

Aus dem Department für Veterinärwissenschaften
Lehrstuhl für Tierschutz, Verhaltenskunde, Tierhygiene und Tierhaltung
der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München
Vorstand: Prof. Dr. M. H. Erhard

Anfertigung unter der Leitung von
Prof. Dr. M. H. Erhard

**Vergleichende Untersuchungen zur Stressbelastung sättigungsdeprivierter
Mastelertiere unter dem Einfluss von drei verschiedenen Fütterungsgruppen**

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

von
Christina Kathrin Sacher
aus
Hamburg

München 2007

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. E. Märtlbauer

Referent: Univ.-Prof. Dr. M. H. Erhard

Koreferent: Priv. Doz. Dr. P. Kölle

Tag der Promotion: 20. Juli 2007

meinen Eltern
in großer
Liebe und Dankbarkeit
gewidmet.

Inhaltsverzeichnis

1.	Einleitung	1
2.	Literatur	2
2.1	Abstammung des Haushuhns	2
2.2	Domestikation des Haushuhns	2
2.3	Natürliche Lebensweise des Haushuhns	3
2.4	Züchterische Entwicklung des Haushuhns	5
2.5	Organisation der Geflügelwirtschaft unter besonderer Berücksichtigung der Mastelertiere	6
2.6	Haltung der Mastelertiere	7
2.6.1	Fütterung der Mastelertiere	7
2.6.2	Folgen der restriktiven Fütterung	9
2.6.3	Restriktive Fütterung als Stressfaktor	9
2.6.4	Alternative Fütterungsprogramme	10
2.7	Stress	11
2.7.1	Definition des Begriffs „Stress“	11
2.7.2	Wirkungsweisen von Stress	13
2.7.3	Physiologische Vorgänge während der Stressreaktion	15
2.7.4	Kortikosteron als Stressfaktor	15
2.8	Blutparameter	20
2.8.1	Hämatokrit	20
2.8.2	Hämoglobin	22
2.9	Immunglobulin Y	24

3.	Tiere, Material und Methoden	28
3.1	Versuchsdurchführung	28
3.2	Tiere	29
3.3	Aufstallung	29
3.3.1	Aufzuchtphase	29
3.3.2	Legephase	30
3.4	Stallklima	31
3.5	Fütterung	31
3.5.1	Fütterungsschema	32
3.5.2	Futtermittel	33
3.5.3	Fütterungssystem	33
3.5.4	Tränkesystem	34
3.6	Impfprogramm	34
3.7	Mortalität	35
3.8	Blutuntersuchung	35
3.8.1	Blutentnahme und Aufbereitung der Proben	35
3.8.2	Hämatokrit-Bestimmung	36
3.8.3	Hämoglobin-Bestimmung	36
3.8.4	Bestimmung von Immunglobulin Y im Plasma von Mastelertieren	37
3.8.5	Bestimmung von Kortikosteron	39
3.9	Statistische Auswertung und Darstellung der Ergebnisse	40
4.	Ergebnisse	42
4.1	Blutparameter	42
4.1.1	Hämatokrit	42
4.1.1.1	Hämatokrit der weiblichen Tiere der Rassen ROSS und COBB	42
4.1.1.2	Hämatokrit der männlichen Tiere der Rassen ROSS und COBB	45
4.1.2	Hämoglobin	48
4.1.2.1	Hämoglobin der weiblichen Tiere der Rassen ROSS und COBB	48
4.1.2.2	Hämoglobin der männlichen Tiere der Rassen ROSS und COBB	50

4.2	Immunglobulin Y	54
4.2.1	IgY der weiblichen Tiere der Rassen ROSS und COBB	54
4.2.2	IgY der männlichen Tiere der Rassen ROSS und COBB	57
4.3	Stressparameter Kortikosteron	60
4.3.1	Kortikosteron der Rasse ROSS	60
4.3.2	Kortikosteron der Rasse COBB	62
4.4	Überlebensraten bei den Mastelertieren	63
4.5	Energiezufuhr der Mastelertiere in der Aufzuchtphase	66
4.6	Zusammenfassende Darstellung der Aufzucht- und Legephase	68
5.	Diskussion	71
5.1	Hämatokrit	72
5.2	Hämoglobin	79
5.3	Immunglobulin Y	87
5.4	Kortikosteron	92
5.5	Schlußfolgerung	94
6.	Zusammenfassung	97
7.	Summary	99
8.	Literaturverzeichnis	101
9.	Tabellarischer Anhang	114

Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung
ACTH	Adrenocorticotropes Hormon
bidest.	bidestilliert
CRH	Corticotropin-Releasing-Hormone
dl	Deziliter
g	Gramm
x g	Schleuderzahl
Hb	Hämoglobin
Hkt	Hämatokrit
IgY	Immunglobulin Y
kg	Kilogramm
l	Liter
LW	Lebenswoche
m	Meter
m	männlich
MCH	mean corpuscular hemoglobin
MCHC	mean corpuscular hemoglobin concentration
ME	metabolische Energie
mg	Milligramm
min	Minute
Mio.	Million
MJ	Megajoule
ml	Milliliter
MW	Mittelwert
nmol	Nanomol
Nr.	Nummer
POMC	Proopiomelanocortin
RM	Repeated Measures
SEM	Standardfehler
SNK	Student-Newman-Keuls-Test
w	weiblich
ZNS	Zentrales Nervensystem

1. Einleitung

Masthähnchen werden heute züchterisch auf eine hohe tägliche Gewichtszunahme und eine effizientere Futtermittelverwertung selektiert. Da den Masthähnchen ein Sättigungsgefühl fehlt, fressen diese Tiere am Tag ein Mehrfaches an Futter wie z.B. Artgenossen aus Legehennen-Linien. Die Konsequenz dieser Züchtung trifft die Tiere, die als Elterntiere für weitere Generationen vorgesehen sind. Entgegen ihres genetischen Potentials werden Mastelterntiere einer strengen restriktiven Fütterung unterzogen, um ihr Körpergewicht gering zu halten und dadurch die Fruchtbarkeit und Nutzungsdauer zu optimieren. Die Folgen einer ad libitum Fütterung sind eine hohe Sterblichkeit der Tiere noch vor Erreichen der Geschlechtsreife und Erkrankungen des Herz-Kreislauf-Systems und des Skeletts. Während der Aufzucht erhalten restriktiv gefütterte Tiere 60 – 80 % weniger Futter als ad libitum gefütterte Tiere, in der Legephase sind es 25 – 50 % weniger (SAVORY et al., 1993b). Das Gewicht adulter Tiere liegt somit 45 – 50 % unter dem Gewicht von ad libitum gefütterten Artgenossen (KATANBAF et al., 1989). Die sehr kurze Fütterungszeit verursacht bei den Mastelterntieren ein chronisches Hungergefühl, welches abnormes Verhalten mit sich bringt und möglicherweise eine hohe Stressbelastung bedeutet. Als Alternative zur quantitativen restriktiven Fütterung gibt es die Möglichkeit der qualitativen restriktiven Fütterung, bei der den Tieren ein verdünntes oder mit Appetitzüglern versehenes Futtermittel ad libitum angeboten wird, um somit, trotz Gewichtsreduktion, das chronische Hungergefühl zu mildern.

Ziel dieser Arbeit ist anhand von Hämatokrit, Hämoglobin, Immunglobulin Y und Kortikosteron den Gesundheitsstatus und die Stressbelastung von Mastelterntieren in drei verschiedenen Fütterungsgruppen (restriktiv, ad libitum und verdünnt) zu untersuchen.

Diese Studie wurde durch das Bayerische Staatsministerium für Umwelt, Gesundheit und Verbraucherschutz in Kooperation mit dem Bayerischen Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit gefördert.

2. Literatur

2.1 Abstammung des Haushuhns

Man ist heute der Auffassung, dass das wilde Bankivahuhn (*Gallus gallus*) und dessen Unterarten, das „Birmesische Wildhuhn“ (*Gallus gallus gallus*), das „Vorderindische Wildhuhn“ (*Gallus gallus murghi*) und das „Tongkingwildhuhn“ (*Gallus gallus jabouillei*) als Ahnen unserer heutigen, in viele Rassen aufgespaltenen Haushühner (*Gallus gallus domesticus*) angesehen wird (ENGELMANN, 1984).

Das Bankivahuhn gehört zu der Gattung der Kammhühner (*Gallus*), die wiederum der Familie der Fasanenartigen (*Phasianidae*) angehören. Charakteristisch für diese Familie ist ein fleischiger, gezackter Scheitelkamm, fleischige Lappen am Unterschnabel und eine nackte Kehle. In ihrer Färbung sind sie den heutigen „rebhuhnfarbigen Italienern“ am ähnlichsten (BENECKE, 1994). Das Verbreitungsgebiet der Stammart unseres Haushuhns waren Indien, China und die malaischen Inseln. Noch heute leben die wilden Bankivahühner, auch rote Dschungelhühner genannt, in Dschungeln und Wäldern. Sie sind sowohl in Küstennähe als auch in 1500 m Höhe anzutreffen, wobei eine dichte Pflanzendecke vorhanden sein muss. Die sehr scheuen Tiere bilden Gruppen, die aus einem territorialen Hahn und 3-5 Hennen besteht. Samen, Knospen und tierische Kost bilden ihre Nahrung (DELACOUR, 1951).

2.2 Domestikation des Haushuhns

Das biologische prähistorische Material, welches Aufschlüsse über Domestikationsgebiete des Hausgeflügels geben könnte, ist, im Gegensatz zu den Haussäugetieren, außerordentlich selten (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Nach HERRE und RÖHRS (1990) ergeben sich daraus mehrere Probleme: archäozoologische Funde von Vogelresten sind aufgrund ihrer geringeren Größe und schnellen Zersetzung weitaus seltener zu finden als Reste von Säugetieren. Die Funde, die hin und wieder gemacht werden, weisen einen hohen Zerstörungsgrad

auf. Daher beruhen die meisten Vorstellungen über die Domestikation von Vögeln auf kulturgeschichtlichen Daten, die jedoch oft sehr vieldeutig sind.

Als Beginn der Domestikation oder Haustierhaltung wird für Indien der Zeitraum um 3200 v.Ch., d.h. die frühe Bronzezeit, angegeben. GURNEY (1921) weist darauf hin, dass es in Ägypten Bilder und Statuetten von Hühnern um 4400 v.Ch. gibt. Auf Kreta soll das Huhn 1550 v.Ch. nachweisbar sein, in China um 1400 v.Ch. und in Persien dürfte das Huhn wenig später zum Haustier geworden sein. Von dort aus verbreitete es sich auf zwei Wegen: über den Bosphorus zur Ägäis und durch die Skyten zu den Germanen und Kelten. Nach Rom ist das Haushuhn durch die Gallier gekommen. In der Neuen Welt wurden Haushühner schon vor Kolumbus gehalten, denn die Spanier fanden sie dort bereits vor. Vermutlich gelangten Hühner von Indien aus nach Peru und Ekuador. In Brasilien dürften sie um 1500 n.Ch. eingeführt worden sein. Nicht sicher ist bekannt, wann das Huhn im Mittelmeerraum aufgetaucht ist (ENGELMANN, 1984).

Im Allgemeinen wird die Domestikation des Haushuhns mit religiösen Vorstellungen verknüpft: Hähne, die mit ihrem morgendlichen Krähen den Sonnengott ankündigten, wurden verehrt, in Rom wurde später aus ihrem Verhalten die Zukunft gedeutet und die Kampfhahnepoche begann. Schließlich wurden Hühner wegen ihres Fleisches und erst in jüngerer Zeit wegen ihrer Eier gehalten (STERN, 2001).

2.3 Natürliche Lebensweise des Haushuhns

Wildhühner leben in unterschiedlich großen Gruppen von ca. 16 – 40 Tieren, wobei auf einen Hahn teils mehrere, oft aber auch nur eine oder zwei Hennen kommen. Überzählige Hähne bilden separate Gruppen zwischen den benachbarten Herden. Die Rangordnung in einer Hühnergruppe wird durch die Hackordnung genau festgelegt (STERN, 2001). In der Regel spielt sich in einer Kükenherde im Alter von 7-8 Wochen eine bestimmte Rangordnung durch Zweikämpfe ein, in der die soziale Stellung der Tiere festgelegt wird (BESSEI, 1999). Durch gezieltes aggressives Hacken auf Nacken, Kopf, Kamm und Gesicht (STERN, 2001) verschaffen sich die ranghöheren Tiere Vortritt an der Futterstelle, an der Tränke oder an bevorzugten

Aufenthaltsplätzen im Ruhebereich (BESSEI, 1999). Die Rangordnung ist nach beendeten Kämpfen fast endgültig festgelegt (STERN, 2001) und wird durch Drohen oder gelegentliches Hacken bestätigt und aufrechterhalten. Hähne sind in der Regel ranghöher als Hennen, ältere Tiere ranghöher als jüngere. Innerhalb der Rasse oder Linie haben schwere Tiere meist einen höheren Rang. Leichte Rassen aber haben oft eine höhere Aggressivität und können somit über schwerere Rassen dominieren. Bei Brütigkeit oder Mauser verliert die Henne vorübergehend ihren sozialen Rang und rückt an die letzte Stelle in der Herde (BESSEI, 1999).

Anhand von Beobachtungen konnten bei Hühnern bestimmte Verhaltensweisen und deren Dauer genauen Tageszeiten zugeordnet werden. Nach einem morgendlichen Hoch der Aktivität zwischen 5 und 7 Uhr, in das Futter- und Wasseraufnahme, Fortbewegung und Eierlegen fallen, folgt eine Phase des Komfortverhaltens und des Ruhens. Hierzu zählen alle Verhaltensabläufe, die der Reinigung und Pflege des Gefieders und anderer Körperteile dienen (STERN, 2001), wie z.B. Federputzen und –schütteln, Flügelschlagen, Flügelbeinstrecken und Sandbaden (BESSEI, 1999). Am Nachmittag gegen 17 Uhr beginnt das zweite Aktivitätshoch. Diese Zeit dient erneut gesteigerter Futtersuche und der Suche nach einem geeigneten Schlafplatz (STERN, 2001). Die Laufaktivität wird stark von der Futtersuche bestimmt, wobei sich Hühner, ohne den Schutz von Bäumen oder Büschen, nicht weiter als 50 m vom Stall entfernen. Dieser zweigipflige Tagesrhythmus wird vom Licht gesteuert und kann in allen Haltungssystemen festgestellt werden (BESSEI, 1999).

Das Sexualverhalten des Hahns reift im Laufe der Aufzucht heran und ist im Alter von etwa 15 Wochen abgeschlossen, das der Henne mit 18 Wochen. Die Paarungen, beim Huhn als Tretakt bezeichnet, erfolgen am Morgen nach dem Verlassen der Schlafplätze und am späten Nachmittag. Hähne haben meist Präferenzen für bestimmte Hennen. In der Rangordnung hochstehende Hennen weichen dem Hahn häufiger aus und werden demzufolge weniger häufig getreten (BESSEI, 1999).

Etwa 2 Stunden vor der Eiablage zeigen die Hennen ein charakteristisches Verhalten: Die Laufaktivität wird erhöht, die Nester werden besichtigt, Futter- und Wasseraufnahme gehen zurück. Nach dem Eiausstoß bleibt die Henne noch eine

Weile auf dem Ei sitzen und begibt sich danach zu Futter und Wasser (BESSEI, 1999).

2.4 Züchterische Entwicklung des Haushuhns

Das Huhn ist eines der ältesten und am weitesten verbreiteten Haustiere. Im Lauf der Haustierwerdung wurden Hühner auf verschiedenste Formen, Farben und Verhaltensweisen selektiert. Die Rassen lassen sich in 3 Nutzungskategorien einteilen: leichte Legerassen, Zweinutzungsrassen und schwere Mastrassen.

Leichte Legerassen stammen hauptsächlich aus dem Mittelmeer-Raum. Ihre typischen Vertreter sind die Weißen Leghorn, die Italiener und die aus Spanien stammenden Kastilianer, Andalusier und Minorca. Diese Rassen zeichnet eine ausgezeichnete Legeleistung (250 Eier und darüber), ein hohes Eigewicht und eine hohe Fruchtbarkeit aus. Sie sind vom Brutinstinkt weitgehend befreit. Das Körpergewicht der Hennen im Alter von 20 Wochen liegt zwischen 1500 und 2000 g, das der Hähne ist etwa 15 – 20 % höher. Wegen ihrer hervorragenden Anpassungsfähigkeit an unterschiedliche Klimabedingungen und Haltungssysteme werden vor allem die Weißen Leghorn für die kommerzielle, intensive Geflügelzucht herangezogen. Die Italiener und die spanischen Rassen weisen zwar gute Legeleistungen auf, sind jedoch nicht für die Intensivhaltung geeignet (BESSEI, 1999).

Die Zweinutzungsrassen sind Kreuzungen leichter Legerassen mit schweren Rassen, von denen gute, mindestens befriedigende Eierleistung und gute Mastfähigkeit erwartet werden. Zu den wichtigsten Vertretern zählen die Rhodeländer, Wyandotten, Sussex-Hühner und die New Hampshires. In der Legeleistung stehen diese Rassen der leichten Legerasse nur wenig nach. Das Körpergewicht der Hennen im Alter von 20 Wochen liegt im Bereich von 2000 – 2500 g, das der Hähne liegt etwa 15 - 20 % über dem der Hennen (BESSEI, 1999). Der Typ des Zweinutzungshuhns konnte sich allerdings nicht durchsetzen, vor allem weil man herausgefunden hat, dass das Körpergewicht und die Legeleistung in negativer Korrelation zueinander stehen, sich also negativ beeinflussen. Heute haben die

genannten Rassen nur noch eine Bedeutung als Wirtschaftsgeflügel für Betriebe des ökologischen Landbaus und für die Produktion von Lege- und Masthybriden. Bei der Zucht von Masthybriden ist vor allem die Rasse der Cornish, die sich auf ostasiatische Kampfhühner zurückführen lässt, stark beteiligt und bei den Legehybriden das Weiße Leghorn (WEISS, 2000).

Unter den schweren Rassen sind zwei verschiedene Typen zu nennen: die Kämpfer und die Rassen im asiatischen Typ. Die Vertreter der asiatischen Rasse sind riesige Hühner mit einem Gewicht von bis zu 6 kg. Sie legen nur wenige und kleine Eier, sind spätreif, weisen jedoch ein rasches Wachstum auf. Die Kämpfer gehören zu den ältesten Geflügelrassen und wurden für Hahnenkämpfe gezüchtet. Ihre Merkmale sind eine breite, kräftige Brust, starke Läufe und gut bemuskelte Schenkel. Kämpfer sind meist aggressiv und schwierig im Umgang, die Legeleistung und Fruchtbarkeit ist gering. Somit konzentrierte man sich auf neue Rassen mit hervorragender Brust- und Schenkelbemuskelung, guten Zunahmen sowie einem ruhigen Charakter (BESSEI, 1999).

2.5 Organisation der Geflügelwirtschaft unter besonderer Berücksichtigung der Mastelertiere

Der Landwirt hat in der Geflügelproduktion mit der Züchtung meist nichts mehr zu tun. Mit der Einführung der Hybridzucht Ende der 50er-Jahre trat ein scharfer Verdrängungswettbewerb ein. Die Reinzuchtlinien konnten mit dem genetischen Fortschritt der Kreuzungszucht nicht Schritt halten. Die logische Konsequenz war ein bäuerlicher Zusammenschluss mit der Konzentration der Zuchtlinien in einem staatlichen Zuchtbetrieb und Aufbau eines landwirtschaftlichen Hybridzucht-Programms. Eine Arbeitsteilung in Züchtung, Vermehrung und Produktion wurden geschaffen (DAMME et al., 2002). In dieser Arbeit wird im weiteren Verlauf nur auf die Masthuhnproduktion, nicht aber auf die Legehennenproduktion, eingegangen.

Züchtung, Elterntierhaltung und Brut von Masthähnchen setzen eine gut funktionierende Organisation voraus. Die eigentliche Züchtungsarbeit liegt meist in der Hand von straff organisierten privaten Gesellschaften. Hier wird durch genetische

Programme der Zuchtfortschritt erzielt. Durch Selektion innerhalb von reinen Linien sowie durch die Erzeugung und Prüfung von Kreuzungstieren werden Großelternbestände aufgebaut und gezüchtet. Die Großeltern-tierbestände bleiben in der Regel in der Hand des Zuchtunternehmens. Die Vermehrungsbetriebe erhalten vom Zuchtbetrieb Küken der Hennen- und Hahnenlinien als Elterntiere, die zur Erzeugung des Endproduktes, nämlich der Hybridhuhns, notwendig sind. Die Bruteier werden an eine zentrale Brüterei geliefert und die geschlüpften Küken wiederum an Mastbetriebe weitergegeben (BESSEI, 1999). In Zahlen ausgedrückt bedeutet das, dass z.B. in einem Zuchtunternehmen aus 4 Reinzuchtlinien à 1000 Tiere 20.000 Großeltern-tiere gezogen werden, die an Vermehrungsbetriebe abgegeben werden können. Diese wiederum erzeugen 2 Mio. Elterntiere aus denen 200 Mio. Hybridhühner gewonnen werden. Erst die Produktion in dieser Größenordnung macht die Hybridzucht konkurrenzfähig (DAMME et al., 2002).

Von den Masteltern-tieren wird erwartet, dass sie Jungmasthühner erzeugen, die eine hohe Wachstumsrate mit günstiger Futtermittelverwertung aufweisen sollen, wobei ein besonders Augenmerk auf die gut ausgebildete Brust- und Schenkelmuskulatur, eine schnelle Befiederung mit hellem Untergefieder, eine günstige Schlachtausbeute, gute Fleischqualität und eine niedrige Verlustquote gelegt wird. Hierin liegt der Grund, warum besonders gern von Kreuzungen zwischen Muttertieren, mit einer ausgeglichenen Legeleistung bruttauglicher Eier, und Hähnen, mit der Veranlagung für einen guten Fleischansatz, Gebrauch gemacht wird. Reine Rassen und insbesondere Kreuzungen müssen in beiden Elternteilen die Anlage für hohe Befruchtungsraten und gute Schlupfergebnisse besitzen. Wichtig sind ferner die Erbanlagen, die sich bei der Nachzucht auf die Mast-eigenschaften und die Vitalität auswirken (SCHOLTYSSSEK, 1987).

2.6 Haltung der Masteltern-tiere

2.6.1 Fütterung der Masteltern-tiere

Wirtschaftsgeflügel, wie z.B. Masttiere, Masteltern-tiere oder Legehennen, werden nach unterschiedlichen Fütterungsprogrammen versorgt, um deren

Körperentwicklung, Legeleistung, Bruteigalität und Schlupfleistung optimal unterstützen zu können. Diese vorgegebenen Programme verursachen bei Mastelertieren oft an anderer Stelle Probleme, die später unter 2.6.2 besprochen werden.

Die genetische Selektion bei Masttieren auf eine hohe Wachstumsrate und die daraus resultierende schnelle Gewichtszunahme führt zu einigen Schwierigkeiten bei der Haltung von Mastelertieren. Entsprechend ihrem genetischen Potential neigen auch die Elterntiere zu Schnellwüchsigkeit und als ausgewachsene Tiere zur Verfettung, wenn sie ad libitum gefüttert werden würden. Eine solche Gewichtszunahme beeinflusst jedoch die Gesundheit, Fruchtbarkeit und Legleistung der Elterntiere, die für eine weitere Masttierproduktion vorausgesetzt wird, negativ. Die Folgen eines zu hohen Körpergewichtes sind Skelett- und Herz-Kreislaufkrankungen, Lahmheit, eine hohe Sterblichkeit (SAVORY et al., 1993), Schwächung des Immunsystems (HOCKING et al., 1996) und eine reduzierte Fruchtbarkeit bei beiden Geschlechtern (ROBINSON et al., 1993).

Aus diesem Grund erhalten die Mastelertiere ihre Futtermittel nach einem speziellen restriktiven Fütterungsprogramm. Alle Mastelertiere werden in den ersten 3 Lebenswochen (LW) ad libitum gefüttert und danach entsprechend den Züchternvorgaben restriktiv versorgt. Es gibt zwei gängige, kommerzielle Fütterungsprogramme. Die „skip a day“ Fütterung, bei der die Tiere nur ein über den anderen Tag eine begrenzte Futtermittelration erhalten, wird vor allem in den USA bei männlichen Tieren angewandt, da hier eine bessere Gewichtsuniformität erreicht werden soll. Die zweite Methode ist eine tägliche Fütterung, bei der die Tiere dann allerdings nur mit der Hälfte der „skip a day“ Ration gefüttert werden (MENCH, 2002). Männliche und weibliche Tiere werden immer getrennt aufgezogen, da die Futtermenge dem Gewicht der Tiere angepasst ist. In der Aufzuchtphase (1. – 20. LW) steht den restriktiv gefütterten Elterntieren 60 – 80% weniger Futter zur Verfügung, als von ad libitum gefütterten Tieren verbraucht werden würde. In der Legephase (Dauer ca. 10 Monate) sind es 25 – 50% weniger Futter (Yu et al., 1992; SAVORY et al., 1993b). Somit erreichen die adulten Tiere nur 45 – 50% des Körpergewichtes von ad libitum gefütterten Tieren (KATANBAF et al., 1989).

2.6.2 Folgen der restriktiven Fütterung

Trotz des positiven Einflusses der restriktiven Fütterung auf Gesundheit und Reproduktion gibt es auch Hinweise auf negative Effekte auf das Wohlbefinden der Mastelertiere (MENCH, 2002). Da die Tiere zur Aufnahme solcher geringer Futtermengen meist weniger als 15 Minuten brauchen (KOSTAL et al., 1992; SAVORY et al., 1993a), haben restriktiv gefütterte Tiere eine hohe Fressmotivation (HOCKING et al., 1993, 1996; SAVORY et al., 1993). Aufgrund des konstanten Hungergefühls zeigen Mastelertiere Verhaltensweisen wie Hyperaktivität, stereotypes Herumlaufen und, als Zeichen oraler Ersatzhandlung, Bepicken nichtfressbarer Objekte, wie z.B. Stallwände (SAVORY et al., 1992). Auch vermehrtes Federpicken, Federfressen und Kannibalismus sind charakteristische Indikatoren für Hunger, Frustration, Stress und Langeweile (ROSALES, 1994). Laut einer Studie von SAVORY et al. (1993) korreliert die Höhe der Frustration positiv mit zunehmendem Grad der Futterrestriktion. Dabei verhalten sich restriktiv gefütterte männliche Mastelertiere aggressiver als ad libitum gefütterte Hähne. Hennen dagegen sind eher hyperaktiv und entwickeln vermehrt orale Ersatzhandlungen (MENCH, 1988). Mastelertiere tendieren dazu, das Hungergefühl mit vermehrtem Trinken oder Bepicken der Tränken zu kompensieren. Das Resultat ist, dass in manchen Betrieben, für ein paar Stunden nach der Fütterung, kein Wasserzugang gegeben wird, um für trockene Einstreu zu sorgen (SAVORY et al., 1996). Dieses verminderte Wohlergehen der Mastelertiere wird als Tierschutzproblem beurteilt (EUROPEAN COMMISSION, 2000), da die oben genannten Verhaltensformen aufgrund von Leiden im Sinne des Tierschutzgesetzes hervorgerufen werden. Gemäß § 2 Nr. 1 TierSchG gehört zu den Pflichten eines Besitzers dem Tier eine angemessene Ernährung zukommen zu lassen.

2.6.3 Restriktive Fütterung als Stressfaktor

Es ist bekannt, dass Futterentzug beim Geflügel als potenzieller Stressfaktor anzusehen ist. Studien haben gezeigt, dass als Folge der restriktiven Fütterung der Plasma Kortikosteronspiegel ansteigt, vor allem zwischen der 8. und 16. LW. (HOCKING et al., 1993), und dass dieser Stressindikator mit dem Grad der

Futterrestriktion zunimmt (HOCKING et al., 1996). Beim Geflügel gilt Kortikosteron, das Hauptglukokortikoid bei Vögeln (de ROOS, 1961), als der wichtigste Stressparameter.

Bei Hühnern kommt es bereits 24 Stunden nach einem Futterentzug zu einer adrenalen Hypertrophie und zu anhaltend hohen Kortikosteronsekretionen (FREEMAN et al., 1980; SCANES et al., 1980), die bei „skip a day“ gefütterten männlichen Mastelternieren über ca. 10 Wochen der Aufzuchtphase erhöht bleiben, besonders während der futterfreien Tage (MENCH, 1991). Bei ad libitum gefütterten Tieren nimmt der Kortikosteronwert, im Gegensatz zu restriktiv gefütterten Tieren, mit zunehmendem Alter wieder ab (de JONG, 2002).

2.6.4 Alternative Fütterungsprogramme

Um stereotypes Verhalten und Stress auf Grund von Hunger zu vermeiden, sind Alternativen zur konventionellen, quantitativen restriktiven Fütterung gesucht worden. Diese qualitativen restriktiven Fütterungen werden bei Mastelternieren vor allem in der Aufzuchtphase getestet, da zu dieser Zeit die Restriktion am stärksten ist und somit den größten Stress verursacht (SANDILANDS et al., 2005). In der Theorie stellen sich SANDILANDS et al. (2005) ein Fütterungsregime vor, bei dem die Vögel ad libitum mit einem Standardfuttermittel versorgt werden können, dem diätetisch günstige Komponenten oder Appetitzügler beigemischt worden sind, und somit die Körpergewichtszunahme reduziert werden kann, während die Tiere ungehindert ihrer Fressmotivation nachgehen können.

Als Appetitzügler werden chemische Substanzen wie Phenylpropanolamin oder Kalziumpropionat verwendet und führen zu einer freiwilligen Reduktion der Futteraufnahme (OYAWOYE und KRUEGER, 1990). Zwar kann auf diese Weise das Gewicht der Tiere reduziert werden, aber meist begleitet von langfristigen Gesundheitsproblemen und Nährstoffmanglerscheinungen (LEE et al., 1971).

Eine weitere Methode ist die Verdünnung des normalen Futtermittels mit nährstofflosen Füllmitteln, wie z.B. Zellulose, Zuckerrübenschnitzel oder

Haferschalen, um, dank des Völlegefühls, den Stress abzubauen und das Wohlfühl der Tiere zu steigern. HARVEY et al. (1983) fanden heraus, dass Hühner, die mit Füllmitteln verdünntes Futter angeboten bekommen haben, einen niedrigeren Kortikosterongehalt zeigten als Tiere bei Futterentzug. Die qualitative restriktive Fütterung reduziert zwar die übermäßigen oralen Ersatzhandlungen, aber die Hyperaktivität konnte nur mit Kalziumpropionat verringert werden (MENCH, 2002). Allerdings bringen Verdünnungsmittel die Gefahr mit sich, dass sie sich ungünstig auf die Nährstoffzusammensetzung des kommerziellen Futters auswirken, das Verdauungssystem der Hühner angreifen und zu einem Auseinanderweichen der Einzelgewichte führen können. Ein weiterer Nachteil ist auch, dass sich die Vögel an die Auswirkungen der Verdünnungszusätze adaptieren können und somit die Futteraufnahme nicht mehr reduziert wird. Ebenso können verdünnte Futtermittel die Fressmotivation sogar soweit ansteigen lassen, dass die Tiere am Ende ein größeres Futternvolumen konsumieren, mit dem Versuch ihren Grundnährstoffbedarf zu decken, und somit die gewünschte Gewichtsreduktion nicht eingehalten werden kann (SAVORY und GENTLE, 1983; SAVORY, 1984). Dazu kommt, dass Verdünnungsmittel weitere Kosten mit sich bringen und das Kotvolumen erhöht wird, was keineswegs erwünscht ist (SANDILANDS, 2005, 2006; CAVE, 1984; OYAWOYE und KRUEGER, 1990).

2.7 Stress

2.7.1 Definition des Begriffs „Stress“

Claude Bernard (1813 – 1878) beschrieb das innere Körpermilieu der Tiere als einen Zustand der Beständigkeit und Ausgeglichenheit (DROHMS u. METZ, 1991) und ihre Umwelt als eine stete Veränderung (FRANK u. GRIFFIN, 1989). Der amerikanische Physiologe Walter B. Cannon (1871 – 1945) bezeichnete dieses innere Milieu als „Homeostase“. Er brachte erstmals ihre Aufrechterhaltung gegenüber äußeren Einflüssen mit dem autonomen Nervensystem in Verbindung und beschrieb die Reaktion eines Tieres auf eine Stresssituation als „fight or flight syndrome“. Dies bedeutet, dass Reize von der Großhirnrinde aufgenommen werden, die daraufhin Nervenimpulse an den Hypothalamus leitet, wodurch das autonome Nervensystem

stimuliert wird. Durch die Aktivierung des autonomen Nervensystems wird die Produktion der Katecholamine angeregt. Dies geschieht zum einen durch Freisetzung von Noradrenalin an sympathischen Nervenendigungen und zum anderen durch Freisetzung von Adrenalin und geringen Mengen Noradrenalins aus dem Nebennierenmark. Als Folge auf eine Alarmreaktion werden körpereigene Reserven in Form einer gesteigerten Glykogenolyse und Lipolyse mobilisiert um den erhöhten Energiebedarf der Muskulatur und des ZNS zu decken (FRANK und GRIFFIN, 1989). Zurückzuführen ist dieser Vorgang auf die Wirkung von Glukokortikoiden. Ziel der Stressantwort ist es, die Überlebenschance eines Organismus zu erhöhen. Stress ist ein interner oder externer Stimulus, der das sympathische Nervensystem und die Hypothalamus-Hypophysen-Nebennierenrind-Achse aktiviert und dadurch eine Adaptation auslöst, so dass der Organismus die Gefahr bewältigen kann (MAIER und WATKINS, 1998).

Hans Seyle (1907 – 1982) definierte Stress als eine unspezifische Antwort des Körpers auf jede Art der Bedrohung (SEYLE, 1976). Er betitelte die einwirkenden Reize als „Stressoren“ und die Antwort darauf als „Stress“. Anhand von Beobachtungen und Tierversuchen erstellte Seyle die Theorie vom allgemeinen Adaptationssyndrom auf. Dieses Syndrom wurde in drei verschiedene Phasen unterteilt: die Alarmreaktion, das Stadium der Resistenz oder Adaptation und das Stadium der Erschöpfung. In der ersten Phase werden die Katecholamine aus dem Nebennierenmark sezerniert. In der zweiten Phase, wenn der Reiz fortauern einwirkt, werden aus der Nebennierenrinde Glukokortikoide ausgeschüttet und ein Zustand der Gewöhnung angestrebt. Die dritte Phase wird erreicht, wenn der schädigende Reiz sehr stark ist, über einen langen Zeitraum einwirkt und der Körper ihm nicht mehr standhalten kann. Der Tod ist das Resultat (FREEMAN, 1987; FRANK und GRIFFIN, 1989). Da auf verschiedene Reize anscheinend immer eine identische Antwort folgt, die eine Aktivierung der Nebennierenrinde mit sich bringt, folgerte Seyle daraus, dass die Stressantwort unspezifisch ist und Glukokortikoide der Indikator für Stress sind (FRANK und GRIFFIN, 1989). MASON (1968) zeigte an Experimenten mit Affen, dass ein Körper auf verschiedene Arten von Stress mit einer sehr unterschiedlich starken Produktion an Glukokortikoiden reagiert. Neben dem Sympatikus-Nebennierenmark-System wird auch das Hypothalamus-Hypophysen-

Nebennierenrinden-System aktiviert und die Stressantwort fällt entsprechend dem Stressor spezifisch aus.

Alle Lebensformen müssen auf sich verändernde Umweltbedingungen reagieren können, um die Homeostasis aufrecht zu erhalten. Eine Gefährdung der Homeostasis kann sehr verschieden ausfallen, entweder in Form von externen Reizen oder welchen, die vom Tier selbst ausgehen. Zu ihnen zählen extreme Temperaturverhältnisse, Infektionen, psychologische Wahrnehmungen, Überbelegung, Geräusche, Schadstoffe oder Diäten. Wichtig ist zu erwähnen, dass es verschiedene Abänderungen der Stressoren gibt, wie z.B. die Intensität, Dauer, erstmalige Erfahrung mit dem Stressor. Einfluss nimmt zusätzlich auch die genetische Variabilität innerhalb oder zwischen Spezies. So kann ein und derselbe Stimulus in einer Situation ein Stressor sein, in einer anderen nicht (FRANK und GRIFFIN, 1989).

2.7.2 Wirkungsweisen von Stress

BRAKE (1988) sieht das Leben als eine permanente Aneinanderreihung von Anpassungsreaktionen, da Stressoren, auf die es sich neu einzustellen gilt, allgegenwärtig sind. Somit scheint ein gewisses Maß an Stress unumgänglich, kann sogar für eine gesunde Entwicklung jedes Lebewesens förderlich sein, da die Stressbewältigung die Resistenz gegenüber Stress steigern kann und keine Spätfolgen nach sich zieht („Eu-Stress“). Auf der anderen Seite wird Stress, wenn die Antwort darauf sich über einen langen Zeitraum erstreckt, schädigend auf das Individuum einwirken („Dys-Stress“, LADEWIG, 1987).

Anpassungsreaktionen treten in drei verschiedenen Formen auf: die Regulation, die Adaptation und das Verhalten. Physiologische Regelkreise bewirken, dass die Konstanz des inneren Milieus auch dann gesichert ist, wenn sich die Umwelt verändert. So steigern Tiere z.B. in der Hitze die Atemfrequenz, und damit die Wärmeabgabe, um die Körpertemperatur konstant zu halten. Physiologische Regelkreise haben in der Regel eine kurze Latenzzeit und sind daher in akuten Belastungssituationen wirksam.

Beeinflussen die Umweltfaktoren längere Zeit den Organismus, kommt es zur Adaptation. Durch sie können nach chronischer Reizeinwirkung Belastungen des Organismus verringert werden. Man unterscheidet hier die genetische Adaptation von der physiologischen Adaptation. Erstgenannte umfasst alle morphologischen Besonderheiten eines Tieres oder einer Tierart, die genetisch fixiert sind und der Anpassung des Organismus an seine Umwelt dienen, wie z.B. rassetypische Eigenschaften. Letztgenannte bezeichnet Anpassungsreaktionen, die im Verlauf des Lebens erworben wurden und insgesamt den Belastungsgrad eines Tieres herabsetzen. Hierzu zählen beispielsweise die Erhaltung der Körpertemperatur und der Atem- und Herzfrequenz. Die physiologische Adaptation ist nur innerhalb der genetisch fixierten Adaptationsbreite möglich und verringert, da sie eine biologische Leistung des Körpers ist, die spezifischen Leistungen der Tiere, die für den Geflügelproduzenten von Interesse sind (NICHELMANN, 1992).

Während durch Regelung und Adaptation die Belastungsabwehr optimiert wird, verändert das tierische Verhalten die Umwelt und passt sie den Bedürfnissen der Tiere an. Der Begriff „Umwelt“ schließt hier die Eigenumwelt der Tiere mit ein, so dass auch die Reinigung des Gefieders, der Kotabsatz, die Futter- und Tränkeaufnahme, das Sandbad oder das Scharren zur Umweltveränderung führen (TEMBROCK, 1980).

Die Stresstheorie versucht aus Funktionen der Nebennierenrinde (NNR) abzuleiten, in wie weit der Organismus durch einen Umweltreiz beeinflusst wird. Bei dieser Theorie wird davon ausgegangen, dass jeder Reiz eine Reaktion an der Nebennierenrinde hervorruft, und dass die Stärke der NNR-Reaktion als Maß für den Belastungsgrad des Organismus genutzt wird. Allerdings ist es nicht möglich, aus der erhöhten Sekretionsrate der NNR exakt abzuleiten, welche Ursache eine Belastung hat, damit sie gezielt beseitigt werden kann (NICHELMANN, 1992)

2.7.3 Physiologische Vorgänge während der Stressreaktion

Bei der Stressantwort sind zwei endokrine Systeme von besonderem Interesse. Das Sympathikus-Nebennierenmark-System und das Hypothalamus-Hypophysen-Nebennierenrinden-System. Wenn ein Tier durch einen auf ihn einwirkenden Stressor bedroht wird, reagiert es mit einer „fight or flight“ Antwort mit Aktivierung des Sympathikus-Nebennierenmark-System und einer daraus resultierenden erhöhten Katecholamin-Sekretion. Zu diesem Zeitpunkt ist es dem Tier immer noch möglich sich der Situation durch sein Verhalten anzupassen. Dies ist nicht mehr möglich, falls das Tier die Kontrolle über die Situation verliert oder sich dem Stressor nicht weiter widersetzen kann. An dieser Stelle wird nun das Hypothalamus-Hypophysen-Nebennierenrinden-System aktiviert (LADEWIG, 1987).

Wirkt ein Reiz auf die Großhirnrinde, so werden Impulse an den Hypothalamus geleitet. Der Hypothalamus gilt als neural-hormonale Schaltstelle und setzt das nervale Signal in eine Hormonabgabe um. In diesem Fall wird Corticotropin-Releasing-Hormone (CRH) von den sekretorischen Nervenzellen gebildet und über ein Pfortadersystem direkt an die Hypophyse abgegeben. Dort erfolgt durch CRH das Signal zur Aufspaltung des Proopiomelanocortin (POMC) in das Adrenokortikotropen Hormon (ACTH) und β -Endorphin. ACTH wird aus dem Hypophysenvorderlappen freigesetzt und veranlaßt die Nebennierenrinde vermehrt Glukokortikoiden in die Blutbahn auszuschütten (MÖSTL, 2000). Die Adrenalinausschüttung aus dem Nebennierenmark, die normalerweise der ACTH-Freisetzung vorausgeht, veranlasst zusätzlich den Hypophysenvorderlappen ACTH freizusetzen (FRANK und GRIFFIN, 1989). Das gesamte System wird durch negative feed-back-Mechanismen kontrolliert. Die sezernierten Glukokortikoide wirken hemmend auf den Hypothalamus und den Hypophysenvorderlappen, ACTH hemmend auf den Hypothalamus.

2.7.4 Kortikosteron als Stressparameter

Kortikosteron ist beim Vogel das vorherrschende Steroid der Nebenniere und wird seit langem als Indikator für Stress verwendet. Die Kortikosteronproduktion wird über

das Hypothalamus-Hypophysen-System gesteuert (MÖSTL, 2000). Die Nebennierenrinde kann keine größeren Mengen an Steroidhormonen speichern. Bei Bedarf werden sowohl Biosynthese als auch Sekretion der Kortikosteroide durch ACTH stimuliert. In Form einer negativen Rückkopplung hemmen hohe Glukokortikoidkonzentrationen im Blut die Freisetzung von ACTH. Die Sezernierung des ACTH spiegelt sich in einer entsprechenden Rhythmik der Glukokortikoidkonzentration im Blut wieder.

Wie beim Säugetier spielen auch Glukokortikoide beim Vogel eine wichtige Rolle bei der Regulation des Metabolismus von Kohlenhydraten, Fetten und Proteinen. Glukokortikoide haben eine proteinkatabole Wirkung. Es kommt zum vermehrten Eiweißabbau und zum Anstieg der Glukoneogenese aus Aminosäuren. Die gebildete Glukose wird teils zur Glykogensynthese in der Leber verwendet, teils an das Blut abgegeben. Ein Anstieg des Blutglukosespiegels erfolgt. Die Fettsäuresynthese in der Leber wird gehemmt, wodurch die Konzentration an freien Fettsäuren im Blut zunimmt. Des Weiteren kommt es, neben einem verstärkten Proteinabbau, auch zu einer reduzierten Proteinsynthese, die sich besonders auf die Lymphatischen Organe (Thymus, Milz und Bursa Fabricii) auswirkt und zu einer Immunsuppression führt (KREUZIG, 1997; MÖSTL, 2000). So kommt es unter Einwirkung von Kortikosteron zu einer Abnahme der Gesamtzahl der Lymphozyten und eine Zunahme der neutophilen und heterophilen Granulozyten (SIEGEL, 1987). Kortikosteron diffundiert durch die Membran lymphatischer Zellen und bindet spezifisch an zytoplasmatische Rezeptoren. Durch Einschleusen eines Steroidrezeptorkomplexes in den Zellkern und durch Bindung an die DNA verändert es das Muster der Genexpression (STRYER, 1999). Darüber hinaus wirken Glukokortikoide antiinflammatorisch, da durch die Hemmung der Proteinbiosynthese weniger entzündungsfördernde Substanzen wie Zytokine und Enzyme des Entzündungsgeschehens gebildet werden. Eine Verminderung der Antikörperproduktion und Unterdrückung der zellulären Abwehr durch Glukokortikoide bewirkt schließlich auch eine Immunsuppression (MÖSTL, 2000).

Obwohl die Kortikosteronkonzentration im Blut als der vielleicht nützlichste Indikator zur Messung von Stress gesehen wird, gibt es Schwierigkeiten bei der Probengewinnung und Ergebnisinterpretation. BROOM (1990) konnte bei

Untersuchungen an Legehennen einen Anstieg des Kortikosteron-Wertes von 1,15 nmol/l auf 12,40 nmol/l beobachten, nachdem zwei bis drei Tiere von einer Person an einem Bein kopfunter gehalten wurden. Nach einem vorsichtigen Handling fiel der Anstieg deutlich niedriger aus und lag bei 4,18 nmol/l. OLANREWAJU et al. (2006) berichten über einen Versuch, bei dem männlichen Mastelertieren der Rassen ROSS und COBB zur Stimulierung der Kortikosteronsekretion eine ACTH sezernierende „mini-osmotische Pumpe“ implantiert wurde, die an sieben aufeinanderfolgenden Tagen ACTH freigab. Der Kortikosteron-Basalwert am Tag 0 lag bei 5,77 nmol/l, der Wert am Tag 4 bei 57,72 nmol/l und am Tag 7 bei 85,90 nmol/l. Ein ähnlicher Versuch wurde von BEUVING und VONDER (1978) durchgeführt, bei dem Legehennen im Alter von 36 Wochen und 126 Wochen und Hähnen im Alter von 126 Wochen über einen Venen-Katheter ACTH injiziert wurde und Blut in verschiedenen Zeitintervallen abgenommen wurde. Bei allen Tieren lag der Kortikosteron-Maximalwert bei 129 nmol/l, der bei den jüngeren Legehennen nach 30 Minuten, bei den älteren Legehennen nach 40 Minuten und bei den Hähnen nach 60 Minuten erreicht wurde.

Neben dem Umgang mit den Tieren ist auch die Dauer der Blutentnahme für die Ergebnisse entscheidend, da ein Anstieg der Plasmakortikosteronkonzentration erst einige Minuten nach Einwirkung eines Stressors stattfindet. CRAIG und CRAIG (1985) berichten, dass kein Einfluss auf den Kortikosterongehalt genommen wird, wenn die Fangzeit des Huhns unter 90 sec bleibt. BEUVING und VONDER (1978) fanden bei Legehennen einen deutlichen Anstieg bei Kortikosteronkonzentration von 5,77 nmol/l (Basalwert) auf 8,66 nmol/l nach nur 45 sec der Immobilisierung. Nach 7,5 Minuten Immobilisierung lag der Kortikosteronwert bei 57,72 nmol/l. ETCHES (1976) stellte dagegen keine Veränderung des Kortikosteronwertes nach dem Einfangen und Fixierens des Huhns fest. Allerdings blieb die Zeit der Blutabnahme unter 1 min. FREEMAN und FLECK (1980) folgerten aus diesen Beobachtungen, dass die Ursache für die anscheinend reduzierte Kortikosteron-Antwort bei einigen Tieren ein vorausgegangener Stress sein muß. Sie gehen davon aus, dass das Tier bereits vor der Manipulation einen hohen Kortikosteron-Ruhewert hatte und somit eine weitere Erhöhung nicht möglich war. Auch HILL (1983) bestätigte diese Beobachtungen, dass der Maximalwert des Kortikosterons, der bei Tieren während des Tagesverlaufs auftritt, der maximalen Ausschüttungsrate dieses Tieres

entspricht. Wirkt nun ein Stressor zu diesem Zeitpunkt auf das Tier ein, kann es nicht mit einem Anstieg des Plasmakortikosteronspiegels reagieren.

Auch die Rasse nimmt Einfluss auf die Höhe des Plasmakortikosteronwertes. So ist es möglich, Hühnerlinien nach hohen oder niedrigen Stresswerten zu selektieren (FREEMAN und MANNING, 1975). In mehreren Studien wird jedoch erwähnt, dass Hühner, die auf eine geringe Kortikosteronreaktion selektiert wurden, zwar eine geringere Anfälligkeit gegenüber viralen Erkrankungen zeigten, gleichzeitig aber die Anfälligkeit für bakterielle Infektionen anstieg (GROSS and COLMANO, 1971; GROSS, 1972 ; GROSS and SIEGEL, 1973). Bei hoher Kortikosteronkonzentration verhielt sich die Anfälligkeit genau anders herum. Wichtig in diesem Zusammenhang ist, dass die Basalwerte der verschiedenen Zuchtlinien immer gleich sind (FREEMAN, 1976).

LAGADIC (1990) führte Untersuchungen an mehreren kleinen Hühnergruppen, bestehend aus 4 Hühnern pro Gruppe, durch. Die Hühner wurden einzeln aus den Gruppen herausgenommen und das Blut innerhalb eines Zeitraums von 45 sec bis 2 min. abgenommen. LAGADIC konnte keine Unterschiede bei den Kortikosteronwerten zwischen den einzelnen Tieren feststellen. Auch die unterschiedlich langen Blutentnahmezeiten, das Fangen und Entfernen einzelner Tiere von der Gruppe nahm keinen Einfluss auf den Kortikosterongehalt.

Die diskontinuierliche Glucocorticoidsekretion ist ein weiteres Problem bei der Bestimmung von Kortikosteronkonzentrationen. Wie bei den meisten Hormonen kommt es zu vorübergehenden Sekretionsschüben, die sich in unregelmäßigen Zeitintervallen wiederholen (DÖCKE, 1994). Diese episodische Ausschüttung von Kortikosteron wird noch von einer circadianen Rhythmik, einer Periodendauer von 24 Stunden, überlagert (BEUVING und VONDER, 1977). Es wurden ein Maximalwert am Ende der Dunkelheit und ein Tiefpunkt bei Einbruch der Nacht festgestellt. DE JONG et al. (2001) bestimmten den circadianen Rhythmus der Plasmakortikosteronkonzentration bei Mastelertieren und kamen zu dem Ergebnis, dass die Kortikosteronwerte während der Lichtphase höher waren als während der Dunkelphase. Kortikosteron erreichte seinen höchsten Wert von 4,33 nmol/l um

11:00 h bei einer Lichtphase von 07:00 bis 15:00h. In der Dunkelphase lag der maximale Wert bei 2,02 nmol/l.

Zahlreiche Studien haben belegt, dass Stressfaktoren, wie z.B. Kälte- und Hitzebelastung, Umhertreiben der Tiere, Immobilisation und das Einsperren der Tiere in Kisten, die Plasmakortikosteronkonzentration ansteigen lassen (SALEH und JAKSCH, 1977; BEUVING und VONDER, 1978; FREEMAN et. al., 1983). Auch Futter und Wasserentzug lässt den Kortikosteronwert ansteigen. Bei einer Untersuchung von de JONG et al. (2003) lag die Kortikosteronkonzentration von ad libitum gefütterten Mastelternieren bei 0,14 nmol/l, die Kortikosteronkonzentration der restriktiv gefütterten Mastelterniere (25 % der Futtermenge der ad libitum gefütterten Tiere) dagegen bei 1,73 nmol/l. HOCKING et al. (1996) stellten allgemein bei Mastelternieren einen erhöhten Kortikosterongehalt zwischen der 6. und 18. LW fest. In einem Versuch, bei dem eine Fütterungsgruppe restriktiv gefüttert wurde und die andere Gruppe einen verdünntes Diätfutter erhielt, wurde festgestellt, dass es zwischen den beiden Fütterungsgruppen keine Unterschiede bei den Kortikosteronwerten gab (SANDILANDS et al., 2005). Auch SAVORY et al. (1993) konnten keinen Unterschied zwischen restriktiv gefütterten Tieren und nicht restriktiv gefütterten Tieren in Bezug auf den Kortikosteronwert feststellen. In anderen Studien dagegen wurden bei restriktiv gefütterten Hühnern deutlich höhere Kortikosteronwerte gemessen (HOCKING et al., 1993; SAVORY et al., 1996). DE JONG et al. (2002) erwähnen, dass die Kortikosteronwerte bei ad libitum gefütterten Tieren mit dem Alter stark abnehmen, im Gegensatz dazu bei restriktiven Hühnern auf gleichem Level bestehen bleiben. In diesem Versuch zeigten die ad libitum gefütterten Tiere im Alter von 21 Tagen einen Maximalwert von 2,59 nmol/l, der bis zum Alter von 63 Tagen auf einen Wert von 0,28 nmol/l gesunken ist. Die Werte der restriktiv gefütterten Tiere lagen bis zum Alter der Tiere von 63 Tagen bei 1,73 – 2,59 nmol/l.

2.8 Blutparameter

2.8.1 Hämatokrit

Als Hämatokrit (Hkt) wird der Anteil der Blutzellen am Gesamtblutvolumen bezeichnet, ausgedrückt in Vol% oder l/l. Dieser Wert wird vor allem durch die Erythrozytenzahl und –größe bestimmt (EDER 1987). Der Erythrozytenanteil im Blut des Geflügels unterliegt starken Schwankungen. GYLSTORFF und GRIMM (1987) nennen eine physiologische Breite von 31 – 55 %, bei MEHNER und HARTFIEL (1983) beträgt diese 21 – 55 % des Gesamtblutvolumens und bei KUMMERFELD (2005) 29 – 39 %. EDER (1987) nennt einen Normalwert von 32 % beim Huhn. SIEGMANN(1992) geht dagegen von einem normalen Wert im Bereich von 45 % aus. Je nach Alter, Rasse, Geschlecht und Reproduktionsstatus der einzelnen Geflügelart verändert sich der Hämatokritwert deutlich. Bei den meisten Vögeln nimmt er während der ersten Lebenswochen ab, da nach dem Schlupf eine neue Generation von Erythrozyten erscheint. Bis zur Geschlechtsreife nimmt er mit leichten Schwankungen wieder zu (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Bei vielen Vogelspezies, so auch bei Hühnern, ist das Erythrozytenvolumen bei geschlechtsreifen männlichen Tieren größer als bei weiblichen Tieren (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Untersuchungen von LÖLIGER und SCHUBERT (1967) zeigen, dass bei wachsenden Hühnern, gemessen bis zum 80. Lebensstag, keine geschlechtsgebundenen Unterschiede im Hämatokritwert auftreten und dieser bei 30 – 38 % liegt. Erst mit Eintritt der Geschlechtsreife werden bei ihrer Untersuchung Unterschiede deutlich. Bei NEWELL und SCHAFFNER (1950) werden für gesunde, legereife Hennen Hämatokrit-Mittelwerte in Höhe von 27 – 34 %, für Hähne 40 – 52 %, angegeben.

Der Hämatokritwert legender Hennen ist niedriger als der Wert von Nichtlegern (HUNSAKER, 1969). Laut BELL et al. (1965) nimmt die Zahl der Erythrozyten unmittelbar vor Beginn der Legereife ab und steigt bis zum Ende der Legephase an. FREEMAN (1971) hält die Schwankungen im Östrogenspiegel für den Grund dieser Veränderungen. LÖLIGER und SCHUBERT (1967) machten die Beobachtung, dass ein Abfall oder Anstieg des Hämatokritwertes zu einer schlechteren oder

unregelmäßigen Legeleistung führt, wobei Hämatokritwerte unter 27 % für eine bestehende Legetätigkeit, Werte über 34 % für ein Sistieren derselben sprechen.

Eine Veränderung des Hämatokrits kann sowohl durch eine veränderte Zellzahl bei gleichem Blutvolumen als auch durch eine unveränderte Zellzahl bei Vorliegen von Hyper- oder Hypovolämie bedingt sein. Werte unterhalb der physiologischen Varianz werden als Anämie bezeichnet, die aufgrund der kurzen natürlichen Lebensdauer aviärer Blutzellen sehr schnell eintritt (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Der Ersatz des Blutverlustes durch unreife Erythrozytenformen bewirkt anschließend meist eine schnelle Erhöhung der Hämatokritwerte innerhalb von 72 Stunden (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Auch extreme Stressituationen führen durch Vermehrung der Serumnatriumkonzentration im Blut und Steigerung des Plasmavolumens zu einer Erniedrigung des Hämatokritwertes (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Die Ursache dafür ist, dass Glukokortikoide neben der Glukokortikoid-Wirkung auch eine mineralokortikoide Wirkung zeigen und somit durch Förderung der Natriumretention das extrazelluläre Volumen zunimmt (AURICH, 2002). Ein extrem hoher Wert spricht für eine Dehydratation (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Diese liegt vor, wenn die Wasserabgabe des Organismus die Wasseraufnahme übersteigt, wie z.B. bei Wasserentzug oder starker Hitzeeinwirkung, und es dadurch zu einer Abnahme des Blutvolumens bei gleichzeitiger relativer Zunahme der Blutkörperchen kommt (MEHNER und HARTFIEL, 1983).

Die Zahl der Erythrozyten steigt ebenso durch eine Erhöhung der Konzentration von Erythropoietin im Plasma, die eine Stimulierung der Erythropoese mit sich bringt. Hervorgerufen werden kann dies durch eine Gewebshypoxie, besonders im Nierengewebe, die aufgrund von Blutverlust, Hämolyse, verringerter Durchblutung oder gesteigertem Sauerstoffbedarf entstehen kann. Neben Erythropoetin bewirken auch Glukokortikoide und Testosteron eine Steigerung der Erythropoese. Sie wirken offenbar über eine Zunahme des Sauerstoffverbrauchs (EDER, 1987). Nährstoffmangel (Eisen-, Folsäure- oder Glycinmangel), Unterernährung und chronische Leber- und Nierenerkrankungen hemmen dagegen die Erythropoese (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Ein Anstieg des Hämatokrit erfolgt auch, wenn

Erythrozyten aufgrund einer Alarmsituation freigesetzt werden (KNOWLES et al., 1996). Auch Glukokortikoide können, wahrscheinlich durch einen verzögerten Erythrozytenabbau, zu einem erhöhten Hämatokritwert führen (DÖCKE, 1994). Saisonale Schwankungen des Hämatokrit bei Hühnern werden von GUBA (1955) erwähnt, wobei die Sommerwerte niedriger lagen als die des Winters.

2.8.2 Hämoglobin

Das Hämoglobin (Hb), der rote Blutfarbstoff, ist der funktionell wichtigste Anteil der Erythrozyten und in hoher Konzentration in ihnen enthalten. Die Aufgabe des Hämoglobins besteht darin, Sauerstoff reversibel zu binden. Auf diese Weise wird der Sauerstoff-Transport von der Lunge zu den Organen und Geweben in großen Mengen ermöglicht.

Hämoglobin stellt ein Hämoprotein dar, das aus der sauerstofftragenden prosthetischen Gruppe Häm und einem artspezifischen Proteinteil (-globin) besteht. Das Häm- Molekül, das zugleich für die rote Farbe des Blutes sorgt, besteht aus einem zweiwertigen zentralen Eisenatom und vier substituierten Pyrrolringen, die einen Protoporphyrinring bilden. Der Globinanteil des Hämoglobin besteht aus zwei α - und zwei β -Polypeptidketten. Da im Hämoglobin an jede dieser Peptidketten eine Hämgruppe gebunden ist, kann es maximal vier Sauerstoffmoleküle binden und entsprechend transportieren (GASSMANN und LUTZ, 2005). Die Verbindung nennt man dann oxygeniertes Hämoglobin (Oxyhämoglobin, HbO_2), während das sauerstofflose Molekül desoxygeniertes Hämoglobin (Desoxyhämoglobin) oder einfach Hämoglobin (Hb) genannt wird (EDER, 1987).

Der Hämoglobingehalt des Blutes korreliert eng mit der Zahl und Größe der Erythrozyten. Er ist eine wichtige physiologische und diagnostische Größe (EDER, 1987) und wird in g/dl oder mmol/l gemessen. Nach EDER (1987) liegt der Hämoglobingehalt beim Huhn bei etwa 6,81 mmol/l. SIEGMANN (1992) geht von 6,19 mmol/l als Richtwert aus und BREVES und ENGELHARDT (2000) nennen 6,93 mmol/l als Referenzwert beim Huhn. Die Literaturangaben über die Hämoglobinkonzentration im Blut sind wegen der unterschiedlichen

Bestimmungsmethoden schwer vergleichbar. Als sehr zuverlässig gilt die Cyanmethämoglobinmethode.

Alle Faktoren, die die Erythropoese beeinflussen, nehmen auch Einfluss auf den Hämoglobingehalt, so z.B. das Lebensalter oder der Sauerstoffpartialdruck der Atemluft (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Die Hämoglobingehalt sinkt kurz nach dem Schlupf, da durch die Absorption von Dottersackmaterial der Serumproteingehalt und das Plasmavolumen vermehrt werden und dadurch die Konzentration des Blutes verdünnt wird. Zusätzlich zerfallen in dieser Zeit Erythrozyten und das freiwerdende Metaporphyrin wird nicht für die Hämoglobinsynthese verwendet, sondern für Gewebeenzyme verbraucht. Erst mit zunehmender Erythropoese steigt der Hämoglobingehalt bis zur Geschlechtsreife allmählich an (MEHNER und HARTFIEL, 1983).

Ähnlich wie beim Hämatokrit variieren auch die Hämoglobinwerte in Abhängigkeit verschiedener Faktoren wie Rasse, Geschlecht und Reproduktionsstatus. So zeigen weibliche Tiere kurz vor Erreichen der Geschlechtsreife und während derselben im Allgemeinen niedrigere Werte als männliche Tiere (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Nach KLIMEŠ und CELER (1960) nimmt der Hämoglobingehalt weiblicher Tiere während der Legeperiode ab.

Ein bestehender Hämoglobin- und Erythrozytenmangel wird als Anämie bezeichnet. Sie tritt auf bei äußeren oder inneren Blutverlusten durch Traumen (Knochenbrüchen), blutsaugenden Ektoparasiten und Darm-Parasiten. Auch ein Nährstoffmangel (Eisen-, Folsäure- oder Glycinmangel) bzw. eine chronische Leber- oder Nierenerkrankung können aufgrund der Hemmung der Erythropoese eine hypochrome Anämie verursachen. Wegen der kurzen Lebensdauer aviärer Blutzellen, die bei Tauben 35 – 45 Tage, bei Enten 43 Tage und bei Wachteln 33 – 35 Tage beträgt, tritt eine Anämie schnell ein. Der Ersatz des Blutverlustes durch unreife Erythrozytenformen bewirkt anschließend eine schnelle Erhöhung des Hämoglobinwertes (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Ebenso wie beim Hämatokrit treten auch beim Hämoglobin jahreszeitliche Schwankungen auf mit höheren Hämoglobinwerten im Winter als im Sommer (MEHNER und HARTFIEL, 1983)

2.9 Immunglobulin Y

Auf jeden Organismus wirken verschiedene Umweltfaktoren ein, und somit ist eine stete Auseinandersetzung mit der Umwelt lebensnotwendig (EDER, 1987). Zur Vermeidung von Schädigungen besitzen höhere Organismen mit dem unspezifischen und dem spezifischen Abwehrsystem zwei komplexe Schutzmechanismen.

Das unspezifische Abwehrsystem ist angeboren. Zu dessen zellulären Anteilen zählen unter anderem Makrophagen und heterophile Granulozyten. Ein breites Spektrum von humoralen Elementen steht ebenfalls für die Elimination schädlicher Einwirkungen bereit (NEUMANN und KALETA, 1992). So können die hohe Körpertemperatur des Geflügels, die anatomischen Schutzeigenschaften der Haut und Schleimhaut, eine normale intakte Mikroflora oder das zilienträgende Epithel des Respirationstraktes das Eindringen oder Anheften von Krankheitserregern verhindern. Auch andere Faktoren wie Ernährung, Umwelt und Alter spielen dabei eine wichtige Rolle (BUTCHER und MILES, 1991).

Ihm gegenüber steht das jüngere spezifische Abwehrsystem, dessen Immunreaktion auf einer Wechselwirkung zwischen Antigenen (körperfremden Stoffen) und Antikörpern basiert. Charakteristisch für dieses System ist die Spezifität und das Erinnerungsvermögen, das zu einer verkürzten Latenzphase und einer verstärkten Immunantwort führt (NEUMANN und KALETA, 1992). Auch dieses Abwehrsystem spaltet sich auf in einen zellulären und einen nicht-zellulären (humoralen) Anteil. Der humorale Bestandteil beinhaltet die antigenspezifischen Immunglobuline (Ig), die als Antikörper gebildet werden und die B-Lymphozyten, deren Prägung beim Vogel in der Bursa Fabricii stattfindet (SCHRÖDER und DIENER, 2000). Sie produzieren, nachdem sie durch Kontakt mit freiem Antigen zu einer aktivierten Plasmazelle gereift sind, die Immunglobuline (MAYR, 2002).

Die bisher bei verschiedenen Vogelspezies nachgewiesenen Ig-Klassen werden aufgrund von Ähnlichkeiten mit Säugerimmunglobulinen analog als IgM, IgG und IgA genannt (NEUMANN und KALETA, 1992). Obwohl das aviäre IgG dem Säuger-IgG sehr ähnlich ist, weist dieses doch in seiner Struktur einige Unterschiede im

Vergleich auf und wurde somit in IgY (Y= yolk; engl. für Eidotter) umbenannt (WARR et al., 1995). Alle bisher untersuchten aviären Immunglobulin-Klassen lassen ein gemeinsames Bauprinzip erkennen. Sie bestehen jeweils aus 2 langen, schweren (heavy) H- und 2 kurzen, leichten (light) L-Ketten. Diese H- und L-Ketten, sowie die H-Ketten untereinander, sind über Disulfidbrücken miteinander zu einem Y-förmigen Ig-Molekül verbunden. Des Weiteren wird das Ig-Molekül in das Fab-Fragment (engl. **F**ragment **a**ntigen **b**inding) und das Fc-Fragment (**F**ragment **c**rystallizable) aufgeteilt. Innerhalb des Fab-Fragmentes befindet sich der variable (V-) Bereich der H- und L-Ketten mit unterschiedlichen Aminosäuresequenzen, den Antigenbindungsstellen. Diese Bindungsstellen funktionieren nach dem Schlüssel-Schloß-Prinzip der Antigen-Antikörper-Bindung. Neben der V-Region kennt man an Ig-Molekülen auch eine konstante (C-) Region im Bereich der H- und L-Ketten, über die an Fc-Rezeptoren verschiedener Zellen binden und diese Zellen darüber stimulieren können (NEUMANN und KALETA, 1992).

IgY ist das am häufigsten im Blut von Vögeln vorhandene Ig, während die Menge der beiden anderen Immunglobulin-Klassen zu vernachlässigen ist. KLEMPERER (1893) machte die Entdeckung, dass Immunglobuline aus dem Blut in den Eidotter transportiert werden. Später stellte sich heraus, dass nur IgY über die Blutzirkulation den Eidotter erreichte (LESLIE und CLEM, 1969), wohingegen IgM und IgA nur im Eiweiß nachzuweisen waren (ROSE und ORLANS, 1974). Die Antikörper des Hühnerembryos stammen aus dem Dottersack, sind also maternale Immunglobuline. Die größte Menge IgY wird erst in den letzten 5 – 6 Tagen vor dem Schlupf und in den ersten Tagen danach aus dem Dottersack absorbiert. Die Immunglobulin-Synthese beginnt beim Hühnerküken drei Tage nach dem Schlupf und nimmt in der ersten Lebenswoche im selben Maß zu, wie die Absorption aus dem Dottersack nachlässt (MEHNER und HARTFIEL, 1983).

Die Molekularmasse der H-Ketten des IgY-Moleküls entspricht 67-70 kDa, wohingegen das Molekulargewicht der H-Ketten des Säuger-IgG-Moleküls bei ca 50 kDa liegt (WARR et al, 1995). Dieses höhere Molekulargewicht von IgY ist auf eine größere konstante (C-) Region und eine höhere Anzahl an Kohlenhydratketten zurückzuführen. Des Weiteren ist die Gelenks-Region des IgY-Moleküls bei weitem

nicht so flexibel wie beim Säuger-IgG. Es ist auch darauf hingewiesen worden, dass IgY ein hydrophoberes Molekül ist als IgG (DAVALOS-PANTOJA, 2000).

Neben den strukturellen Unterschieden bestehen solche Unterschiede zusätzlich auch in der Funktion. So bindet IgY im Vergleich zu IgG nicht an Protein A oder G, die ursprünglich aus der Bakterien-Zellwand von *Staphylococcus aureus* stammen und in der biochemischen Forschung genutzt werden um Immunglobuline zu binden. (SCHWARZKOPF und THIELE, 1996). IgY bindet nicht an den Rheuma Faktor (DAVALOS-PANTOJA, 2000), interferiert nicht mit Säuger-IgG und aktiviert nicht das Komplementsystem des Säugers (CARLANDER et al., 2000).

Im Wesentlichen wird das Immunsystem durch die quantitative und qualitative Zusammensetzung der Nahrung beeinflusst. Unterernährung und Eiweißmangel können zu einer deutlichen Hemmung des Immunsystems führen. Auch Vitaminmangel kann die Ursache für eine verminderte Antikörperbildung sein (HORSCH, 1990). Ebenso beeinträchtigen Stressoren, wie z.B. Hitze, Überbelegung, Futter- und Wasserdeprivierung oder Traumata die immunologische Reaktionsfähigkeit durch Suppression der Antikörperbildung (CHEVILLE, 1978). Durch die Ausschüttung von Glukokortikoiden kommt es zu einer Verarmung des lymphatischen Gewebes und des Blutes an kleinen Lymphozyten. Durch die Hemmung der Lymphozytopoese und einem verstärkten Abbau bzw. Zytolyse der antikörperbildenden Zellen entsteht eine Involution des lymphatischen Gewebes (HORSCH, 1990). Aufgrund der proteinkatabolen Wirkung der Glukokortikoide kommt es neben der Hemmung der Proteinbiosynthese auch zu einem vermehrten Eiweißabbau im lymphatischen Gewebe (MÖSTL, 2000).

Die Antikörper der Hühnerembryos sind maternale Antikörper, d.h. sie stammen aus dem Dottersack. Die größte IgY-Menge wird in den letzten 5-6 Tagen vor dem Schlupf und in den ersten Tagen danach aus dem Dottersack absorbiert (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Eintagsküken haben 30 - 80 % des IgY-Gehalts adulter Hühner. Direkt nach dem Schlupf wird ein Mittelwert von 60 % erreicht, der vom 4.-15. Lebenstag auf 22 % des Wertes abfällt (LÖSCH, 1972). Dann erfolgt eine Erhöhung der Werte und mit 16. Lebenswochen erreichen Hühnerküken die IgY-Plasmawerte von erwachsenen Tieren (MEHNER und HARTFIEL, 1983).

Die Mittelwerte für die IgY-Serum Konzentration liegen bei normalen Hühnern zwischen 5,5 und 8,2 mg/ml (BOHNER, 1977) und zwischen 1,5 und 15,0 mg/ml (QUARTIERE und MEYERS, 1976). Bei ERHARD et al. (2000) wird eine IgY-Konzentration von 6,0 - 13,0 mg/ml sowohl im Serum, als auch im Eigelb genannt. REES und NORDSKOG (1981) nennen einen Immunglobulingehalt im Blut von Hühnern von 6,6 – 13,5 mg/ml, der bei Einzeltieren auch bei 19,0 mg/ml liegen kann. FITZ (2007) nannte einen IgY-Gehalt von 13,0 – 19,0 mg/ml im Serum von Legehennen.

3. Tiere, Material und Methoden

3.1 Versuchsdurchführung

Die vorliegenden Versuche waren Bestandteile des Forschungsprojektes „Verhalten und Tiergesundheit bei sättigungsdeprivierten Mastelterniere“ (gefördert durch das Bayerische Staatsministerium für Umwelt, Gesundheit und Verbraucherschutz und das Bayerische Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit). Sie fanden im Versuchsstall der Lehr- und Versuchsstation für Kleintiere (LVS) der Landesanstalt für Landwirtschaft (LfL) in Kitzingen statt.

Die Untersuchungen wurden in eine Aufzuchtphase (1. – 24. Lebenswoche, LW) und eine Legephase (25. – 50. LW) untergliedert. Die Aufzuchtphase dauerte von Februar 2005 bis August 2005. Anschließend sollte von August 2005 bis Juni 2006 eine 10-monatige Legephase folgen, die allerdings am 31.01.2006 nach 6 Monaten aus Tierschutzgründen vorzeitig abgebrochen werden musste. Das schlechte Allgemeinbefinden vieler Tiere in den Fütterungsgruppe B (ad libitum Fütterung) und C (verdünnte Fütterung) und die hohen Verlusten an Hähnen in diesen beiden Gruppen führten zu diesem Entschluss.

In der vorliegenden Studie wurde die Gesundheit der Tiere anhand verschiedener Blutparameter (Hämatokrit, Hämoglobin, IgY und Kortikosteron) untersucht. Im Rahmen dieses Versuchsvorhabens wurden parallel Untersuchungen mit den Schwerpunkten Verhalten der Mastelterniere (PLEDL, 2008, in Vorbereitung) und Stoffwechselfparameter (STAUDT, 2007, eingereicht) durchgeführt. Die Studie wurde gemäß § 8a des Tierschutzgesetzes (Fassung vom 25.05.1998) bei der Regierung von Unterfranken unter dem Aktenzeichen 621-2531.01-72-04 im Dezember 2004 angezeigt.

3.2 Tiere

Zum Versuchsbeginn wurden in den Versuchsstall 444 weibliche und 79 männliche Tiere der Ross-308 (Ross-EPI B.V., Elmpterweg 47, 6042 K.J. ROERMOND, NL) und 434 weibliche und 100 männliche Tiere der Rasse Cobb-500 (Cobb Germany AVIMEX GmbH, Brüterei Wiesenena, Brösenweg 80, 04509 Wiedemar) als Eintagsküken eingestallt. Diese beiden Mastelternrassen wurden vor allem wegen ihres schnellen Wachstumsvermögens, der exzellenten Futtermittelverwertung, ihrer hohen Überlebensrate und der guten Schlachtkörperqualität ausgewählt. Die Tiere wurden innerhalb ihrer Rassen nach dem Zufallsprinzip auf die Abteile und somit in verschiedene Fütterungsgruppen gleichmäßig aufgeteilt.

3.3 Aufstallung

3.3.1 Aufzuchtphase

Die Aufzucht der Tiere (1. – 24. LW) erfolgte in 18 Bodenabteilen, getrennt nach Geschlecht, Rasse und Fütterungsvariante (siehe Abb. 1). Die jeweilige Größe der Abteile betrug 10m² (4,00 x 2,50), unabhängig von der Anzahl der eingestellten Tiere. Auf der linken Seite der Stallgasse befanden sich 12 Abteile mit je 72 - 74 weiblichen Küken. Wegen der höheren Tierzahl bei den Hennen wurden diese pro Rasse und Fütterungsvariante auf jeweils 2 Abteile aufgeteilt. Auf der rechten Seite der Stallgasse wurden 6 Abteile für je 26 – 34 männliche Küken eingerichtet. Die Abteile wurden so verteilt, dass sich die restriktiv gefütterten Tiere (Gruppe A) jeweils an den Stallende befanden um nicht durch ad libitum fressende Tiere auf beiden Seiten zusätzlich beeinflusst zu werden.

Vorraum	ROSS weiblich						COBB weiblich					
	Abt.1 A	Abt.2 A	Abt.3 B	Abt.4 B	Abt.5 C	Abt.6 C	Abt.7 C	Abt.8 C	Abt.9 B	Abt.10 B	Abt.11 A	Abt.12 A
	S t a l l g a s s e											
	Abt.13 A	Abt.14 B	Abt.15 C	Abt.16 C	Abt.17 B	Abt.18 A						
	ROSS männlich			COBB männlich								

Abb. 1: Stallaufbau in der Aufzuchtphase (Fütterung: A = restriktiv; B = ad libitum; C = verdünnt)

3.3.2 Legephase

In der Legephase (25. – 50. LW) wurden die Tiere in 6 Bodenhaltungs-Abteilen mit 1/3 Scharraum, Kotgrube und Vencomatic Familiennest gehalten (siehe Abb. 2). Die Größe pro Abteil betrug insgesamt 16,50 m² (3,30 x 5,00 m), wobei die Maße der Kotgrube bei 3,30 x 2,75 m lagen, die des Scharraums bei 3,30 x 2,00 m und die des Nestes bei 3,00 x 0,50 m. Zwischen Kotgrube und Scharraum bestand ein Höhenunterschied von 0,90 m mit einer Stufe auf 0,50 m Höhe zum hinaufgehen. Nach 3 Schlachterminen in der Aufzuchtphase (siehe 3.7) befanden sich in jedem Abteil 80 Hennen und 9 Zuchthähne (lediglich in Gruppe B standen wegen der hohen Verluste während der Umstallung durch Hitze und Stress nur noch 58 ROSS-Hennen und 70 COBB-Hennen zur Verfügung) Pro Rasse und Fütterungsvariante war jeweils 1 Abteil vorgesehen, wobei die beiden Rassen im selben Stall, aber in getrennten Räumen untergebracht waren. Die Abteile wurden auf die einzelnen Fütterungsgruppen so verteilt, dass sich die restriktiv gefütterten Tiere (Gruppe A) jeweils an der Stalltür befanden um die tägliche Fütterung zu erleichtern. Sowohl im Aufzucht-, als auch im Legestall wurde Sägemehl als Einstreu verwendet und in allen Abteilen zur selben Zeit frisch eingestreut.

COBB weiblich & männlich			Vorraum	ROSS weiblich & männlich		
Abt.6 C	Abt.5 B	Abt.4 A		Abt.3 A	Abt.2 B	Abt.1 C

Abb. 2: Stallaufbau in der Legephase (Abkürzungen siehe oben)

3.4 Stallklima

Die Be- und Entlüftung erfolgte, sowohl im Aufzucht- als auch im Legestall, über eine Unterdrucklüftung mit einer Leistung von 2 x 3.600 m³ pro Stunde für 3 Abteile.

In der **Aufzuchtphase** wurden die Abteile bis zur 10. LW mit jeweils einem Gasstrahler (1,8 KW) beheizt. Danach unterlag das Stallklima in abgeschwächter Form einem jahreszeitlichen Temperaturwechsel. Die Beleuchtung des Stalls erfolgte über künstliche Lichtquellen, wobei jedes Abteil mit einer Glühbirne ausgestattet worden war. In der **Legephase** wurden pro Abteil sowohl 1 Glühbirne über der Kotgrube, als auch 1 Glühbirne über dem Scharraum befestigt. Zusätzlich konnte über jeweils 1 Fenster pro Abteil Tageslicht in den Stall einfallen. Das Lichtprogramm entsprach den Vorgaben von ROSS und COBB und hat sich aus den in Tabelle 1 dargestellten Zeitangaben zusammengesetzt.

Tabelle 1: Lichtprogramm nach Managementvorgabe für ROSS und COBB

Lebensalter	Datum	Std. / Tag	Uhrzeit
1. Tag	16.02.2005	24 Stunden	0:00 – 24:00
7. Tag	23.02.2005	16 Stunden	2:00 – 18:00
14. Tag	02.03.2005	12 Stunden	6:00 – 18:00
21. Tag	09.03.2005	8 Stunden	9:00 – 17:00
19. LW	22.06.2005	10 Stunden	7:00 – 17:00
20. LW	29.06.2005	11 Stunden	6:00 – 17:00
21. LW	06.07.2005	12 Stunden	5:00 – 17:00
22. LW	13.07.2005	13 Stunden	5:00 – 18:00
ab 23. LW	20.07.2005	14 Stunden	4:00 – 18:00

3.5 Fütterung

Die Tiere beider Rassen wurden in drei Fütterungsgruppen unterteilt. Die Fütterungsgruppe A (Kontrolle) erhielt eine restriktive Fütterung mit

Nährstoffversorgung nach Management Manual der Kükenerzeuger ROSS und COBB mit konventionellem Starter, Junghennen, Vorlege- und Legehennen-Alleinfutter. Die Fütterungsgruppe B wurde mit dem gleichen Futter wie die Kontrollgruppe gefüttert, allerdings ad libitum. Der Fütterungsgruppe C wurde ein nährstoffverdünntes, energiereduziertes Futter ad libitum angeboten. In der Aufzuchtphase wurde dem nährstoffverdünnten Futtermittel von der 11. – 24. LW zur weiteren Verdünnung zusätzlich 10 % Sand beigemischt.

3.5.1 Fütterungsschema

Im Einzelnen wurden die Tiere nach folgendem Management Vorgaben versorgt:

Starter- Kükenalleinmehl:

Vom 1. Tag – 4. LW wurde an alle Tiere der Fütterungsgruppen A und B ein Starter-Kükenalleinmehl verfüttert, das ab der 3. LW den Tieren der Gruppe A restriktiv angeboten wurde, den Tieren der Gruppe B ad libitum. Die Tiere der Fütterungsgruppe C erhielten dasselbe Futtermittel vom 1. Tag bis inklusive 3. LW und anschließend, in der 4. LW, ein Futtergemisch aus 50 % Starter-Kükenalleinmehl und 50 % Junghennenfutter. Das Futter wurde jeweils ad libitum angeboten.

Junghennenalleinfutter:

Von der 5. – 18. LW wurde an die Fütterungsgruppen A und B ein Junghennenalleinfutter verfüttert, das der Gruppe A nur in restriktiven Mengen zur Verfügung stand. Das nährstoffverdünnte Futter für die Fütterungsgruppe C wurde den Tieren von der 5. - 10. LW angeboten. Von der 11. - 18. LW wurde diesem Futtermittel zusätzlich noch 10 % Sand zugesetzt.

Pre-Lay-Futter:

Von der 19. – 24. LW erhielten die Tiere der Fütterungsgruppen A und B ein Vorlegefutter, das an die Gruppe A restriktiv verfüttert wurde. Das Pre-Lay-Futter der Gruppe C war um ca. 10 % nährstoffreduziert und zusätzlich mit 10 % Sand verdünnt.

Legehennenalleinfutter:

Ab der 25. LW, mit der Umstallung in den Legestall, erhielten die Tiere der Fütterungsgruppe A und B ein Legehennenalleinmehl, das der Gruppe A wiederum restriktiv angeboten wurde. Dem nährstoffreduzierten Legehennenalleinmehl für die Fütterungsgruppe C wurde ab der Legephase kein Sand zur weiteren Verdünnung mehr beigefügt.

3.5.2 Futtermittel

Folgende Futtermittel wurden dem Alter der Tiere entsprechend verfüttert. Die „Rezeptur normal“ wurde an die Hennen und Hähne der Fütterungsgruppen A und B verfüttert, die „Rezeptur verdünnt“ an die Hennen und Hähne der Fütterungsgruppe C. Die genauen Inhaltsstoffe der Futtermittel können dem Anhang (Anlage 2 - 5) entnommen werden.

Tabelle 2: Rezepturen des Futters in der Aufzucht- und Legephase

Futter	Rezeptur normal	Rezeptur verdünnt	Inhaltsstoffe
Starter-Kükenalleinmehl	11,7		MJ ME
	20,2		Rohprotein %
Alleinmehl für Junghennen	11,0	10,0 (ab 11.LW 9,0)	MJ ME
	15,2	13,8 (ab 11.LW 12,4)	Rohprotein %
Pre-Lay-Alleinfutter	11,5	10,2	MJ ME
	15,9	12,87	Rohprotein %
Alleinmehl für Legehennen	11,4	10,3	MJ ME
	18,0	16,2	Rohprotein %

3.5.3 Fütterungssystem

In den ersten beiden Lebenswochen wurde den Tieren in allen 18 Stallabteilen das Futter in Futterschalen angeboten, die einen Durchmesser von 40 cm hatten. Ab der

3. LW erhielten die Tiere der Fütterungsgruppe A (restriktive Fütterung) ihr Futter aus Längsfuttertrögen mit der Länge 100 cm, der Breite 18 cm und der Höhe 18,5 cm. Ein Gitter auf den Längströgen teilte die einzelnen Futterplätze voneinander. In der Aufzuchtphase standen bei den Tieren der Gruppe A 3 Längströge in jedem Abteil, in der Legephase wurden 7 Längströge gleichmäßig auf Kotgrube und Scharraum verteilt. Den restriktiv gefütterten Tieren wurde in Aufzucht- und Legephase einmal am Tag, kurz nach dem Einschalten des Lichtes, das Futter gereicht. Den Tieren der Fütterungsgruppen B (ad libitum Fütterung) und C (verdünnte Fütterung) wurde ab der 3. LW das Futter aus Rund-Futterglocken angeboten. In die Abteile der männlichen Tiere wurden wegen der geringeren Tierzahl kleinere Futterglocken gestellt mit einem Durchmesser von 38 cm, einer Höhe von 33 cm und einem Füllvolumen von 12 kg. Die Maße der Futterglocken in den Abteilen der weiblichen Tiere beliefen sich auf einen Durchmesser von 62 cm, einer Höhe von 68 cm und einem Füllvolumen von 70 kg. Sowohl im Aufzucht- als auch im Legestall befanden sich bei den Gruppen B und C jeweils 2 Futterglocken in jedem Abteil. Durch wöchentliche Futterrückwaagen konnte der effektive Futtermittelverbrauch der Gruppen B und C bestimmt werden.

3.5.4 Tränkesystem

Im Aufzuchtstall stand den Tieren das Wasser in jedem Abteil über ein Nippelleitungssystem mit jeweils 10 Nippelrichtungen zur freien Verfügung. Im Legestall wurde das Wasser in jedem Abteil aus einer automatischen Rundtränke und einer Nippelrundtränke zur freien Verfügung angeboten.

3.6 Impfprogramm

In der Aufzuchtphase wurden alle Tiere nach entsprechenden Empfehlungen prophylaktisch gegen Newcastle Disease (ND), Salmonellen Infektion, Kokzidien, infektiöse Bronchitis (IB), infektiöse Bursitis/Gumboro und aviäre Enzephalomyelitis geimpft (siehe Anhang, Anlage 1).

3.7 Mortalität

Die Anzahl der Tierverluste wurde während der Aufzucht- und Legephase wöchentlich festgehalten. Hierzu wurden in der Aufzuchtphase neben den 6 Abteilen der männlichen Tiere auch alle 12 Abteile der weiblichen Tiere berücksichtigt. In der Aufzuchtphase wurden in der 6. LW, 14. LW und 22. LW bei den Hennen jeweils 5 Tiere und bei den Hähnen jeweils 3 Tiere pro Abteil (insgesamt 78 Tiere pro Schlachttag) zur Probeschachtung entnommen. Diese Tiere wurden bei der Zahl der Tierverluste nicht mit angegeben, da über ihren weiteren Verbleib keine Aussage hätte getroffen werden können. Einige der geschlachteten Tiere wurden für pathologische Untersuchungen an das Bayerische Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit in Oberschleißheim übersandt.

3.8 Blutuntersuchung

Ziel dieser Untersuchung war die Bestimmung des Gesundheitsstatus in den drei verschiedenen Fütterungsgruppen. Hierzu wurde den Tieren Blut entnommen und die Parameter Hämatokrit, Hämoglobin, IgY und Kortikosteron bestimmt.

3.8.1 Blutentnahme und Aufbereitung der Proben

Die Blutentnahme erfolgte alle 4 Wochen bei je 20 Tieren pro Gruppe (jeweils 13 Hennen und 7 Hähne je Rasse und Fütterungsgruppe). Insgesamt wurden jeden Monat 78 Hennen und 42 Hähnen Blut abgenommen. Diese Tiere waren bei der ersten Blutentnahme zufällig aus ihrer Gruppe heraus gefangen und mit Flügelnummern markiert worden. Bei jeder Blutentnahme wurden die Flügelnummern kontrolliert. Im Falle des Verlustes der Flügelnummer bzw. dem Tod des Tieres wurde ein neues Tier zufällig bestimmt und neu mit einer Flügelnummer versehen. Die erste Blutentnahme fand in der 6. LW statt. Davor sollte kein Blut entnommen werden, da für die labordiagnostische Auswertung eine Mindestblutmenge von 2 ml benötigt wurde. Der Lebensstart der Tiere sollte durch eine solch relativ hohe Blutmenge nicht gefährdet werden.

Bei den Blutentnahmen wurde den Tieren mittels einer 0,7 mm starker Einmalkanüle ca. 2 ml Blut aus der V. cutanea ulnaris entnommen. Das Blut wurde in einem Li-Heparin-beschichteten Röhrchen aufgefangen. Unmittelbar nach der Entnahme wurde das Blut gekühlt und so während des gesamten Transportes nach München gelagert. Im Anschluss an die Hämatokrit- und Hämoglobin-Bestimmung wurde das Blut für 10 Minuten bei 2000 x g zentrifugiert. Das dabei erhaltene Plasma wurde in 1,5 ml Eppendorf Cups für die Bestimmung von Kortikosteron und IgY aliquotiert. Für die Bestimmung von IgY wurde das Plasma bereits 1:10 mit Phosphatpuffer (phosphate buffered saline, PBS) vorverdünnt. Anschließend wurden alle Aliquots bei -20 °C bis zur Analyse tiefgefroren.

3.8.2 Hämatokrit- Bestimmung

Der Hämatokrit wurde innerhalb von 2 Stunden nach der Blutentnahme gemessen. Das ungerinnbar gemachte und gekühlte Blut wurde vor der Bestimmung ca. 15 sec geschwenkt und danach eine heparinisierte Hämatokritglaskapillare leicht schräg, fast waagrecht in das Vollblut gehalten. Aufgrund der Kapillarkräfte wurde das Blut selbständig nach oben gezogen. Die Kapillaren wurden ca. $\frac{3}{4}$ gefüllt. Anschließend wurde die Hämatokritkapillare an der Seite, an der das Blut aufgesaugt wurde, mit einem Spezial - Versiegelungskitt verschlossen und mit diesem nach außen zeigend in eine Zentrifuge gesetzt und für 3 Minuten zentrifugiert. Der Hämatokrit wird mit Hilfe einer Ableseschablone abgelesen und in Volumen % angegeben.

3.8.3 Hämoglobin- Bestimmung

Die Hämoglobinkonzentration wurde nach der Ankunft in München mittels Cyanhämoglobin-Methode aus dem heparinisierten Vollblut bestimmt. Dabei wurde Hämoglobin durch Zusatz von Kaliumhexacyanoferrat zu Hämoglobin (Methämoglobin) oxidiert und durch Zusatz von Kaliumcyanid in das stabile Cyanhämoglobin (Cyanmethämoglobin) überführt. Anschließend wurden die Proben photometrisch bei 546 nm gemessen.

Für die Reagenzlösung (Ecoline® Hämoglobin, DiaSys Diagnostic Systems GmbH, Holzheim, Deutschland), wurden Kaliumhexacyanoferratlösung (2 x 20 ml) und Kaliumcyanidlösung (2 x 20 ml) in einen 1000 ml Messkolben überführt, in dem bereits 800 ml bidest. Wasser enthalten waren. Anschließend wurde der Messkolben bis zum Eichstrich mit bidest. Wasser aufgefüllt und in eine braune Glasflasche gefüllt. Das Reagenz war nun bei Raumtemperatur mindestens 4 Monate haltbar. Die Konzentrationen des Reagenzes betragen 0,1 mmol/l Kaliumcyanid, 0,6 mmol/l Kaliumhexacyanoferrat und 2,5 mmol/l Phosphatpuffer (pH 7,2).

Pro Probe wurden 10 µl Blut in 2,5 ml Hämoglobin-Reaktionslösung in je ein Reagenzglas eingespült, mit einem Kunststoffdeckel verschlossen, auf einem Vortex-Gerät kräftig geschüttelt und dann für jeweils 3 min bei 20°C inkubiert. Nach dieser Zeit wurde das Reagenzglas erneut auf dem Vortex- Gerät gemixt. Anschließend wurde zuerst eine Messung gegen den Leerwert vorgenommen und dann der Inhalt der Proben in eine spezielle Photometer-Küvette überführt. Die Messung erfolgte im Spektralphotometer (Ultrospec II, LKB Biochrom) bei einer Wellenlänge von 546 nm. Die Angaben erfolgen in mmol/l. Die Berechnung der Konzentration C des Hämoglobins im Blut lautet:

$$C \text{ [mmol/l]} = \text{Extinktion} \times 22,8 \text{ mmol/l (SI- Einheit: } \times 0,6207)$$

3.8.4 Bestimmung von Immunglobulin Y

Der Nachweis von IgY im Plasma der Mastelterntiere wurde mittels eines Sandwich-ELISA-Verfahrens nach dem von Erhard et al. (1992) beschriebenen Prinzips durchgeführt.

Die genauen Bestandteile aller bei diesem Bestimmungsverfahren verwendeten ELISA-Reagenzien sind dem Anhang (Anlage 2) zu entnehmen. Soweit nicht anders aufgeführt stammen alle Chemikalien von der Fa. Merck, Darmstadt.

Zur Beschichtung wurden an eine 96-Loch Mikrotiterplatte aus Polystyrol (Firma Nunc Maxisorb, Roskilde, Dänemark) ein monoklonaler Rabbit-anti-Huhn-IgY (hergestellt und gereinigt am Institut für Tierschutz, Verhaltenskunde, Tierhygiene

und Tierhaltung der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München) gebunden. Die Konzentration betrug 1 µg Antigen pro Milliliter Beschichtungspuffer. Es wurden 100 µl in jede Kavität der Platte pipettiert und anschließend die Platte bei 4 °C über Nacht inkubiert.

Nach einem zweimaligen Waschen der Platte in einem mechanischen Washer (Tecan Deutschland GmbH, Modell: Columbus, Crailsheim) wurde diese anschließend auf Zellstoff gründlich ausgeklopft um Flüssigkeitsreste zu entfernen.

Um freie Bindungsstellen zu besetzen wurden anschließend in jede Kavität der Platte 200 µl Milchpulver-Blockierlösung pipettiert. Danach wurde die Platte für eine Stunde bei 37 °C inkubiert.

Nach einem erneuten Waschvorgang wurden das mit PBS-T verdünnte Plasma-Probenmaterial und ein Huhn-IgY als Standard in die entsprechenden Kavitäten der Platte pipettiert und eine zweilogarithmische Verdünnungsreihe angelegt. Anschließend wurde die Platte eine Stunde bei 37 °C inkubiert.

Nach einem Waschvorgang wurden in jede Kavität 100 µl eines an Peroxidase gekoppelten Rabbit-anti-Huhn-IgY in einer Konzentration von 1:200.000 pipettiert und danach eine Stunde bei 37 °C inkubiert. Es folgte ein Waschvorgang.

In jede Kavität der Platte wurden 100 µl Substratlösung pipettiert und anschließend bei Raumtemperatur und im Dunkeln zehn Minuten inkubiert. Durch Zugabe von 50 µl einer 1 molaren Schwefelsäure wurden die Reaktionsvorgänge beendet.

Die photometrische Messung der Farbintensität der Platte erfolgte bei einer Wellenlänge 450 nm im ELISA-Reader (EAR 400 AT, Tecan Deutschland GmbH, Crailsheim). Bei dem zur Bestimmung der Standardkurve verwendeten Computerprogramm handelt es sich um MikroWin 2000 (Microtec Laborsysteme GmbH, Overath, Deutschland). Der jeweilige OD-Wert (Ergebnis) einer Probe wurde aus den Einzelkonzentrationen im linearen Bereich der Standardkurve bestimmt und ermittelt. Dieser Wert wurde auf die Ursprungskonzentration rückgerechnet und in mg/ml angegeben.

3.8.5 Bestimmung von Corticosteron

Die Bestimmung von Kortikosteron im Plasma erfolgte mittels eines kommerziell erhältlichen Kortikosteron-ELISA-Kits (Assay Pro, Winfield, Mo, USA). Hierbei handelte es sich um einen quantitativ kompetitiven ELISA-Test. Enzym-markiertes Konjugat und nicht-markierte Antigene in der Probe konkurrieren um den gleichen Beschichtungsantikörper. Je höher die nicht-markierte Antigen-Konzentration der Probe ist, desto weniger markierte Antigen-Moleküle können an die Antikörper gebunden werden und desto geringer fällt das optische Signal aus. Somit ist die Enzymaktivität umgekehrt proportional zur Konzentration der nicht-markierten Antigene in der Probe.

Zu Beginn wurden sowohl der Verdünnungspuffer als auch der Waschpuffer nach Anweisung des Herstellers vorbereitet. Für den späteren Waschvorgang wurde ein mechanischer Washer (Tecan, Deutschland GmbH, Model: Columbus, Crailsheim) eingesetzt.

Plasma-Proben, Standard und Pool wurden auf 20°C erwärmt. Plasmaproben und Poolprobe wurden zusätzlich vor dem Auftragen auf die Platte 1:10 vorverdünnt. Dazu wurden 90 µl Verdünnungspuffer in die 1,5 ml Eppendorf Cups vorgelegt und anschließend entweder mit 10 µl Plasma-Probe oder 10 µl Pool-Probe dazu pipettiert. Proben, Standard und Pool wurden immer im Doppelansatz getestet. Stets wurde darauf geachtet, dass möglichst alle Werte eines Tieres (10 Proben pro Tier) auf derselben Platte gemessen wurden. Dies geschah um für alle Wert eines Tieres die gleichen Messbedingungen zu schaffen und die Ergebnisse nicht durch Abweichungen in der Beschichtung der Platte zu verfälschen. Um später die Konzentration des Antigens in der Probe bestimmen zu können, stand eine Standardprobe mit bekannter Konzentration zu Verfügung. Für diese Standardlösung wurde eine 1:4 Verdünnungsreihe erstellt.

In die vorgesehenen Kavitäten der Platte wurden, entsprechend dem Doppelnalsatz, je 25 µl Standard-, Pool- oder Plasmaprobe pipettiert. Anschließend wurden 25 µl Biotin-Kortikosteron auf jede Kavität pipettiert. Das Kortikosteron der Plasma-Probe, des Pools und des Standards trat nun in Konkurrenz mit dem Biotin-Kortikosteron um

die begrenzte Anzahl an Bindungsstellen an den immobilen Beschichtungs-Antikörpern. Die Mikrotiterplatte wurde bedeckt und zwei Stunden bei Raumtemperatur inkubiert.

Um die nichtgebundenen Antigen-Anteile zu entfernen wurde die Platte nach der Inkubationszeit in einem mechanischen Washer gewaschen. Danach wurde in jede Kavität 50 µl Streptavidin-Peroxidase Konjugat (SP-Konjugat) pipettiert. Im folgenden Schritt hat sich das SP-Konjugat an den Biotin-Anteil des Biotin-Kortikosterons gebunden. Die Platte wurde abermals abgedeckt und für 30 min bei Raumtemperatur inkubiert.

Nach einem erneuten Waschvorgang wurden 50 µl Tetramethylbenzidin-Substrat (TMB-Substrat) auf jede Kavität pipettiert. Danach folgte eine Inkubation von 8 min im Dunklen bei Raumtemperatur. Durch die Peroxidase wurde das TMB-Substrat oxidiert. Dies führte zu einer blauen Farbe. Um die Reaktion zu beenden wurden 50 µl Stopp-Lösung (0,5N Hydroxychloridsäure) auf jede Kavität aufgetragen. Der Farbumschlag von blau auf gelb konnte photometrisch gemessen werden.

Die photometrische Messung der Farbintensität der Platte erfolgte bei einer Wellenlänge von 450 nm im ELISA-Reader (EAR 400 AT, Tecan Deutschland GmbH, Crailsheim). Bei dem zur Bestimmung der Standardkurve verwendeten Computerprogramm handelt es sich um MikroWin 2000 (Microtec Laborsysteme GmbH, Overath, Deutschland). Der jeweilige OD-Wert (Ergebnis) einer Probe wurde aus den Einzelkonzentrationen im linearen Bereich der Standardkurve bestimmt und ermittelt. Dieser Wert wurde auf die Ursprungskonzentration rückgerechnet und in nmol/l angegeben.

3.9 Statistische Auswertung und Darstellung der Ergebnisse

Die statistische Auswertung der Ergebnisse erfolgte deskriptiv mittels der Computer-Software Microsoft Excel[®] 2003 (Fa. Microsoft Corporation, Redmond, WA, USA) und schließlich mittels SigmaStat[®] 3.01 (Systat, Erkrath).

Die schließende Statistik der Ergebnisse begann mit Test auf Normalverteilung (Kolmogorov-Smirnov's Test mit Korrektur nach Lilliefors) und auf Gleichverteilung (Levene's Median Test), welche automatisch durch das Programm SigmaStat® 3.01 durchgeführt wurden. Erfüllten die Daten beide Kriterien, so wurden parametrische Tests angewendet, fiel der Test auf Normalverteilung oder Gleichverteilung negativ aus, so wurden rangorientierte Analysen durchgeführt. Zum Vergleich der drei Gruppen wurde die einfaktorielle Varianzanalyse (One Way ANOVA) bzw. die rangorientierte Varianzanalyse nach Kruskal-Wallis (KW ANOVA) mit anschließendem Student-Newman-Keuls-Test (SNK) bzw. Dunn's (bei ungleichen Gruppengrößen in rangorientierten Analysen) durchgeführt. Zur Sicherung von Veränderungen innerhalb jeder der drei Fütterungsgruppen, jeweils für beide Rassen und für beide Geschlechter getrennt, wurde die einfaktorielle Varianzanalyse für wiederholte Messungen (One Way RM ANOVA) bzw. die rangorientierte Varianzanalyse für wiederholte Messungen nach Friedman (Friedmann RM ANOVA) mit anschließendem Student-Newman-Keuls-Test (SNK) durchgeführt. War eine Gruppe auf Grund der Verluste nicht mehr vorhanden, so wurden die verbliebenen Gruppen mittels *t*-Test nach Student bzw. mittels Rangsummentest nach Mann-Whitney untersucht. Um Einflüsse von Rasse und Geschlecht der Tiere zu untersuchen, wurden zweifaktorielle Varianzanalysen (Two Way ANOVA) durchgeführt. Alle Werte werden als arithmetische Mittelwerte gemeinsam mit dem Standardfehler des Mittelwertes (SEM) dargestellt.

Die Ergebnisabbildungen wurden mit der Computer-Software SigmaPlot® 9.01 (Systat, Erkrath) erstellt. Wahrscheinlichkeitswerte (*p*) kleiner als 0,05 wurden als statistisch signifikant angesehen und sind entsprechend gekennzeichnet bzw. beschrieben. Die Stichprobenanzahl, d.h. die verwendete Anzahl von Proben, wird als „n“ angegeben.

4. Ergebnisse

Im Rahmen dieser Untersuchung wurden 12 Blutentnahmen an jeweils 13 weiblichen und 7 männlichen Tieren pro Rasse und Fütterungsgruppe (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünntes Futtermittel) durchgeführt. Sowohl in der Aufzuchtphase (1. – 24. LW) als auch in der Legephase (25. – 50. LW) geschah dies alle 4 Wochen, beginnend mit der 6. LW. Zur Beurteilung wurden der Hämatokrit- und Hämoglobinwert als Blutparameter herangezogen, der Immunstatus der Tiere wurde anhand des Immunglobulin Y bewertet und die Stressbelastung mittels Kortikosteron.

4.1 Blutparameter

4.1.1 Hämatokrit

Bei beiden Rassen, beiden Geschlechtern und allen drei Fütterungsgruppen war tendenziell eine deutliche Zunahme der mittleren Hämatokritwerte mit dem Alter der Tiere zu erkennen. Bei der Analyse der Hämatokritwerte stellte sich heraus, dass die Rasse im Vergleich zum Geschlecht nur wenig Einfluss aufwies. Die Darstellung der Ergebnisse erfolgte daher nach Geschlechtern.

4.1.1.1 Weibliche Tiere der Rassen ROSS und COBB

Die Hämatokritwerte aller drei Fütterungsgruppen der **weiblichen Tiere der Rasse ROSS** unterlagen keinen starken Schwankungen. Die geringsten Werte wurden bei allen 3 Gruppen in der 6. LW mit durchschnittlich 28,0 Vol% gemessen, die höchsten Werte am Ende der Legephase mit durchschnittlich 39,7 Vol% bei Gruppe A und B und mit 42,7 Vol% bei Gruppe C.

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die Hämatokritwerte der 10. - 50. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW auf. In der Fütterungsgruppe B konnten nur zwischen der 42. – 50. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW ermittelt werden und bei der Fütterungsgruppe C waren wiederum die Hämatokritwerte aller LW signifikant zur 6. LW (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den Fütterungsgruppen A, B und C ergaben sich in der 26. und 30. LW signifikante Unterschiede (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$)

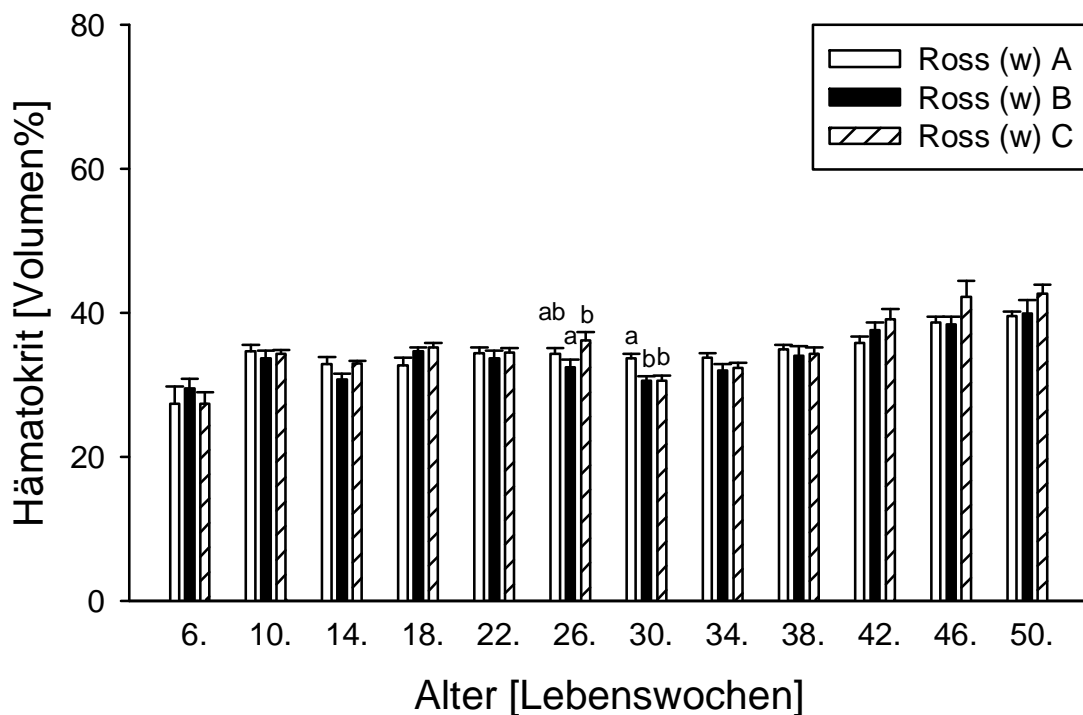


Abb. 3: Hämatokrit [Vol%] der weiblichen Mastelterntiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); $n = 13$ (in der 6. LW bei A: $n = 3$, bei B: $n = 9$, bei C: $n = 11$); a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

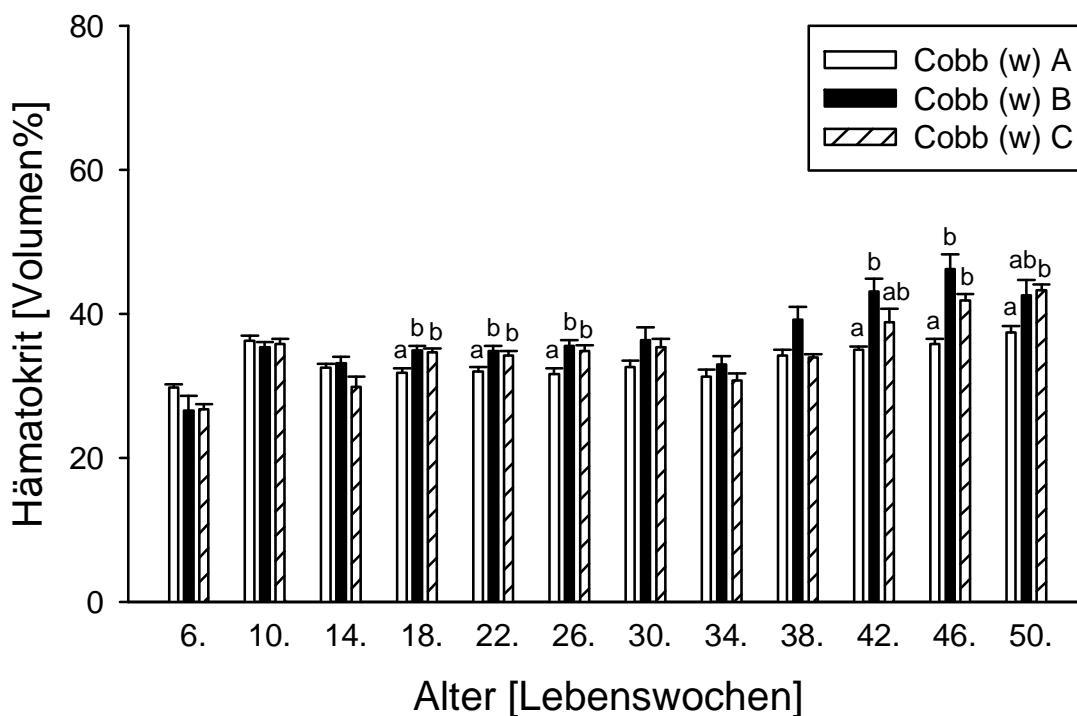


Abb. 4: Hämatokrit [Vol%] der weiblichen Mastelterntiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); $n = 13$ (in der 6. LW bei A: $n = 10$, bei B: $n = 7$, bei C: $n = 4$); a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

Die Hämatokritwerte der Gruppe A der weiblichen Tiere der Rasse COBB schwankten zwischen 29,8 Vol% in der 6. LW und 37,4 Vol% in der 50. LW. Die Werte der Gruppen B und C verliefen ähnlich zur Gruppe A, stiegen aber bei der Gruppe B in der 46. LW bis auf 46,2 Vol% an. Die Werte der Gruppe C erreichten in der 50. LW einen Maximalwert von 43,3 Vol%.

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die Hämatokritwerte der 10. LW und der 38. - 50. LW signifikante Unterschiede auf zur 6. LW. Bei der Gruppe B waren dagegen bei allen Hämatokritwerten der 10. - 50. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW zu erkennen. Gruppe C wies signifikante Unterschiede der 10., 18. - 30. und 38. - 50. LW zur 6. LW auf (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den drei Fütterungsgruppen ergaben sich in der 18. – 26. LW und in der 42. – 50. LW signifikante Unterschiede (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$)

Von der 6. – 14. LW gab es zwischen den 3 unterschiedlichen Fütterungsgruppen bei den **weiblichen Tieren beider Rassen** keine signifikanten Unterschiede. Erst in der 18., 26. und von der 42. – 50. LW nahm die Fütterung Einfluss auf die Hämatokritwerte, wobei die Werte der Fütterungsgruppen B und C signifikant höher waren als die der Gruppe A und die der Gruppe C in der 50. LW signifikant höher als die der Gruppe B (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$).

4.1.1.2 Männliche Tiere der Rassen ROSS und COBB

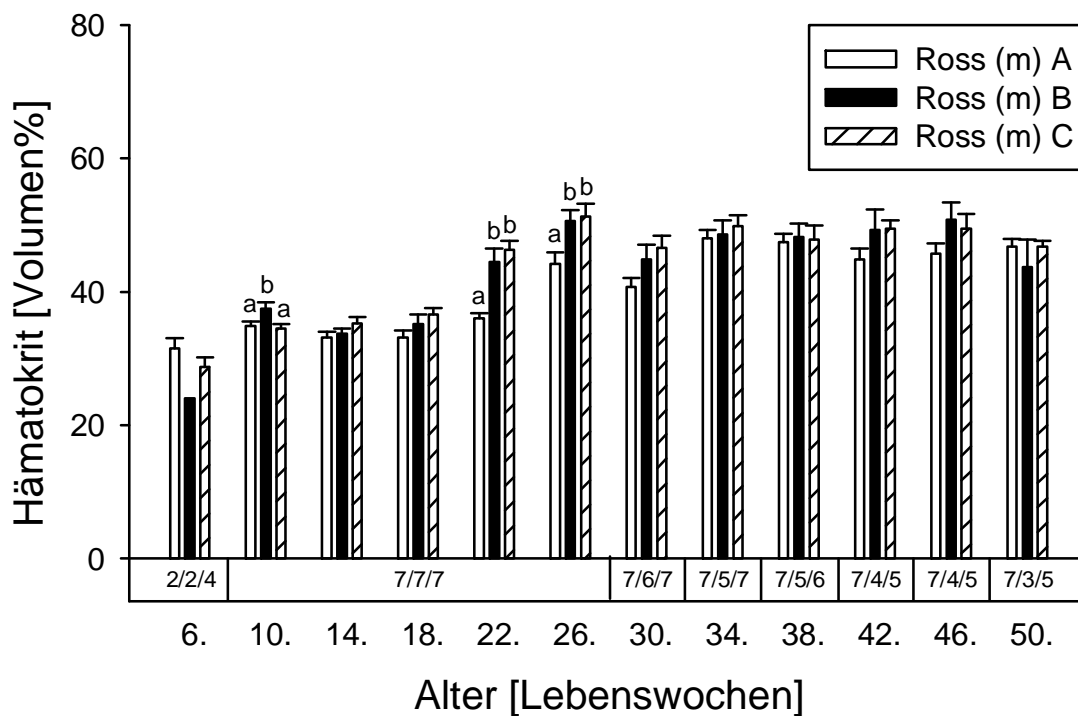


Abb. 5: Hämatokrit [Vol%] der männlichen Mastelterntiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); n entspricht den Angaben in der Graphik; a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

Nach einem einheitlichen Verlauf der drei Fütterungsgruppen der **männlichen Tiere der Rasse ROSS** während der Aufzuchtphase, stiegen die Werte der Gruppen B und C in der 22. LW sehr plötzlich an und erreichten 44,4 Vol% (Gruppe B) bzw. 46,3 Vol% (Gruppe C). In der 26. LW erhöhten sich auch der Hämatokritwert der Gruppe A auf 44,1 Vol%, die Werte der Gruppen B und C erreichten in dieser LW ihre Maximalwerte von 50,6 Vol% und 51,3 Vol%.

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die Hämatokritwerte der 26.- 50. LW einen signifikanten Unterschied zur 6. LW auf. Bei den Gruppen B und C waren jeweils alle Werte der 10. - 50. LW signifikant zur 6. LW (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den einzelnen Fütterungsgruppen traten in der 10., 22. und 26. LW signifikante Unterschiede auf (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$).

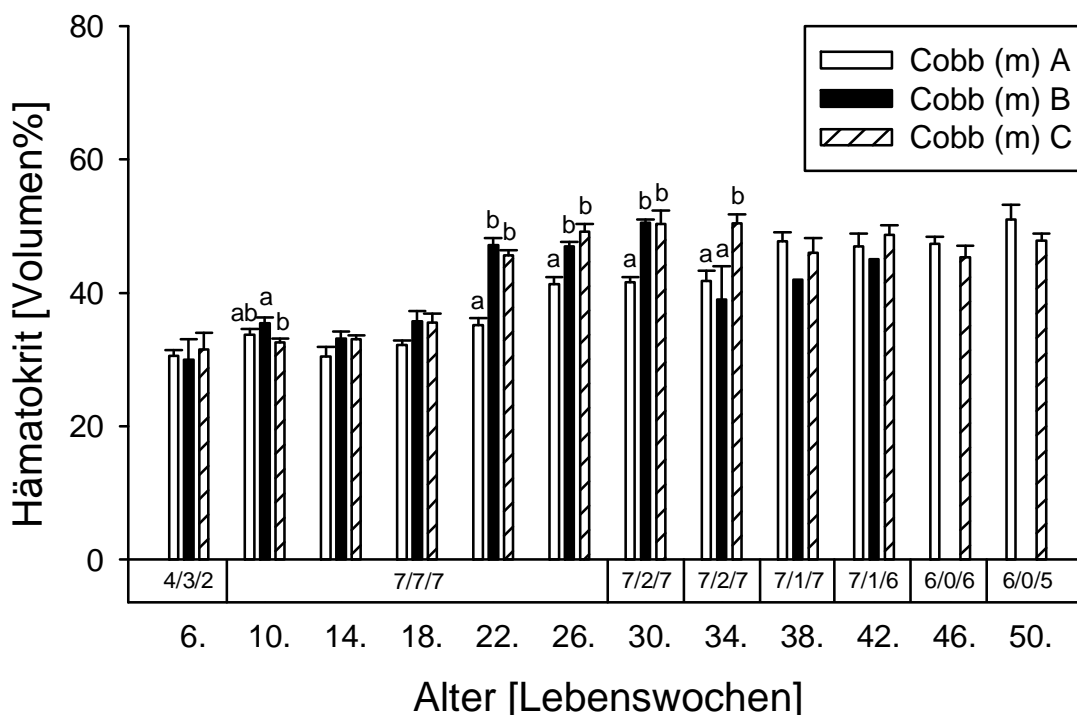


Abb. 6: Hämatokrit [Vol%] der männlichen Masteltertiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); n entspricht den Angaben in der Graphik; a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

Während die Hämatokritwerte der Fütterungsgruppe A der **männlichen Tiere der Rasse COBB** von der 6. – 50. LW von 30,5 Vol% auf 51,0 Vol% gleichmäßig anstiegen, erhöhten sich die Werte der Gruppen B und C in der 22. LW sprunghaft und erreichten beide in der 30. LW ihren Maximalwert von 50,5 Vol%. In der 34. LW wurde bei der Gruppe B nur ein Wert von 39,0 Vol% gemessen. Dieser Wert entspricht in der Legephase dem Minimalwert, der von keiner der anderen beiden Gruppen erreicht wurde.

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die Hämatokritwerte der 26. - 50. LW signifikante Unterschiede auf zur 6. LW. Bei Gruppe B waren die Hämatokritwerte der 22. - 42. LW signifikant zur 6. LW. und bei Gruppe C die Werte der 26. – 38. LW signifikant zur 6. LW (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den einzelnen Fütterungsgruppen ergaben sich in der 10. LW und in der 22. – 34. LW signifikante Unterschiede (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$).

Bei den verschiedenen Fütterungsgruppen der **männlichen Tiere beider Rassen** zeigten sich bereits in der 10. LW signifikante Unterschiede, wobei die Werte der Gruppen B sowohl zur Gruppe A, als auch zur Gruppe C signifikant höher waren. Von der 18. – 30. LW wurden ebenfalls signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen analysiert. Während dieses Zeitraums wurden bei den Gruppen B und C im Bezug auf Gruppe A stets signifikant höhere Werte gemessen. In der 34. LW waren nur die Werte der Gruppen A und C signifikant zueinander mit dem höheren Ergebnis bei Gruppe C. Von der 38. – 50. LW konnten bei den verbliebenen Tieren keine signifikanten Unterschiede dargestellt werden (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$).

Die Hämatokritwerte der männlichen Tiere waren ab der 22. LW, unabhängig von der Fütterungsgruppe, signifikant höher als die Werte der weiblichen Tiere (Two Way ANOVA; $p < 0,05$).

4.1.2 Hämoglobin

Bei beiden Rassen, beiden Geschlechtern und allen drei Fütterungsgruppen war tendenziell eine deutliche Zunahme der mittleren Hämoglobinwerte mit dem Alter der Tiere zu erkennen. Bei der Analyse der Hämoglobinwerte stellte sich heraus, dass die Rasse im Vergleich zum Geschlecht nur wenig Einfluss aufwies. Die Darstellung der Ergebnisse erfolgte daher nach Geschlechtern.

4.1.1.1 Weibliche Tiere der Rassen ROSS und COBB

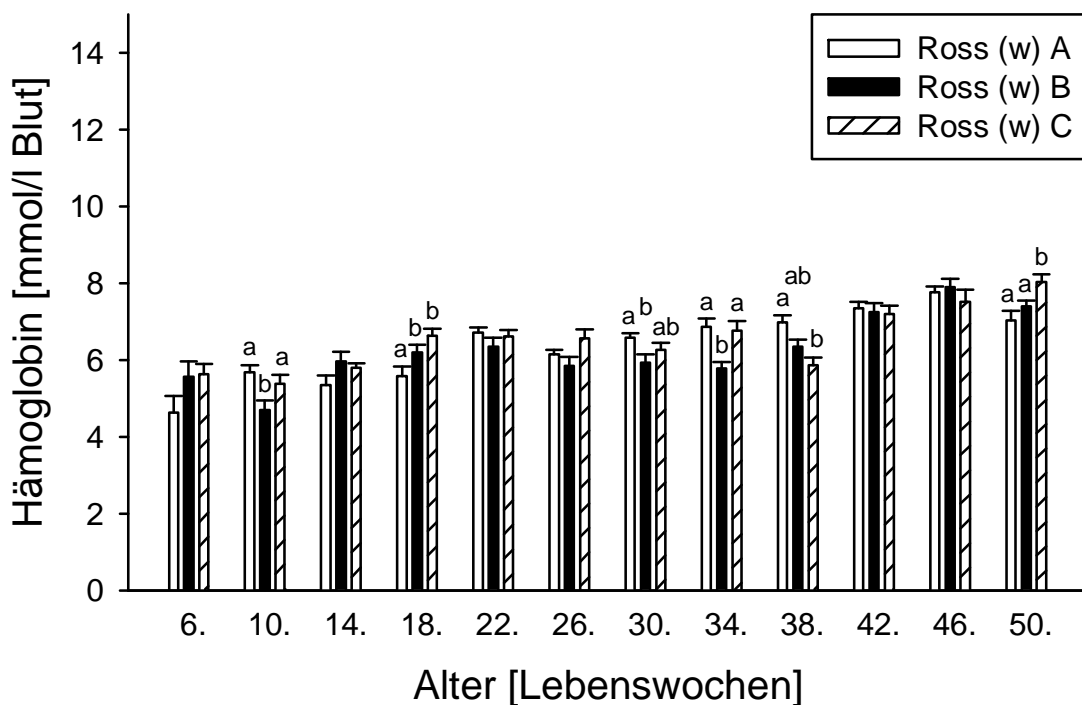


Abb. 7: Hämoglobin [mmol/l] der weiblichen Mastelterntiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); $n = 13$ (in der 6. LW bei A: $n = 4$, bei B: $n = 9$, bei C: $n = 11$); a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

Die niedrigste Hämoglobinkonzentration wurde bei der Fütterungsgruppe A der **weiblichen Tiere der Rasse ROSS** in der 6. LW gemessen und lag bei 4,62 mmol/l, die höchste lag bei 7,76 mmol/l und wurde in der 46. LW erreicht. Bei der Gruppe B schwankten die Werte zwischen 4,70 mmol/l in der 10. LW und 7,88 mmol/l in der 46. LW. Bei Gruppe C stieg der Wert von 5,38 mmol/l in der 10. LW auf 8,03 mmol/l in der 50. LW.

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die Hämoglobinwerte der 22. - 50. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW auf. Bei Gruppe B waren die mittleren Hämoglobinwerte der 10. LW und der 42. - 50. LW signifikant zur 6. LW und bei Gruppe C wurden signifikante Unterschiede der 18. - 26. LW, der 34. LW und der 42. - 47 LW zur 6. LW festgestellt (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den Fütterungsgruppen A, B und C traten in der 10., 18. und 30. – 38. LW signifikante Unterschiede auf (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$).

Die maximale Hämoglobinkonzentration wurde von allen drei Fütterungsgruppen der **weiblichen Tiere der Rasse COBB** in der 18. LW der Aufzuchtphase erreicht. Sie lag bei Gruppe A bei 7,35 mmol/l, bei Gruppe B bei 7,53 mmol/l und bei Gruppe C bei 7,08 mmol/l. In der 46. LW stiegen die Werte erneut an auf 7,33 mmol/l (Gruppe A), 8,47 mmol/l (Gruppe B) und 7,76 mmol/l (Gruppe C).

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die Hämoglobinwerte der 14., 18., 30. und 34. LW und der 42. - 50. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW auf. Bei Gruppe B zeigten die 10. LW und die 18. - 50. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW und bei Gruppe C waren die 18. LW und die 42. – 50. LW signifikant zur 6. LW (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den einzelnen Fütterungsgruppen traten in der 10., 22., 26. und 46. LW signifikante Unterschiede auf (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$).

Bei den **weiblichen Tieren beider Rassen** zeigten sich in der 18. LW die ersten signifikanten Unterschiede innerhalb der drei Fütterungsgruppen. Zu diesem

Zeitpunkt waren sowohl die Werte der Gruppe B als auch der Gruppe C signifikant höher als die der Gruppe A. Das gleiche wiederholte sich in der 26. und 50. LW. In der 38. LW waren die Werte der Gruppe A und B signifikant höher als die der Gruppe C (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$).

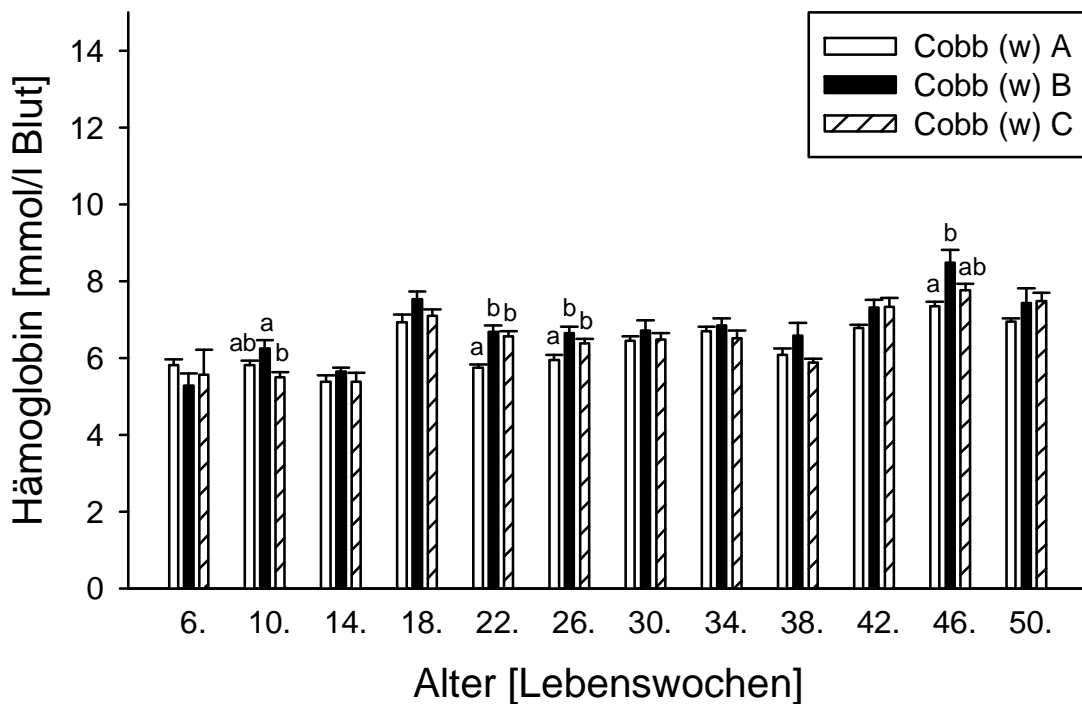


Abb. 8: Hämoglobin [mmol/l] der weiblichen Mastelterntiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); $n = 13$ (in der 6. LW bei A: $n = 11$, bei B: $n = 7$, bei C: $n = 4$); a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

4.1.1.2 Männliche Tiere der Rassen ROSS und COBB

Bis zum Beginn der Legephase unterlagen die einzelnen Fütterungsgruppen der männlichen Tiere der Rasse ROSS einigen Schwankungen. Diese reichten bei Gruppe A von 5,48 mmol/l in der 6. LW bis 8,46 mmol/l in der 34. LW. Bei Gruppe B stiegen sie von 4,53 mmol/l auf 8,39 mmol/l in der 34. LW und bei Gruppe C lag der

Minimalwert in der 10. LW bei 4,98 mmol/l und der Maximalwert in der 26. LW bei 9,47 mmol/l. Die restliche Zeit der Legephase verlief ohne größere Schwankungen.

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die mittleren Hämoglobinwerte der 18. LW und der 26. - 50. LW signifikante Unterschiede auf zur 6. LW. Bei Gruppe B waren keine signifikanten Unterschiede vorhanden und bei Gruppe C waren die 22. - 50. LW signifikant zur 6. LW (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den Fütterungsgruppen A, B und C zeigten sich in der 22. und 26. LW signifikante Unterschiede (One Way ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

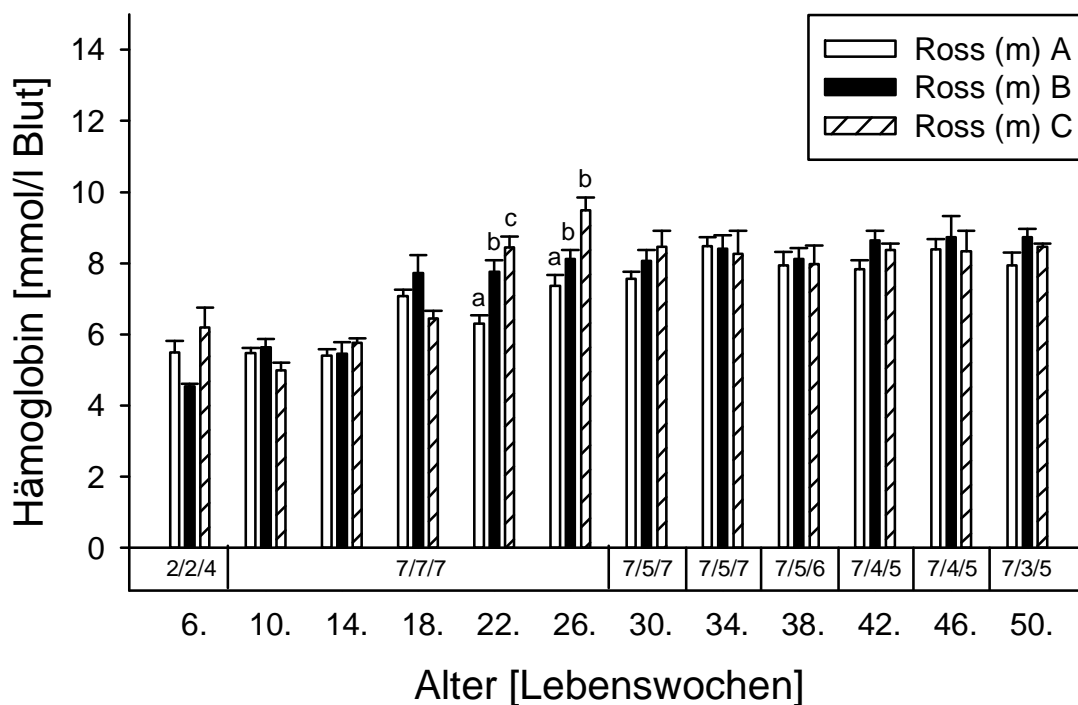


Abb. 9: Hämoglobin [mmol/l] der männlichen Mastelterntiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); n entspricht den Angaben in der Graphik; a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

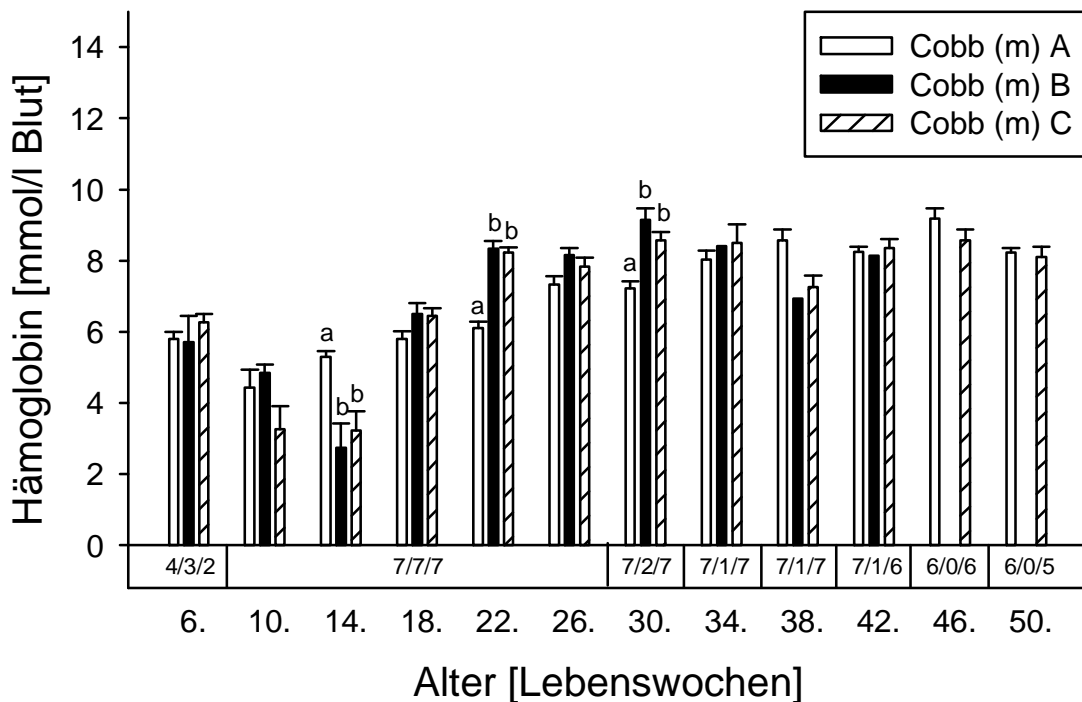


Abb. 10: Hämoglobin [mmol/l] der männlichen Masteltertiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); n entspricht den Angaben in der Graphik; a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

Die Hämoglobinwerte der Gruppe A der männlichen Tiere der Rasse COBB stiegen von einem Minimalwert von 4,42 mmol/l in der 10. LW auf 9,17 mmol/l in der 46. LW stetig an. Die Werte der Gruppe B sanken von anfänglich 5,69 mmol/l auf 2,73 mmol/l in der 14. LW und erreichten schließlich einen Maximalwert von 9,12 mmol/l in der 30. LW. Die Werte der Gruppe C zeigten einen ähnlichen Verlauf und fielen von 6,25 mmol/l in der 6. LW auf 3,22 mmol/l in der 14. LW und stiegen bis zur 46. LW wieder auf 8,55 mmol/l.

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die Hämoglobinwerte der 10. LW und der 26. - 50. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW auf. Bei Gruppe B konnte eine Signifikanz der 34. LW zur 6. LW festgestellt werden und bei Gruppe C waren sowohl

die 10. als auch die 14. LW zur 6. LW signifikant (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den drei Fütterungsgruppen ergaben sich in der 14., 22. und 30. LW signifikante Unterschiede (One Way ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

In der 10. LW zeigten sich bei den **männlichen Tieren beider Rassen** die ersten signifikanten Unterschiede in der Fütterung, wobei zu diesem Zeitpunkt die Hämoglobinwerte der Fütterungsgruppen A und B signifikant höher als bei Gruppe C. Dagegen lagen die Werte der Gruppen B und C in der 22. und 30. LW signifikant höher als die der Gruppe A, in der 50. LW waren nur die Werte der Gruppe B signifikant höher als die der Gruppe A (One Way ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Sowohl während der Aufzuchtphase als auch während der Legephase waren Hämoglobinwerte der männlichen Tiere stets signifikant höher als die der weiblichen Tiere (Two Way ANOVA; $p < 0,05$).

4.2 Immunglobulin Y

Im Plasma der Masteltertiere wurde mittels ELISA die IgY-Konzentration gemessen. Bei der Analyse der IgY-Werte stellte sich heraus, dass die Rasse im Vergleich zum Geschlecht nur wenig Einfluss aufwies. Die Darstellung der Ergebnisse erfolgte daher nach Geschlechtern.

4.2.1 Weibliche Tiere der Rassen ROSS und COBB

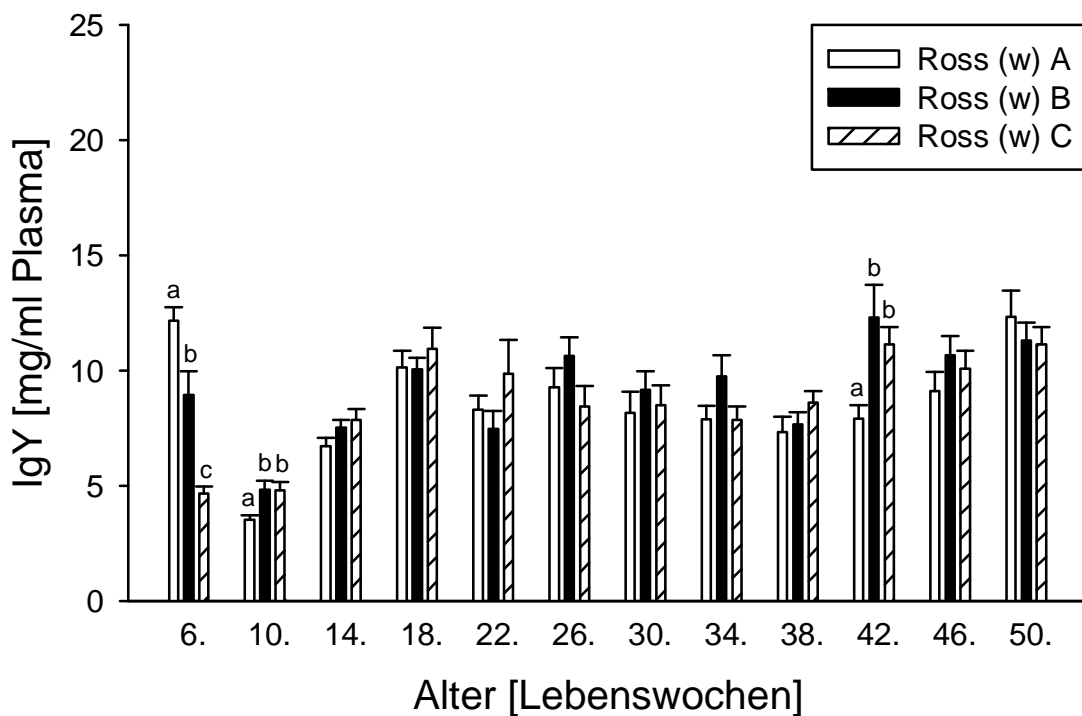


Abb. 11: IgY-Konzentration [mg/ml] im Plasma der weiblichen Masteltertiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); $n = 13$ (in der 6. LW bei A: $n = 13$, bei B: $n = 13$, bei C: $n = 3$); a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

Bei der Fütterungsgruppe A der **weiblichen Tiere der Rasse ROSS** fielen die IgY-Werte in der 12,1 mg/ml in der 6. LW auf 3,5 mg/ml in der 10. LW, stiegen erneut an und erreichten ihren Maximalwert in der 50. LW, der bei 12,3 mg/ml lag. Auch Gruppe B und C erreichten in der 10. LW nur 4,8 mg/ml, erhöhten sich, ebenso wie Gruppe A, erneut. In der 42. LW erreichte Gruppe B ihre höchste IgY-Konzentration von 12,3 mg/ml und Gruppe C ihren Maximalwert von 11,1 mg/ml.

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die IgY-Werte der 10. - 46. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW auf. Bei Gruppe B waren alle Werte von der 10. - 50. LW signifikant zur 6. LW und bei Gruppe C konnte keine Signifikanz zur 6. LW festgestellt werden (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den drei Fütterungsgruppen ergaben sich in der 6., 10. und 42. LW signifikante Unterschiede (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$).

Bei allen drei Fütterungsgruppen der **weiblichen Tiere der Rasse COBB** fielen die IgY-Werte in der 10. LW von 10,0 mg/ml (A), 11,9 mg/ml (B) und 7,0 mg/ml (C) auf 3,9 mg/ml (A), 4,0 mg/ml (B) und 3,9 mg/ml (C). Bei allen drei Gruppen stiegen die Werte im weiteren Verlauf wieder an, wobei Gruppe A den höchsten Wert von 11,0 mg/ml in der 50. LW erreichte, Gruppe B den höchsten Wert von 10,7 mg/ml in der 38. LW und Gruppe C den Maximalwert von 10,6 mg/ml ebenfalls in der 38. LW erlangte.

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die IgY-Werte der 10. und 22. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW auf. Bei Gruppe B waren die Werte der 10., der 22. - 26. LW und der 34. LW signifikant zur 6. LW und bei Gruppe C konnte eine Signifikanz der Werte der 10. und 18. LW zur 6. LW festgestellt werden (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den Fütterungsgruppen A, B und C der **weiblichen Tiere der Rasse COBB** zeigten sich in der 6. LW signifikante Unterschiede (One Way ANOVA; Dunn`s; $p < 0,05$).

Bei den **weiblichen Tieren beider Rassen** zeigten sich bereits in der 6. LW signifikante Unterschiede bei den einzelnen Fütterungsgruppen. Zu diesem Zeitpunkt waren die IgY-Werte der Fütterungsgruppen A und B signifikant höher als die der Gruppe C. In der 46. LW war die Werte der Gruppen B und C signifikant höher als die der Gruppe A, in der 50. LW die Werte der Gruppe B signifikant höher als die der Gruppe A (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$).

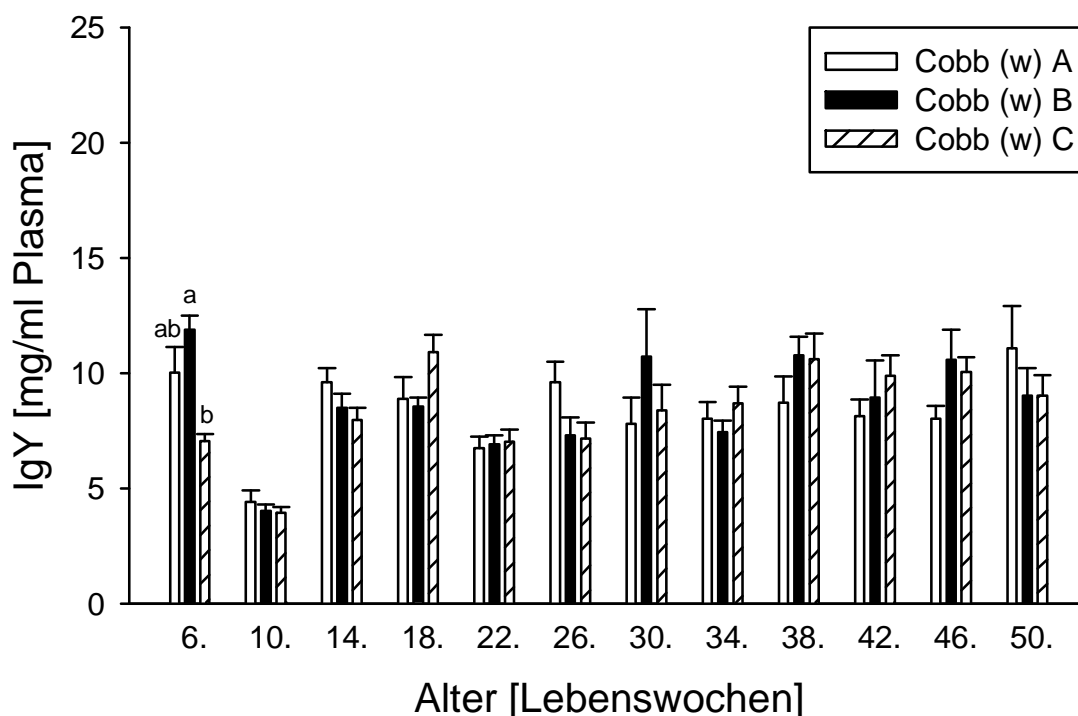


Abb. 12: IgY-Konzentration [mg/ml] im Plasma der weiblichen Mastelterntiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); $n = 13$ (in der 6. LW bei A: $n = 13$, bei B: $n = 13$, bei C: $n = 10$); a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

4.2.2 Männliche Tiere der Rassen ROSS und COBB

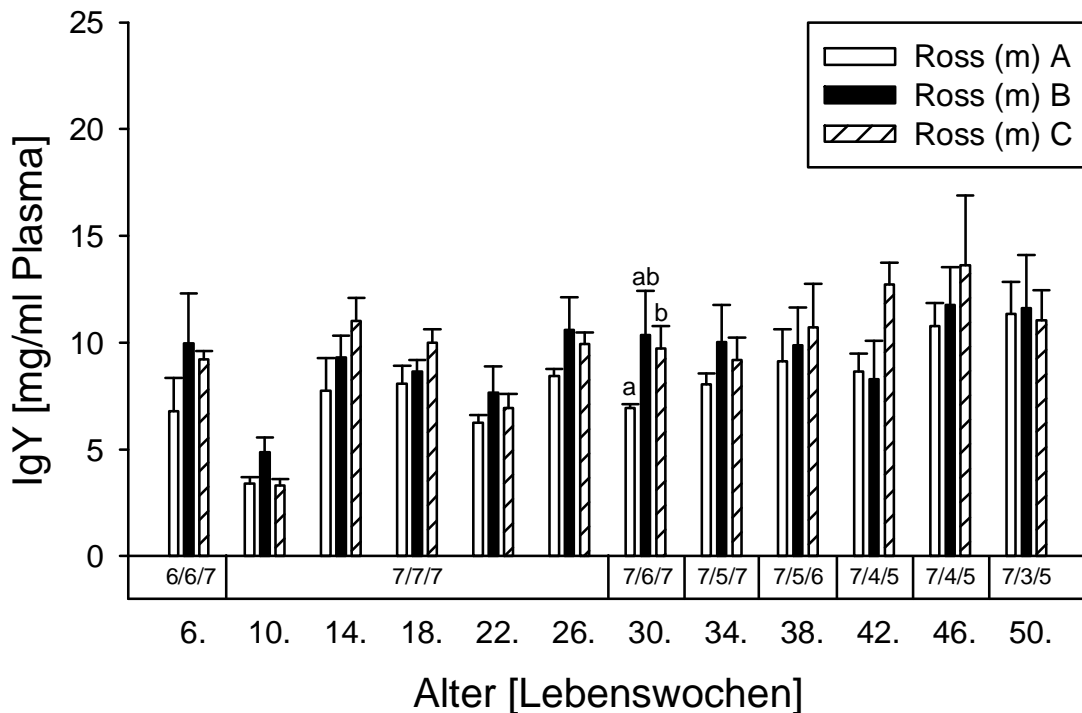


Abb. 13: IgY-Konzentration [mg/ml] im Plasma der männlichen Mastelertiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); n entspricht den Angaben in der Graphik; a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

Bei allen drei Fütterungsgruppen der **männlichen Tiere der Rasse ROSS** sanken die IgY-Werte in der 10. LW. Die Werte der Gruppe A erreichten 3,4 mg/ml, die der Gruppe B 4,9 mg/ml und die der Gruppe C 3,3 mg/ml. Die Werte der Gruppe A und C stiegen ab der 14. LW stetig an auf Maximalwerte von 11,3 mg/ml bei Gruppe A in der 50. LW und auf 13,6 mg/ml bei Gruppe C in der 46. LW. Gruppe B erreichte den höchsten Wert von 11,7 mg/ml in der 46. LW.

Bei der Fütterungsgruppe A wiesen die IgY-Werte der 10. und 50. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW auf. Bei Gruppe C lag kein signifikanter Unterschied zur 6. LW vor und bei Gruppe C war nur der Wert der 10. LW signifikant zur 6. LW (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den drei Fütterungsgruppen der **männlichen Tiere der Rasse ROSS** ergaben sich in der 30. LW signifikante Unterschiede (One Way ANOVA; Dunn`s; $p < 0,05$).

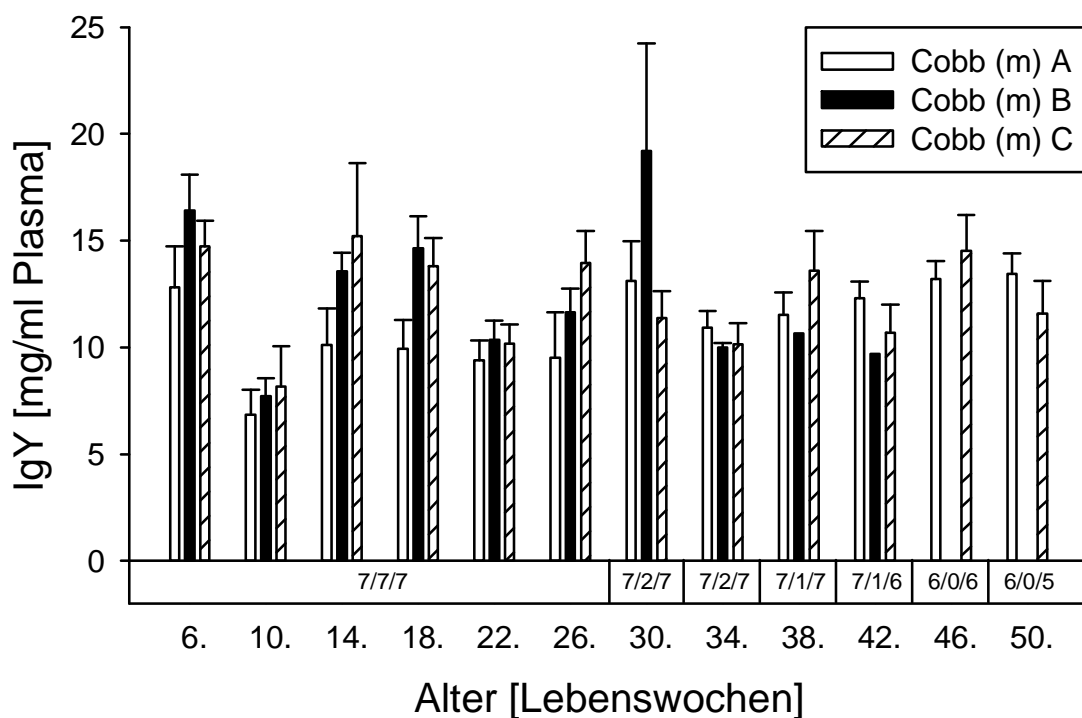


Abb. 14: IgY-Konzentration [mg/ml] im Plasma der männlichen Mastelterntiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); die Anzahl der männlichen Tiere ist den Angaben in der Graphik zu entnehmen.

Die IgY–Werte der Gruppe A der **männlichen Tiere der Rasse COBB** stiegen, nach einem Rückgang in der 10. LW auf 6,8 mg/ml, stetig bis zu einem Maximalwert von 13,4 mg/ml in der 50. LW an. Die Werte der Gruppe B schwankten sehr stark zwischen 7,7 mg/ml in der 10. LW und 19,2 mg/ml in der 30. LW. Die Werte der Gruppe C schwankten ähnlich stark wie bei Gruppe B, wobei der Maximalwert von 14,7 mg/ml bereits in der 6. LW erreicht wurde. Der Minimalwert der Gruppe C lag in der 10. LW bei 8,1 mg/ml.

Bei der Fütterungsgruppe A wies der IgY-Wert der 10. LW einen signifikanten Unterschied zur 6. LW auf. Bei der Gruppe B war ebenfalls der IgY-Wert der 10. LW signifikant zur 6. LW und bei der Gruppe C konnten keine Signifikanzen der Werte zur 6. LW festgestellt werden (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den drei Fütterungsgruppen der **männlichen Tiere der Rasse COBB** ergaben sich keine signifikanten Unterschiede (One Way ANOVA; $p < 0,05$).

Bei den drei Fütterungsgruppen traten bei den **männlichen Tieren beider Rassen** nur in der 26. LW signifikante Unterschiede auf. In dieser LW waren die IgY – Werte der Gruppen B und C signifikant höher als die der Gruppe A (One Way ANOVA; Dunn`s; $p < 0,05$).

4.3 Stressparameter Kortikosteron

Für die Untersuchung der Kortikosteronkonzentration wurden nur Tiere ausgewählt, von denen alle Blutproben vorhanden und auswertbar waren, da die Werte eine hohe Individualität aufweisen. Da unterschiedlich viele Tiere in den verschiedenen Fütterungsgruppen verstorben waren, stand nur noch eine gewisse Anzahl an Tiere pro Fütterungsgruppe zur Verfügung. Dementsprechend reduzierte sich die Tierzahl auf 6 – 8 Tiere. Da in den Legestall pro Fütterungsgruppe nur 9 Hähne eingestallt wurden, konnten diese bei Verlust bald nicht mehr ersetzt werden. Daraus ergab sich die Tatsache, dass fast nur weibliche Tiere in die Analyse mit eingegangen sind. Sowohl in der Aufzuchtphase (1.- 24. LW), als auch in der Legephase (25.- 50. LW) erfolgte die Blutentnahme alle 4 Wochen, beginnend mit der 10. LW. Da bei der letzten Probennahme Blut während des Schlachtprozesses genommen wurde, wurde auf eine Auswertung dieser Proben verzichtet, da der Schlachtprozess äußerst stressvoll für die Tiere ist.

Bei der Analyse der Kortikosteron-Werte stellte sich heraus, dass die Rassen nur wenig relevante Unterschiede aufwiesen. Im weiteren Verlauf der Untersuchungen wurde nur auf Signifikanzen zwischen den Fütterungsgruppen eingegangen.

4.3.1 Kortikosteron der Rasse ROSS

Bei der Fütterungsgruppe A der **Rasse ROSS** wurden die beiden höchsten Kortikosteronwerte in der 14. LW mit 107,1 nmol/l und in der 30. LW mit 124,2 nmol/l erreicht. Der niedrigste Wert wurde in der 10. LW gemessen und lag bei 11,7 nmol/l. Bei der Gruppe B schwankten die Werte zwischen 22,3 nmol/l in der 10. LW und 112,2 nmol/l in der 30. LW. Bei der Gruppe C stiegen die Werte stetig an und erreichten in der 46. LW einen Maximalwert von 120,6 nmol/l.

Bei der Fütterungsgruppe A wies der Kortikosteronwert der 14. - 42. LW einen signifikanten Unterschied zur 10. LW auf. Bei Gruppe B waren die Werte der 14. - 46. LW signifikant zur 10. LW und bei Gruppe C konnten Signifikanzen der 18. und

der 26. - 46. LW zur 10. LW festgestellt werden (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den Fütterungsgruppen A, B und C ergaben sich bei den Tieren der **Rasse ROSS** in der 10. LW signifikante Unterschiede (One Way ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

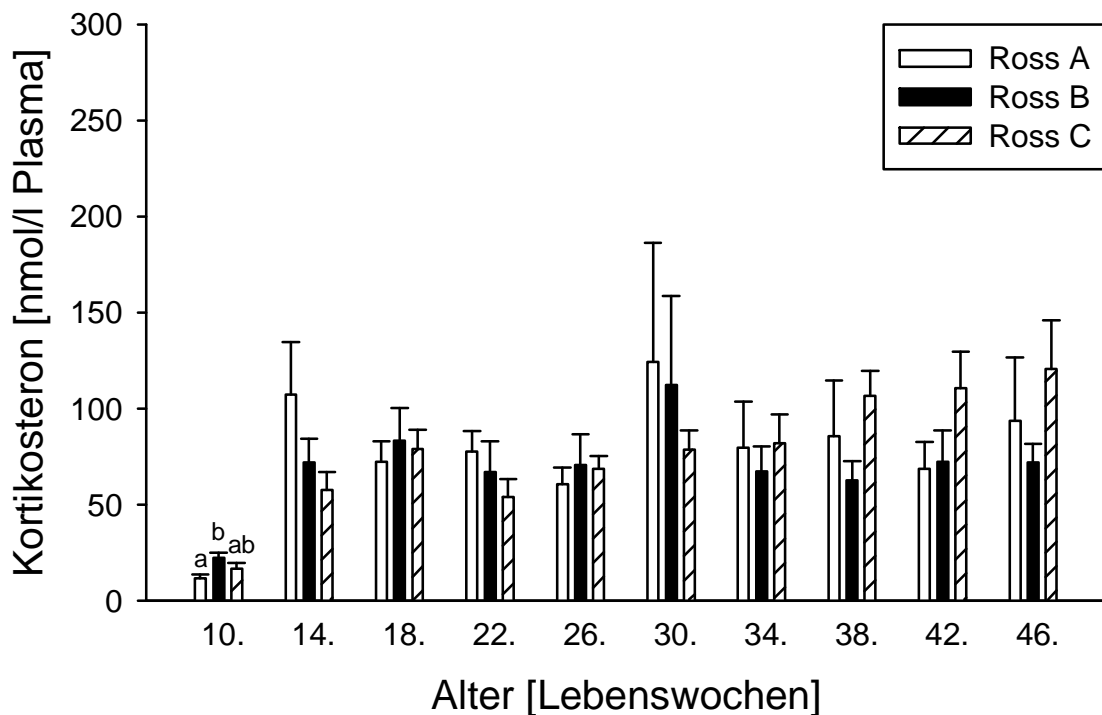


Abb. 15: Kortikosteron-Konzentration [nmol/l] im Plasma der Mastelertiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); $n = 8/6/6$; a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

4.3.2 Kortikosteron der Rasse COBB

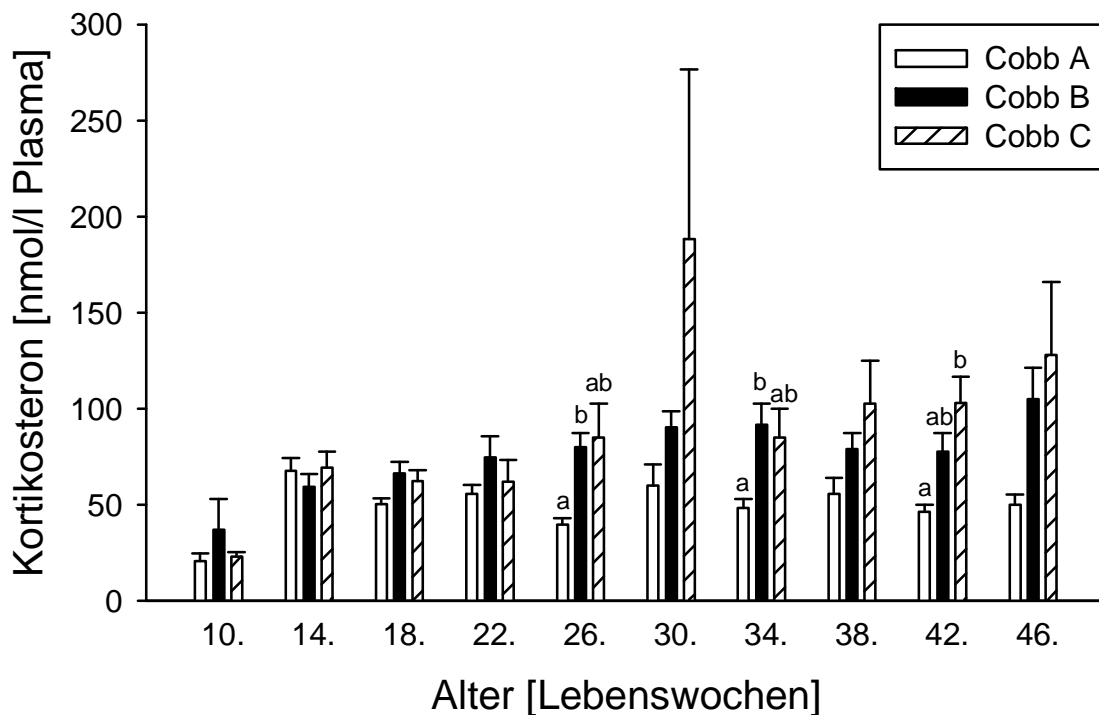


Abb. 16: Kortikosteron-Konzentration [nmol/l] im Plasma der Masteltertiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante (A = restriktiv, B = ad libitum, C = verdünnt).

Gezeigt werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM); $n = 8/6/7$; a und b kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen in einer bestimmten LW.

Die Kortikosteronwerte der Gruppe A der **Rasse COBB** schwankten nur geringgradig. Der niedrigste Wert wurde in der 10. LW erreicht und lag bei 20,7 nmol/l und der höchste Wert lag in der 14. LW bei 67,6 nmol/l. Die Werte der Gruppe B schwankten zwischen 36,9 nmol/l in der 10. LW und 104,9 nmol/l in der 46. LW. Die Gruppe C erreichte, nach einem langsamen Anstieg in der Aufzuchtphase, einen Maximalwert von 188,4 nmol/l in der 30. LW und fiel bis zur 46. LW wieder auf 127,8 nmol/l.

Bei der Fütterungsgruppe A wies der Kortikosteronwert der 14. - 46. LW einen signifikanten Unterschied zur 10. LW auf. Bei Gruppe B waren die Werte der 30., 34. und 46. LW signifikant zur 10. LW und bei Gruppe C konnten Signifikanzen der 14. - 46. LW zur 10. LW festgestellt werden (One Way RM ANOVA; SNK; $p < 0,05$).

Zwischen den drei Fütterungsgruppen der Rasse COBB traten in der 26., 34. und 42. LW signifikante Unterschiede auf (One Way ANOVA; Dunn`s; $p < 0,05$).

Bei den drei Fütterungsgruppen **beider Rassen** traten in der 26. LW die ersten signifikanten Unterschiede auf. Die Kortikosteron-Werte der Gruppen B und C waren zu diesem Zeitpunkt signifikant höher als die der Gruppe A. In der 38., 42. und 46. LW waren nur die Werte der Gruppe C signifikant höher als die der Gruppe A (One Way ANOVA; SNK / Dunn`s; $p < 0,05$)

4.4 Überlebensraten bei den Mastelterntieren

Die Verlustraten aller Tiere wurden während der Aufzucht- und Legephase im Versuchsstall in Kitzingen erhoben. Auch die statistische Auswertung der Daten wurde in der Lehr- und Versuchsstation für Kleintiere der Landesanstalt für Landwirtschaft in Kitzingen vorgenommen.

Die Abbildungen zeigen die Verlustraten der Tiere beider Rassen, beider Geschlechter und aller drei Fütterungsgruppen in der Aufzucht- und Legephase. Die Tiere beider Geschlechter und Rassen wiesen in der Gruppe A (restriktive Fütterung) die niedrigsten Tierverluste auf, gefolgt von den Tieren der Gruppe C (verdünnte Fütterung). Die höchste Verlustrate war bei den Tieren der Gruppe B (ad libitum Fütterung) zu verzeichnen. Die Verluste bei den Hennen fielen bei beiden Rassen niedriger aus als bei den Hähnen.

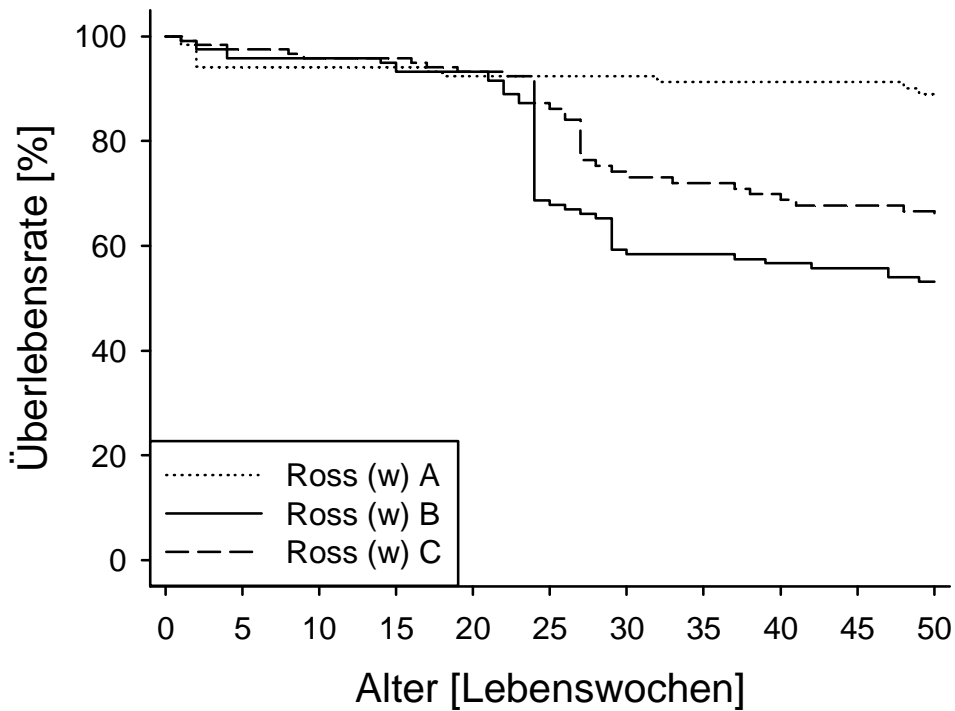


Abb. 17: Überlebensrate [%] der weiblichen Tiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante

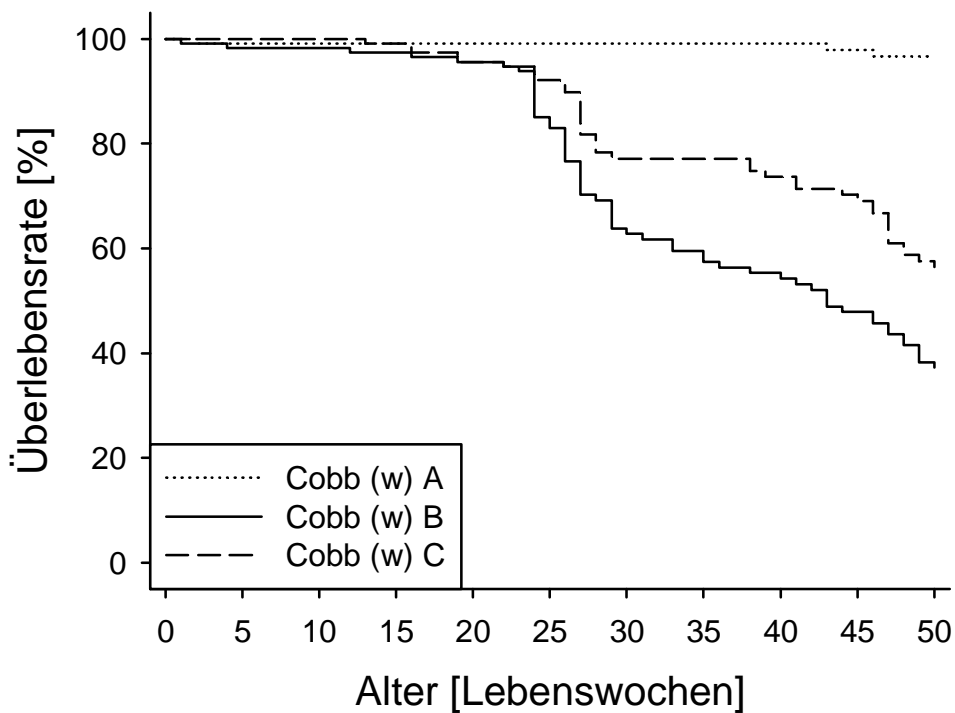


Abb. 18: Überlebensrate [%] der weiblichen Tiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante

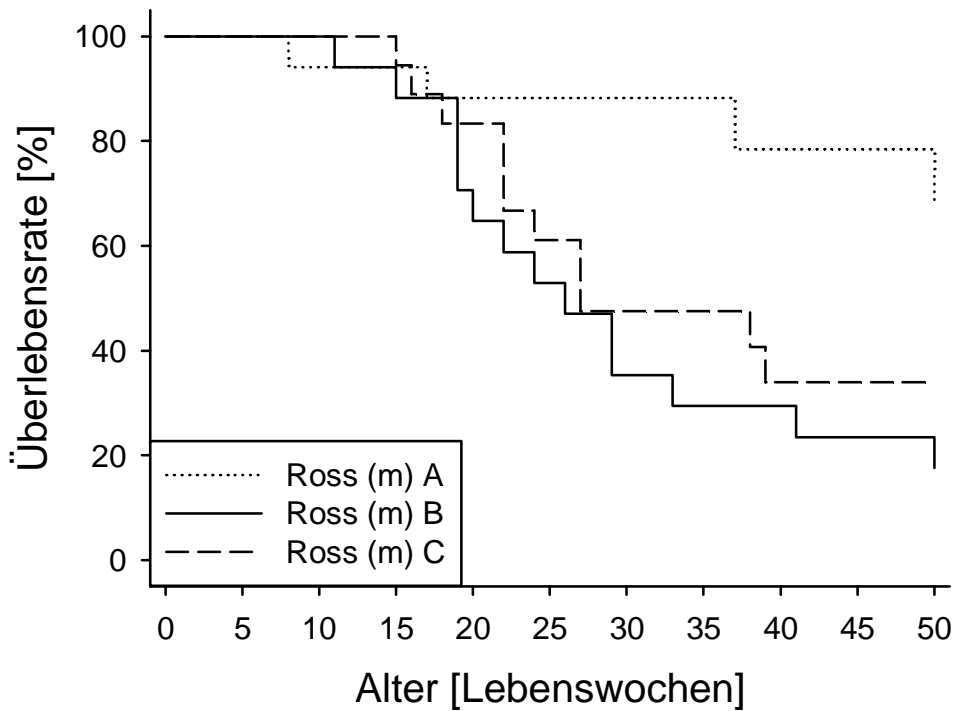


Abb. 19: Überlebensrate [%] der männlichen Tiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante

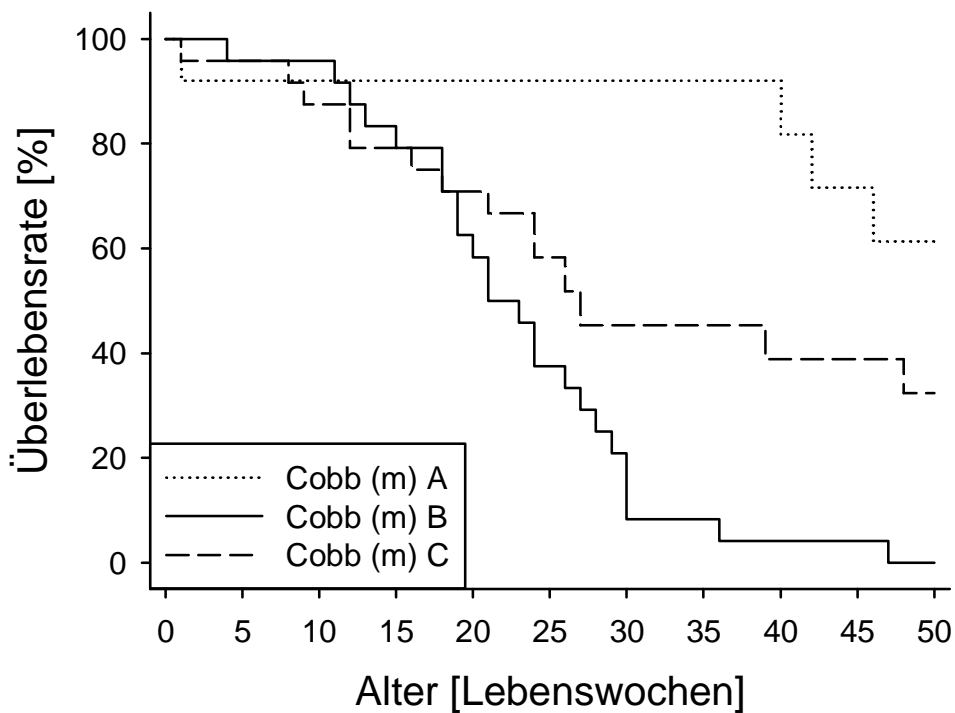


Abb. 20: Überlebensrate [%] der männlichen Tiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzucht- und Legephase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante

4.5 Energiezufuhr der Mastelertiere in der Aufzuchtphase

Die Daten der Nährstoff- bzw. Energiezufuhr wurden während der Aufzuchtphase (1. – 24. LW) in der Lehr- und Versuchsstation für Kleintiere der Landesanstalt für Landwirtschaft in Kitzingen erhoben.

In den folgenden Abbildungen wird die relative Energiezufuhr der Tiere beider Rassen, beider Geschlechter und aller 3 Fütterungsgruppen während der 1. – 24. LW gezeigt. Die relative Energiezufuhr der Tiere der Fütterungsgruppe A (restriktive Fütterung) wird jeweils mit 100 % angegeben und entspricht den Vorgaben der Mastelertierzüchter der Rassen ROSS und COBB. Den Abbildungen ist zu entnehmen, dass bei beiden Rassen und Geschlechtern die Energiezufuhr der Fütterungsgruppen B (ad libitum) und C (verdünnte Fütterung) die Zufuhr der Gruppe A vor allem zwischen der 6. und 18. LW um das drei- bis vierfache überschreitet.

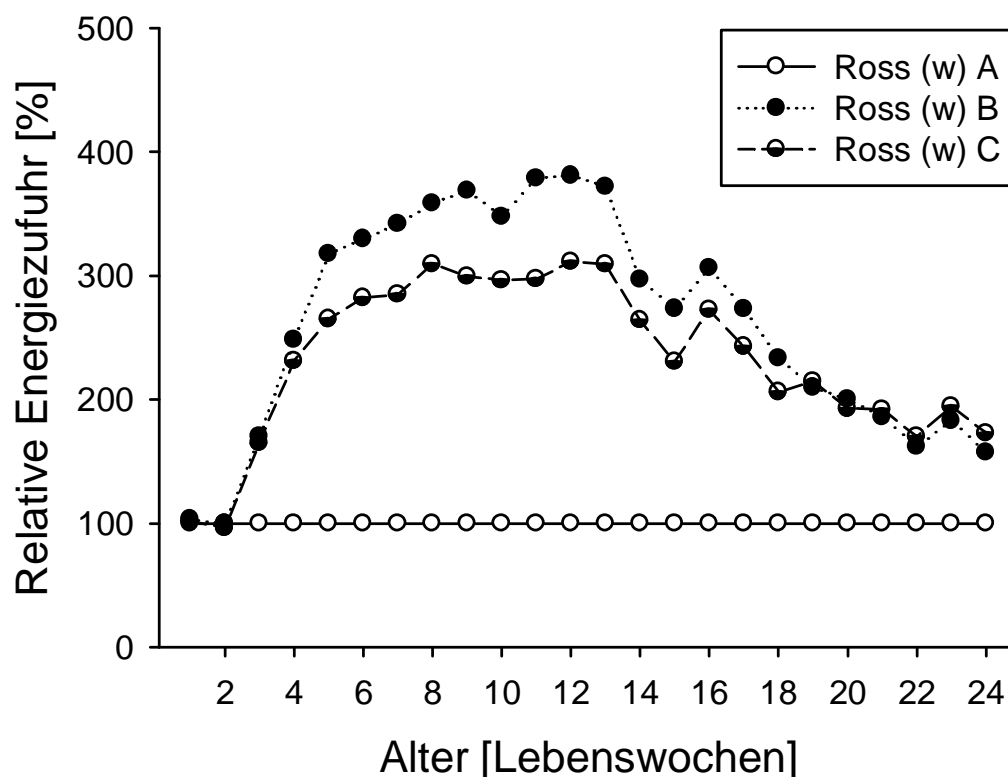


Abb. 21: Relative Energiezufuhr [%] der weiblichen Tiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzuchtphase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante.

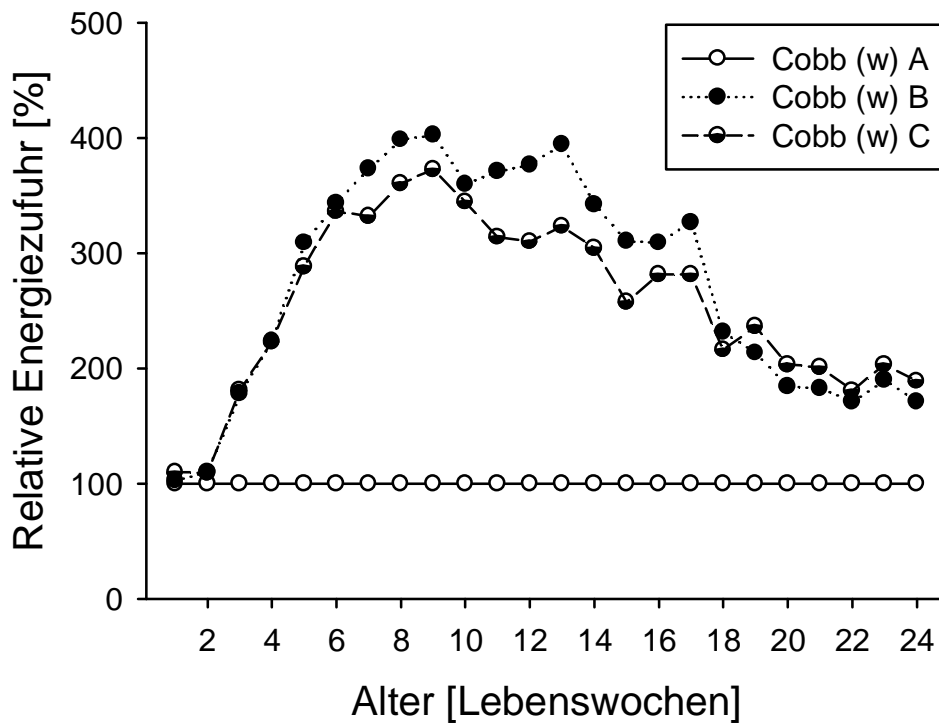


Abb. 22: Relative Energiezufuhr [%] der weiblichen Tiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzuchtphase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante.

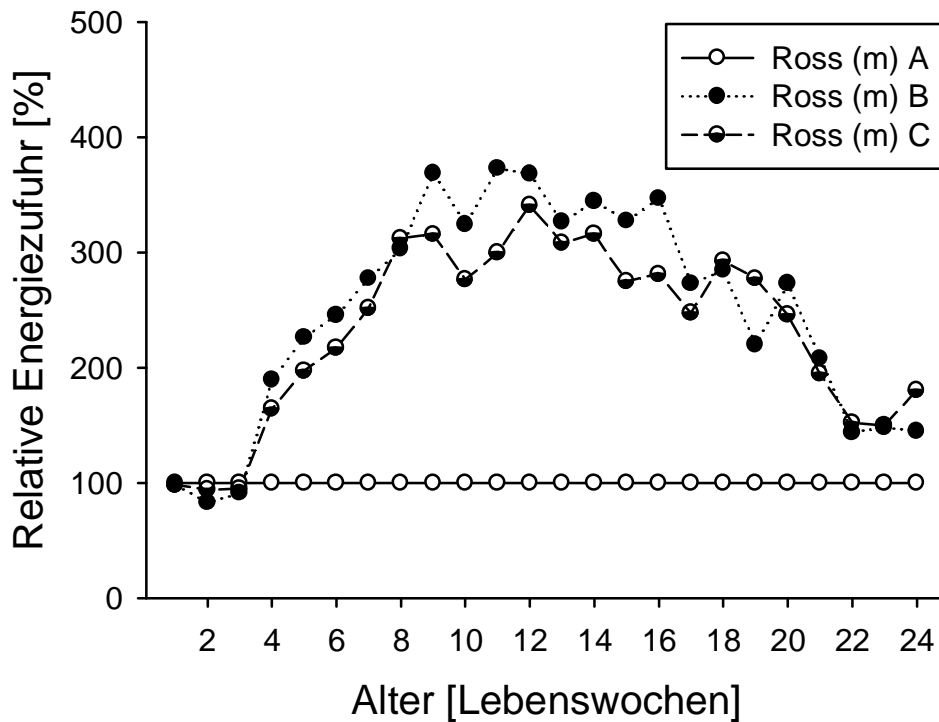


Abb. 23: Relative Energiezufuhr [%] der männlichen Tiere der Rasse ROSS im zeitlichen Verlauf der Aufzuchtphase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante.

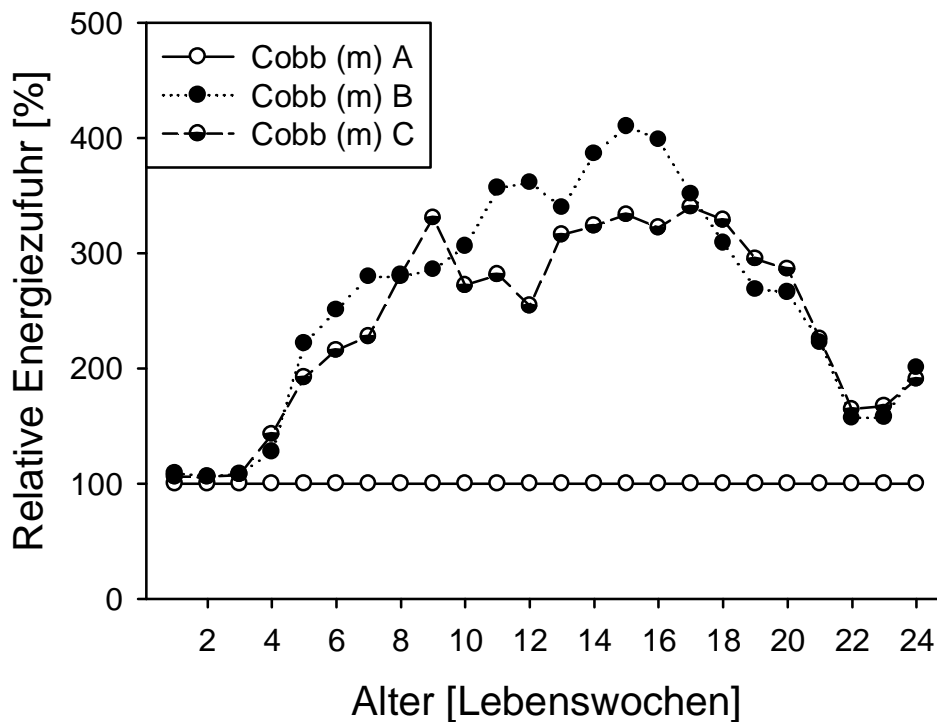


Abb. 24: Relative Energiezufuhr [%] der männlichen Tiere der Rasse COBB im zeitlichen Verlauf der Aufzuchtphase in Abhängigkeit der Fütterungsvariante.

4.6 Zusammenfassende Darstellung der Aufzucht- und Legephase

In den folgenden drei Tabellen werden die Mittelwerte (MW) mit Standardfehlern (\pm SEM) der Parameter Hämatokrit, Hämoglobin, IgY und Kortikosteron bei beiden Rassen, Geschlechtern und allen drei Fütterungsgruppen während der Aufzucht und Legephase dargestellt. Signifikante Unterschiede zwischen den Fütterungsgruppen sind in den grau gekennzeichneten Feldern mit den Buchstaben a und b dargestellt.

Tabelle 3: MW (\pm SEM) der Blutparameter in der Aufzuchtphase

Aufzuchtphase		A		B		C	
		MW	SEM	MW	SEM	MW	SEM
Hämatokrit [Vol%]	ROSS w	32,37	1,32	32,44	0,99	32,84	1,42
	COBB w	32,48	1,05	32,97	1,65	32,27	1,71
	ROSS m	33,73	0,78	34,94	3,30	36,27	2,84
	COBB m	32,38	0,92	36,28	2,90	35,64	2,57
Hämoglobin [mmol/l]	ROSS w	5,59	0,34	5,75	0,29	6,00	0,26
	COBB w	5,93	0,26	6,27	0,40	6,01	0,34
	ROSS m	5,95	0,33	6,22	0,65	6,36	0,57
	COBB m	5,48	0,29	5,62	0,92	5,48	0,97
IgY [mg/ml]	ROSS w	8,17	1,47	7,76	0,87	7,63	1,28
	COBB w	7,94	1,04	7,98	1,27	7,38	1,12
	ROSS m	6,45	0,83	8,09	0,89	8,09	1,37
	COBB m	9,82	0,95	12,54	1,56	12,42	1,38
Kortikosteron [nmol/l]	ROSS	67,27	20,06	61,15	13,40	51,84	19,93
	COBB	48,58	9,97	59,30	8,05	54,07	10,55

Tabelle 4: MW (\pm SEM) der Blutparameter in der Legephase

Legephase		A		B		C	
		MW	SEM	MW	SEM	MW	SEM
Hämatokrit [Vol%]	ROSS w	35,81	0,90	34,98	1,37	36,76	1,80
	COBB w	33,99	0,85	39,41	1,80	36,98	1,71
	ROSS m	45,37a	0,93	47,98ab	1,03	48,74b	0,65
	COBB m	45,37	1,45	43,70	2,79	48,24	0,75
Hämoglobin [mmol/l]	ROSS w	6,96	0,20	6,63	0,33	6,88	0,28
	COBB w	6,60	0,19	7,14	0,25	6,83	0,26
	ROSS m	7,92	0,15	8,40	0,12	8,47	0,18
	COBB m	8,11	0,26	8,15	0,36	8,16	0,18
IgY [mg/ml]	ROSS w	8,86	0,63	10,21	0,57	9,39	0,52
	COBB w	8,78	0,45	9,26	0,57	9,11	0,44
	ROSS m	9,05	0,58	10,36	0,44	10,99	0,62
	COBB m	12,01	0,54	10,24	1,77	12,26	0,65
Kortikosteron [nmol/l]	ROSS	85,44	9,13	76,19	7,36	94,51	8,47
	COBB	49,96a	2,90	87,26b	4,29	115,24b	15,98

Tabelle 5: MW (\pm SEM) der Blutparameter in der Aufzucht- und Legephase

Aufzucht- & Legephase		A		B		C	
		MW	SEM	MW	SEM	MW	SEM
Hämatokrit [Vol%]	ROSS w	34,38	0,88	33,92	0,94	35,13	1,29
	COBB w	33,36	0,67	36,73	1,53	35,02	1,37
	ROSS m	40,52	1,83	42,55	2,40	43,54	2,19
	COBB m	39,96	2,13	39,99	2,26	42,99	2,16
Hämoglobin [mmol/l]	ROSS w	6,39	0,27	6,26	0,25	6,51	0,23
	COBB w	6,32	0,18	6,78	0,25	6,49	0,23
	ROSS m	7,10	0,33	7,49	0,42	7,59	0,40
	COBB m	7,01	0,43	6,89	0,63	7,04	0,56
IgY [mg/ml]	ROSS w	8,57	0,68	9,19	0,59	8,66	0,63
	COBB w	8,43	0,49	8,72	0,62	8,39	0,56
	ROSS m	7,96	0,60	9,41	0,54	9,78	0,77
	COBB m	11,09	0,58	12,39	1,11	12,33	0,65
Kortikosteron [nmol/l]	ROSS	78,17	9,50	70,18	6,93	77,44	9,73
	COBB	49,41a	4,01	76,07b	5,97	90,77b	14,13

5. Diskussion

Die vorliegende Arbeit hatte zum Ziel, die Gesundheit und Stressbelastung von Mastelertieren zu überprüfen, die im Hinblick auf eine lange Nutzungsdauer und hohe Fruchtbarkeit entgegen ihres genetischen Wachstumspotentials restriktiv gefüttert werden. Ein nährstoffverdünntes Futtermittel wurde als Alternative zur restriktiven Fütterung in die Untersuchungen mit aufgenommen um mögliche Vorteile aufzuzeigen. Zu diesem Zweck wurden zwei Mastelertierassen eingestellt und der restriktiv gefütterten Gruppe jeweils eine ad libitum gefütterte Gruppe und eine Gruppe, die mit einem verdünnten Futtermittel versorgt wurde, gegenüber gestellt. Als Beurteilungskriterien für die Stressbelastung dienten Hämatokrit, Hämoglobin, IgY und Kortikosteron.

Kortikosteron wird bereits seit langer Zeit als Indikator für Stress verwendet. Auch dessen Interaktionen mit den eben genannten Parametern können die Belastung des Körpers in anhaltenden Stresssituationen widerspiegeln. Aufgrund der proteinkatabolen Wirkung der Glukokortikoide könnte es bei den Mastelertieren durch eine reduzierte Proteinbiosynthese, die sich besonders auf die lymphatischen Organe auswirkt, zu einer Immunsuppression gekommen sein (MÖSTL, 2000). Da Glukokortikoide zu einer verminderten Antikörperproduktion führen (MÖSTL, 2000) könnte eine verringerte IgY-Konzentration auf eine Schwächung des Immunsystems infolge einer anhaltenden Stresssituationen hingewiesen haben. Des Weiteren sollten extreme Stresseinwirkungen, zumindest kurzfristig, zu einer Senkung des Hämatokritwertes führen, da Glukokortikoide auch eine mineralokortikoide Wirkung zeigen (AURICH, 2002). Hierbei werden in den distalen Nierentubuli und im distalen Colon Natriumkanäle aktiviert. Wegen der erhöhten Natriumretention und Natriumresorption konnte vermehrt Wasser osmotisch im Extrazellulärraum gebunden werden (MÖSTL, 2000) und somit das Plasmavolumen gesteigert werden. Eine Erniedrigung des Hämatokritwertes wäre die Folge gewesen (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Neben Erythropoetin bewirken auch Glukokortikoide durch eine Zunahme des Sauerstoffverbrauchs eine Steigerung der Erythropoese (EDER, 1987). Aus diesem Grund könnte anhaltender Stress auch eine Erhöhung der Hämatokritkonzentration zufolge haben. Auch ein verzögerter Erythrozytenabbau, hervorgerufen durch Glukokortikoide, könnten zu einem erhöhten Hämatokritwerte

geführt haben (DÖCKE, 1994). Da der Hämoglobinwert in engem Zusammenhang zum Hämatokritwert steht, unterliegt die Hämoglobinkonzentration ähnlichen Schwankungen (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Alle Faktoren, welche die Erythropoese beeinflussen, wie zum Beispiel Glukokortikoide, wirken sich auch auf den Hämatokritwert aus (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Aus Hämatokrit- und Hämoglobinkonzentration konnte die mittlere Hämoglobinkonzentration (MCHC) bestimmt werden. Da Hämatokrit und Hämoglobin ähnlichen Schwankungen unterliegen, wäre in einer Stresssituation ein gleich bleibender MCHC-Wert zu erwarten gewesen.

Im weiteren Verlauf der Diskussion wurde nun im Einzelnen auf die genannten Parameter und deren Verlauf eingegangen.

5.1 Hämatokrit

In der **Aufzuchtphase** (1. – 24. LW) lagen die Hämatokritwerte bei den **Hennen** der Rasse ROSS (Abb. 3) zwischen 27,3 % und 35,1 %, die der Rasse COBB (Abb. 4) zwischen 26,6 % und 36,2 % und somit im Referenzbereich, der von MEHNER und HARTFIEL (1983) genannt wird (21 – 55 %). In der **Legephase** (25. – 50. LW) wurden bei der Rasse ROSS Hämatokritwerte zwischen 30,5 % und 42,7 % gemessen, bei der Rasse COBB Werte zwischen 30,7 % und 46,2 %. Die gemessenen Werte stimmen mit der Literatur-Angaben von GYLSTORFF und GRIMM (1987, 31 – 55 %) und MEHNER und HARTFIEL (1983; 21 – 55 %) überein.

In der **Aufzuchtphase** der **Hähne** der Rasse ROSS (Abb. 5) wurden Werte zwischen 24,0 % und 46,3 % gemessen, bei den Hähnen der Rasse COBB (Abb. 6) Hämatokritwerte zwischen 30,0 % und 47,1 %. Auch diese Werte stimmen mit MEHNER und HARTFIEL (1983) überein. In der **Legephase** hatten die Hähne beider Rassen sehr ähnliche Wertebereiche. Dieser lag bei der Rasse ROSS zwischen 40,7 % und 51,3 % und bei der Rasse COBB zwischen 39,0 % und 51,0 %. Diese Werte stimmten wiederum mit denen von MEHNER und HARTFIEL (1983) und GYLSTORFF und GRIMM (1987) überein.

Während der **Aufzuchtphase** war sowohl bei den Hennen als auch bei den Hähnen beider Rassen und aller Fütterungsgruppen ein stetiger Anstieg der Hämatokritwerte zu verzeichnen. Die Ursache für diese Änderung des Hämatokrit scheint die physiologische Entwicklung der Hühner bis zur Geschlechtsreife zu sein, da ein ähnlicher Verlauf der Hämatokritwerte in der Aufzuchtphase bei GYLSTORFF und GRIMM (1987) beschrieben wurde. Ebenso könnte die Muskelentwicklung und die damit verbundene Gewichtszunahme der Grund für den Anstieg des Hämatokrit sein. Hierbei führt ein vermehrter Sauerstoffbedarf der Muskulatur in der Niere zu einer Stimulierung der Erythropoese, und somit zu einer erhöhten Erythrozytenproduktion (EDER, 1987). Berücksichtigen muss man an dieser Stelle, dass die Tiere nicht nur Muskulatur ausgebildet hatten sondern in den Gruppen B (ad libitum Fütterung) und C (verdünnte Fütterung) neben der Muskulatur auch große Fettmengen angesetzt hatten. Daher könnten sich die Werte zwischen den drei Fütterungsgruppen im Verlauf der Aufzuchtphase, abgesehen von der 22. LW bei den Hähnen, nicht deutlich unterschieden haben. Auch könnten Glukokortikoide in einer Stresssituation aufgrund des erhöhten Sauerstoffbedarfs stimulierend auf die Erythropoese eingewirkt haben und den Hämatokritwert ansteigen lassen. Eine hohe Hämatokritkonzentration hätte auch auf das Vorhandensein einer Dehydratation hindeuten können (GYLSTORFF und GRIMM, 1987), bei der die Wasserabgabe des Organismus, z.B. durch Hecheln und Wasserverdunstung über die Schleimhaut, die Wasseraufnahme übertraf. Dagegen sprach, dass den Tieren in allen drei Fütterungsgruppen das Wasser ad libitum angeboten wurde. Ein Rückgang der Hämatokritkonzentration und somit ein Erythrozytenmangel hätte durch innere oder äußere Blutverluste eintreten können (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Bei allen **Hennen** der Rassen **ROSS** verlief die Entwicklung des Hämatokrit, nach dem ersten deutlichen Anstieg in der 10. LW, sehr gleichmäßig und langsam bis zum Ende der Aufzuchtphase. Die jeweilige Fütterungsgruppe nahm hier keinen Einfluss auf den Verlauf, da die Werte der einzelnen Gruppen stets nah beieinander lagen. Während der Aufzuchtphase zeigten die Werte der Gruppen A und C von der 10. – 22. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW. Bei der Gruppe C gab es in der Aufzuchtphase keine signifikanten Unterschiede zur 6. LW.

Bei den **Hähnen** der Rasse **ROSS** stieg der Hämatokritwert nur bei den Tieren der Fütterungsgruppe A (restriktive Fütterung) gleichmäßig an. Bei den Tieren der Gruppe B (ad libitum Fütterung) erfolgte sowohl in der 10. als auch in der 22. LW ein starker Anstieg des Hämatokrit, bei den Hähnen der Gruppe C (verdünnte Fütterung) nur in der 22. LW. Da dieser plötzliche Anstieg in der 10. LW nur bei Gruppe B auftrat, mag der Grund hierfür eine Varianz des Hämatokrit bei einzelnen Tieren gewesen sein. Die Ursache für die plötzliche Veränderung des mittleren Hämatokrit in der 22. LW von 35,1 % auf 44,4 % bei Gruppe B und von 36,5 % auf 46,3 % bei Gruppe C, schien die bereits erwähnte enorme Gewichtsentwicklung der Tiere dieser beiden Fütterungsgruppen gewesen zu sein. Auch Thermoregulation der Tiere aufgrund der hohen Stalltemperaturen und eine erschwerte, gewichtsbedingte Bewegung zu den Tränken hätte eine Dehydratation hervorrufen können (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Bei den **Hennen** und **Hähnen** der Rasse **COBB** stieg in der Aufzuchtphase bei allen drei Fütterungsgruppen der Hämatokritwert in der 10. LW auf annähernd das gleiche Niveau an, das auch die Tiere der Rasse ROSS erreichten. Dem zufolge schien dieser plötzliche Anstieg in der 10. LW weder mit dem Geschlecht noch mit der Rasse zusammen zu hängen, sondern allein mit dem Alter der Tiere (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Bei den **Hennen** war auch hier ein nahezu gleich bleibender Wert bis zum Ende der Aufzuchtphase zu erkennen, der allerdings bei den Gruppen B und C ab der 18. LW immer geringfügig höher lag als bei der Gruppe A. Bei dieser Gruppe zeigte nur der Wert der 10. LW einen signifikanten Unterschied zur 6. LW. Bei Gruppe B waren die Werte der 10. – 22. LW signifikant zur 6. LW und bei der Gruppe C die Werte der 10., 18. und 22. LW signifikant zur 6. LW.

Auch bei den **Hähnen** war die Differenz zwischen der Gruppe A, die den niedrigeren Wert aufwies, und den beiden Gruppen B und C zu erkennen. Zusätzlich erfolgte bei den Hähnen der Rasse COBB ab der 22. LW derselbe unmittelbare Anstieg des Hämatokritwertes wie bei den ROSS-Hähnen. Die Tiere der Gruppe B (ad libitum Fütterung) erreichten zu diesem Zeitpunkt eine Hämatokritkonzentration von 47,1 %, die der Gruppe C (verdünnte Fütterung) eine Konzentration von 45,6 %. Wie bei den

Hähnen der Rasse ROSS wurde auch hier die enorme Gewichtsentwicklung und der erschwerte Gang zur Tränke als Ursache angesehen. Bei den Werten der Gruppen A und C gab es in der Aufzuchtphase keine signifikanten Unterschiede zur 6. LW, bei der Gruppe B war der Wert der 22. LW signifikant höher als in der 6. LW.

In der **Legephase** könnten bei den Hennen Rückgänge der Hämatokritkonzentration vor allem auf den Beginn der Legetätigkeit zurückgeführt werden, da der Hämatokritwert legender Hennen niedriger ist als der von Nichtlegern (HUNSAKER, 1969). Grund hierfür soll eine Veränderung des Östrogenspiegel sein (FREEMAN, 1971). Bei NEWELL und SCHAFFNER (1950) wurden für gesunde, legereife Hennen Hämatokrit-Mittelwerte in Höhe von 27 – 34 %, für Hähne von 40 – 52 %, angegeben. Bei geschlechtsreifen Hähnen könnte ein Anstieg des Hämatokrit aufgrund der Erythropoese-stimulierenden Wirkung des Testosterons erwartet werden (EDER, 1987). Auch Glukokortikoide könnten die Erythropoese durch Zunahme des Sauerstoffverbrauchs steigern und somit die Hämatokritkonzentration erhöhen. Extreme Stresssituationen sollten dagegen, zumindest kurzfristig, zu einer Senkung des Hämatokrit führen, da die mineralokortikoide Wirkung der Glukokortikoide zu einer Vermehrung der Natrium-Konzentration des Blutes führt. Folgen des Natrium-Anstiegs sind Wasserretention und dadurch auch eine Erniedrigung des Hämatokrit-Wertes (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Bei den **Hennen** der Rasse **ROSS** blieben auch im Verlauf der Legephase die Werte aller drei Fütterungsgruppen sehr nah beieinander. Bei der Gruppe B und C gingen die Werte bis zur 30. LW leicht zurück und erhöhten sich von da an, zusammen mit den Werten der Gruppe A, wieder bis zum Ende der Legephase. Dieser Rückgang bei Gruppe B (ad libitum Fütterung) und Gruppe C (verdünnte Fütterung) in der 30. LW ließe sich dadurch erklären, dass die Zahl der Erythrozyten unmittelbar vor der Legereife abnahm und bis zum Ende der Legephase wieder anstieg (BELL et al., 1965). Da der Abfall des Hämatokritwertes zu diesem Zeitpunkt nur bei Gruppe B und C zu erkennen war, könnte, aufgrund der enormen Gewichtsentwicklung der Tiere, der Grund für diese Veränderungen ein Schwanken im Östrogenspiegel gewesen sein (FREEMAN, 1971). Nach LÖLIGER und SCHUBERT (1967) soll ein Abfall oder Anstieg des Hämatokrit zu einer schlechteren oder unregelmäßigeren Legetätigkeit führen. Diese Aussage traf bei den Hennen der Rasse ROSS nicht zu,

da hier der Hämatokritwert aller drei Fütterungsgruppen nahezu parallel verlief, die Legetätigkeit der Hennen der Gruppe A (restriktive Fütterung) jedoch weitaus höher lag als bei Gruppe B und C (Daten nicht gezeigt). Die Aussage von NEWELL und SCHAFFNER (1950), dass der mittlere Hämatokrit bei gesunden legereifen Hennen eine Höhe von 27 - 34% erreicht, traf nur bis zur 38. LW zu, da ab der 42. LW die Werte bei allen drei Gruppen über 34% stiegen. Für diesen Anstieg könnten saisonale Schwankungen verantwortlich gewesen sein, bei denen im Winter höhere Werte gemessen werden als im Sommer (GUBA, 1955).

Zu Beginn der Legephase, in der 26. LW, hatte sich der Hämatokritwert bei den **Hähnen** der Rasse **ROSS**, im Vergleich zur 22. LW, bei allen drei Fütterungsgruppen weiterhin gesteigert, wobei auch hier die Werte von 50,6 % bei Gruppe B (ad libitum Fütterung) und 51,3 % bei Gruppe C (verdünnte Fütterung) weit über denen von Gruppe A (restriktive Fütterung) mit 44,1 % lagen. Die hohen Werte könnten sich dadurch erklären lassen, dass die Tiere im Monat August (26. LW) einer starken Hitze ausgesetzt waren (Abb. 19) und durch ihr erhebliches Gewicht nur mit Anstrengung zu den Tränken gelangen konnten. Durch die verminderte Wasseraufnahme und den starken Wasserverlust aufgrund der Thermoregulation der Tiere könnte es zu einer anhaltenden Dehydratation und dadurch zu einem erhöhten Hämatokritwert gekommen sein (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Das Gewicht scheint auch die Ursache zu sein, dass dieser enorme Anstieg in den heißen Monaten bei den ROSS-Hennen bei allen drei Fütterungsgruppen nicht aufgetreten ist. Diese waren zum Zeitpunkt der Umstallung, sowohl bei der Gruppe B, als auch bei C, ca. 1 kg leichter als die Hähne der gleichen Fütterungsgruppe. Auch die geschlechtsbedingte Entwicklung der Hähne und die bereits beschriebene, stimulierende Wirkung von Testosteron auf die Erythropoese, könnte eine Ursache für die gesteigerten Erythrozytenzahl gewesen sein (EDER, 1987). Grund für den Abstieg der Hämatokritwerte in der 30. LW bei den Hähnen aller drei Fütterungsgruppen, der zeitgleich auch bei den Hennen der Gruppen B (ad libitum Fütterung) und C (verdünnte Fütterung) eingetreten ist, könnten die kühleren Temperaturen gewesen sein. Im weiteren Verlauf der Legephase blieben die Werte der ROSS-Hähne auf einem gleichmäßigen, aber höheren Niveau als die der ROSS-Hennen. Dies könnte durch den geschlechtsbedingten Unterschied im Hämatokritwert erklären werden, der mit Eintritt der Geschlechtsreife deutlich wird

(LÖLIGER und SCHUBERT, 1967). Nach NEWELL und SCHAFFNER (1950) liegen die Werte für geschlechtsreife Hähne zwischen 40 % und 52 %. Diese Werte wurden von den Hähnen der Rasse ROSS nicht überschritten. Die Hämatokritkonzentration der Hähne in den Gruppen B und C war, abgesehen von der 50. LW, stets höher als bei den Hähnen der Gruppe A. Dies konnte auf das größere Gewicht der Tiere und den höheren Grundumsatz und somit auf eine gesteigerte Erythropoese zurückgeführt werden. Der Abfall des Hämatokritwertes der Fütterungsgruppe B der ROSS-Hähne in der 50. LW auf 43,7 % könnte vermutlich dadurch erklärt werden, dass zu diesem Zeitpunkt nur noch drei Hähne zur Verfügung standen. Eine „positive Selektion“ könnte dieses Ergebnis herbeigeführt haben, da nur die Tiere überlebt haben und somit zur Blutentnahme zur Verfügung standen, deren Gesundheit nicht zu sehr beeinträchtigt worden war, wie z.B. durch eine übermäßige Gewichtszunahme.

Bei den **Hennen** der Rasse **COBB** war zu Beginn der Legephase ein identischer Verlauf wie bei den Hennen der Rasse ROSS zu erkennen. Bei der Fütterungsgruppe A (restriktive Fütterung) verlief der Hämatokrit bis zur 38. LW, bei den Gruppen B (ad libitum Fütterung) und C (verdünnte Fütterung) bis zur 30. LW, gleichmäßig auf dem Niveau, das nach der Geschlechtsreife erreicht wurde. Somit lag der Wert dieser beiden Fütterungsgruppen, wie auch schon in der Aufzuchtphase, ein wenig höher als bei der Fütterungsgruppe A. Da dieser Zeitraum die sehr heißen Sommermonate umfasste (26. und 30. LW), könnte das höhere Gewicht der Hennen der Gruppen B und C auch hier wieder Ursache für eine Dehydratation gewesen sein, hervorgerufen durch eine verringerte oder erschwerte Wasseraufnahme (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). In der 34. LW sanken die Hämatokritwerte der Gruppen B und C auf das Niveau der Gruppe A ab, was durch die kühleren Temperaturen zu erklären war. Bis zu diesem Zeitpunkt befanden sich die Werte aller drei Fütterungsgruppen, abgesehen von einzelnen geringen Abweichungen, im Bereich von 27 - 34 %, der von NEWELL und SCHAFFNER (1950) für gesunde, legereife Hennen angegeben wird. Bei den COBB-Hennen der Fütterungsgruppe B stieg ab der 38. LW, im Gegensatz zu den ROSS-Hennen derselben Gruppe, die Werte auf 46,2 % in der 46. LW. Dagegen verliefen die Werte der Gruppe A nahezu gleichmäßig bis zur 46. LW und erhöhten sich erst dann minimal. Bei Gruppe C erfolgte der Anstieg der Werte in der 42. LW und erreichte in

der 50. LW eine Höhe von 43,3 %. Der allgemeine Anstieg könnte sich mit der saisonalen Schwankung der Werte erklären lassen, da im Winter höhere Werte als im Sommer gemessen werden (GUBA, 1955). Die sehr hohen und kontinuierlich ansteigenden Werte bei der Gruppe B ab der 38. LW könnten ihre Ursache in der sehr niedrigen Legeleistung dieser Gruppe haben, da sich ab diesem Zeitpunkt auch nur noch 1 Hahn in diesem Stallabteil befand. Laut HUNSAKER (1969) ist der Hämatorkritwert bei nichtlegenden Hennen höher als bei legenden, scheinbar bedingt durch Schwankungen im Östrogenspiegel (FREEMAN, 1971).

Wie schon bei der Rasse ROSS, stieg auch bei den **Hähnen** der Rasse **COBB** zu Beginn der Legephase, in der 26. LW, der Hämatokritwert bei allen drei Fütterungsgruppen weiter an im Vergleich zum Ende der Aufzuchtphase. Bei Fütterungsgruppe A (restriktive Fütterung) und C (verdünnte Fütterung) verlief der Wert von der 26. LW bis einschließlich 34. LW gleichmäßig, wobei der Wert bei Gruppe A bei durchschnittlich 41,5 % und bei Gruppe C bei durchschnittlich 49,9 % lag. Bei Gruppe B (ad libitum Fütterung) stieg er in der 30. LW auf 50,5 % an. Da sich die Erhöhung des Wertes auf alle drei Fütterungsgruppen bezog, könnte die Geschlechtsreife der Tiere und die durch Testosteron stimulierte Erythropoese die Ursache für den Anstieg gewesen sein (EDER, 1987). Auch die hohen Stalltemperaturen, in Verbindung mit einer zu geringen Wasseraufnahme aufgrund des hohen Gewichtes, könnten der Auslöser für eine Dehydratation und somit für den Anstieg der Werte gewesen sein. In der 34. LW sank der Wert bei Gruppe B sehr plötzlich von 50,5 % in der 30. LW auf 39,0 % und stieg bis zur 42. LW wieder auf 45,0 %. Grund für diese extreme Schwankung waren die hohen Verluste an Hähnen in diesem Abteil. Ab der 30. LW befanden sich nur noch zwei Hähne, ab der 38. LW nur noch ein Hahn in dieser Gruppe. In der 38. LW hatten die Werte der Gruppe A (47,7 %) und C (46,0 %) nahezu die gleiche Höhe erreicht und stiegen bei beiden erst wieder zur 50. LW leicht an. Dieser Anstieg ist ebenfalls wieder mit den höheren Hämatokritwerten im Winter zu begründen (GUBA, 1955). Die Hähne der Rasse COBB befanden sich während der Legephase immer im Bereich von 40 - 52 %, der von NEWELL und SCHAFFNER (1950) für gesunde, geschlechtsreife Hähne genannt wird. Bei der Gruppe A waren alle Werte der Legephase signifikant zur 6. LW.

Da bei den **Hennen beider Rassen** und beider Fütterungsgruppen die Hämatokritwerte im Verlauf der Aufzucht- und Legephase stets sehr nah beieinander lagen, schienen die restriktiv gefütterten Tiere keiner größeren Stressbelastung ausgesetzt gewesen zu sein, als die Tiere der anderen beiden Fütterungsgruppen. Bei den **Hähnen beider Rassen** war ein ähnlicher Verlauf zu erkennen wie bei den Hennen, wobei in den heißen Sommermonaten die Werte der Fütterungsgruppen B und C bei beiden Rassen höher lagen als bei der Gruppe A. In diesem Fall scheint allerdings keine erhöhte Stresssituation ausschlaggebend für den Anstieg gewesen zu sein, sondern eine Dehydratation aufgrund einer verringerten Wasseraufnahme (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Zwar wurde den Tieren das Wasser ad libitum angeboten, doch schien bei den schwergewichtigen Hähnen der Gruppen B und C ein Aufsuchen der Tränken oftmals zu anstrengend gewesen zu sein.

5.2 Hämoglobin

Die Hämoglobinwerte, die während der **Aufzuchtphase** bei den **Hennen** der Rasse ROSS (Abb. 7) gemessen wurden, lagen zwischen 4,70 mmol/l und 6,70 mmol/l. Bei der Rasse COBB (Abb. 8) wurden in diesem Zeitraum bei den Hennen Werte zwischen 5,27 mmol/l und 7,53 mmol/l gemessen. Die Hämoglobinwerte der **Hähne** der Rasse ROSS (Abb. 9) befanden sich in der Aufzuchtphase zwischen 4,53 mmol/l und 8,42 mmol/l, die der COBB-Hähne (Abb. 10) zwischen 3,22 mmol/l und 8,24 mmol/l. Somit lagen bei beiden Rassen die Hämoglobinwerte der Hähne und Hennen annähernd im Referenzbereich von 6,80 mmol/l, der von EDER (1987) genannt wurde. Unterschritten wurde dieser Wert allerdings bei allen Tieren in den ersten Lebenswochen.

In der **Legephase** befanden sich die Hämoglobinwerte der **Hennen** der Rasse Ross zwischen 5,76 mmol/l und 8,03 mmol/l, die der Rasse COBB zwischen 5,87 mmol/l und 8,47 mmol/l. Auch diese Werte entsprachen in etwa den Angaben von EDER (1987). Die Hämoglobinwerte der **Hähne** lagen in der Legephase bei der Rasse ROSS zwischen 7,35 mmol/l und 9,47 mmol/l und bei der Rasse COBB zwischen

7,22 mmol/l und 9,17 mmol/l. Ein Überschreiten des Referenzwertes von 6,80 mmol/l (EDER, 1987) gegen Ende der Legephase wurde bei allen Hähnen deutlich.

Im Laufe der **Aufzuchtphase** stiegen bei den Hähnen und Hennen der Rassen ROSS und COBB die Hämoglobinwerte bis zur Geschlechtsreife stetig an. Dies entsprach der physiologischen Entwicklung der Tiere (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Der Hämoglobinanstieg erfolgte aufgrund einer Stimulierung der Erythropoese durch das in der Niere gebildete Hormon Erythropoietin. Ausschlaggebend hierfür sollte der Sauerstoffbedarf im Gewebe, der vor allem bei jungen Tieren im Zusammenhang mit der Körpergewichts- und Muskulaturentwicklung auftritt, sein. Myoglobin dient in der Muskulatur als Sauerstoffspeicher und kann, bei niedrigem Sauerstoffpartialdruck in der Muskulatur, stimulierend auf die Erythropoese einwirken. Neben der spezifischen Erythropoietinwirkung konnten auch Hormone, wie z.B. Testosteron und Glukokortikoide, indirekt über eine Steigerung des Sauerstoffverbrauchs die Erythropoese beeinflussen (EDER, 1987). Somit stieg auch der Hämoglobingehalt mit der Geschlechtsreife an, wobei die Werte der männlichen Tiere höher lagen als die der weiblichen Tiere (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Ursache hierfür schien die stimulierende Wirkung von Testosteron auf die Erythropoese zu sein. Einen Rückgang der Hämoglobinkonzentration hätte in Form einer Anämie durch innere oder äußere Blutverluste eintreten können (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Ein kurzfristiger Abfall oder Anstieg des Hämoglobinwertes könnte auch durch eine Veränderung des MCH (mean corpuscular hemoglobin, mittlerer Hämoglobingehalt des Einzelerythrozyten) oder des MCHC (mean corpuscular hemoglobin concentration, mittlere Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten) entstanden sein (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Diese beiden Erythrozyten-Indizes wurden an dieser Stelle jedoch nicht zusätzlich berechnet. Auch eine Umstellung der Futterzusammensetzung, vor allem des Protein-, Folsäure- und Eisengehalts im Futtermittel, könnten die Hämoglobinkonzentration beeinflusst haben, da diese wichtige Bestandteil der Hämoglobinsynthese sind (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Bei den **Hennen** der Rasse **ROSS** verlief die Entwicklung der Hämoglobinwerte bei allen drei Fütterungsgruppen parallel zu den Hämatokritwerten, wie es bei einem gleichbleibenden MCH erwartet werden konnte. Allein in der 10. LW gingen die

Hämoglobinkonzentrationen bei den Fütterungsgruppen B (ad libitum Fütterung) und C (verdünnte Fütterung) leicht zurück, wobei nur der Wert der Gruppe C in der 10. LW einen signifikanten Unterschied zur 6. LW aufwies. Da genau zu diesem Zeitpunkt bei beiden Fütterungsgruppen im Verlauf der Körpergewichtsentwicklung ein plötzlicher Anstieg zu verzeichnen war, kann es zu einem Entwicklungsschub bei diesen Hennen gekommen sein, der eine Minderbeladung der Erythrozyten mit Hämoglobin mit sich gebracht hat. Der erneute Anstieg der Hämoglobinkonzentration erfolgt bei Gruppe B und C ab der 14. LW. Mit Eintritt der Geschlechtsreife nahmen die Hämoglobinwerte aufgrund der zunehmenden Erythropoese zu (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Bedingt durch das schnellere körperliche Wachstum trat die Geschlechtsreife bei den Gruppen B und C somit wohl bereits in der 18. LW ein. Die Hämoglobinwerte der Gruppe A stiegen erst zur 22. LW und befanden sich gegen Ende der Aufzuchtphase mit den Werten der anderen beiden Fütterungsgruppen auf einem ähnlichen Niveau, das auch von EDER (1987) und SIEGMANN (1992) angegeben wurde.

Bei den **Hähnen** der Rasse **ROSS** verliefen die Hämoglobinkonzentrationen in der Aufzuchtphase sehr unterschiedlich und mit starken Abweichungen bei den einzelnen Fütterungsgruppen. Die Werte blieben bis zur 14. LW bei allen Fütterungsgruppen unterhalb des Referenzwertes, der von EDER (1987) und SIEGMANN (1992) genannt wurde. Ab der 18. LW, mit zunehmender Erythropoese, stiegen die Werte bis zur Geschlechtsreife (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Bei Gruppe A (restriktive Fütterung) erfolgte dieser Anstieg sprunghaft von 5,40 mmol/l in der 14. LW auf 7,09 mmol/l in der 18. LW. Da dieser Anstieg bei den Hämatoritwerten nicht gemessen wurde, und der Werte in der 22. LW wieder auf 6,30 mmol/l sank, könnte es sich hierbei um eine zeitweilige Erhöhung des MCH gehandelt haben. Bei Fütterungsgruppe B erfolgte in der 18. LW ebenfalls ein Anstieg des Hämoglobins auf 7,72 mmol/l. Dieser Level blieb bis zum Ende der Aufzuchtphase gleich. Aufgrund der Entwicklung der Werte konnte man davon ausgehen, dass auch bei den Hähnen der Gruppe B, bedingt durch das schnelle Wachstum, die Geschlechtsreife früher einsetzte als bei den Tieren der Gruppe A. Testosteron könnte die Erythropoese stimuliert und somit den Anstieg des Hämoglobinwertes hervorgerufen haben (EDER, 1987). Bei der Fütterungsgruppe C stieg dagegen der Hämoglobinwert erst in der 22. LW auf 8,42 mmol/l an. Dass der

Hämoglobinanstieg nicht parallel mit der Gruppe B verlaufen war, könnte darin begründet sein, dass das Gewicht der Tiere der Gruppe C zwischen der 14. und 18. LW leicht zurückgegangen und somit eine spätere Reifeentwicklung eingetreten war. Bei Gruppe B und C stimmten die hohen Hämoglobinwerte der 22. LW mit den entsprechenden Werten des Hämatorit überein. Somit könnten auch die sommerlichen Temperaturen der 22. LW eine Dehydratation verursacht haben, wodurch nicht nur die Hämatokrit- sondern parallel auch die Hämoglobinwerte angestiegen sind (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Da Hennen und Hähne alle im gleichen Stall waren, die Hämoglobinkonzentration aber nur bei den Hähnen der Gruppe B und C gestiegen war, scheint das höhere Gewicht der Hähne ausschlaggebend gewesen zu sein. Durch das beschwerliche Laufen der Hähne wurden die Tränken eventuell nicht häufig genug aufgesucht. Das Wasser, das aufgrund der Thermoregulation dem Körper entzogen wurde, konnte somit nicht ausreichend wieder aufgenommen werden

Bei den **Hennen** der Rasse **COBB** blieb die Hämoglobinkonzentration der drei Gruppen bis zur 14. LW auf nahezu gleichem Niveau, ohne dass die Fütterung einen großen Einfluss bedeutet hätte. Nur bei der Gruppe B (ad libitum Fütterung) zeigte der Wert der 10. LW einen signifikanten Unterschied zur 6. LW. Bei Gruppe A (restriktive Fütterung) wies der Wert der 14. LW einen signifikanten Unterschied auf zur 6. LW. In der 18. LW stiegen bei allen Gruppen die Werte sehr plötzlich an, wobei diese Entwicklung parallel beim Hämatokritwert nicht gemessen werden konnte. Eine Erklärung für den gleichzeitigen Anstieg der Hämoglobinkonzentration bei allen drei Fütterungsgruppen hätte eine erhöhter Eisen- oder Proteinanteil im Futter sein können. Allerdings wurde das Futtermittel erst in der 19. LW geändert. Stattdessen könnte auch eine zeitweilige Erhöhung des MCH die Ursache für den Anstieg gewesen sein. Zur 22. LW fielen die Werte aller Fütterungsgruppen und erreichten die gleichen Werte wie bei den ROSS-Hennen und somit auch den Referenzwert, der von EDER (1987) und SIEGMANN (1992) genannt wurde. Allein die Hämoglobinkonzentration bei der Fütterungsgruppe A war niedriger als die der Gruppen B und C, entsprach aber der entsprechenden Hämatokritkonzentration der Fütterungsgruppe in dieser LW. In der 22. LW war allein der Hämoglobinwert der Gruppe B signifikant zur 6. LW.

Bei den **Hähnen** der Rasse **COBB** entsprachen die Hämoglobinwerte der drei Fütterungsgruppen in der 6. LW den Werten der COBB-Hennen und lagen somit knapp unter dem von EDER (1987) genannten Referenzwert von 6,80 mmol/l. In der 10. LW fielen die Werte bei allen Gruppen und erreichten bei Gruppe A 4,42 mmol/l, bei Gruppe B 4,84 mmol/l und bei Gruppe C 3,26 mmol/l. Hier zeigten die Werte der Gruppen A und C signifikante Unterschiede zur 6. LW. Die Hämoglobinkonzentration bei Gruppe A stieg gleichmäßig, mit zunehmender Erythropoese, bis zur Geschlechtsreife in der 22. LW an, zeigte aber keine signifikanten Unterschiede zur 6. LW (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Bei der Gruppe B fiel die Hämoglobinkonzentration in der 14. LW weiterhin ab, die der Gruppe C blieb dagegen in der 14. LW annähernd auf dem Wert der 10. LW und zeigten einen signifikanten Unterschied zum Wert der 6. LW. Dieser Verlauf zeigte einen großen Unterschied zum Verlauf der ROSS-Hähne, deren Werte während dieser Zeit auf gleichem Niveau blieben. Bei Betrachtung der Körpergewichtsentwicklung beider Rassen fiel auf, dass die ROSS-Hähne in den Gruppen B und C bis zur 10. LW identisch an Gewicht zunahmten und das Gewicht der Gruppe B dann leicht über dem der Gruppe C lag (Abb. 20). Allerdings erreichten beide Gruppen in der 13. und 15. LW wieder das gleiche Gewicht und somit waren der Entwicklungsstand der Tiere und die damit verbundene Erythropoese wieder auf dem gleichen Stand. Bei den COBB-Hähnen drifteten die Körpergewichte der Gruppen B und C bereits ab der 6. LW auseinander und näherten sich erst gegen Ende der Aufzuchtphase wieder an. Das Wachstum der Hähne der Gruppe B war stärker ausgeprägt als das der Hähne der Gruppe C. Folglich könnte eine Minderbeladung der Erythrozyten mit Hämoglobin, zu der es während des Wachstums kommen kann, die Ursache für diese niedrige Hämoglobinkonzentration in der 14. LW sein. Ab der 18. LW stiegen die Werte der Gruppen B und C, wobei sie keine signifikanten Unterschiede zur 6. LW zeigten. Dieser Anstieg des Hämoglobins dürfte wieder ein Ausdruck der Geschlechtsreife der Tiere und somit der Stimulation der Erythropoese durch Testosteron gewesen sein. Auch eine Dehydratation aufgrund einer zu geringen Wasseraufnahme bei hohen Stalltemperaturen könnte diesen hohen Hämoglobinwert bewirkt haben.

Ursachen für die Veränderung der Hämoglobinkonzentration in der **Legephase** könnten vom Beginn der Legetätigkeit der Hennen ausgegangen sein. Parallel zum

Verlauf des Hämatokrit, der bei legenden Hennen niedriger ist als bei Nichtlegern (HUNSAKER, 1969), könnte man daraus schließen, dass auch der Wert des Hämoglobin sinken würde. Auch nach KLIMEŠ und CELER (1960) nimmt die Hämoglobinkonzentration bei weiblichen Tieren während der Legephase ab. Dieser Rückgang war bedingt durch die abnehmende Zahl an Erythrozyten zu Beginn der Legephase (BELL et al., 1965). Auch jahreszeitliche Schwankungen könnten den Hämoglobinwert verändern, mit höheren Werten im Winter und niedrigeren im Sommer (MEHNER und HARTFIEL, 1983)

Zu Beginn der Legephase wurde bei allen **Hennen** der Rasse **ROSS** der Referenzwert für Hämoglobin von 6,80 mmol/l (EDER,1987) annähernd eingehalten, wobei die Hämoglobinwerte im Vergleich zum Ende der Aufzuchtphase leicht zurückgegangen waren. Dieser Rückgang war bedingt durch die abnehmende Zahl an Erythrozyten zu Beginn der Legephase (BELL et al., 1965). Fortan stiegen die Hämoglobinwerte der Gruppe A (restriktive Fütterung) stetig an. Dies steht im Widerspruch zur Aussage von KLIMEŠ und CELER (1960), die besagte, dass der Hämoglobingehalt weiblicher Tiere während der Legeperiode abnimmt. Gruppe C (verdünnte Fütterung) zeigte während der Legephase einen sehr ähnlichen Verlauf wie Gruppe A. Der Hämoglobinwert der Gruppe C sank nur in der 38. LW deutlich unter den Wert der Gruppe A. Da der Hämatokritwert sich parallel dazu in der 38. LW leicht erhöhte, kann ein Grund das Absinken des Hämoglobinwertes ein Rückgang des MCH oder des MCHC gewesen sein. Die Hämoglobinwerte bei Gruppe B (ad libitum Fütterung) verliefen gleich bleibend bis zu 34. LW. Die Hämoglobinkonzentration war hier bis zur Mitte der Legephase niedriger als gegen Ende der Aufzuchtphase. Somit war der Verlauf der Hämoglobinwerte nur in dieser Gruppe in Übereinstimmung mit den Angaben von KLIMEŠ und CELER (1960). Ab der 42. LW verliefen die Werte aller 3 Gruppen wieder parallel zueinander, langsam ansteigend. Dies könnte erneut durch jahreszeitliche Schwankungen, die höhere Werte im Winter induzieren, hervorgerufen worden sein (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Bei der Gruppe A zeigten alle Hämoglobinwerte der Legephase signifikante Unterschiede zur 6. LW.

Bei den **Hähnen** der Rasse **ROSS** entsprach der Verlauf der Hämoglobinkonzentration dem der Hämatokritkonzentration in der Legephase. Die

Werte der drei Fütterungsgruppen verliefen nahezu parallel und ohne Schwankungen bis zur 50. LW, überschritten aber stets den von EDER (1987) genannten Referenzwert von 6,80 mmol/l. In der Gruppe C war der Hämoglobinwert in der 26. LW deutlich erhöht. Da auch hier gleichzeitig der Hämatokritwert erhöht war, schien eine Dehydratation aufgrund der Bewegungsunlust der Tiere wahrscheinlich zu sein. Dass in der 26. LW bei Gruppe B zwar ein deutlicher Anstieg des Hämatokrit-, nicht aber des Hämoglobinwertes zu verzeichnen war, mag wohl an einem Rückgang des MCH oder MCHC gelegen haben. Nach MEHNER und HARTFIEL (1983) liegen die Hämoglobinwerte der männlichen Tiere nach der Geschlechtsreife über denen der weiblichen Tiere. Diese traf bei der Rasse ROSS zu.

Bei den **Hennen** der Rasse **COBB** war der Verlauf der Hämoglobinkonzentration bei allen drei Fütterungsgruppen sehr ähnlich. Bis zur 34. LW blieben alle 3 Gruppen auf demselben Wert, der am Ende der Aufzuchtphase erreicht wurde und der dem Referenzwert von 6,80 mmol/l entsprach (EDER, 1987). In der 38. LW ging der Hämoglobinwert bei allen 3 Gruppen leicht zurück. Dieser Rückgang könnte mit einer unzureichenden Gabe von Proteinen und Eisen über das Futter zusammen hängen (GYLSTORFF und GRIMM, 1987), da vor allem die beiden Gruppen betroffen sind, deren Futter restriktiv bzw. verdünnt gefüttert wurde. Dagegen spricht, dass die Tiere ab Beginn der Legephase durchgehend ein einheitliches Futtermittel bekamen. Da die Werte bereits in der 42. LW wieder anstiegen, kann es sich dabei um einen kurzzeitigen Rückgang der MCH oder MCHC und somit eine Varianz bei Einzeltieren gehandelt haben. Generell stiegen ab der 42. LW die Werte bei allen drei Gruppen wieder an, was der jahreszeitlichen Schwankung zugerechnet werden konnte (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Bei den Hennen der Rasse COBB konnte ein Rückgang der Hämoglobinwerte, der von KLIMEŠ und CELER (1960) während der Legeperiode beschrieben wird, nicht nachgewiesen werden. Auch hat die unterschiedliche Legeleistung der Tiere keinen Einfluss genommen auf die Hämoglobinkonzentration

Bei den **Hähnen** der Rasse **COBB** verliefen die Hämoglobinwerte, entsprechend der Hämatokritwerte, stark schwankend und fast immer oberhalb des Referenzwertes. Wie auch beim Hämatokrit zu beobachten war, stiegen die Werte der Gruppe A (restriktive Fütterung) bis zur 46. LW stetig an. Auch hier kann ein Rückgang der Werte in der Legeperiode, wie von KLIMEŠ und CELER (1960) beschrieben, trotz

guter Legeleistung dieser Gruppe, nicht bestätigt werden. In der 26. und 30. LW lagen die Werte der Gruppen B (ad libitum Fütterung) und C (verdünnte Fütterung) deutlich über denen der Gruppe A. Dies könnte ebenso wie bei den Hähnen der Rasse ROSS auf die hohen Stalltemperaturen und das große Gewicht der Tiere zurückzuführen sein. Bei Gruppe B und C fielen die Werte in der 38. LW. Grund für diese Schwankung war sicherlich, dass in der Gruppe B ab dieser LW nur noch der Blutwert von einem Hahn in das Ergebnis einging. Da bei Gruppe C zum selben Zeitpunkt auch der Hämatokritwert leicht gesunken war, könnten innere oder äußere Blutverluste die Ursache für den Hämoglobin- und Erythrozytenmangel gewesen sein (GYLSTORFF und GRIMM, 1987). Ab der 42. LW stiegen die Werte zu den Wintermonaten an (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Wie schon bei der Rasse ROSS, stimmte die Aussage von MEHNER und HARTFIEL (1983) bei der Rasse COBB überein, dass die Hämoglobinwerte bei den männlichen Tieren nach der Geschlechtsreife im Allgemeinen höher lagen als bei den weiblichen Tieren. Gruppe B zeigte die Werte der Legephase keine signifikanten Unterschiede zur 6. LW.

Entsprechend dem Hämatokritverlauf in der Aufzucht- und Legephase ließ auch der Hämoglobinwert zwischen den drei Fütterungsgruppen keine großen Unterschiede bei beiden Rassen und Geschlechtern erkennen. Somit konnte auch hier keine herausragende Stressbelastung für eine der Fütterungsgruppen verzeichnet werden. Auch hier stiegen, wie auch schon bei den Hämatokritwerten, die Hämoglobinwerte in den Sommermonaten bei den Fütterungsgruppen B und C an, wobei auch hier die Situation eher auf eine Dehydratation hindeuten dürfte, als auf eine Stressbelastung.

5.3 Immunglobulin Y

In der **Aufzuchtphase** lagen die IgY-Werte der **Hennen** der Rasse ROSS (Abb.11) zwischen 3,53 und 12,17 mg/ml, die der COBB-Hennen (Abb. 12) zwischen 3,93 und 11,87 mg/ml. Die Werte beider Rassen befanden sich im Referenzbereich, der von QUARTIERE und MEYERS (1976) genannt wurde, liegen aber niedriger als von REES und NORDSKOG (1981) und ERHARD et al. (2000) und angegeben wurden. In der **Legephase** wurden bei den ROSS-Hennen IgY-Werte zwischen 7,33 und 12,33 mg/ml gemessen, bei den COBB-Hennen Werte zwischen 7,15 und 11,08 mg/ml. Diese Werte waren übereinstimmend mit allen Referenzbereichen der oben genannten Autoren.

In der **Aufzuchtphase** der **Hähne** der Rasse ROSS (Abb. 13) befanden sich die gemessenen IgY-Werte zwischen 3,29 und 11,01 mg/ml und lagen somit im Referenzbereich, der auch von QUARTIERE und MEYERS (1976) genannt wurde. Bei den Hähnen der Rasse COBB (Abb. 14) wurden Werte zwischen 6,84 und 16,41 mg/ml gemessen. Im unteren Bereich stimmten diese auch mit den Werten von REES und NORDSKOG (1981) und ERHARD et al. (2000) überein, wurden aber von den Tieren der Fütterungsgruppen B und C überschritten. Der Wertebereich, der von FITZ (2007) genannt wurde, befand sich an der oberen Grenze. In der **Legephase** lagen die IgY-Werte der ROSS-Hähne zwischen 6,95 und 13,61 mg/ml, die der COBB-Hähne zwischen 9,51 und 19,20 mg/ml. Auch hier stimmten die IgY-Werte mit den Angaben von QUARTIERE und MEYERS (1976); REES und NORDSKOG (1981) und ERHARD et al. (2000) überein, lagen aber bei der Gruppe B und C im oberen Wertebereich nur im Referenzwert, der von FITZ (2007) genannt wurde.

Die IgY-Werte der Hennen und Hähne beider Rassen und aller drei Fütterungsgruppen unterlagen sowohl in der **Aufzucht-** als auch in der **Legephase** starken Schwankungen. Der anfängliche Anstieg in der 6. LW der Werte könnte bei allen Tieren auf die vorgenommenen Impfungen zurückgeführt worden sein, wodurch das körpereigene Immunsystem zur Bildung spezifischer Antikörper angeregt wurde. Durch einen Rückkopplungsmechanismus könnten die im Verlauf der Immunantwort gebildeten Antikörper zu einer Hemmung der Immunantwort gegenüber dem auslösenden Antigen geführt haben (Horsch, 1990). Auf diese Weise

wäre der Rückgang der Werte bei allen Gruppen zu erklären, da gerade hohe IgY-Antikörpertiter zu einer deutlichen Hemmung oder vollständigen Unterdrückung der Immunantwort führen sollten (Horsch, 1990). Ein vermehrter Kontakt der Tiere mit Antigenen aus deren Umwelt oder mit der Auseinandersetzung mit Infektionen könnten zu einem Anstieg des Immunglobulingehalts geführt haben (NEUMANN und KALETA, 1992). Zu den Ursachen einer Schwächung des Immunsystems und des Rückgangs der Antikörperproduktion konnten verschiedene Stressoren wie z.B. Hitze, Überbelegung, Traumata, Futter- und Wasserdeprivierung gezählt werden. Folglich wurden Glukokortikoide ausgeschüttet, deren Wirkung zum einen auf einer Hemmung der Proteinsynthese, und damit Antikörperproduktion, beruht, und zum anderen auf einem Rückgang des lymphatischen Gewebes (HORSCH, 1990). Auch Androgene könnten sich immunsuppressiv auf den Organismus ausgewirkt haben (ROMERO, 1978). Dagegen könnte durch ein optimales Futterangebot an Eiweiß und Vitaminen die Antikörperproduktion optimiert werden.

Zu Beginn der **Aufzuchtphase**, in der 6. LW, waren bei den **Hennen** der Rasse **ROSS** die IgY-Werte vor allem bei der Fütterungsgruppe A (restriktive Fütterung), aber auch bei Gruppe B (ad libitum Fütterung) sehr hoch. Die Werte der Gruppe C (verdünnte Fütterung) dagegen erreichten mit 4,66 mg/ml gerade mal die Hälfte des Niveaus der Gruppe B. Die hohen IgY-Konzentrationen sind vermutlich durch die zuvor vorgenommene Impfung verursacht worden, wobei sich der Antikörpertiter der Gruppe C nicht erhöht hat. Ein Grund für diese gleich bleibende IgY-Konzentration bei Gruppe C ist nicht ersichtlich gewesen. In der 10. LW sanken die Werte der Gruppen A und B signifikant zur 6. LW. Dieses plötzliche Absinken der Werte nach einer Impfung könnte durch einen Rückkopplungsmechanismus und somit einer Hemmung der Antikörperproduktion bedingt worden sein (HORSCH, 1990). Dieser Rückgang der Werte in der 10. LW war sowohl bei den Hennen als auch bei den Hähnen beider Rassen deutlich. Seine Ursache könnte auch im Wachstum der Tiere liegen, wobei es durch die enorme Größenzunahme zu einer Verdünnung der IgY-Konzentration im Blut gekommen sein könnte. Die IgY-Werte zeigten in der 10. LW bei allen Tieren, mit Ausnahme der ROSS-Hähne der Gruppe B und der COBB-Hähne der Rasse C, einen signifikanten Unterschied zur 6. LW. Im weiteren Verlauf der Aufzuchtphase stiegen die Werte bei allen drei Fütterungsgruppen bis zur 18. LW auf durchschnittlich 10,2 mg/ml parallel an und zeigten bei den Gruppen A und B

signifikante Unterschiede zur 6. LW. Dies schien einer normalen physiologischen Entwicklung der Tiere zu entsprechen, da Hühner mit der 16. LW die IgY-Werte der erwachsenen Tiere erreichen (MEHNER und HARTFIEL, 1983) und der angegebene Durchschnittswert im Referenzbereich von QUARTIERE und MEYERS (1976) lag. Gegen Ende der Aufzuchtphase, in der 22. LW, sanken die Werte bei allen drei Fütterungsgruppen. Die Werte der Gruppen A und B zeigten signifikante Unterschiede zur 6. LW. Da im Juli im Stall sehr hohe Temperaturen herrschten, führte dies wahrscheinlich zu einem Hitzestress, der die immunologische Reaktionsfähigkeit beeinträchtigt. Da während der Aufzuchtphase die IgY-Werte der Gruppe A immer etwas niedriger ausgefallen waren, als die der anderen beiden Gruppen, könnten hier auch weitere Stressoren wie Futterdeprivation zu einer Ausschüttung von Glukokortikoiden geführt haben, die die Immunantwort gehemmt haben könnten.

Bei den **Hähnen** der Rasse **ROSS** stiegen die IgY-Werte, nach dem anfänglichen Rückgang in der 10. LW mit signifikanten Unterschieden bei Gruppe A und C zur 6. LW, wieder an. Die Zunahme des Wertes fiel bei den Gruppen B und C am stärksten aus. Bei allen drei Gruppen wurden diese Werte, ohne erneuten Anstieg, auch in der 18. LW noch gehalten, bedingt durch die physiologische Entwicklung der Tiere. Aufgrund der hohen Temperaturen am Ende der Aufzuchtphase, nahmen auch bei den Hähnen die Werte ab der 22. LW wieder ab. Auch bei den Hähnen der Gruppe A lagen die Werte immer unter denen der anderen Gruppen, was auf zusätzliche Stressoren bei dieser Fütterungsgruppe zurückgeführt werden könnte.

Der IgY-Verlauf bei den **Hennen** der Rasse **COBB** entsprach im Prinzip dem Verlauf der ROSS-Hähne, mit dem Unterschied, dass hier die IgY-Konzentration bei der Gruppe A von der 10. – 18. LW stets leicht über der Konzentration der Gruppe B lagen.

Bei den **Hähnen** der Rasse **COBB** lagen die Werte aller drei Fütterungsgruppen in der Aufzuchtphase im Allgemeinen sehr viel höher als bei den Hennen derselben Rasse bzw. den Tieren der Rasse ROSS. Die Gruppen A und B der COBB-Hähne zeigten in der 10. LW signifikante Unterschiede zur 6. LW. Der Verlauf der Werte war ähnlich zu dem der ROSS-Hähne bzw der COBB-Hennen. Die Hähne der Rasse

COBB in den Gruppen B und C waren tendenziell immer etwas schwerer als die ROSS-Hähne in den entsprechenden Gruppen B und C (Abb. 20). Dementsprechend hatten die COBB-Hähne auch mehr Nahrung, und somit Eiweiß, zu sich genommen, was sich positiv auf Antikörperbildung ausgewirkt haben könnte. Die Futtermitteldünnung bei der Gruppe C schien dabei keine Rolle zu spielen. Gegen diese These spricht, dass auch die IgY-Konzentration der Gruppe A höher lag als bei den anderen restriktiv gefütterten Tieren beider Rassen und Geschlechter. Alle gefundenen Werte bei den Tieren beider Rassen und Geschlechtern stimmten mit der Aussage von MEHNER und HARTFIEL (1983) überein, dass die Plasmakonzentration von IgY bei Hühnern mit 16 Lebenswochen die Werte der erwachsenen Tiere erreichte.

Auf die **Legephase** konnten die gleichen Faktoren, die bereits in der Aufzuchtphase für die Veränderung der IgY-Werte diskutiert worden sind, übertragen werden. Bei den **Hennen** der Rasse **ROSS** blieben in der Legephase die IgY-Werte bis zur 38. LW annähernd auf dem Niveau der 22. LW, wobei die Werte der Gruppe B (ad libitum Fütterung) immer etwas höher lagen als die Werte der Gruppen A (restriktive Fütterung) und C (verdünnte Fütterung). Die Werte der Gruppe A sanken tendenziell bis zur 38. LW langsam ab, was mit der hohen Legeleistung der Tiere und der dadurch hohen Belastung und somit Schwächung des Immunsystems erklärt werden könnte. Da die Legetätigkeit bei der Gruppe B weitaus geringer war als bei den Gruppen A und C, ist auch die Belastung für den Organismus weitaus geringer gewesen. Ab der 42. LW stiegen die Werte wieder an, wobei dies bei der Gruppe A langsam geschah, bei den Gruppen B und C dagegen sprunghaft. Eine Ursache für den schnellen Anstieg der IgY-Konzentration bei den Gruppen B und C hätte eine Auseinandersetzung der Tiere mit einem Krankheitserreger sein können, wodurch die Antikörperproduktion stimuliert wurde (NEUMANN und KALETA, 1992).

Bei den **Hähnen** der Rasse **ROSS** sank die IgY-Konzentration bei der Gruppe A am Anfang der Legephase leicht ab und stieg von der 34. LW bis zur 50. LW wieder langsam an. Die Werte der Gruppen B und C lagen höher als die der Gruppe A, zeigten aber einen ähnlichen Verlauf. Allerdings stiegen die Werte der Gruppe C ab der 42. LW steiler an. Die Ursache für diese Unterschiede im Wertenniveau könnten die scheinbar höhere sexuelle Aktivität der Hähne der Gruppe A und die dagegen

geringe Befruchtungsrates der Gruppen B und C gewesen sein. Da sich Androgene immunsuppressiv auf den Organismus auswirken sollen (ROMERO et al. (1978), könnte dies zu den niedrigeren Werten bei der Gruppe A geführt haben.

Bei den **Hennen** der Rasse **COBB** war bei der Gruppe A der Verlauf nahezu identisch zur Gruppe A der ROSS-Hennen. Auch hier folgte nach einem anfänglichen Rückgang des Wertes in der 30. LW ein leichter Anstieg bis zur 50. LW. Die Werte der Gruppen B und C unterlagen dagegen stärkeren Schwankungen. Die Werte der 26. LW verblieben bei beiden Gruppen auf dem Niveau der 22. LW. Die starke Hitze im Sommer schien die Tiere mit dem höheren Körpergewicht stärker belastet zu haben. Die IgY-Werte der Gruppe B stiegen und fielen bis zur 50. LW im Wechsel. Ein ähnlicher Verlauf war auch bei den Hennen der Gruppe C zu verzeichnen. Die Werte schwankten bei den beiden Gruppen vermutlich so stark, weil die Tiere einerseits durch das große Futterangebot ausreichend Vitamine und Eiweiß zu sich nehmen konnten um für eine optimale Antikörperproduktion zu sorgen. Andererseits schien das große Gewicht, die Unbeweglichkeit und eventuelle Schmerzen an deformierten Gliedmaßen als ständige Stressoren auf die Tiere einzuwirken und somit das Immunsystem zu schwächen (HORSCH, 1990).

Bei den **Hähnen** der Rasse **COBB** lagen auch in der Legephase vor allem die Werte der Gruppen A (restriktive Fütterung) und C (verdünnte Fütterung) sehr viel höher als bei den anderen Tieren der Gruppe B. Die Werte der Gruppe A stiegen von der 26. LW auf die 30. LW an. Da gleichzeitig auch der Wert der Gruppe B (ad libitum Fütterung) sehr stark angestiegen war und der IgY-Wert der Gruppe C bereits in der 26. LW sehr hoch war, könnte dies auf eine Auseinandersetzung der Hähne aller Gruppen mit einem Infektionserreger hingedeutet haben. Dagegen sprach, dass die Hennen, die im selben Stall untergebracht waren, keinen extremen Anstieg der Werte zeigten. Die hohe Stalltemperatur, die bei den anderen Tieren beider Rassen vor allem in der 26. LW zu einer Immunsuppression geführt haben könnte, schien bei den COBB-Hähnen der Gruppen B und C nicht eingetreten zu sein. Von der 30. – 34. LW waren bei der Gruppe B nur noch zwei Hähne vorhanden, von der 38. – 42. LW nur noch ein Hahn und ab der 46. LW waren alle Hähne dieser Gruppe verstorben. Aus diesem Grund waren die Werte dieser Gruppe mit den Werten der anderen Gruppen oder Rasse nicht zu vergleichen. Der allgemeine Abfall der Werte aller drei

Fütterungsgruppen in der 34. LW und der erneute Anstieg der Werte ab der 38. LW könnte für eine Infektion der Tiere gesprochen haben, in deren Verlauf die vorher gebildeten Immunglobuline wieder verbraucht worden waren. Der Wert der Gruppe B blieb bis zur 42. LW auf diesem Niveau.

5.4 Kortikosteron

Im Rahmen dieser Arbeit sollte anhand der Kortikosteronwerte die Stressbelastung der Mastelertiere unter dem Einfluss der drei Fütterungsgruppen bestimmt und miteinander verglichen werden. Bei der praktischen Durchführung, besonders bei der Blutentnahme, konnten einige Faktoren nicht ausgeschaltet werden, die Einflussnahmen auf die Veränderung der Kortikosteronkonzentration und die eigentlichen Werte der Tiere verfälschten.

Ein für die Kortikosteronkonzentration entscheidender Faktor ist die Tageszeit der Probennahme gewesen. Wie bei den meisten Hormonen kommt es auch bei den Glukokortikoiden zu vorübergehenden Sekretionsschüben, die sich in unregelmäßigen Intervallen wiederholen (DÖCKE, 1994). Diese Kortikosteronausschüttung wird zusätzlich noch von einem circadianen Rhythmus, einer Periodendauer von 24 Stunden, überlagert (BEUVING und VONDER, 1977). Bei de JONG et al. (2001) erreichte Kortikosteron seinen höchsten Wert von 4,33 nmol/l um 11 Uhr. Da es sich bei dem hier vorliegenden Projekt um eine sehr große Tierzahl handelte, war es nicht möglich allen Tieren zur selben Tageszeit Blutproben zu entnehmen. Die Dauer des Fangens und der Blutentnahme erstreckte sich stets über einen Zeitraum von 09:00 bis 15:00. Auch ein stressfreies Einfangen und eine sofortige Blutentnahme konnte nicht gewährleistet werden. In der Aufzuchtphase mussten aus den Abteilen mit weiblichen Tieren jeweils 13 Hennen, aus den Abteilen der Hähne je 7 Tiere zur Probennahme eingefangen werden. In der Legephase, in der Hennen und Hähne in einem Abteil pro Fütterungsgruppe untergebracht waren, mussten alle 20 Tiere herausgefangen werden. Da der Versuchsaufbau es vorsah, dass immer die gleichen, markierten Tiere aus einer Gruppe von 90 Tieren ausgewählt werden mussten, konnte das Fangen nicht immer stressfrei abgehalten

werden. Um die anderen Hühner durch ein ständiges Betreten des Stalls nicht unnötig einer Stressbelastung auszusetzen, wurden pro Abteil die 20 markierten Tiere jeweils zu viert oder zu fünft in Plastikkisten mit Deckel verbracht. Die Blutentnahme fand im Vorraum des Stalls statt. Somit wirkte nicht nur das Fangen und das Fixieren des Tieres bei der Blutentnahme als Stressor ein, sondern zusätzlich noch das Verbleiben in den Kisten und das Geschehen im Vorraum. Laut BEUVING und VONDER (1978) kann innerhalb von 3-5 Minuten nach Einwirken eines Stressors ein Anstieg des Blutkortikosterongehaltes festgestellt werden. CRAIG und CRAIG (1985) berichten, dass kein Einfluss auf den Kortikosterongehalt genommen wird, wenn die Fangzeit unter 90 sec. bleibt. Dieser Zeitrahmen konnte nicht eingehalten werden, so dass dieser Faktor Einfluss auf eine Veränderung des Kortikosteronwertes genommen hat. Infolgedessen waren die Kortikosteronwerte, die nachfolgend aufgeführt werden, durchgehend sehr hoch und könnten nur schwer mit den Referenzwerten aus der Literatur verglichen werden.

Zu Beginn der Aufzuchtphase, in der 10. LW, wurden bei beiden Rassen und allen drei Fütterungsgruppen die niedrigsten Werte dieses Versuchs gemessen. Die Werte lagen sehr nah beieinander und bildeten im Durchschnitt einen Wert von 21,9 nmol/l. Zu diesem Zeitpunkt lag der Wert unter den von BEUVING und VONDER (1978) gemessenen Wert von 57,7 nmol/l, der bei Legehennen nach 7,5 Minuten der Immobilisierung gemessen wurde. Ab der 14. LW stiegen die Werte bei allen Gruppen und beiden Rassen an. Die Werte im weiteren Verlauf lagen bei allen Gruppen im Durchschnitt zwischen 60,0 und 100,0 nmol/l. Diese Konzentrationen entsprachen den Kortikosteronwerten, die bei Versuchen von BEUVING und VONDER (1978) und OLANREWAJU et al. (2006) nach ACTH Injektion gemessen wurden.

Anhand der Tatsache, dass bei ETCHES (1976) nach dem Einfangen und Fixieren von Hühnern bei den Tieren keine Veränderung des Kortikosteronwertes auftrat, folgerten FREEMAN und FLECK (1980), dass die Ursache für die anscheinend reduzierte Kortikosteron-Antwort bei einigen Tieren ein vorausgegangener Stress gewesen sein muss. Sie gingen davon aus, dass das Tier bereits vor der Manipulation einen hohen Kortikosteron-Basalwert hatte und eine weitere Erhöhung nicht möglich war. Folglich schien dies eine Ursache dafür zu sein, dass die Werte

der einzelnen Gruppen oft über die gesamte Versuchsdauer sehr gleichförmig verliefen und es selten hervorstechende Veränderungen der Werte gab.

Im Verlauf der Aufzucht- und Legephase lagen die Kortikosteronwerte der restriktiv gefütterten Tiere (Gruppe A) der Rasse ROSS (Abb.15) durchschnittlich höher als die der Rasse COBB in derselben Fütterungsgruppe. Bei der Rasse ROSS gab es bei der Gruppe A zwei deutliche Anstiege, sowohl in der 14. LW, als auch in der 30. LW. Der Verlauf der Kortikosteronwerte bei der Rasse COBB (Abb. 16) verlief dagegen ohne größere Schwankungen und, im Gegensatz zu ROSS, stets unterhalb der Verlaufskurve der Gruppen B und C. Somit konnte angenommen werden, dass die restriktiv gefütterten Tiere der Rasse ROSS auf die gleichen Rahmenbedingungen wie Haltung, Fütterung und Besatzdichte, mit einer stärkeren Stressantwort reagierten, als die Tiere der Rasse COBB. Der Verlauf der Kortikosteronkonzentrationen der Gruppen B und C war sowohl bei ROSS, als auch COBB sehr ähnlich und ohne große Schwankungen. Bei der Rasse ROSS lagen die Werte der ad libitum gefütterten Tiere in der Legephase stets unter den Werten der restriktiv gefütterten Tiere. Bei der Rasse COBB verhielt es sich anders herum. DE JONG (2002) erwähnte, dass die Kortikosteronwerte bei ad libitum gefütterten Tieren mit dem Alter stark abnehmen, was bei diesem Versuch nicht zutraf, aber im Gegensatz dazu bei den restriktiven Hühnern die Werte auf einem gleichen Level blieben. Diese Aussage konnte hier bestätigt werden.

5.5 Schlußfolgerung

In der vorliegenden Arbeit wurde die Problematik der Züchtung von Mastelternieren auf ein beschleunigtes Wachstum und eine hohe Futtermittelverwertung hinsichtlich des Stressgeschehens untersucht. Im Mittelpunkt der Kritik steht die restriktive Fütterung, durch die Mastelterniere erst in der Lage sind, Leistung in Form von hoher Fruchtbarkeit und langer Nutzungsdauer zu erbringen. Jedoch hat sich die neue, alternative Fütterungsmethode mit einem verdünnten Futtermittel, das den Tieren das Hungergefühl nehmen, die Leistung aber erhalten sollte, als wenig akzeptabel erwiesen. Vorweggenommen sei, dass aufgrund der hohen Verlusten bei beiden

Rassen in den Fütterungsgruppe B (ad libitum Fütterung) und C (verdünnte Fütterung), bedingt durch den schlechten Gesundheitszustandes der Tiere, der Versuch vorzeitig in der 50. Lebenswochen abgebrochen werden musste. Die Tiere, denen das Sättigungsgefühl abgezüchtet worden war, nahmen in den beiden Gruppen, in denen das Futter ad libitum angeboten wurde, enorme Futtermengen zu sich. Aufgefallen war hierbei, dass die Tiere, die ein nährstoffverdünntes Futtermittel erhielten, die Nährstoffverdünnung durch einen höheren Futtermittelverzehr zu kompensieren versuchten. Durch die hohen Verluste der für den Versuch markierten und auch unmarkierten Tiere erfolgte, gerade bei den Hähnen der oben genannten Gruppen, eine positive Selektion. Die Gruppen mussten für die Blutprobengewinnung immer wieder erneut mit Tieren aufgefüllt werden. Mit der Zeit gingen nur noch die Blutwerte der gesündesten und widerstandsfähigsten Tiere in den Versuch mit ein. Somit konnte der „wahre“ Gesundheitszustand sowie des Stressgeschehens der Tiere nicht mehr widerspiegelt werden. Ein Vergleich der Ergebnisse ist unter diesem Aspekt nur bedingt aussagekräftig.

Der Stressparameter Kortikosteron war im Allgemeinen bei allen drei Fütterungsgruppen und beiden Rassen sehr hoch. Da teilweise, vor allem bei der Rasse COBB, die Werte der restriktiven Fütterung am niedrigsten ausfielen, könnte man daraus schließen, dass die Tiere der Gruppe A trotz des Hungergefühls weniger gestresst waren im Vergleich zu den Tieren der Gruppe B und C, die deutlich vermehrt gesundheitliche Probleme hatten (Staudt, 2007). Ebenso könnte man aus den niedrigeren Kortikosteronwerten der Gruppe A schlussfolgern, dass die Tiere der Gruppe A bereits einen so hohen Basiswert aufwiesen, dass einen Stressantwort nicht mehr gegeben werden konnte (FREEMAN und FLECK, 1980). Somit war es schwer die Werte der Gruppe A (restriktive Fütterung) in Verbindung zu bringen mit den Werten der Gruppen B (ad libitum Fütterung) und C (verdünnte Fütterung).

Die beiden Parameter Hämatokrit und Hämoglobin unterschieden sich zwischen den drei Fütterungsgruppen nicht deutlich. Diese Ergebnisse würden die Aussage unterstreichen, dass die restriktiv gefütterten Tiere keiner größeren Stressbelastung ausgesetzt waren als die Tiere der Gruppen B (ad libitum) und C (verdünnte Fütterung). Die erhöhten Werte beider Parameter in den Sommermonaten bei den

Hähnen der Gruppen B und C scheinen hier für eine verringerte Wasseraufnahme zu sprechen.

Bei Immunglobulin Y fielen bei beiden Rassen und Geschlechtern die Werte der Gruppe A (restriktive Fütterung) oftmals niedriger aus als bei den Gruppen B und C. Diese niedrigeren Werte könnten auf eine Immunsuppression bei den restriktiv gefütterten Tieren hindeuten, die durch eine anhaltende Stressbelastung entstanden sein kann. Diese Beobachtung würde wiederum die Aussage von FREEMAN und FLECK (1980) unterstreichen, dass eine Stressantwort nicht mehr gegeben werden kann, wenn der Basiswert bereits ein sehr hohes Niveau erreicht hat.

Insgesamt deutet die vorliegende Studie darauf hin, dass der Weg, alternative Fütterungsmittel in Form von nährstoffverdünnten Futtermitteln oder Appetitzüglern für die Mastelternierzucht zu entwickeln, noch kein befriedigendes Ergebnis erzielen konnte. Einschränkend muss erwähnt werden, dass die Stillung des Hungergefühls der Tiere nicht auf Kosten derer Gesundheit erreicht werden darf. Vielmehr sollte weiterhin Zeit und Mittel in die Erforschung der Interaktionen zwischen Futterrestriktion, Körpergewicht, Gesundheit und Leistung investiert werden, um zu erfahren, wann welcher Grad der Futterrestriktion erforderlich ist. Des Weiteren sollte bei der Züchtung von Mastelternieren nicht nur Wert auf eine hohe Wachstumsrate gelegt werden, sondern zusätzlich auch auf eine niedrige Anfälligkeit gegenüber Stressfaktoren und Krankheitserregern.

6. Zusammenfassung

Masttiere werden genetisch auf hohes Wachstum und eine maximale Futtermittelverwertung selektiert. Aus diesem Grund müssen Mastelertiere im Hinblick auf eine hohe Fruchtbarkeit und eine lange Nutzungsdauer restriktiv gefüttert werden. Aus Sicht des Tierschutzes stellt diese Art der Fütterung ein ernstzunehmendes Problem dar, da Futterrestriktion neben dem positiven Effekt auf die Tiergesundheit und Leistung der Mastelertiere eine Einschränkung des Wohlbefindens der Tiere mit sich bringt. Als Alternative zur restriktiven Fütterung werden nährstoffverdünnte Futtermittel in Betracht gezogen, um das chronische Hungergefühl der Mastelertiere zu lindern. In der vorliegenden Studie sollte der Gesundheitszustand und die Stressbelastung der Mastelertiere anhand der Blutparameter Hämatokrit, Hämoglobin, Immunglobulin Y und Kortikosteron überprüft werden.

Zum Versuchsbeginn wurden die Mastelertierassen ROSS-308 und COBB-500 eingestallt. Die Untersuchungen umfassten eine Aufzuchtphase (1. – 24. Lebenswoche) und eine Legephase (25. – 50. Lebenswoche). Die Tiere beider Rassen wurden in drei Fütterungsgruppen eingeteilt. Die Gruppe A erhielt eine restriktive Fütterung mit Nährstoffversorgung nach Management Manual der Kükenerzeuger, die Gruppe B erhielt das Futtermittel der Gruppe A zur ad libitum Fütterung und an die Gruppe C wurde ein nährstoffverdünntes Futtermittel ad libitum verfüttert. In der Aufzuchtphase wurden die Tiere nach dem Geschlecht getrennt aufgezogen.

Die Ergebnisse des **Hämatokrits** lagen bei den Hennen zwischen 26,6 % und 46,2 %, bei den Hähnen zwischen 24,0 % und 51,3 %. Die Werte entsprachen in der Aufzucht- und Legephase bei beiden Rassen und allen drei Fütterungsgruppen den in der Literatur angegebenen Referenzwerten und Verläufen. Die Fütterungsgruppe nahm nur bei den Hähnen der Rasse COBB einen deutlichen Einfluss in der Legephase.

Die Ergebnisse des **Hämoglobins** lagen bei den Hennen zwischen 4,70 nmol/l und 8,47 nmol/l und bei den Hähnen zwischen 3,22 nmol/l und 9,47 nmol/l. Auch diese

Werte entsprachen bei den Hennen und Hähnen der Rassen ROSS und COBB in der Aufzuchtphase den Angaben aus der Literatur. In der Legephase waren nur die Werte der Hennen beider Rassen übereinstimmend zu den angegebenen Referenzbereichen, die Werte der Hähne beider Rassen überschritten die Angaben in der Literatur gegen Ende der Legephase. Die Fütterungsgruppe nahm hier keinen Einfluss.

Die gemessenen **IgY-Werte** stimmten bei den Hennen beider Rassen und der drei Fütterungsgruppen in der Aufzucht- und Legephase mit den Angaben aus der Literatur überein und lagen zwischen 3,53 mg/ml und 12,33 mg/ml. Bei den Hähnen befanden sich die Werte zwischen 3,29 mg/ml und 16,41 mg/ml. Die Ergebnisse stimmten sowohl in der Aufzucht- als auch in der Legephase bei beiden Rassen und den drei Fütterungsgruppen mit den Angaben der Autoren überein. Bei der Rasse COBB überschritten bei den Fütterungsgruppen B und C die oberen Wertebereiche die Referenzangaben aus der Literatur in der Aufzucht- und Legephase. Vor allem bei den Hähnen gab es zwischen den Fütterungsgruppen und den Verläufen stärkere Schwankungen, die nicht genau zugeordnet werden konnten.

Die gemessenen **Kortikosteron-Werte** befanden sich bei beiden Rassen und allen drei Fütterungsgruppen auf einem extrem hohen Niveau und überschritten die in der Literatur genannten Basalwerte für Kortikosteron bei weitem. Die Werte der Rasse ROSS lagen zwischen 11,7 nmol/l und 124,2 nmol/l, die der Rasse COBB zwischen 20,7 nmol/l und 188,4 nmol/l. Zwischen den Fütterungsgruppen wurden starke Schwankungen gemessen.

Hohe Zunahmen und daraus resultierende große Verlustzahlen ließen eine positiven Selektion der Tiere entstehen und führten zu nur bedingt aussagefähigen Ergebnissen. Die Fütterung von nährstoffverdünnten Futtermitteln als Alternative zur restriktiven Fütterung hat sich als unbefriedigend erwiesen.

7. Summary

Comparative analysis regarding stress exposure of broiler breeders, deprived of repletion, under the influence of three different feeding variations.

Broilers are genetically selected for fast growth and efficient food conversion. Therefore broiler breeders have to be fed restrictively in order to achieve high fertility and efficient food conversion. From an animal welfare point of view this kind of feeding poses a severe problem, as aside from the positive effects on health this restriction leads to limited welfare for the broiler breeders. As an alternative to restricted feeding it is considered to apply qualitative food restriction by diluting feed to alleviate chronic hunger of the broiler breeders. It is the subject of this study to investigate health and stress levels of broiler breeders through hematocrit, hemoglobin, immunoglobulin Y and corticosterone.

In the beginning of this study broiler breeders of the race ROSS-308 and COBB-500 were stabled. The research included a rearing period (1st – 24th week) and a laying period (25th - 50th week). The animals of both races were split into 3 feeding groups. Group A was given restrictive feeding with nutrient supply according to the breeder management manual. Group B was given the same nutrients as group A ad libitum. Group C was given diluted food ad libitum. During rearing period the animals were brought up separated by gender.

The results of the hematocrit were between 26,6 % and 46,2 % for the hens and between 24,0 % and 51,3 % for the roosters. These values corresponded with the reference values given in the literature during the rearing period and laying period for both races and all feeding groups. The feeding group only showed a significant influence for the roosters of the race COBB during laying period.

The results of hemoglobin were between 4,7 nmol/l and 8,47 nmol/l for the hens and 3,22 nmol/l and 9,47 nmol/l for the roosters. Also these values corresponded with the reference values given in the literature for both hens and roosters of the races ROSS and COBB in the rearing period. During laying period, only the values of the hens of

both races corresponded with the reference values. The values of the roosters surpassed the reference values at the end of the laying period.

The IgY values measured corresponded with the reference values in the literature for the hens of both races and all feeding groups during rearing period and laying period. The values were between 3,53 mg/ml and 12,33 mg/ml. The values for the roosters were between 3,29 mg/ml and 12,33 mg/ml. The values corresponded through both rearing period and laying period and the three feeding groups and both races with the values of the authors. The upper values of the race COBB for feeding groups B and C surpassed the reference values during rearing period and laying period. Especially with the roosters, strong deviations of values could be measured throughout the feeding groups and tests which could not be explained.

The measured corticosterone values showed extremely high levels for both races in all three feeding groups and surpassed the Basal-values mentioned in the literature by far. The values of the race ROSS were between 11,7 nmol/l, the ones of the race COBB were between 20,7 nmol/l and 188,4 nmol/l. Strong fluctuations could be measured between the feeding groups.

High weight gain and the resulting loss led to a positive selection of the animals and thus resulted in results with limited meaning. The use of diluted food as an alternative to restricted feeding turned out not to yield satisfying results.

8. Literaturverzeichnis

AURICH, J.E. (2002):

Endokrinpharmakologie.

in: FREY, H.-H. und LÖSCHER, W.; Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin; Enke Verlag, Stuttgart

BENECKE, N. (1994):

Der Mensch und seine Haustiere. Die Geschichte einer jahrtausendealten Beziehung.

Konrad Theiss Verlag, Stuttgart

BESSEI, W. (1999):

Bäuerliche Hühnerhaltung.

Eugen Ulmer Verlag

ISBN: 3-8001-4537-5

BEUVING, G. und VONDER, G.M.A. (1978):

Effect of stressing factors on corticosterone levels in the plasma of laying hens.

Gen. Comp. Endocrinol., 35: 153 - 159

BIERER, B.W. ; THOMAS J.B.; ROEBRUCK, D.E.; POWELL, H.S. und ELEASER, T.H. (1963):

Hematocrit sedimentation rate values as an aid in poultry disease.

J. Am. vet. med. Ass., 143: 1096- 1098

BOHNER, H.J. (1977):

Biologische Halbwertszeit und Umsatz von IgG normaler und dysgammaglobulinämischer Haushühner.

Vet.-med. Diss., München

BRAKE, J.T. (1988):

Stress of birds, modern poultry management relationship defined.

Poultry. Adv., 21, Nr.11: 27 – 31

BROOM, D.M. (1990):

Effects of handling and transport on laying hens.

World's Poultry Sci. J., 46: 48 - 50

BUTCHER, G.D. und MILES, R. (1991):

The avian immune system.

Institut of Food and Agricultural Sciences, University of Florida, Fact Sheet VM 74

CARLANDER, D.; KOLLBERG, H.; WEJAKER, P.E. und LARSSON, A. (2000):

Peroral immunotherapy with yolk antibodies for the prevention and treatment of enteric infections.

Immunol. Res., 21: 1 - 6

CAVE, N.A.G. (1984):

Effect of dietary propionic and lactic acids on the feed intake by chicks.

Poultry Sci., 63: 131 - 134

CRAIG, J.V. und CRAIG J.A. (1985):

Corticosteroid levels in white Leghorn hen as affected in handling, laying-house environment and genetic stock.

Poultry Sci., 64: 809 - 816

DAMME, K. und R.-A. HILDEBRAND (2002):

Geflügelhaltung.

Verlag Eugen- Ulmer, Stuttgart

DAVALOS-PANTOJA, L.; ORTEGA-VINUESA, J.L.; BASTOS-GONZALEZ, D. und HIDALGO-ALVAREZ, R. (2000):

A comparative study between the adsorption of IgY and IgG on latex particles.

Biomater. Sci. Polym. Ed., 11: 657 - 673

DELACOUR, J. (1951):

The Pheasants of the World.

Country Life Limited, London

DÖCKE, F. (1994):

Nebennierenrinde.

In: F. Döcke (Hrsg): Veterinärmedizinische Endokrinologie

3. Auflage, Fischer Verlag, Jena, S. 314 - 333

DROHMS, J.E. und METZ, A. (1991):

Stress-mechanism of immunosuppression.

Vet. Immunol. Immunopath., 30: 89 - 109

EDER, H. (1987):

Blut und Lymphe.

In: WITTKKE, G. (Hrsg.) , Lehrbuch der Veterinär- Physiologie.

Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg: 160 - 208

ENGELMANN, C. (1984):

Leben und Verhalten unseres Hausgeflügels.

1. Auflage, Neumann Verlag, Leipzig

ERHARD, M.H.; VON QUISTORP, I.; SCHRANNER, I.; JÜNGLING, A.; KASPERS, B.; SCHMIDT, P. und KÜHLMANN, R. (1992):

Development of specific Enzyme-Linked Immunosorbent antibody of chicken immunoglobulins G, M, and A using monoclonal antibodies.

Poultry Sci., 71: 302 - 310

EUROPEAN COMMISSION (2000):

The welfare of chickens kept for meat production (broilers).

Report of the Scientific Committee on Animal Health and Animal Welfare

FITZ, B. (2007):

Vergleichende Untersuchungen zur Gesundheit, Leistung und Verhalten von Legehennen mit unterschiedlichen Einstreumaterialien in Volierenhaltung.

Diss. med. vet, München

FRANK, J. und GRIFFIN, T. (1989):

Stress and Immunity: a Unifying Concept.

Vet. Immunol. Immunopath., 20: 263 - 312

FRASER, D.; RICHIE, J.S.D. und FRASE, A.F. (1975):

The term „stress“ in the veterinary context.

Brit.Vet.J., 131: 653 - 662

FREEMAN, B.M. (1971):

The corpuscles and the physical characteristics of blood.

In: BELL, D.J. und FREEMAN, B.M. (Hrsg), Physiology and biochemistry of the domestic fowl (2)

London, New York, Academic Press: 841 - 852

FREEMAN, B.M. und MANNING, A.C.C. (1975):

The response of the immature fowl to multiple injections of adrenocorticotrophic hormone.

Brit. Poultry Sci., 16: 121 - 129

FREEMAN, B.M. (1976):

Stress and the domestic fowl: A physiological re-appraisal.

World's Poultry Sci.J, 32: 249 - 256

FREEMAN, B.M. ; MANNING, A.C.C. und FLACK, I.H. (1980):

Short- term stressor effects of food withdrawal on the immature fowl.

Comparative Biochemistry and Physiology, 67 A: 569 - 571

FREEMAN, B.M. und FLECK, I.H. (1980):

Effects of handling on plasma corticosterone in the immature domestic fowl.

Comp. Biochem. Physiol. A. Comp. Physiol., 66: 77 - 81

FREEMAN, B.M. (1987):

The stress syndrome.

World's Poultry Sci., 43: 15 - 19

GASSMANN, M. und LUTZ, TH. A. (2005)

Blut und Abwehr.

In: ENGELHARDT v., und BREVES, G. (Hrsg) 2005, Physiologie der Haustiere., 2. Auflage

Enke Verlag, Stuttgart

GROSS, W.B. und COLMANO, G. (1971):

Effect of infectious agents on chickens selected for plasma corticosterone response to social stress.

Poultry Sci., 50: 1213 - 1216

GROSS, W.B. (1972):

Effect of social stress on occurrence of Marek's disease in chickens.

Am. J. Vet. Res., 33: 2275 - 2279

GROSS, W.B. und SIEGEL, P.B. (1973):

Effect of social stress and steroids on antibody production.

Avian Dis., 17: 807 - 815

GUBA, E. (1955):

Untersuchungen über Beziehungen zwischen Blutbild und Rasse, Leistung und Umwelt bei Hühnern.

Vet.-med. Diss., München

GYLSTORFF, I. und GRIMM, F. (1987):

Vogelkrankheiten.

Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart

HARVEY, S.; KLANDORF, H. und PINCHASOV, Y. (1983):

Visual and metabolic stimuli cause adrenocortical suppression in fasted chicken during refeeding.

Neuroendocrinology, 37: 59 - 63

HERRE, W. und M. RÖHRS (1990):

Haustiere- zoologisch gesehen.

2. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York

HILL, J.A. (1983):

Indicators of stress in poultry.

World`s Poultry Sci. J., 39: 24 - 32

HOCKING, P.M., MAXWELL, M.H. und MITCHELL, M.A. (1993):

Welfare assessment of broiler breeder and layer females subjected to food restriction and limited access to water during rearing.

Brit. Poultry Sci., 34: 443 - 458

HOCKING, P.M., MAXWELL, M.H. und MITCHELL, M.A. (1996):

Relationships between the degree of food restriction and welfare indices in broiler breeder females.

Brit. Poultry Sci., 37: 263 - 278

HORSCH, F. (1990):

Immunprophylaxe bei Nutztieren.

2. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena

HUNSAKER, W.G. (1969):

Species and sex differences in the percentage of plasma trapped in packed cell volume.

Poultry Sci., 48: 907- 909

de JONG, I.C.; van VOORST, A.S.; ERKENS, J.H.F.; EHLHARDT, D.A. und BLOKHUIS, H.J. (2001):

Determination of the circadian rhythm in plasma corticosterone and catecholamine concentrations in growing broiler breeders using intravenous cannulation.

Physiology & Behavior, 74 : 299 - 304

de JONG, I.C.; van VOORST, S.; EHLHARDT, D.A. und BLOKHUIS, H.J. (2002):
Effects of restricted feeding on physiological stress parameters in growing broiler breeders.

Brit. Poultry Sci., 43 : 157 - 168

KATANBAF, M.N.; DUNNINGTON, E.A. und SIEGEL, P.B. (1989):

Restricted feeding in early and late-feathering chicken, 1. Growth and physiological responses.

Poultry Sci., 68: 344 - 351

KLEMPERER, F. (1893):

Über natürliche Immunität und ihre Verwertung.

Arch. Exp. Pathol. Pharmakol., 31: 356 - 382

KNOWLES, T.G. et al., (1996):

A survey to investigate potential dehydration in slaughtered broiler chickens.

Brit. Vet. J., 152: 307 - 314

KOSTAL, L.; SAVORY, C.J. und HUGHES, B.O. (1992):

Diurnal and individual variation in behaviour of restricted-fed broiler breeders.

Appl. Anim. Behav. Sci., 32: 361 – 374

KREUTZIG, T. (1997):

Biochemie.

Gustav Fischer Verlag, Lübeck, Stuttgart, Jena, Ulm

LADEWIG, J. (1987):

Endocrine aspects of stress: Evaluation of stress reactions in farm animals

In: WIEPKEMA, P.R. (Hrsg): Biology of stress in farm animals: an integrativ approach

Martinus Nijhoff Publishers

LEE, P.J.W.; GULLIVER, A.L. und MORRIS, T.R. (1971):

Restricted feeding of broiler breeder pullets during the rearing period and its effect on productivity and breeding.

British Poultry Science, 12: 499 - 510

LESLIE, G.M. und CLEM, L.W. (1969):

Phylogeny of immunoglobulin structure and function

J. Exp. Med., 130: 1337 - 1352

LÖLIGER, H.C. und SCHUBERT, H.J. (1967):

Der Hämatokrit von gesunden und kranken Hühnern verschiedener Altersgruppen und sein diagnostischer Anwendungsbereich.

In: GARBISCH, K. und ZWART, P. (Hrsg) 2001, Krankheiten der Heimtiere, 5. Auflage

Schlütersche GmbH & Co. KG, Hannover, 171 -176

MAIER, S.F. und WATKINS L.R. (1998):

Cytokines for psychologists: implications of bidirektional immune-to-brain communication for understanding behaviour, mood and cognition.

Psychol. Rev. 1998 Jan., 105(1): 83 - 107

MAYR, A. (2002):

Grundlagen der Allgemeinen Medizinischen Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre

in: Mayr, A. (Hrsg), Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre

Enke Verlag, Stuttgart

MASON, J.W. (1968):

“Over-all” hormonal balance as a key to endocrine function.

Psychosom. Med., 30: 791 - 808

MEHNER, A. und W. HARTFIEL (1983):

Handbuch der Geflügelphysiologie.

VEB Gustav Fischer Verlag, Jena

MENCH, J.A. (1988):

The development of aggressive behaviour in mail broiler chicks: a comparison with laying- type mails and the effects of feed restriction.

App. Ani. Behav. Sci., 21: 233 - 242

MENCH, J.A. (1991):

Research note Feed restriction in broiler breeders causes a persistent elevation in corticosterone secretion that is modulated by dietary tryptophan.

Poultry Sci., 70: 2547 - 2550

MENCH, J.A. (2002):

Broiler breeders: feed restriction and welfare.

World`s Poultry Sci J., Vol. 58: 20 - 29

MÖSTL, E. (2000):

Spezielle Endokrinologie.

In: ENGELHARDT v., W. und BREVES, G. (Hrsg), Physiologie der Haustiere.

Enke im Hippokrates Verlag GmbH, Stuttgart

NEUMANN, U. und KALETA, E.F. (1992):

Immunsystem und Immunreaktion.

In: HEIDER, G. und MONREAL, G., Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels

Verlag Gustav Fischer, Jena, Stuttgart

NEWELL, G.W. und SCHAFFNER, C.S. (1950):

Blood volume determinations in chickens.

Poultry Sci., 29: 78 - 87

NICHELMANN, M. (1992):

Adaptationsmechanismen beim Geflügel.

In: Heider, G. und Monreal, G. (Hrsg), Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels, Band 1

Gustav Fischer Verlag, Jena

OLANREWAJU, H.A.; WONGPICHET, S.; THAXTON, J.P.; DOZIER III, W.A. und BRANTON, S.L. (2006):

Stress and acid-base balance in chickens.

Poultry Sci., 85 : 1266 - 1274

OYAWOYE, E.O. und KRUEGER, W.F. (1990):

Potential of chemical regulation of food intake and body weight of broiler breeder chicks.

Brit.Poultry Sci., 31: 735- 742

QUARTIERE, L.F. und MEYERS, P. (1976):

Hypergammaglobulinemia in chickens congenitally infected with avian leucosis virus.

J. Immunology, 117: 1127 - 1139

ROBINSON, F.E.; WILSON, J.L.; YU, M.W.; FASENKO, G.M. und HARDIN, R.T. (1993):

The relationship between body weight and reproductive efficiency in meat type chickens.

Poultry Sci., 72: 912 – 922

de ROOS, R. (1961):

Corticoids of the avian adrenal gland.

Gen. comp. Endocr., 1: 494 - 512

ROSALES, A.G. (1994):

Managing stress in broiler breeders: A review.

J. App. Poultry Res., 3: 199 - 207

ROSE, M.E. und ORLANS, E. (1981):

Immunglobulins in the egg, embryo and young chicken.

Devel. Comp. Immunol., 5: 1 - 20

ROTENBERG, S. und MASON, V.C. (1977):

The influence of dietary pectin on the cholesterol content of egg yolk and muscle and various hematological indices in laying hens.

Nord. Vet., 29: 33 - 35

SANDILANDS, V. ; TOLKAMP, B.J. und KYRIAZAKIS, I. (2005):

Behaviour of food restricted broilers during rearing and lay- effects of an alternative feeding method.

Physiology & Behaviour, 85: 115 - 123

SANDILANDS, V. ; TOLKAMP, B.J. und KYRIAZAKIS, I. (2006):

Behaviour and welfare of broiler breeders fed qualitatively restricted diets during rearing: Are there viable alternatives to quantitative restriction?

Appl.Anim. Behav. Sci., 96: 53 - 67

SAVORY, C.J. (1984):

Regulation of food intake by Brown Leghorn cockerels in response to dietary dilution with kaolin.

Brit. Poultry Sci., 25: 253 - 258

SAVORY, C.J. und GENTLE, M.J. (1983):

Effects of food deprivation, strain, diet and age on feeding responses of fowls to intravenous injections of cholecystokinin.

J.I Intake Research, 4: 165 - 176

SAVORY, C.J. ; SEAWRIGHT E. und WATSON A. (1992):

Stereotyped behaviour in broiler breeders in relation to husbandry and opioid receptor blockade.

Appl.Anim.Behav. Sci., 32: 34 - 360

SAVORY, C.J. und MAROS, K. (1993):

Influence of degree of food restriction, age and time of day on behaviour of broiler breeder chickens.

Behav. Proc., 29: 179 – 190

SAVORY, C.J.; CARLISLE, A.; MAXWELL, M.H.; MITCHELL, M.A. und ROBERTSON, G.W. (1993a):

Stress, arousal and opioid peptide- like immunoreactivity in restricted- and ad lib.- fed broiler breeder fowls.

Comp. Biochem. Biol., 106 A: 587 - 594

SAVORY, C.J. ; MAROS, K. und RUTTER, S.M. (1993b):

Assessment of hunger in growing broiler breeders in relation to a commercial restricted feeding programm.

Animal Welfare, 2: 131 - 152

SAVORY, C.J. ; HOCKING, P.M. ; MANN, J.S. und MAXWELL, M.H. (1996):

Is broiler breeder welfare improved by using qualitative rather than quantitative food restriction to limit growth rate?

Animal Welfare, 5:

SCANES, C.G.; MERRILL, G.F.; FORD, R.; MAUSER, P. und HOROWITZ, C. (1980):

Effects of stress (hypoglycaemia, endotoxin and ether) on the peripheral circulating concentration of corticosterone in the domestic fowl (gallus domesticus).

Comp. Biochem. Physiol., 66 C : 183- 186

SCHOLTYSSEK, S. (1987):

Geflügel.

Verlag Eugen Ulmer

SCHRÖDER, B. und DIENER, M. (2000):

Grundlagen der Zellphysiologie.

In: ENGELHARDT v., W. u. BREVES, G. (Hrsg), Physiologie der Haustiere.

Enke im Hippokrates Verlag GmbH, Stuttgart

SCHWARZE, E und SCHRÖDER, L (1972):

Kompendium der Geflügelanatomie.

Verlag Gustav Fischer, Stuttgart

SCHWARZKOPF, C. und THIELE, B. (1996):

Effectivity of different methods for the extraction and purification of IgY.

Altex Alternativen zu Tierex. 13, 35 - 39

SIEGEL, H.S. (1987):

Effects of behavioural and physical stressors on immune response

In: WIEPKEMA, P.R. and VAN ADRICHEM, P.W.M. (Hrsg), Stress in farm animals: an integrative approach

Current topics in Vet. Med. And Anim. Sci., 42: 39 - 54

SIEGMANN, O. (1992):

Propädeutik.

In. HEIDER, G. und MONREAL, G. (Hrsg), Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels

Erlag Gustav Fischer Jena, Stuttgart, 15- 44

STERN, A. (2001):

Geflügel - natürlich und artgerecht halten.

Kosmos Verlag

WARR, G.W. (1995):

IgY: clues to the origin of modern antibodies.

Immunol.Today, 16: 392 - 398

WEISS, J.; PABST, W.; STRACK, K.E. und GRANZ, S. (2000):

Tierproduktion.

12. Auflage, Parey Buchverlag Berlin

Yu, M.W.; ROBINSON, F.E. und ROBLEE, A.R. (1992):

Effect of feed allowance during rearing and breeding on female broiler breeders. 2.

Ovarian morphology and production.

Poultry Sci., 74: 441 – 456

9. Anhang

Anlage 1: Impfprogramm der Mastelterntiere in der Aufzuchtphase

Vorgabe			Datum
Salmonella E.	1.-3. LT	16.02.05 bis 19.02.05	18.02. ✓
Kokzidien	6. LT	21.02.05	23.02. ✓
I. Gumboro	21. LT	08.03.05	07.03. ✓
IB/ND	4. Wo.	09.03.05 bis 15.03.05	✓
Salmonellenkontroll-Untersuchung (Sammelkot aus jeder Box) 04.04. ✓			
II. Gumboro	6. Wo.	23.03.05 bis 29.03.05	01.04. ✓
Salmonella E.	7. Wo.	30.03.05 bis 05.04.05	06.04. ✓
II. ND	8. Wo.	05.04.05 bis 12.04.05	20.04. ✓
I. IB 2	10. Wo.	20.04.05 bis 26.04.05	29.04. ✓
AE	12. Wo.	04.05.05 bis 10.05.05	10.05. ✓
II. IB 2	14. Wo.	18.05.05 bis 24.05.05	22.05. ✓
III. ND	16. Wo.	01.06.05. bis 07.06.05	07.06. ✓
Salmonella E.	17. Wo.	08.06.05 bis 14.06.05	14.06. ✓
IB+ND+EDS	18. Wo.	15.06.05 bis 22.06.05	08.07. ✓

Anlage 2: Inhaltsstoffe und Energiegehalt des Starter-Kükenalleinmehls
Alle folgenden Tabellen (Anlage 2 - 5) wurden in der Landesanstalt für
Landwirtschaft in Kitzingen erstellt.

		STARTER - Kükenalleinmehl	
		"normale" Rezeptur	Nährstoffverdünnung (-10%)
Inhaltsstoffe			
MJ	ME	11,70	Es wurde <i>kein</i>
Rohprotein	%	20,20	verdünntes
Methionin	%	0,46	STARTER -
Rohfett	%	3,70	Kükenalleinmehl
Rohfaser	%	3,30	verfüttert
Rohasche	%	6,00	
Calcium	%	1,00	
Phosphor	%	0,75	
Natrium	%	0,15	
Zusatzstoffe			
Vit. A	IE	12.000	
Vit. D3	IE	3.000	
Vit. E	mg	40	
Selen	mg	0,35	
Kupfer	mg	7,0	
Zusammensetzung			
Mais	%	36,2	
Weizen	%	29,4	
Sojaextr.schrot dampferhitzt	%	26,2	
Weizenkleie	%	--	
Malzkeime	%	--	
Sonnenblumenextr.schrot teilentsch.	%	--	
Rapsextr.schrot	%	2,8	
Luzernegrünmehl	%	--	
Maiskleberfutter	%	--	
Mono-Di-Calcium-Phosphat	%	1,8	
Calciumcarbonat	%	1,3	
Sojaöl	%	1,1	
Natriumchlorid	%	0,21	
		Aminosäuren	
		1.Tag - 4.	
Einsatzdauer		Lebenswoche	

Anlage 3: Inhaltsstoffe und Energiegehalt des Junghennenalleinmehls

		Junghennenalleinmehl		
		"normale" Rezeptur	Nährstoffverdünnung (- ca. 10%)	Nährstoffverdünnung mit 10 % Sand
Inhaltsstoffe				
MJ	ME	11,00	10,00	9,00
Rohprotein	%	15,20	13,80	12,42
Methionin	%	0,30	0,27	0,24
Rohfett	%	3,20	2,70	2,43
Rohfaser	%	4,20	6,80	6,12
Rohasche	%	6,50	6,90	6,21
Calcium	%	1,20	1,10	0,99
Phosphor	%	0,70	0,70	0,63
Natrium	%	0,17	0,16	0,14
Zusatzstoffe				
Vit. A	IE	12.000	10.800	9.720
Vit. D3	IE	3.000	2.700	2.430
Vit. E	mg	40	36	32
Selen	mg	0,30	0,30	0,27
Kupfer	mg	6,0	5,0	4,5
Zusammensetzung				
Mais	%	30,5	25,1	22,6
Weizen	%	30,0	25,2	22,7
Sojaextr.schrot dampferhitzt	%	10,5	1,0	0,9
Maiskleberfutter	%	7,5	11,0	9,9
Triticale	%	6,0	8,0	7,2
Weizenkleie	%	5,0	8,0	7,2
Sonnenblumenextr.schrot teilentsch.	%	4,0	6,5	5,9
Rapsextr.schrot	%	--	1,9	1,7
Rübenmelasse	%	1,0	2,0	1,8
Luzernegrünmehl	%	0,8	7,5	6,8
Calciumcarbonat	%	2,1	1,6	1,4
Mono-Di-Calcium-Phosphat	%	1,5	1,2	1,1
Sojaöl	%	0,5	--	--
Natriumcarbonat	%	0,16	0,20	0,18
Natriumchlorid	%	0,18	0,08	0,07
		Aminosäuren	Aminosäuren	Aminosäuren
Einsatzdauer		5. - 18. Lebenswoche	5. - 10. Lebenswoche	11. - 18. Lebenswoche

Anlage 4: Inhaltsstoffe und Energiegehalt des Pre-Lay-Alleinfutters

		Pre-Lay-Alleinfutter		
		"normale" Rezeptur	Nährstoffverdünnung (- ca. 10%)	Nährstoffverdünnung mit 10 % Sand
Inhaltsstoffe				
MJ	ME	11,50	11,35	10,22
Rohprotein	%	15,90	14,30	12,87
Methionin	%	0,30	0,27	0,24
Rohfett	%	3,40	3,20	2,88
Rohfaser	%	2,90	6,80	6,12
Rohasche	%	7,00	7,60	6,84
Calcium	%	1,50	1,35	1,22
Phosphor	%	0,64	0,58	0,52
Natrium	%	0,15	0,14	0,13
Zusatzstoffe				
Vit. A	IE	10.000	9.000	8.100
Vit. D3	IE	2.500	2.250	2.025
Vit. E	mg	40	36	32
Selen	mg	0,28	0,25	0,23
Kupfer	mg	6,0	5,0	4,5
Zusammensetzung				
Mais	%	31,4	28,6	25,7
Weizen	%	33,5	24,3	21,9
Sojaextr.schrot dampferhitzt	%	17,1	10,9	9,8
Triticale	%	7	9,0	8,1
Sojabohnenschalen	%	--	8,0	7,2
Weizenkleie	%	3,2	3,0	2,7
Calciumcarbonat	%	3,0	2,5	2,3
Maiskleberfutter	%	2,0	2,1	1,9
Sonnenblumenextr.schrot teilentsch.	%	--	4,0	3,6
Luzernegrünmehl	%	--	3,0	2,7
Rübenmelasse	%	--	1,3	1,2
Mono-Di-Calcium-Phosphat	%	1,4	1,1	1,0
Sojaöl	%	0,8	0,6	0,5
Natriumcarbonat	%	0,15	0,18	0,16
Natriumchlorid	%	0,18	0,09	0,08
		Aminosäuren	Aminosäuren	Aminosäuren
Einsatzdauer		19. - 24. Lebenswoche	wurde nicht eingesetzt	19. - 24. Lebenswoche

Anlage 5: Inhaltsstoffe und Energiegehalt des Alleinmehls für Legehennen

		Alleinmehl für Legehennen	
		"normale" Rezeptur	Nährstoffverdünnung (- ca. 10%)
Inhaltsstoffe			
MJ	ME	11,40	10,26
Rohprotein	%	18,00	16,20
Methionin	%	0,28	0,27
Gesamtsäure	%	0,12	0,09
Monomeres. C. Meth.HA	%	0,09	0,07
Rohfett	%	5,80	5,30
Rohfaser	%	2,80	5,00
Rohasche	%	13,00	13,70
Calcium	%	3,80	3,42
Phosphor	%	0,70	0,63
Natrium	%	0,15	0,13
Zusatzstoffe			
Vit. A	IE	13.000	11.700
Vit. D3	IE	3.000	2.700
Vit. E	mg	50	45
Vit. C	mg	100	90
Biotin	mcg	150	140
Selen	mg	0,49	0,44
Kupfer	mg	18,0	16,0
Zusammensetzung			
Mais	%	49,4	44,9
Weizen	%	8,4	3,4
Sojaextr.schrot dampferhitzt	%	25,8	17,3
Maiskleberfutter	%	2,3	8,1
Calciumcarbonat	%	8,4	7,7
Weizenkleie	%	--	3,7
Sonnenblumenextr.schrot teilentsch.	%	--	6,0
Luzerngrünmehl	%	--	3,0
Mono-Di-Calcium-Phosphat	%	1,8	1,1
Sojaöl	%	3,0	2,3
Natriumbicarbonat	%	--	0,29
Natriumcarbonat	%	0,16	--
Natriumchlorid	%	0,17	0,11
		Aminosäuren	Aminosäuren
Einsatzdauer		ab 25. Lebenswoche	ab 25. Lebenswoche

Anlage 6: Puffer und Lösungen des IgY-ELISA

PBS:	Phosphatgepufferte Kochsalzlösung pH 7,2 8,00 g Natriumchlorid 1,45 g Di-Natriumhydrogenphosphat-Dihydrat 0,20 g Kaliumhydrogenphosphat 0,20 g Kaliumchlorid ad 1000 ml Aqua bidest. Zur Herstellung von PBS-Tween (pH 7,2) wurde zusätzlich 500 µl Tween 20 zugesetzt.
Beschichtungspuffer:	Carbonatpuffer pH 9,6 3,11 g Natriumcarbonat 6,00 g Natriumhydrogencarbonat ad 1000 ml Aqua bidest.
Waschpuffer:	PBS- Tween
Blocking- Lösung:	1% Magermilchpulver vom Rind 0,20 g Milchpulver 20 ml PBS
TMB- Puffer:	0,1 mol/l Natriumacetat- Citrat- Puffer pH 5,0 8,20 g Natriumacetat 3,15 g Citronensäure ad 1000 ml Aqua bidest.
TMB- Stammlösung:	Tetramethylbenzidin- Lösung (TMB) 0,06 g Tetramethylbenzidin 10,00 ml Dimethylsulfoxid
Substratlösung:	332,0 µl TMB- Stammlösung 10,00 ml TMB- Puffer 3,00 µl 30 % H ₂ O ₂

Stopplösung:

1- molare Schwefelsäure

472,0 ml Aqua bidest.

28,00 ml 96 %ige Schwefelsäure

Danksagung

Herrn Prof. Dr. M. Erhard möchte ich meinen großen Dank aussprechen für die Überlassung dieses interessanten Themas, die stets freundliche Unterstützung und Beratung während des Erstellens dieser Arbeit und für die Übernahme der Endkorrektur.

Ein riesiges Dankeschön geht an meinen Betreuer, Herrn Dr. F. Ahrens, für die freundliche und kompetente Hilfe beim Erstellen der Statistik, für die Beantwortung all meiner Fragen und schließlich für die Korrektur meiner Dissertation.

Danke sagen möchte ich auch Frau Dr. E. Heyn für die tatkräftige Unterstützung bei den Probennahmen in Kitzingen und die Beantwortung aller Fragen rund ums Praktische.

Ein großes Dankeschön geht auch an das Bayerische Staatsministerium für Umwelt, Gesundheit und Verbraucherschutz und an das Bayerische Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit für die Verwirklichung dieses Projektes.

Allen Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern des Instituts für Tierschutz, Verhaltenskunde, Tierhygiene und Tierhaltung, insbesondere Frau Katrin Schuster, Frau Nicole Zobel, Herrn Christian Strobl und Herrn Hermann Kuchler möchte ich danken für die Einweisung und große Unterstützung im Labor.

Ein Dankeschön geht auch nach Kitzingen zu Herrn Dr. K. Damme und allen Mitarbeitern der Lehr- und Versuchsstation für Kleintiere der Landesanstalt für Landwirtschaft für die Organisation und Hilfe vor Ort.

Bei Euch beiden, Marion und Monika, möchte ich mich für die schöne Zeit bedanken. Ich glaube wir waren ein gutes Team und haben uns gegenseitig beim Erstellen dieser Arbeit so gut es ging unterstützt.

Meiner Familie und meinem Freund Ricardo möchte ich für alles danken. Es war eine aufregende und anstrengende Zeit, aber auf Eure Geduld, Aufmunterung und lieben Worte konnte ich mich immer verlassen. All meinen Freunden sage ich danke für die moralische Unterstützung, wenn ich mal wieder am verzweifeln war. Danke, Simon, für die Korrektur des Summary.

Danke, Silas, für Deine treue Gesellschaft.

Curriculum Vitae

Persönliche Daten:

Name: Christina Kathrin Sacher
Geburtsdatum: 25. Oktober 1974
Geburtsort: Hamburg
Familienstand: ledig
Staatsangehörigkeit: deutsch

Schulbildung:

1981 – 1996 Grundschole und Gymnasium in München
Juni 1996 Allgemeine Hochschulreife

Studium:

1998 – 2004 Studium der Tiermedizin an der Ludwig-Maximilians-Universität in München
August 2004 Erfolgreicher Abschluss des dritten Staatsexamens
November 2004 Approbation zur Tierärztin
seit Okt. 2004 Anfertigung der vorliegenden Dissertation am Institut für Tierschutz, Verhaltenskunde, Tierhygiene und Tierhaltung der LMU München.