. Lebenswoche.

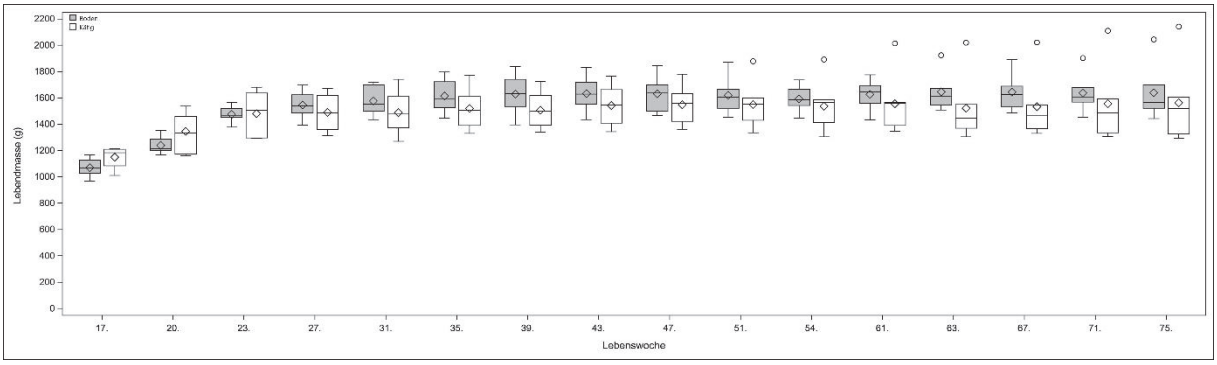

Abbildung 4: Entwicklung der Lebendmasse der Legehennen während des Versuchs im Käfig und in Bodenhaltung

Das Diagramm zeigt, dass die Tiere nach der Aufzuchtphase etwa sechs Wochen stetig an Gewicht zunehmen, ehe die Gewichtszunahme stagniert. Auffällig ist, dass die Tiere in der Bodenhaltung ab der 27. Lebenswoche durchschnittlich ein höheres Gewicht erreichen, als die Tiere in der Käfighaltung. Diese Beobachtung ist jedoch in keiner Lebenswoche signifikant und ist daher nur als Tendenz zu betrachten. In der 17., 20. und 23. Lebenswoche ist die Lebendmasse der Tiere im Käfig höher. In der 17. Lebenswoche wiegen die Tiere in Käfighaltung signifikant mehr als in der Bodenhaltung (p=0,0411), in der 20. (p=0,0649) und 23. Lebenswoche (p=0,4616) kann kein signifikantes Ergebnis beobachtet werden.

Betrachtet man die Entwicklung der minimalen und maximalen Lebendgewichte, zeigt sich eine ansteigende Differenz[6]. Das spiegelt sich auch in Tabelle 3 wieder. Während die Lebendgewichte aller Tiere anfangs zwischen 965,00g und 1.212,10g schwanken und somit eine Spannweite von 247,10g aufweisen, vergrößert sich letztere zum Versuchsende auf 848,50g. Die LG liegen dann zwischen 1.293,20g und 2.141,70g.

In der Käfighaltung schwanken die LG zu Versuchsbeginn zwischen 1.010,30g und 1.212,10g (R=201,80g) und am Versuchsende zwischen 1.293,20g und 2.141,70g (R=848,50g). In der

[5] vergrößerte Darstellung im Anhang in Abbildung 11

[6] tabellarische Darstellung der Einzeltiergewichte im Anhang in Tabelle 10 sowie in Tabelle 11

Bodenhaltung liegt das Minimum zu Versuchsbeginn bei 965,00g und das Maximum bei 1.167,10g (R=202,10g). Zum Versuchsende liegen die LG zwischen 1.442,00g und 2.043,60g, wodurch sich eine Spannweite von 601,60g bildet.

Tabelle 3: Vergleich der Körpergewichte der Legehennen zu Beginn (17.LW) und zum Ende (75.LW) des Versuchs

	02.01.2013 - 17. Lebenswoche			**10.02.2014 - 75. Lebenswoche**		
	Käfig Masse in g	**Boden** Masse in g	**Gesamt** Masse in g	**Käfig** Masse in g	**Boden** Masse in g	**Gesamt** Masse in g
Mittelwert	1150,26	1069,62	1113,04	1563,04	1639,68	1598,42
Standardabweichung	71,74	67,37	80,51	262,34	196,02	237,17
Median	1184,40	1064,75	1129,80	1517,20	1566,10	1563,00
Minimum	1010,30	965,00	965,00	1293,20	1442,00	1293,20
Maximum	1212,10	1167,10	1212,10	2141,70	2043,60	2141,70
Spannweite	201,80	202,10	247,10	848,50	601,60	848,50

4.2 Gewicht der Nebennieren

Das Gewicht der entnommenen Nebennieren ist in der Tabelle 4 mit Hilfe des Mittelwerts, des Minimums und des Maximums dargestellt. Außerdem wurden die Standardabweichungen und Spannweiten berechnet. Die Nebennieren wiegen zwischen 0,0508g und 0,1169g. Dabei ist das durchschnittliche Gewicht der linken Nebenniere (M=0,0782; SD=0,0181) geringer als das der rechten Nebenniere (M=0,0920; SD=0,0182).

Tabelle 4: Deskriptive Statistik der Gewichte der Nebennieren

	Käfig Masse in g		**Boden** Masse in g		**Gesamt** Masse in g	
	rechte NN	linke NN	rechte NN	linke NN	rechte NN	linke NN
Mittelwert	0,0850	0,0823	0,0991	0,0742	0,0920	0,0782
Standard-abweichung	0,0178	0,0152	0,0158	0,0198	0,0182	0,0181
Median	0,0908	0,0769	0,1074	0,0755	0,0949	0,0757
Minimum	0,0546	0,0589	0,0673	0,0508	0,0546	0,0508
Maximum	0,1027	0,1089	0,1169	0,1165	0,1169	0,1165
Spannweite	0,0481	0,0500	0,0496	0,0657	0,0623	0,0657
Quartil 25	0,0753	0,0746	0,0914	0,0606	0,0896	0,0643
Quartil 75	0,0981	0,0911	0,1097	0,0777	0,1062	0,0840

4.3 Fläche der Adrenalzellen

In Abbildung 5 sind die Gesamtflächen der Adrenalzellen in der Nebenniere aller Tiere einer Haltunsgform mit Hilfe eines BoxPlot-Diagrammes dargestellt. Es ist erkennbar, dass die Mediane und Mittelwerte annähernd gleich sind. Lediglich die Spannweiten unterscheiden sich deutlich. Es fällt auf, dass die Streuung der Adrenalzellflächen bei Tieren aus Käfighaltung größer ist, als bei den Tieren aus Bodenhaltung.

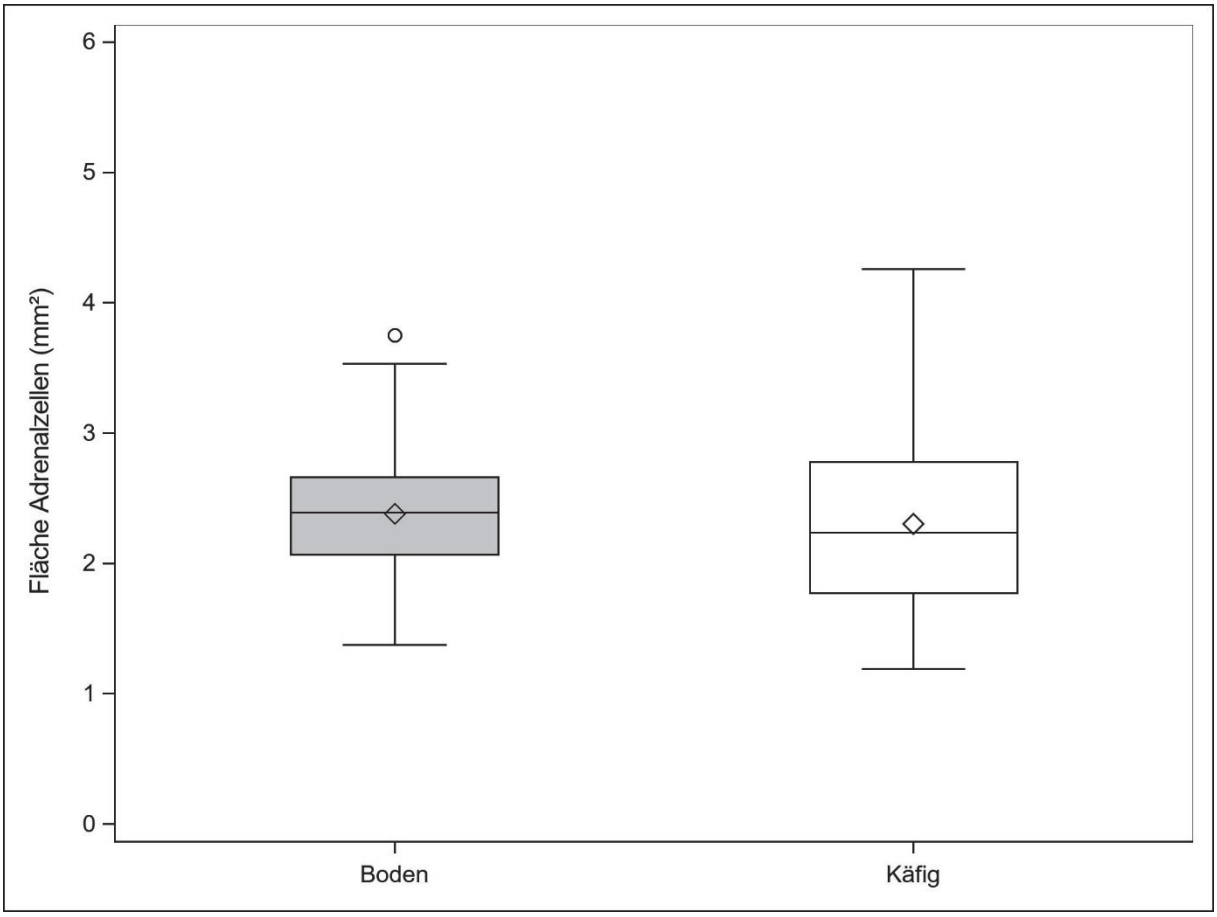

Abbildung 5: Vergleich der Fläche der Adrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen aus Boden- und Käfighaltung

Eine Darstellung des Vergleiches der Adrenalzellflächen zwischen Boden- und Käfigtieren sowie der Nebennierenseite (rechts/links) ist im Anhang in Abbildung 12 dargestellt. Sie wird nicht näher betrachtet, da beim gegebenen Versuchsaufbau davon auszugehen ist, dass sich beide Nebennieren unter den äußeren Bedingungen gleich entwickeln, die Abbildung ist aber der Vollständigkeit halber dort eingefügt.

In Tabelle 5 ist die deskriptive Statistik der Fläche der Adrenalzellen dargestellt. Die Tiere in Käfighaltung (M=2,306; SD=0,729) haben eine absolut kleinere Gesamtfläche der Adrenalzellen als die Tiere in Bodenhaltung (M=2,448; SD=0,573). Außerdem bestätigt sich der graphische Eindruck über die Verteilung der Daten. Die Spannweite der Adrenalzellfläche

der Tiere in der Käfighaltung ist mit 3,071mm² größer als die der Tiere in Bodenhaltung mit 2,415mm². Dieses Ergebnis wird durch die Betrachtung als relativer Anteil der Adrenalzellen an der Gesamtfläche bestärkt. Dabei nimmt das chromaffine Gewebe in der Gruppe Bodenhaltung 22,14% und in Gruppe Käfighaltung 19,88% ein.

Tabelle 5: Fläche der Adremalzellen in mm² und in %

	Käfig in mm²	**Boden in mm²**	**Käfig in %**	**Boden in %**
Mittelwert	2,306	2,448	19,88	22,14
Median	2,236	2,415	20,00	21,63
Minimal	1,189	1,375	12,75	14,68
Maximal	4,260	3,790	28,73	35,35
Spannweite	3,071	2,415	15,98	20,67
Standardabweichung	0,729	0,573	4,21	5,14

4.4 Fläche der Interrenalzellen

Das BoxPlot-Diagramm in Abbildung 6 stellt die Fläche der Interrenalzellen in Quadratmillimeter dar. Dabei erfolgt auch hier ein Vergleich der beiden Haltungsformen Boden und Käfig. Wie bereits bei der Betrachtung der Adrenalzellfläche im vorangegangenen Kapitel, sind die Mediane der beiden untersuchten Gruppen annähernd gleich. Auch die Streuung der Daten unterscheidet sich bei beiden Gruppen deutlich, wobei diesmal die Tiere in Bodenhaltung die größere Spannweite aufweisen.

Der Vergleich der Interrenalzellfläche von Tieren aus Boden- und Käfighaltung unter Einbezug der Körperseite (links/rechts) ist im Anhang in Abbildung 13 der Vollständigkeit halber dargestellt. Da aufgrund des Versuchsaufbaus und der identischen äußeren Einflüsse auf beide Nebennieren von einer gleichen Entwicklung ausgegangen werden kann, erfolgt keine nähere Betrachtung.

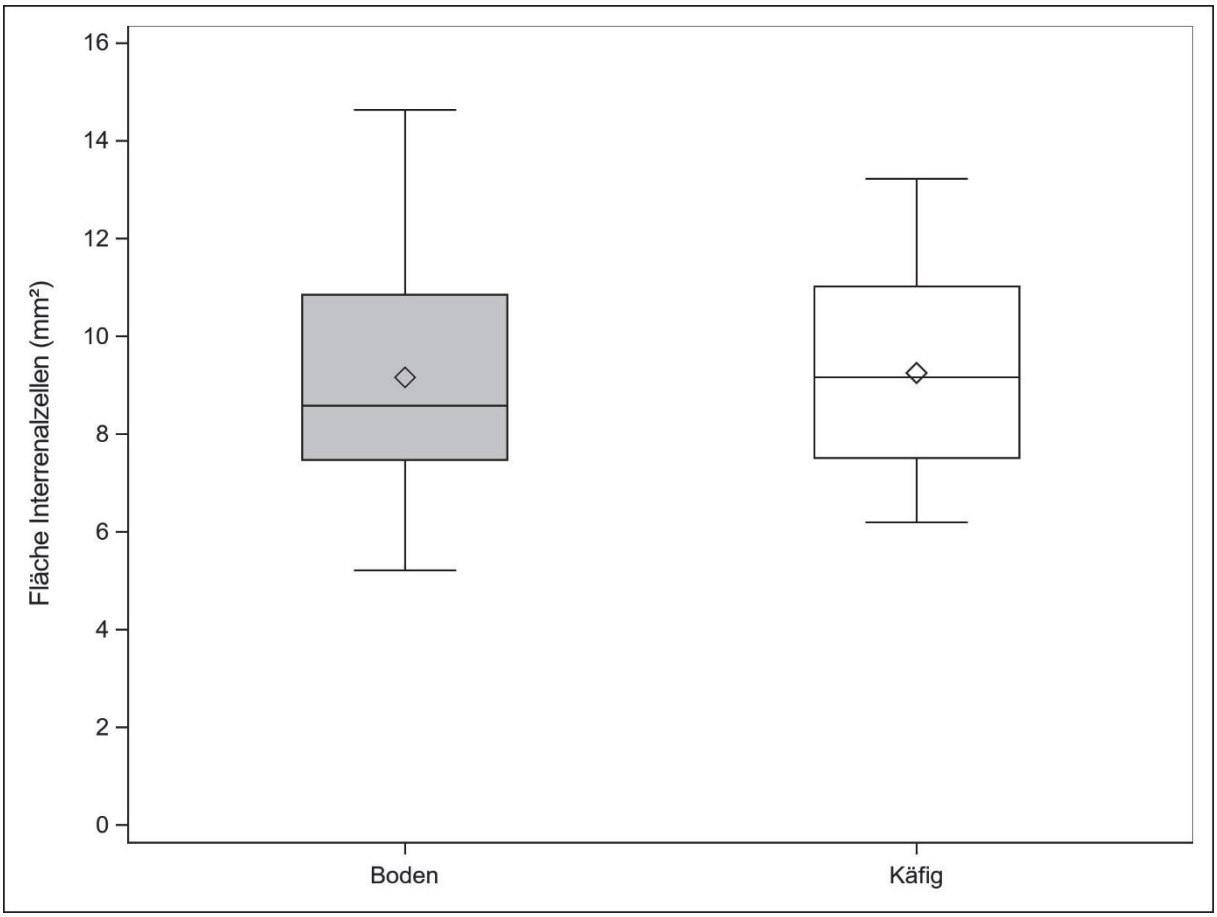

Abbildung 6: Vergleich der Fläche der Interrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen aus Boden- und Käfighaltung

In Tabelle 6 ist die deskriptive Statistik dargestellt. Dabei wird wiederum der graphische Eindruck bestätigt, dass die Streuung der Werte in Bodenhaltung (R=9,411) größer ist, als die der Werte in Käfighaltung (R=7,027). In Relation zur Gesamtfläche ist die Interrenalfläche von Tieren aus der Bodenhaltung prozentual geringer als der Tiere in Käfighaltung.

Tabelle 6: Fläche der Interrenalzellen in mm² und in %

	Käfig in mm²	**Boden in mm²**	**Käfig in %**	**Boden in %**
Mittelwert	9,257	8,888	80,12	77,86
Median	9,168	8,225	80,00	78,37
Minimal	6,200	5,216	71,27	64,65
Maximal	13,227	14,626	87,25	85,32
Spannweite	7,027	9,411	15,98	20,67
Standardabweichung	2,003	2,438	4,21	5,14

4.5 Verhältnis der Adrenal- und Interrenalzellen

Um eine sinnvolle Auswertung der Zellflächen durchführen zu können, wurde für jeden Nebennierenschnitt der Quotient aus der Fläche der Adrenalzellen und der Fläche der Interrenalzellen gebildet. Mit den erhaltenen Verhältniszahlen erfolgte die weitere Auswertung. Je größer der Quotient ist, desto größer ist der Anteil der Adrenalzellen. Bei einer kleinen Verhältniszahl, überwiegt die Fläche der Interrenalzellen.

In Abbildung 7 zeigt ein BoxPlot-Diagramm, wie sich das Verhältnis von Adrenal- zu Interrenalzellen in Boden- und Käfighaltung verhält. In der graphischen Darstellung ist erkennbar, dass der Median in der Bodenhaltung über dem der Käfighaltung liegt. Das bedeutet, dass der Anteil der Adrenalzellen in Bodenhaltung größer ist. Ebenso verhält es sich beim Vergleich der Mittelwerte. Die Gruppe Bodenhaltung (M=0,2717; SD=0,02473) hat einen höheren Durchschnittswert als die Gruppe Käfighaltung (M=0,2516; SD=0,02452).

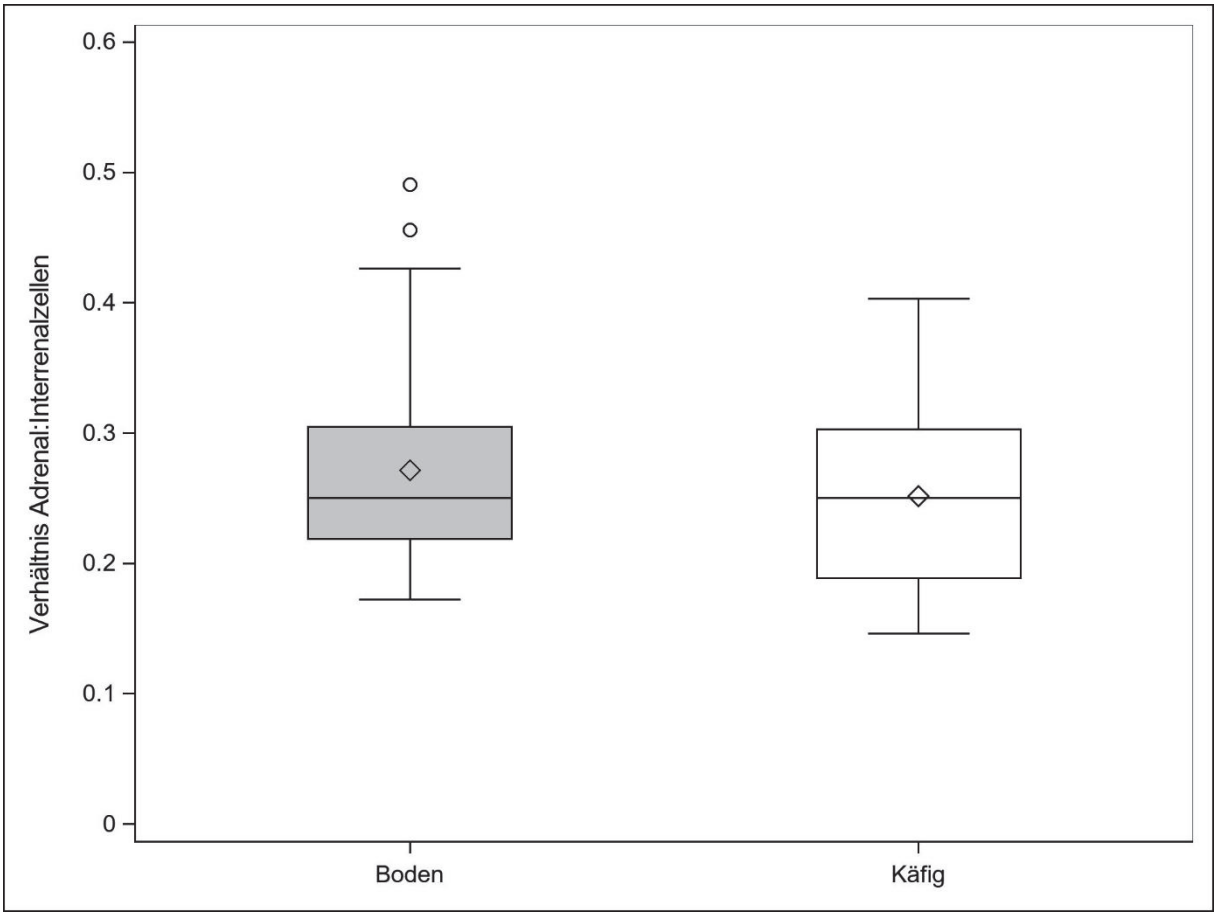

Abbildung 7: Vergleich des Verhältnisses von Adrenal- zu Interrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen aus Boden- und Käfighaltung

Außerdem fallen im BoxPlot der Bodenhaltung die beiden Punkte auf, die am weitesten von der x-Achse entfernt liegen. Sie symbolisieren Ausreißer und der dargestellte Maximalwert hat annähernd ein Verhältnis von 0,5. Das entsprechende Tier hat folglich die gleiche Fläche

Adrenal- wie Interrenalzellen. In der Käfighaltung ist der Maximalwert bei etwa 0,4 und damit deutlich unter dem zuvor beschriebenen Maximum der Bodenhaltung.
Wie bereits in den beiden vorangegangenen Kapiteln wurde auch in dieser Betrachtung das Verhältnis von Adrenal- zu Interrenalzellen unter Einbezug der Körperseite (links/rechts) graphisch dargestellt. Da die Ergebnisse aufgrund des Versuchsaufbaus nicht näher betrachtet werden, entfällt die Auswertung. Das BoxPlot-Diagramm ist der Vollständigkeit halber im Anhang in Abbildung 14 dargestellt.
Das Adrenal-Interrenal-Verhältnis wird zwischen der Gruppe Bodenhaltung und der Gruppe Käfighaltung verglichen. Dafür wurde, wie in 3.6 ‚Auswertung' beschrieben, eine statistische Modellierung (PROC GLIMMIX) vorgenommen. Das Ergebnis ($F(123)=2,98$; $p=0,0870$) ist nicht signifikant, zeigt aber die eindeutige Tendenz, dass das Verhältnis von Adrenal- zu Interrenalzellen bei Tieren aus der Bodenhaltung größer ist, als bei Tieren aus der Käfighaltung. Das bedeutet, dass die Bodenhaltungstiere mehr Adrenal- und weniger Interrenalzellen besitzen, als die Tiere der Käfighaltung.

4.6 Korrelation zwischen Körpergewicht und den Zellen der Nebenniere

In Tabelle 7 ist die Korrelation zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Interrenal- bzw. Adrenalzellen dargestellt. Dabei werden jeweils die Korrelationen in der Boden- und der Käfighaltung untersucht. Es tritt eine signifikante positive Korrelation zwischen dem Körpergewicht und der Interrenalzellfläche auf, wobei die Korrelation in der Bodenhaltung stärker und signifikanter als in der Käfighaltung ist.
Die Korrelation zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Adrenalzellen ist nicht signifikant.

Tabelle 7: Korrelation zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Interrenal- bzw. Adrenalzellen unter Einbezug der Haltungsform

Variable 1	Variable 2	Haltung	Korrelationskoeffizient	p-Wert
Körpergewicht	Interrenalzellen	Boden	0,44	0,0004
Körpergewicht	Interrenalzellen	Käfig	0,25	0,0362
Körpergewicht	Adrenalzellen	Boden	-0,05	0.7078
Körpergewicht	Adrenalzellen	Käfig	-0,11	0,3721

Die Korrelation zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Adrenalzellen sowie der Fläche der Interrenalzellen ist in Tabelle 8 dargestellt. Dabei wurde die Haltungsform bei der Berechnung nicht beachtet. Es tritt eine mittlere positive Korrelation zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Interrenalzellen auf. Das Ergebnis ist stark signifikant

(p<0,0001). Die Korrelation sagt aus, dass mit zunehmendem Körpergewicht die Fläche der Interrenalzellen ebenfalls ansteigt.

Zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Adrenalzellen tritt keine Korrelation auf. Es besteht keine Abhängigkeit zwischen diesen beiden Variablen.

Tabelle 8: Korrelation zwischen dem Körpergewicht und der Fläche der Interrenal- bzw. Adrenalzellen

Variable 1	Variable 2	Korrelationskoeffizient	p-Wert
Körpergewicht	Interrenalzellen	0,39	<0,0001
Körpergewicht	Adrenalzellen	-0,00724	0.9349

In Abbildung 8 sind die Korrelationen aus Tabelle 8 graphisch dargestellt. Die grauen Punkte sind der Korrelation zwischen Körpergewicht und der Interrenalzellfläche zu zuordnen, die schwarzen Punkte der Korrelation zwischen Körpergewicht und Adrenalzellfläche. Dabei spiegelt das Streuungsdiagramm sowohl die positive Korrelation zu der Zellfläche der Interrenalzellen als auch die leicht negative Korrelation zu der Zellfläche der Adrenalzellen wieder.

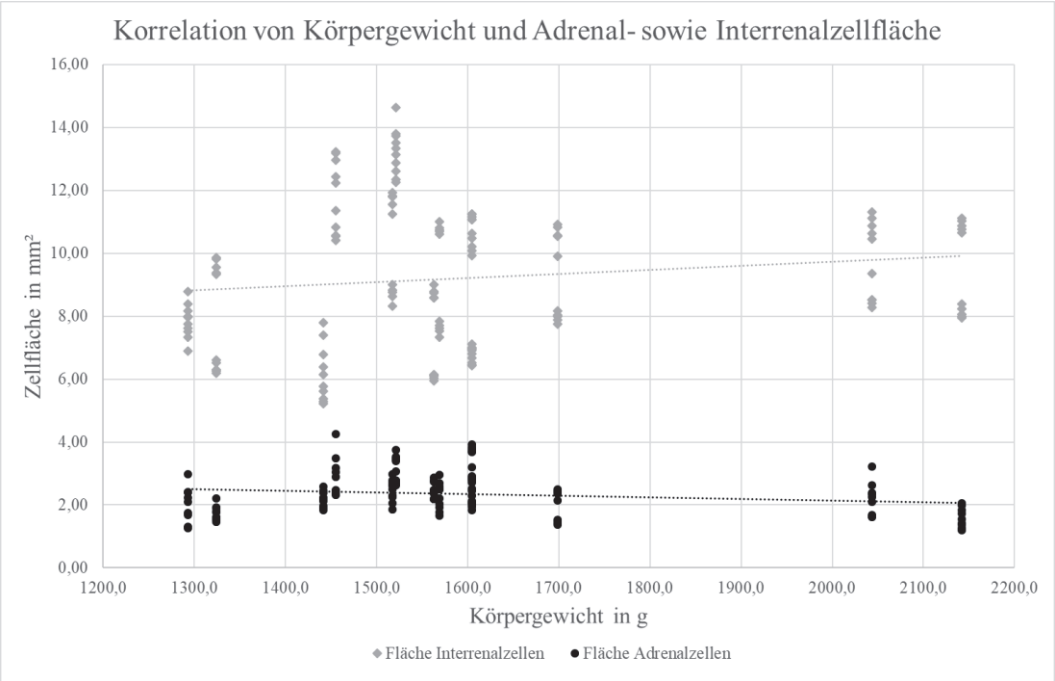

Abbildung 8: Graphische Darstellung der Korrelation zwischen Körpergewicht und der Fläche der Adrenal- sowie Interrenalzellen

In Tabelle 9 wird der Zusammenhang zwischen der Körpermasse und dem Verhältnis aus Adrenal- zu Interrenalzellen untersucht. Dabei wird die Beziehung sowohl für die Gruppe Boden- als auch für die Gruppe Käfighaltung untersucht. In beiden Fällen tritt eine negative Korrelation auf, wobei die Gruppe Bodenhaltung eine starke und die Gruppe Käfighaltung eine mittlere Korrelation aufweisen. Das Ergebnis der ersten Gruppe ist hoch signifikant ($p<0{,}0001$), dass der Käfighaltungsgruppe signifikant ($p<0{,}05$).

Tabelle 9: Korrelation zwischen der Körpermasse und dem Verhältnis von Adrenal- zu Interrenalzellen

Variable 1	Variable 2	Haltung	Korrelationskoeffizient	p-Wert
Körpergewicht	Verhältnis	Boden	-0,60817	< 0,0001
Körpergewicht	Verhältnis	Käfig	-0,23972	0,0456

In Abbildung 9 ist die Korrelation zwischen dem Körpergewicht und dem Adrenal-Interrenal-Verhältnis der Tiere in Käfighaltung graphisch dargestellt. Dabei ist anhand der Trendlinie deutlich die negative Korrelation zu erkennen.

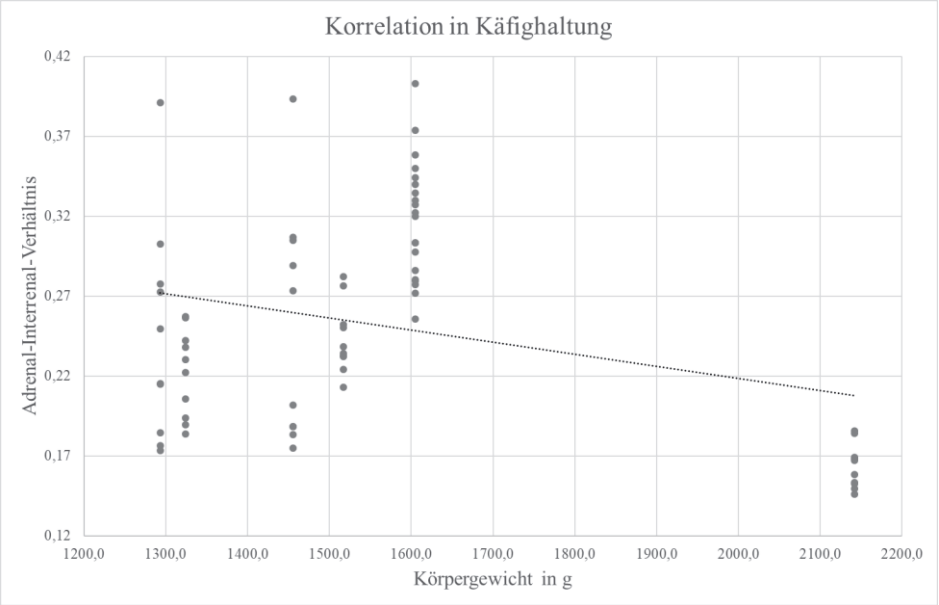

Abbildung 9: Korrelation zwischen dem Adrenal-Interrenal-Verhältnis und dem Körpergewicht der Tiere in Käfighaltung

In Abbildung 10 ist die graphische Darstellung der Korrelation zwischen Adrenal-Interrenal-Verhältnis und dem Körpergewicht der Tiere in Bodenhaltung zu sehen. Dabei ist eindeutig anhand der Trendlinie die negative Korrelation zu erkennen.

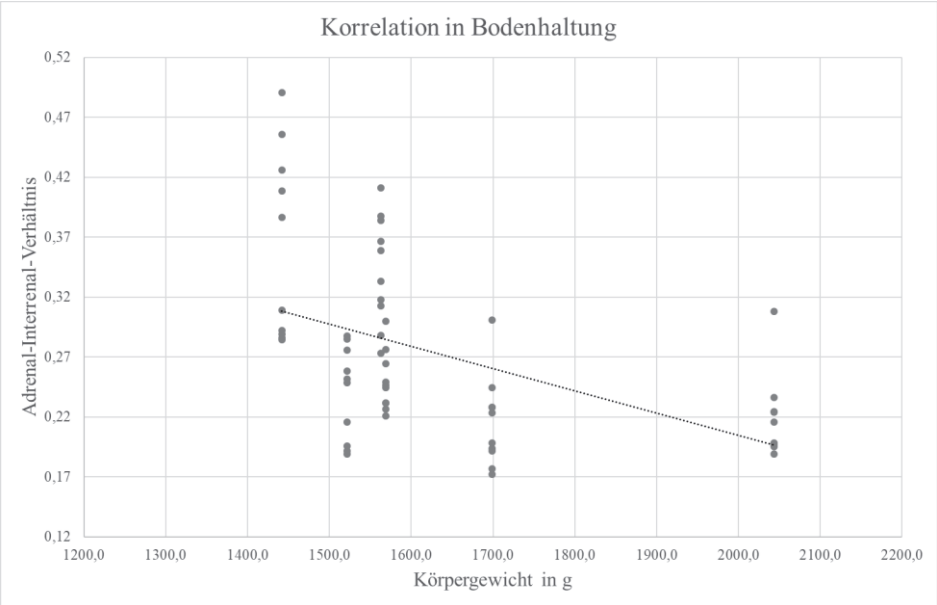

Abbildung 10: Korrelation zwischen dem Adrenal-Interrenal-Verhältnis und dem Körpergewicht der Tiere in Bodenhaltung

5 Diskussion

5.1 Methodik

Der Versuchsaufbau ermöglichte die Untersuchung des Einflusses der Haltungsform auf die Tiere, da weitere äußere Faktoren wie die Fütterung und das Lichtregime für beide Versuchsgruppen identisch waren. Durch die Unterbringung der Tiere im gleichen Stall konnten selbst kleine Abweichungen der äußeren Einflüsse verhindert werden.

Sämtliche Proben wurden, wie in 3.4 ‚Laboranalytische Methodik' beschrieben, identisch behandelt und anschließend fotografiert. Die gewählte Methode, die einzelnen Zellen der Gewebearten vollständig auszumessen, ist aufwendig, hat jedoch zu aussagekräftigen Ergebnissen geführt. Die Problematik besteht darin, dass die gesamte Auswertung durch den gleichen Auswerter erfolgen muss, um individuelle Fehler zu vermeiden. Sollten noch weitere Nebennieren von Tieren aus diesem Versuch ausgewertet werden, sollte dies durch die gleiche auswertende Person erfolgen oder ein Vergleichsmaßstab angefertigt werden.

In Anbetracht der Ergebnisse zeigt sich, dass die ausgewählte Stichprobe von sieben Tieren aus der Käfig- und sechs Tieren aus der Bodenhaltung mit insgesamt 130 ausgewerteten Bildern bereits zu Tendenzen und siginifikanten Ergebnissen führt. Allerdings könnte mit der Auswertung weiterer Nebennieren das tendenzielle Ergebnis der Betrachtung des Adrenal-Interrenal-Verhältnisses untermauert werden.

5.2 Entwicklung des Körpergewichts

Nachdem die Tiere aus der Aufzucht in die jeweiligen Haltunsgformen aufgestallt wurden, nahmen sie kontinuierlich bis zur 23. Lebenswoche weiter zu. Das ist damit zu begründen, dass das Wachstum zum Ende der Aufzucht noch nicht abgeschlossen war. Von der 27. bis zur 47. Lebenswoche liegen die Körpergewichte in einem Bereich von 1.515,60g und 1.843,40g, wobei der Anstieg beim Einzeltier sehr gering ist. Ab der 51. Lebenswoche verringert sich das minimale Körpergewicht zwischen den einzelnen Wiegeterminen geringfügig und liegt am Versuchsende bei 1.293,20g. Das maximale Körpergewicht steigt hingegen stark an und liegt am Versuchsende bei 2.141,70g. Somit ist ab der 51. Lebenswoche eine ansteigende Streuung der einzelnen Lebendgewichte zu beobachten.

Das durchschnittliche Körpergewicht aller untersuchten Tiere ab der 23. Lebenswoche lag zwischen 1.528,9g und 1.598,4g. Damit liegen sie leicht über dem Vergleichswert aus der Studie von *Lieboldt et al.* (2015), deren Legehennen der Linie WLA lediglich durchschnittlich zwischen 1.477g und 1.492g wogen.

Auffällig ist, dass die Tiere in der Bodenhaltung ein tendenziell durchschnittlich höheres Körpergewicht aufweisen als die der Käfighaltung. Lediglich zu Versuchsbeginn wiegen die Käfighaltungstiere mehr. Dabei ist das Ergebnis in der 17. Lebenswoche signifikant (p=0,0411), nicht jedoch in der 20. (p=0,0649) und 23. Lebenswoche (p=0,4616). Ab der 27. Lebenswoche wiegen die Bodenhaltungstiere mehr als die Käfighaltungstiere. Der p-Wert liegt im Verlauf der Lebenswochen zwischen p=0,0776 (Lebenswoche 39) und p=0,2995 (Lebenswoche 75). Das höhere Lebendgewicht der Käfighaltungstiere stammt aus der gemeinsamen Aufzucht, da die Einteilung der Tiere in die Haltungsformen zufällig und ohne Betrachtung des Körpergewichts erfolgte. Im Versuch steigt das Lebendgewicht der Bodenhaltungstiere schnell an und liegt bereits ab der 27.Lebenswoche tendenziell über dem der Käfighaltungstiere.

Der Unterschied der Lebendgewichte ist durch die Bewegungsmöglichkeiten beider Haltungsformen erklärbar. Die Tiere in der Bodenhaltung haben mehr Platz um sich zu bewegen. Dadurch bauen sie vermehrt Muskeln auf. Im Gegensatz dazu, setzen die Tiere in der Käfighaltung das aufgenommene Futter vorrangig in Fett um, da ihnen weniger Bewegungsfreiraum zur Verfügung steht. Da Fettgewebe im Vergleich zu Muskelgewebe leichter ist, unterscheiden sich auch die Körpergewichte. Außerdem ist die Belastung der Knochen in Bodenhaltung höher, da die Tiere mehr Möglichkeit zur Bewegung haben. Es ist erwiesen, dass durch die hohe Legeleistung zur Bildung der Eischale Knochensubstanz abgebaut wird (Whitehead und Fleming 2000). Dies kann bei Tieren im Käfig durch die fehlende Bewegungsmöglichkeit nur eingeschränkt bzw. gar nicht kompensiert werden. Es kann also sein, dass die Tiere im Käfig auch eine deutlich geringere Knochenmasse besitzen. Eine weitere Erklärung könnte auch die gegebenenfalls vorhandene chronische Belastung durch die nicht tiergerechte Unterbringung im Käfig sein. Elementare Bedürfnisse der Legehenne, wie z.B. das erhöhte Aufbaumen, das Scharren nach Futter oder Staubbaden für die Gefiederpflege, können nicht befriedigt werden. Diese chronische Belastunsgssituation könnte sich ebenfalls in einem leicht reduzierten Gewicht bei den Tieren im Käfig wiederfinden. Genau der Aspekt der chronischen Belastung sollte anhand der untersuchten Morphologie der Nebennieren dargestellt werden.

5.3 Masse der Nebennieren

Die Literatur benennt ein Nebennierengewicht von 0,08 bis 0,46g je Nebenniere bei allen Arten des Hausgeflügels (z.B. Gänse, Enten, Hühner). Das Gewicht der Nebennieren der Legehenne

liegt im unteren Bereich dieser Spanne (Schwarze 1966). Die Ergebnisse dieser Untersuchung bestätigen die Literaturangaben. Die Nebennierengewichte liegen im unteren Bereich und leicht unter dieser Angabe. Die geringen Nebennierengewichte in diesem Versuch können auf Fehler in der Präparation der Nebenniere zurück zu führen sein. Beispielsweise konnte es sein, dass die Nebenniere nicht immer vollständig entfernt wurde.

Auf Grund dessen wurden die Nebennierengewichte in der weiteren Auswertung nicht berücksichtigt. Der Vollständigkeit halber sind sie jedoch in Kapitel 4.2 ‚Gewicht der Nebennieren' beschrieben. Eine statistische Auswertung wäre aufgrund der großen Fehlerquellen bei der Präparation nicht aussagekräftig gewesen.

5.4 Fläche der Adrenalzellen und der Interrenalzellen

Im Rahmen der Ergebnisauswertung wurden die Gesamtflächen der Adrenal- und Interrenalzellen jeder Nebenniere betrachtet. Da im gegebenen Versuchsaufbau auf beide Körperseiten, also die linke und die rechte Nebenniere, die gleichen Einflüsse wirken, werden beide gemeinsam betrachtet und nur der Einfluss der Haltungsform verglichen. Ein lateraler Vergleich hat nicht stattgefunden.

Die Betrachtung der Adrenalzellen zeigt, dass die Tiere in Bodenhaltung sowohl in absoluten (M=2,448; z=2,415) als auch in relativen Zahlen (22,14%) ein größeres chromaffines Gewebe als die Tiere in Käfighaltung (M=2,306; z=2,236; 19,88%) besitzen. Dem gegenüber stehen die Ergebnisse der Auswertung des interrenalen Gewebes. Dabei ist die Interrenalfläche der Tiere in Käfighaltung (M=9,257; z=9,168) größer als die der Tiere in Bodenhaltung (M=8,888; z=8,225). Das wird ebenfalls durch die relativen Zahlen bestätigt, da in der Käfighaltung 80,12% und in der Bodenhaltung 77,86% der Gesamtnebennierenfläche durch Interrenalzellen gebildet wird.

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass alle Tiere, unabhängig von der Haltungsform, mehr Interrenal- als Adrenalzellen besaßen. Dabei ist bei Tieren der Bodenhaltung die Fläche und der Anteil der Interrenalzellen geringer als in der Käfighaltung. Im Gegensatz dazu ist in der Käfighaltung die Fläche und der relative Anteil der Adrenalzellen geringer als in der Bodenhaltung.

Die Verteilung der Gesamtfläche auf Interrenal- und Adrenalzellen entspricht den Hypothesen dieser Untersuchung und den bereits veröffentlichten Ergebnissen anderer Studien. So überwiegen eindeutig die Interrenalzellen (vgl.Moawad und Randa 2017) und die Verteilung

beträgt annähernd 70-80% zu 20-30% wie bei *Aire* (1979) beschrieben und vergleichbar mit *Hummel* (2000).
Der Einfluss der Haltungsform auf die Fläche der Interrenal- und Adrenalzellen wurde bisher nicht untersucht, weshalb keine Referenzwerte zur Verfügung stehen. Allerdings deuten die Unterschiede zwischen Boden- und Käfighaltung bereits daraufhin, dass die Haltungsform einen Einfluss hat.

5.5 Verhältnis der Adrenal- und Interrenalzellen

Das Verhältnis der Adrenal- zu den Interrenalzellen ist bei Tieren in der Bodenhaltung größer als bei Tieren in der Käfighaltung. Das bedeutet, dass das Verhältnis beider Gewebearten ausgeglichener und näher an 1:1 beziehungsweise 0,5 liegt. Die Gruppe Bodenhaltung besitzt demzufolge auf die Gesamtfläche bezogen relativ mehr Adrenal- und weniger Interrenalzellen als die Tiere in der Käfighaltung.
Die Ergebnisse der beiden untersuchten Gruppen wurden mit Hilfe eines statistischen Modells überprüft, ob ein signifikanter Unterschied besteht. Dieser konnte nicht nachgewiesen werden, jedoch weist der p-Wert von 0,0870 auf eine eindeutige Tendenz hin. Diese wird durch die Ausreißer in der Gruppe Bodenhaltung unterstrichen, deren Adrenal-Interrenal-Verhältnisse sich dem Wert 0,5 annähern. Das zeigt, dass die Nebenniere von Legehennen ein ausgeglichenes Verhältnis von Adrenal- und Interrenalzellen aufweisen kann. Um das Ergebnis zu bestätigen sollten weitere Nebennieren ausgewertet werden. Bei der Literaturrecherche ist leider keine Studie zur Verteilung der Adrenal und Internalzellen in unterschiedlichen Haltungen gefunden worden.
Die grundlegende Hypothese dieser Arbeit lautet: Tiere, die in Käfighaltung gehalten werden, weisen einen relativ größeren Anteil Stresshormone produzierender Interrenalzellen auf, als die Tiere aus der Bodenhaltung. Diese kann mit dem beobachteten Ergebnis für diesen Versuch bestätigt werden. Auf Grund der eindeutigen Tendenz (p=0,0870) kann vermutet werden, dass die Tiere aufgrund der Haltungsform Käfig Stressoren stärker ausgesetzt sind, als ihre Vergleichsgruppe in der Bodenhaltung.
Da die Fütterung und das Lichtregime in beiden Gruppen identisch waren, sind die im Käfig fehlenden Möglichkeiten zur Bewegung und zum Ausleben des Wohlfühlverhaltens, wie Sandbaden oder Scharren, als Stressoren zu nennen. Daher wird in den Körpern der Käfighaltungstiere vermehrt ACTH ausgeschüttet (Hummel 2000), welches wiederum die Sekretion von Corticosteron verursacht (Harvey et al. 1980, Davison et al. 1979, Gäbel und

Loeffler 2018, Vollmerhaus 2004). Es kann vermutet werden, dass die Tiere für die Mehrproduktion von Corticosteron aufgrund des Einflusses von chronischen Stress, mehr Interrenalzellen benötigen. Dadurch würde sich das Adrenal-Interrenal-Verhältnis verkleinern. In einer Anschlussstudie könnte der Versuch um die Erhebung von Gesundheitsparametern, wie Brustbeinschäden oder Fußballenerkrankungen, ergänzt werden. Somit besteht die Möglichkeit, das Auftreten dieser Erkrankungen und die daraus resultierende Stressbelastung zwischen den Haltungsformen zu vergleichen.

5.6 Korrelation zwischen Körpergewicht und den Zellen der Nebenniere

Das Ziel der Korrelationsanalyse zwischen Körpergewicht und den Zellen der Nebenniere ist die Überprüfung, ob sich das Verhältnis von Adrenal- und Interrenalzellen verschiebt oder ob es zu einer Hyperplasie der Nebenniere gekommen ist. Für die Betrachtung wird die Hypothese aufgestellt, dass es zu einer Hyperplasie der Nebenniere bei Tieren in Käfighaltung kommt.

Da aufgrund der möglichen Fehler bei der Präparation des Organs nicht das Nebennierengewicht genutzt werden konnte, wurde eine eventuelle Korrelation zwischen Körpergewicht und Zellentypus betrachtet. Das Körpergewicht kann ohne Korrektur genutzt werden, da, wie in 4.1 ‚Entwicklung ' beschrieben, kein signifikanter Unterschied zwischen den beiden Gruppen besteht. Da die Veränderung des Adrenal-Interrenal-Verhältnisses untersucht werden soll, ist das Körpergewicht die unabhängige und das Verhältnis die abhängige Variable.

Somit wird erwartet, dass die Korrelation zwischen der Fläche Adrenalzellen und dem Körpergewicht in Boden- und Käfighaltung annähernd identisch ist, während die Korrelation zwischen der Fläche der Interrenalzellen und dem Körpergewicht in Bodenhaltung stärker ist als in der Käfighaltung. Dies würde daran liegen, dass in der Käfighaltung der Einfluss der Stressoren die Abhängigkeit der Fläche der Interrenalzellen vom Körpergewicht verringert.

Grundlegend haben die Ergebnisse gezeigt, dass die Fläche der Interrenalzellen mit dem Körpergewicht mittel bis stark korreliert ($r=0,39$; $p<0,0001$), während die Adrenalzellen eine schwach negative, nicht signifikante Korrelation aufweisen ($r=-0,00724$; $p=0,9349$). Das könnte mit den Eigenschaften der verschiedenen Hormone, die das interrenale Gewebe (Kortikosteroide) und das chromaffine Gewebe (Adrenalin, Noradrenalin) bilden, der Produktionsrate oder der Regenerationszeit der Zellen zusammenhängen. Die Produktionsrate stellt die Hormonmenge dar, die eine Zelle in einer bestimmten Zeit produzieren kann. Unter der Regenerationszeit ist der Zeitraum zwischen Hormonausschüttung und dem Beginn der

erneuten Hormonbildung zu verstehen. Theoretisch müssten grundlegende Unterschiede zwischen den Adrenal- und Interrenalzellen bestehen, wobei der Bedarf in Interrenalzellen zur Hormonproduktion mit steigenden Körpergewicht ansteigt. Dafür müsste in einem Versuch untersucht werden, wie hoch die Konzentration der sezernierten Hormone der Nebenniere pro Tag ist und wie sich die Hormonausschüttung im Tagesverlauf verändert.

Die Korrelation zwischen der Interrenal- sowie der Adrenalzellfläche und dem Körpergewicht wurde auch separat in den einzelnen Gruppen überprüft. Dabei zeigt sich, dass die Flächen der Adrenalzellen ebenfalls schwach negativ, aber nicht signifikant mit dem Körpergewicht korrelieren ([$r_{Käfig}$=-0,11; $p_{Käfig}$=0,3721][r_{Boden}=-0,05; p_{Boden}=0,7078]). Die Anzahl der Adrenalzellen bleibt somit in beiden Haltungsformen annähernd gleich und wird nicht durch das Körpergewicht beeinflusst. Im Gegensatz dazu konnten signifikante Korrelationen zwischen der Fläche der Interrenalzellen und dem Körpergewicht nachgewiesen werden. Dabei ist der Zusammenhang in der Bodenhaltung (r=0,44; p<0,0004) stark und in der Käfighaltung mittel (r=0,25; p=0,0362). Aus diesen unterschiedlich starken Korrelationen lässt sich schließen, dass die Haltungsform einen Einfluss auf die Nebenniere nimmt.

Die Ergebnisse zeigen außerdem, dass jedes Tier einen ähnlich großen Adrenalköper besitzt, während der Interrenalkörper mit dem Körpergewicht korreliert wächst. In Anbetracht der identischen Umweltbedingungen in Fütterung und Lichtregime zeigt die geringere Korrelation in der Käfighaltung, dass die Haltungsform als Stressor auf die Tiere wirken könnte. Somit wird der Einfluss des Faktors Körpergewicht verringert. Im vorherigen Kapitel wurde gezeigt, dass die Käfighaltungstiere eine tendenziell größere Fläche Interrenalzellen aufweisen, von der weniger als in der Bodenhaltung durch das Körpergewicht erklärt wird.

Die Ergebnisse wären vermutlich bei der Betrachtung der Nebennierenmassen exakter und aussagekräftiger gewesen. Dennoch kann aufgrund dieser Auswertung festgestellt werden, dass die Entwicklung der Nebenniere in der Käfighaltung durch zusätzliche Faktoren beeinflusst wird. Unter diesem Gesichtspunkt der unterschiedlich starken Korrelationen kann von einer abnormalen Größenentwicklung ausgegangen werden. Um dieses Ergebnis abzusichern, sollte der Versuch auf jeden Fall mit sauber präparierten Nebennieren wiederholt werden, deren Massen anschließend in Relation zu den Zellflächen gesetzt werden können.

Dass das Körpergewicht einen Einfluss auf das Adrenal-Interrenal-Verhältnis hat, zeigt die letzte durchgeführte Korrelationsanalyse. Dabei zeigt sich, dass wiederum in der Bodenhaltung eine starke, negative Korrelation (r=-0,60817; p<0,0001) auftritt, während sie in der Käfighaltung (r=-0,23972; p=0,0456) schwächer ist. Eine negative Korrelation bedeutet, dass das Adrenal-Interrenal-Verhältnis mit steigenden Körpergewicht sinkt und somit der Anteil der

Interrenalzellen in der Nebenniere ansteigt. Diese Aussage wurde bereits im ersten Teil dieses Kapitels beschrieben und wird hier nochmal bestätigt

Eine Hyperplasie der Nebenniere aufgrund von Stress wurde bereits bei Truthähnen gefunden. Dort verhielt es sich wie bei den hier untersuchten Legehennen. Während die Adrenalzellen gleich blieben, stieg der Anteil der Interrenalzellen signifikant an. (Petow et al. 2006)

Da es sich bei der Hyperplasie um eine abnorme Vermehrung der Zellen handelt, zeigen die Ergebnisse eindeutig, dass sich die Käfighaltung negativ auf den physiologischen Zustand des Tieres auswirkt, wie z.B. schlechtere Knochen (Eusemann et al. 2018) oder ein tendenziell geringeres Körpergewicht.

6 Zusammenfassung

In dieser Bachelorarbeit wird der Einfluss der Haltungsform auf die Morphologie der Nebenniere einer reinerbigen Legelinie (WLA) untersucht. Es wurde hierzu die Hypothese aufgestellt, dass Tiere in Käfighaltung aufgrund einer höheren Stressbelastung einen größeren Anteil Stresshormon produzierender Interrenalzellen besitzen. Dabei wurden die Tiere im Käfig und Boden gehalten und anschließend das Verhältnis ihrer Adrenal- und Interrenalzellen gebildet.

Adrenalzellen produzieren die Hormone Adrenalin und Noradrenalin (Vollmerhaus 2004), die schnell nach einem Stressevent ausgeschüttet werden und nur eine kurze Wirksamheit haben. Von den Interrenalzellen werden Kortikosteroide gebildet. Zu diesen gehören neben Aldosteron und den Sexualhormonen (z.B. Testosteron) die Stresshormone Cortisol und Corticosteron, wobei beim Huhn ab dem 14. Lebenstag nur Corticosteron vorkommt. (Gäbel und Loeffler 2018) Dieses wird in einer Stresssituation über die Aktivierung der HPA-Achse ausgeschüttet.

In der Untersuchung wurde die linke und rechte Nebenniere von sieben Tieren aus der Käfighaltung und sechs Tieren aus der Bodenhaltung betrachtet. Ermittelt wurden die Gesamtflächen der Adrenal- und Interrenalzellen für jeweils fünf Querschnitte, sodass letztendlich 130 Bilder in die Auswertung einfließen.

Die Beschreibung der Verteilung von Adrenal- und Interrenalzellen stützte sich auf bereits existierende Studien. In diesem Versuch konnte bei Bodenhaltungstieren eine Verteilung auf 77,86% Interrenalzellen und 22,14% Adrenalzellen sowie bei Käfighaltungstieren auf 80,12% Interrenalzellen und 19,88% Adrenalzellen beobachtet werden. Dies entspricht den Beobachtungen von *Moawad und Randa* (2017), *Aire* (1979) und *Hummel* (2000).

Im zweiten Teil der Auswertung wird die Korrelation zwischen dem Körpergewicht und den Flächen der Nebennierenzellen untersucht. Dabei zeigte sich, dass die Fläche der Adrenalzellen nicht mit dem Körpergewicht korreliert. Zwischen den Interrenalzellen und dem Körpergewicht existiert hingegen eine mittlere bis stark positive Korrelation. Somit ist der der relative Anteil an Adrenalzellen jedes Tieres gleich groß, während der der relative Anteil der Interrenalzellen mit dem Körpergewicht ansteigt. Die Korrelation unterscheidet sich jedoch zwischen Boden- und Käfighaltung. So ist der Zusammenhang in der Käfighaltung mit r=0,23 geringer als in der Bodenhaltung mit r=0,44. Daraus lässt sich schlussfolgern, dass die Tiere im Käfig unter einer stärkeren Belastung der Nebennierensekretion stehen als die Tiere in Bodenhaltung. Daraus lässt sich wiederum schließen, dass auch die chronische Belastung für diese Tiere höher zu sein scheint als für die Bodengahltungstiere, die arttypisches Verhalten, wie Scharren, Staubbaden und aktives Nestaufsuchen zur Eiablage ausüben können.

Auf Grund dieser Ergebnisse kann die Hypothese, dass Tiere in Käfighaltung unter einem größeren Stresseinfluss als in Bodenhaltung stehen, bestätigt werden. Außerdem zeigt das Ergebnis der Korrelationsanalyse, dass die Nebenniere von Käfighaltungstieren aufgrund von einer größeren Interrenalfläche vermutlich hyperplastisch ist.

Schlussfolgernd ist aufgrund der Ergebnisse dieser Arbeit davon auszugehen, dass Tiere im hier verwendeten Einzelkäfig einer erhöhten Stressbelastung ausgesetzt sind. In Europa ist die Haltung im klassischen Käfig bereits verboten, lediglich ausgestaltete Käfige dürfen noch verwendet werden. Weltweit ist die klassische Käfighaltung jedoch die überwiegende Haltungsform (Windhorst 2018). In Folgestudien könnte zum Beispiel untersucht werden, ob diese erhöhte Belastung auch im ausgestalteten Käfig durch eine Hyperplasie der Nebennieren nachgewiesen werden könnte. Dies wäre ein eindeutiger Hinweis, dass auch diese Haltunsgform einen Stressor für die Tiere darstellt. Zusätzlich könnten weitere Stressparameter, wie zum Beispiel Corticosteron direkt im Blut oder in den Faeces nachgewisen werden, um die histologsichen Befunde zu untermauern.

7 Literaturverzeichnis

Aire, T. A. (1979): Morphometic study of the avian adrenal gland. In: *J. Anat.* 1980, 10.09.1979, S. 19–23.

Beuving, G.; Vonder, G. M. A. (1977): Daily rhythm of corticosterone in laying hens and the influence of egg laying. In: *J. Reprod. Fert.*, 13.04.1977 (51), S. 169–173. Online verfügbar unter file:///C:/Users/Home/AppData/Local/Temp/[14717899%20-%20Reproduction]%20Daily%20rhythm%20of%20corticosterone%20in%20laying%20hens%20and%20the%20influence%20of%20egg%20laying.pdf.

Birzele, C.; Stetter, B. (2018): Eier und Geflügel. Hg. v. Agrarmärkte 2018. Online verfügbar unter https://www.km-bw.de/pb/site/pbs-bw-new/get/documents/MLR.LEL/PB5Documents/lel/Abteilung_4/Agrarm%C3%A4rkte%202018/BW_12_Eier%20und%20Gefl%C3%BCgel.pdf, zuletzt geprüft am 16.07.2020.

BLE (2018): Bericht zur Markt- und Versorgungslage Eier 2018. Bonn. Online verfügbar unter https://www.ble.de/SharedDocs/Downloads/DE/BZL/Daten-Berichte/Eier/2018BerichtEier.pdf?__blob=publicationFile&v=3, zuletzt geprüft am 24.08.2020.

Carsia, R. V.; Harvey, S. (2000): Adrenals. In: *Sturkies Avian Physiologie* 5, S. 489–522.

Davison, T. F.; Scanes, C. G.; Flack, I. H.; Harvey S. (1979): Effect of daily injections of ACTH on growth and on the adrenal and lymphoid tissues of two strains of immature fowls. In: *British Poultry Science* (20), S. 575–585, zuletzt geprüft am 06.09.2020.

Deter, A. (2018): Trends auf dem deutschen und den internationalen Märkten für Eier. In: *top agrar online*, 09.07.2018. Online verfügbar unter https://www.topagrar.com/markt/news/trends-auf-dem-deutschen-und-den-internationalen-maerkten-fuer-eier-9365346.html, zuletzt geprüft am 24.08.2020.

Engelhardt, W.; Breves, G. (Hg.) (2000): Physiologie der Haustiere. 2. Aufl. Stuttgart: Enke Verlag.

Eusemann, B. K.; Baulain, U.; Schrader, L.; Thöne-Reineke, C.; Patt, A.; Petow, S. (2018): Radiographic examination of keel bone damage in living laying hens of different strains kept in two housing systems. In: *PLOS ONE* 13 (5), 1-17. DOI: 10.1371/journal.pone.0194974.

Flock, D. K. (2009): A history of layer breeding in Cuxhaven since 1959: from serendipity to sustainability. Hg. v. Lohmann Information. Online verfügbar unter http://lohmann-information.de/content/l_i_44_artikel9.pdf, zuletzt aktualisiert am 15.07.2020.

Freeman, B. M. (1970): The effects of adrenocorticotrophic hormone on adrenal weight and adrenal ascorbic acid in the normal and bursectomized fowl. In: *Comp. Biochem. Physiol.* (32), S. 755–761, zuletzt geprüft am 17.08.2020.

Freeman, B. M.; Flack, I. H.; Manning, A. C. C. (1980): The sensitivity of the domestic fowl to corticotrophin. In: *Comp. Biochem. Physiol.* (67A), S. 561–567, zuletzt geprüft am 06.09.2020.

Freeman, B. M.; Manning, A. C. C. (1975): The response of the immature fowl to multiple injections of adrenocorticotrophic hormone. In: *British Poultry Science* (16), S. 121–129, zuletzt geprüft am 06.09.2020.

Gäbel, G.; Loeffler, K. (2018): Anatomie und Physiologie der Haustiere. Unter Mitarbeit von Helga Pfannkuche. 15. Aufl. Stuttgart: Eugen Ulmer Stuttgart, zuletzt geprüft am 26.07.2020.

Gutte, G. (1993): Lehrbuch der Geflügelanatomie. Unter Mitarbeit von Franz-Viktor Salomon, H. Cerny, Ilse Frosch, U. Gille, Gerda Gutte, G. Michel et al. Stuttgart: Gustav Fischer Verlag.

Harmer, S. L.; Panda, S.; Kay, S. A. (2001): Molecular bases of circadian rhythms. In: *Annual Review of Cell and Developmental Biology* 17 (1), S. 215–253. DOI: 10.1146/annurev.cellbio.17.1.215.

Harvey, S.; Merry, B. J.; Phillips, J. G. (1980): Influence of stress on the secretion of corticosterone in the duck (anas platyrhynchos). In: *Journal of Endocrinology* (87), S. 161–171. Online verfügbar unter http://pdfs.semanticscholar.org/2847/06e8958ae03201ba4780d9936c63c7a1986e.pdf , zuletzt geprüft am 17.08.2020.

Hayirli, A.; Esenbuga, N.; Macit, M.; Lacin, E.; Karaoglu, M.; Karaca, H.; Yildiz, L. (2005): Nutrition Practice to Alleviate the Adverse Effects of Stress on Laying Performance, Metabolic Profile, and Egg Quality in Peak Producing Hens. I. The Humate Supplementation. Department of Animal Nutrition and Nutritional Disorders, School of Veterinary Medicine Atatürk University. Erzurum, Türkei. Online verfügbar unter https://www.ajas.info/upload/pdf/18_204.pdf, zuletzt geprüft am 17.08.2020.

Höhne, A.; Schrader, L.; Weigend, S.; Petow, S. (2017): Ghrelin plasma concentration does not covary with energy demand in adult laying hens. In: *Domest Anim Endocrinol*, S. 77–83. DOI: 10.1016/j.domaniend.2017.06.006.

Hummel, G. (2000): Anatomie und Physiologie der Vögel. Kompendium für Studium und Praxis. Stuttgart: Eugen Ulmer Stuttgart.

Kontecka, H.; Ksiazkiewicz, J. M.; Nogowski, L. (1999): Effects of different stressors on laying rate and selected blood indices in reproductive ducks. In: *Journal of Animal and Feed Sciences* (8), S. 63–72. Online verfügbar unter file:///C:/Users/Home/AppData/Local/Temp/Effects%20of%20different.pdf, zuletzt geprüft am 17.08.2020.

Lieboldt, M.-A.; Halle, I.; Frahm, J.; Schrader, L.; Baulain, U.; Henning, M. et al. (2015): Phylogenic versus selection effects on growth development, egg laying and egg quality in purebred laying hens - European Poultry Science. Friedrich-Loeffler-Institut. Online verfügbar unter https://www.european-poultry-science.com/Phylogenic-versus-selection-effects-on-growth-development-egg-laying-and-egg-quality-in-purebred-laying-hens,QUlEPTQ3NTA0MTImTUlEPTE2MTAxNA.html, zuletzt aktualisiert am 15.07.2020.000Z, zuletzt geprüft am 15.07.2020.

Moawad, U. K.; Randa, M. H. (2017): Histocytological and histochemical features of the adrenal gland of Adult Egyptian native breeds of chicken (Gallus Gallus domesticus). In: *Beni-Suef University Journal of Basic and Applied Sciences* 6 (2), S. 199–208. DOI: 10.1016/j.bjbas.2017.04.001.

Parshad, D. H. (2014): Zur Stressreaktivität von Legehennen zweier Hybridlinien (LB und LSL) nach körperlicher Fixation („Flügelkreuzen“): Die Körpertemperatur, der Konzentrationsverlauf ausgewählter Blutparameter und die kognitive Leistungsfähigkeit im Y-Lauflabyrinth als Beurteilungskriterium. Ludwig-Maximilian-Universität München. München. Online verfügbar unter https://edoc.ub.uni-muenchen.de/16892/1/Parshad_Denice_H.pdf, zuletzt geprüft am 18.08.2020.

Petow, S.; Berk, J.; Kjaer, J. B. (2006): Hyperplasia in interrenal cells of adrenal glands after forced training of turkeys. World Poultry Science Association (WPSA) XII European Poultry Conference. Friedrich-Loeffler-Institut. Verona, 10.09.2006. Online verfügbar unter https://www.cabi.org/Uploads/animal-science/worlds-poultry-science-association/WPSA-italy-2006/10512.pdf.

Ritchie, M. (2008): The Anatomy and Physiology of the Avian Endocrine System. In: *Veterinary Clinics*, S. 1–14, zuletzt geprüft am 26.08.2020.

Schmutz, M.; Flock, D.; DLG.-Ausschuss für Geflügelproduktion (2014): Legehennenhaltung. 2. Aufl. Frankfurt am Main: DLG e.V. (DLG Merkblatt, 405). Online verfügbar unter https://www.dlg.org/fileadmin/downloads/landwirtschaft/themen/publikationen/merkblaetter/dlg-merkblatt_405.pdf, zuletzt geprüft am 24.08.2020.

Schwarze, E. (1966): Kompendium der Veterinär-Anatomie. Unter Mitarbeit von L. Schröder. 5 Bände. Leipzig: Gustav Fischer Verlag (5).

Selye, H. (1976): Stress without Distress. Boston: Springer Verlag. Online verfügbar unter https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-1-4684-2238-2_9, zuletzt geprüft am 18.08.2020.

Vits, A.; Weitzenbürger, D.; Distl, O. (2005): Vergleich verschiedener Haltungssysteme für Legehennen hinsichtlich wirtschaftlicher, gesundheitlicher und ethologischer Parameter unter besonderer Berücksichtigung von ausgestalteten Käfigen. Literaturübersicht. Hg. v. Deutsche Tierärztliche Wochenschrift. Online verfügbar unter https://elib.tiho-hannover.de/servlets/MCRFileNodeServlet/etd_derivate_00002253/vitsa_ss05.pdf#page=11, zuletzt geprüft am 26.08.2020.

Vollmerhaus, B. (Hg.) (2004): Lehrbuch der Anatomie der Haustiere. Unter Mitarbeit von Fred Sinowatz, Josef Frewein und Helmut Waibl. 3. Aufl. Stuttgart: Parey (5 Anatomie der Vögel). Online verfügbar unter https://books.google.de/books?id=s_kgZeaFXVwC&pg=PA277&lpg=PA277&dq=nebennieren+huhn&source=bl&ots=7CJ2SOt50I&sig=ACfU3U1AkRRt_GnTHo8vPiwqf3Hurc5Y_Q&hl=de&sa=X&ved=2ahUKEwiC6Jn-qPrpAhWIC-wKHWqUC1cQ6AEwBHoECAgQAQ#v=onepage&q&f=false, zuletzt geprüft am 28.07.2020.

Whitehead, C. C.; Fleming, R. H. (2000): Osteoporosis in Cage Layers. In: *Poultry Science* (79), S. 1033–1041. Online verfügbar unter https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S003257911941585X?via%3Dihub, zuletzt geprüft am 14.08.2020.

Windhorst, H.-W. (2018): Wie die Legehenne in den Käfig kam (I). Eine kurze Geschichte einer umstrittenen Haltungsform. Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover. Online verfügbar unter https://wing.tiho-hannover.de/pdf_files/2020/wie-die-legehenne-den-kaefig-kam-teil-1_904_1.pdf, zuletzt geprüft am 15.07.2020.

8 Anhang

1. Anhang zu 4.1 ‚Entwicklung ‘

1.1 Wiegedaten der Tiere während des Versuchs

Tabelle 10: Wiegedaten der Einzeltiere

Tiernummer	Linie	Haltungsform	02.01.2013	24.01.2013	14.02.2013	12.03.2013	11.04.2013	07.05.2013	06.06.2013	04.07.2013	01.08.2013	29.08.2013	19.09.2013	07.11.2013	21.11.2013	19.12.2013	16.01.2014	10.02.2014 Endgewicht
			17. LW	20. LW	23. LW	27. LW	31. LW	35. LW	39. LW	43. LW	47. LW	51. LW	54. LW	61. LW	63. LW	67. LW	71. LW	75. LW
1021	WLA	Käfig	1184,4	1459,1	1505,1	1485,3	1476,3	1491,4	1496,6	1522,4	1491,8	1460,8	1427,3	1390,4	1369,4	1368,2	1307,4	1293,2
1058	WLA	Käfig	1141,3	1315,8	1521,5	1541,8	1610,9	1610,8	1616,7	1662,5	1631,4	1589,9	1586,1	1557,8	1549,3	1548,3	1593,2	1604,7
1072	WLA	Käfig	1212,1	1436,2	1435,5	1440,8	1412,4	1544,6	1480,3	1544,6	1556,7	1553,0	1564,1	1564,7	1410,6	1451,3	1458,8	1517,2
9555	WLA	Käfig	1209,0	1334,6	1636,9	1618,7	1530,2	1504,3	1504,1	1556,0	1594,6	1601,4	1567,6	1563,3	1549,3	1548,3	1593,2	1604,7
1216	WLA	Käfig	1084,5	1172,7	1296,1	1358,3	1373,8	1389,5	1393,4	1409,7	1422,6	1429,3	1414,5	1452,1	1446,6	1462,7	1484,8	1455,3
1240	WLA	Käfig	1210,2	1537,3	1681,9	1669,6	1742,5	1769,3	1723,9	1764,2	1781,3	1877,9	1892,3	2013,9	2018,7	2021,4	2110,7	2141,7
1265	WLA	Käfig	1010,3	1160,3	1290,7	1311,7	1270,5	1329,8	1339,1	1343,5	1361,3	1336,5	1304,4	1347,6	1304,4	1330,1	1336,7	1324,5
1022	WLA	Boden	1129,8	1352,7	1520,6	1623,4	1699,5	1722,2	1742,1	1717,2	1700,3	1663,9	1665,9	1694,1	1672,7	1688,8	1677,2	1521,5
1217	WLA	Boden	1167,1	1287,4	1467,6	1550,0	1575,8	1615,6	1663,0	1667,3	1665,9	1614,8	1574,3	1622,4	1609,2	1638,8	1603,3	1569,2
1271	WLA	Boden	965,0	1202,1	1376,9	1394,5	1435,0	1447,0	1396,5	1435,1	1465,8	1453,3	1445,9	1433,8	1509,3	1485,6	1453,1	1442,0
1245	WLA	Boden	1039,9	1214,5	1454,5	1528,6	1529,2	1574,7	1597,0	1588,7	1606,4	1598,2	1596,5	1672,8	1611,1	1615,7	1611,6	1698,8
1108	WLA	Boden	1026,3	1168,4	1459,9	1484,5	1498,2	1528,3	1534,3	1554,4	1497,6	1521,4	1542,2	1560,3	1547,2	1535,0	1569,5	1563,0
1073	WLA	Boden	1089,6	1216,6	1567,4	1695,7	1721,5	1796,9	1838,6	1829,2	1843,4	1872,8	1736,8	1774,9	1923,2	1894,2	1902,8	2043,6

1.2 Deskriptive Statistik der Körpergewichte

Tabelle 11: Deskriptive Statistik der Körpergewichte

		02.01.2013	24.01.2013	14.02.2013	12.03.2013	11.04.2013	07.05.2013	06.06.2013	04.07.2013	01.08.2013	29.08.2013	19.09.2013	07.11.2013	21.11.2013	19.12.2013	16.01.2014	10.02.2014 Endgewicht
		17. LW	20. LW	23. LW	27. LW	31. LW	35. LW	39. LW	43. LW	47. LW	51. LW	54. LW	61. LW	63. LW	67. LW	71. LW	75. LW
Käfighaltung	Mittelwert	1150,3	1345,1	1481,1	1489,5	1488,1	1520,0	1507,7	1543,3	1548,5	1549,8	1536,6	1555,7	1521,2	1532,9	1555,0	1563,0
Käfighaltung	Maximum	1212,1	1537,3	1681,9	1669,6	1742,5	1769,3	1723,9	1764,2	1781,3	1877,9	1892,3	2013,9	2018,7	2021,4	2110,7	2141,7
Käfighaltung	Minimum	1010,3	1160,3	1290,7	1311,7	1270,5	1329,8	1339,1	1343,5	1361,3	1336,5	1304,4	1347,6	1304,4	1330,1	1307,4	1293,2
Bodenhaltung	Mittelwert	1069,6	1240,3	1474,5	1546,1	1576,5	1614,1	1628,6	1632,0	1629,9	1620,7	1593,6	1626,4	1645,5	1643,0	1636,3	1639,7
Bodenhaltung	Maximum	1167,1	1352,7	1567,4	1695,7	1721,5	1796,9	1838,6	1829,2	1843,4	1872,8	1736,8	1774,9	1923,2	1894,2	1902,8	2043,6
Bodenhaltung	Minimum	965,0	1168,4	1376,9	1394,5	1435,0	1447,0	1396,5	1435,1	1465,8	1453,3	1445,9	1433,8	1509,3	1485,6	1453,1	1442,0
Gesamt	Mittelwert	1113,0	1296,7	1478,0	1515,6	1528,9	1563,4	1563,5	1584,2	1586,1	1582,6	1562,9	1588,3	1578,5	1583,7	1592,5	1598,4
Gesamt	Maximum	1212,1	1537,3	1681,9	1695,7	1742,5	1796,9	1838,6	1829,2	1843,4	1877,9	1892,3	2013,9	2018,7	2021,4	2110,7	2141,7
Gesamt	Minimum	965,0	1160,3	1290,7	1311,7	1270,5	1329,8	1339,1	1343,5	1361,3	1336,5	1304,4	1347,6	1304,4	1330,1	1307,4	1293,2
Gesamt	Spannweite	247,1	377,0	391,2	384,0	472,0	467,1	499,5	485,7	482,1	541,4	587,9	666,3	714,3	691,3	803,3	848,5

1.3 Entwicklung der Körpergewichte während des Versuchs

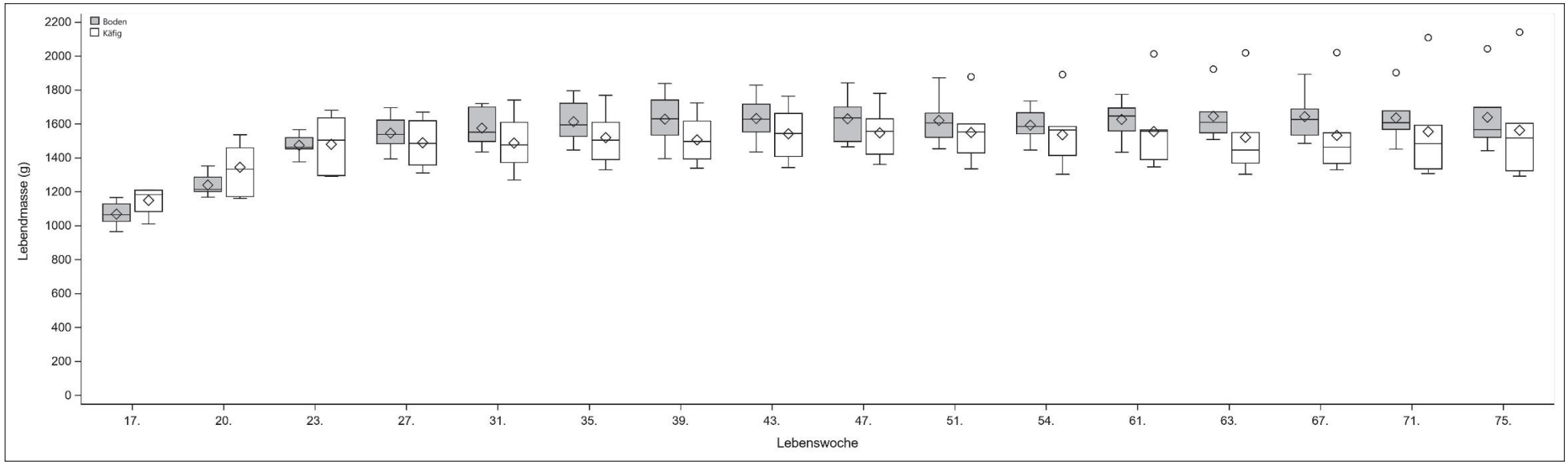

Abbildung 11: Entwicklung der Lebendmasse der Legehennen während des Versuchs

2. Anhang zu 4.3 ‚Fläche der Adrenalzellen‘

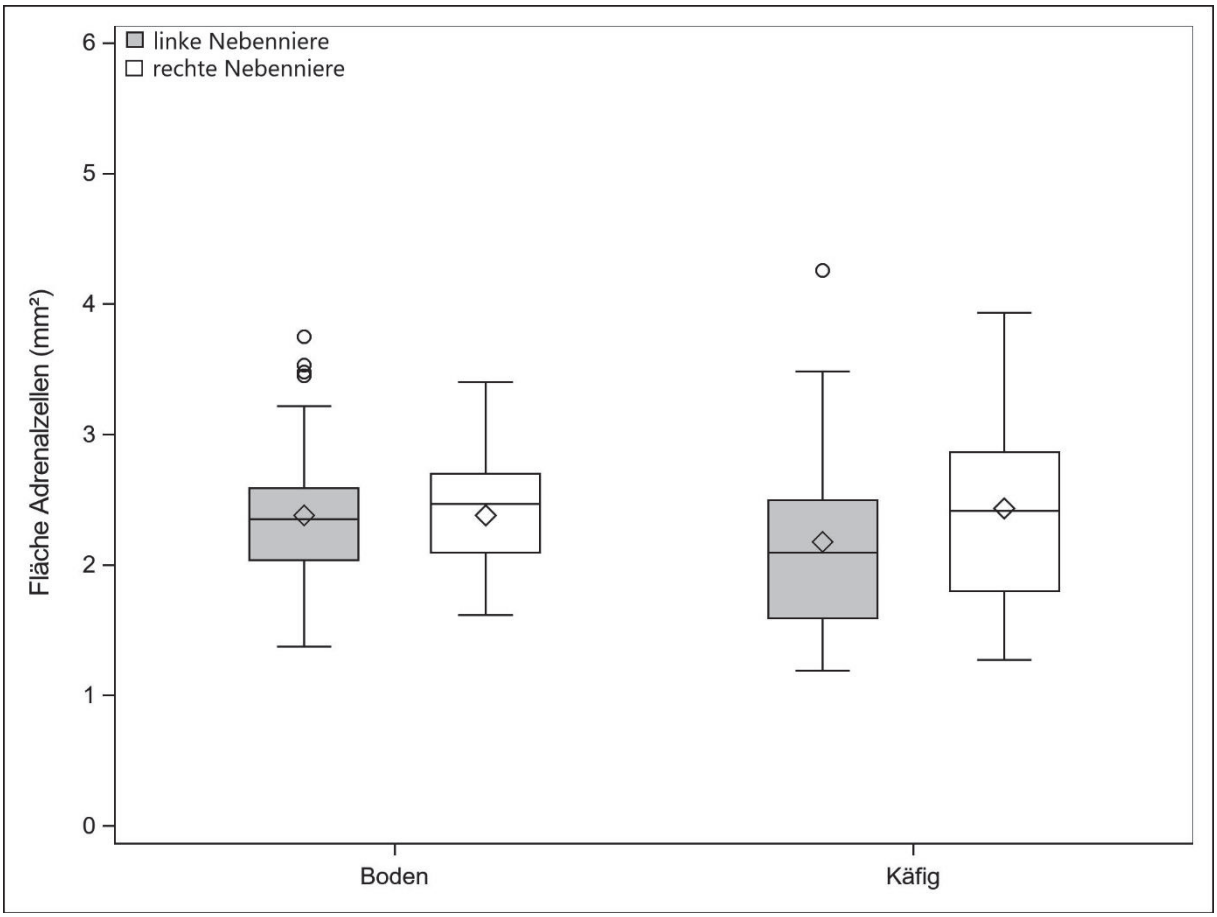

Abbildung 12: Vergleich der Fläche der Adrenalzellen der Nebenniere von Tieren aus Boden- und Käfighaltung unter Einbezug der Körperseite (links/rechts)

3. Anhang zu 4.4 ‚Fläche der Interrenalzellen‘

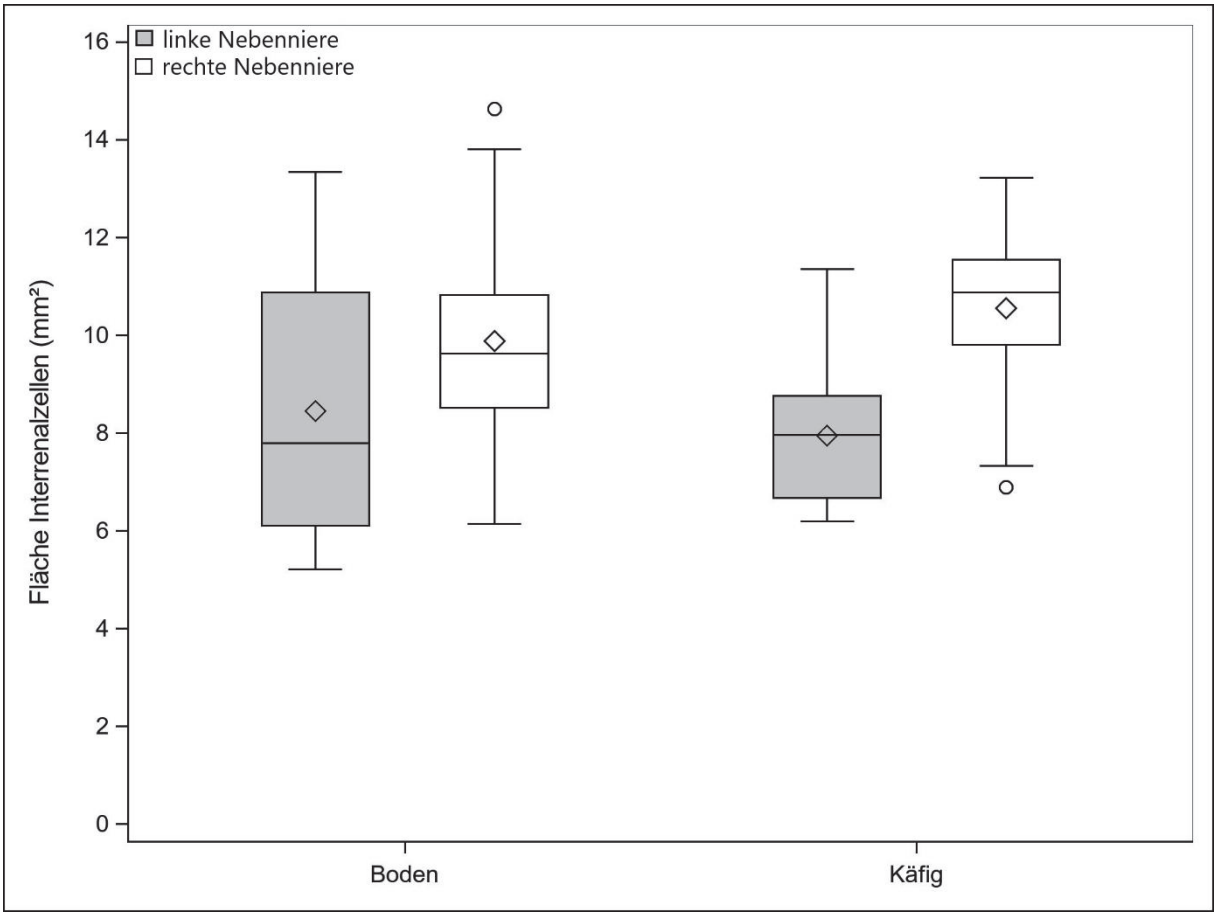

Abbildung 13: Vergleich der Fläche der Interrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen aus Boden- und Käfighaltung unter Einbezug der Körperseite (links/rechts)

4. Anhang zu 4.5 ‚Verhältnis der Adrenal- und Interrenalzellen‘

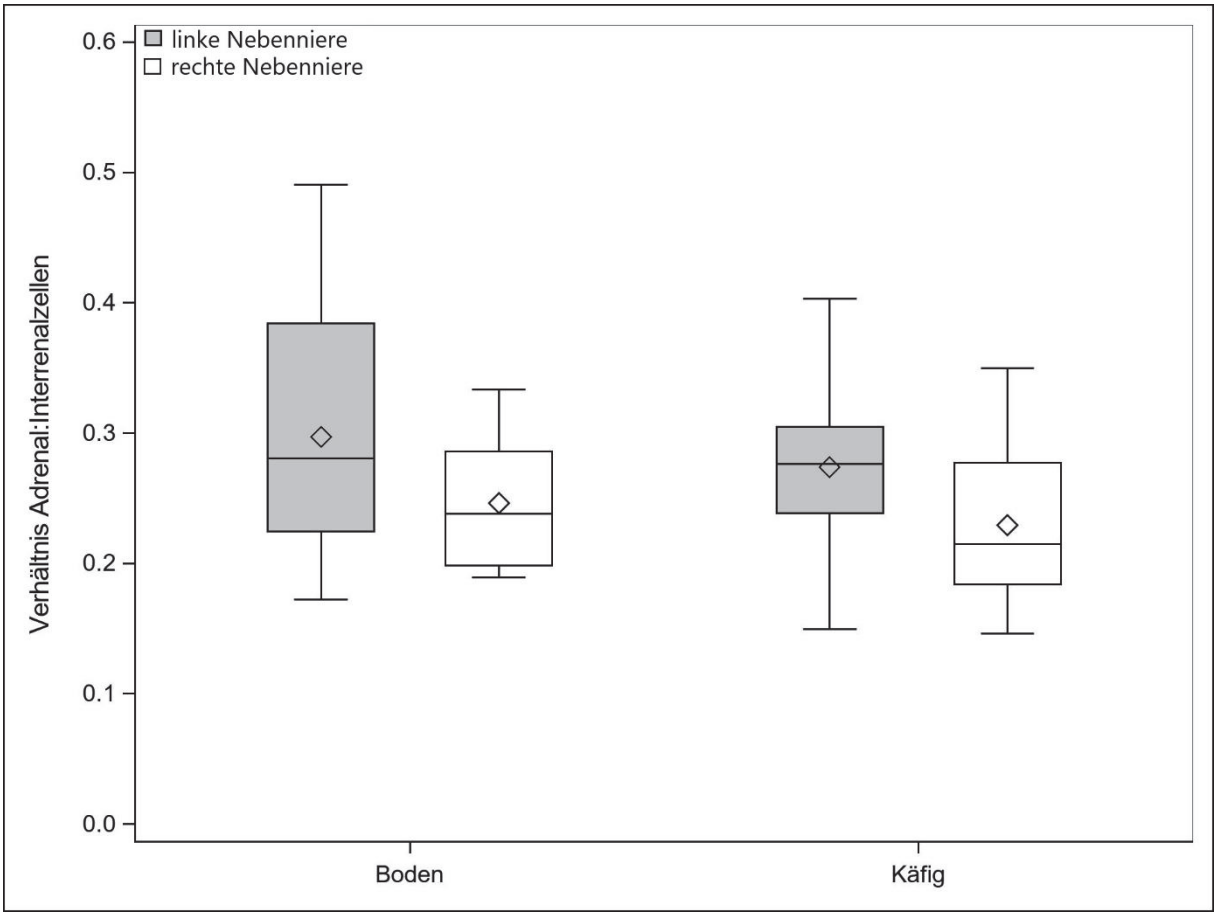

Abbildung 14: Vergleich des Verhältnisses von Adrenal- zu Interrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen aus Boden- und Käfighaltung unter Einbezug der Körperseite (links/rechts)

9 Eidesstattliche Erklärung

Ich, Franziska Keßler, erkläre hiermit an Eides Statt, dass ich die vorliegende Bachelorarbeit mit dem Thema „Einfluss der Haltungsform auf das Verhältnis von Adrenal- und Interrenalzellen der Nebenniere bei Legehennen“ selbständig und ohne Benutzung anderer als angegebener Hilfsmittel angefertigt habe; die aus fremden Quellen direkt oder indirekt übernommenen Gedanken sind als solche kenntlich gemacht.

Die Arbeit wurde bisher in gleicher und ähnlicher Form keiner anderen Prüfungsbehörde vorgelegt und auch noch nicht veröffentlicht.

Neubrandenburg, den 25.09.2020

Ort, Datum Unterschrift