Universität für Bodenkultur Wien
Interuniversitäres Department für Agrarbiotechnologie, IFA Tulln
Institut für Tierernährung, Tierische Lebensmittel und Ernährungsphysiologie

# Einsatz von Körnerhirse in der Legehennenfütterung

# Masterarbeit

zur Erlangung des akademischen Grades einer
Diplomingenieurin (Dipl.-Ing.) an der
Universität für Bodenkultur Wien

Eingereicht von:

**Doris Mauerhofer, BSc.**
H 066 456/01440290

**Betreuer**
Ao.Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr.nat.techn. Wolfgang Wetscherek

Wien, Oktober 2019

**Eidesstattliche Erklärung**

Ich erkläre eidesstattlich, dass ich die Arbeit selbstständig angefertigt habe. Es wurden keine anderen als die angegebenen Hilfsmittel benutzt. Die aus fremden Quellen direkt oder indirekt übernommenen Formulierungen und Gedanken sind als solche kenntlich gemacht. Diese schriftliche Arbeit wurde noch an keiner Stelle vorgelegt.

_____ _____

Ort, Datum Unterschrift

## Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich bei all jenen bedanken, die mich beim Verfassen dieser Masterarbeit und im Laufe meines Studiums unterstützt haben.

Allen voran gilt mein Dank Herrn Ao.Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr.nat.techn. Wolfgang Wetscherek, welcher meine Arbeit betreut hat und mir laufend mit Rat und Tat zur Seite stand. Ich möchte mich herzlich für die hilfreichen Anregungen und die konstruktive Kritik bedanken.

An dieser Stelle möchte ich mich auch herzlich bei DI Julia Slama und Dr. Reinhard Puntigam bedanken, welche mir immer behilflich waren und auch stets ein offenes Ohr für mich hatten.

Ein großer Dank geht auch an Christian, der diese Arbeit für mich sehr engagiert korrekturgelesen hat und mich stets in meinem Tun unterstützt.

Danke an alle Kolleginnen und Kollegen, Freundinnen und Freunde mit denen ich das Studium erlebt habe und die es dadurch zu einer unvergesslichen Zeit gemacht haben.

Zu guter Letzt möchte ich mich noch bei meiner Familie für die immerwährende Unterstützung in meiner gesamten Studienzeit bedanken.

## Inhaltsverzeichnis


1 Zusammenfassung ..... 1
2 Summary ..... 2
3 Einleitung ..... 3
4 Literaturübersicht ..... 5
4.1 Anatomie und Physiologie des Verdauungstraktes ..... 5
4.2 Legehennenfütterung ..... 8
4.3 Auswirkungen des Vermahlungsgrades auf den Muskelmagen ..... 12
4.4 Gegenüberstellung von Körnerhirse und Mais ..... 14
4.5 Problematik des Maiswurzelbohrers ..... 15
4.6 Zusammenhang von Futtermitteln und Dotterfarbe ..... 16
4.7 Antinutritive Inhaltsstoffe der Körnerhirse ..... 18
5 Material und Methoden ..... 20
5.1 Versuchstiere ..... 20
5.2 Versuchsaufbau ..... 20
5.3 Haltung ..... 21
5.4 Futter ..... 23
5.5 Probennahme und Datenerhebung ..... 24
5.5.1 Probenvorbereitung ..... 24
5.5.2 Erhobene Parameter der Legehennen ..... 24
5.6 Chemische und physikalische Analysen ..... 25
5.6.1 Futter ..... 25
5.6.2 Ei ..... 26
5.7 Statistische Auswertung ..... 28
6 Ergebnisse ..... 30
6.1 Versuch 1 ..... 30
6.1.1 Nährstoffanalyse ..... 30
6.1.2 Siebanalyse ..... 30
6.1.3 Versuchstiere ..... 31
6.1.3.1 Legeleistung und Futterverbrauch ..... 31
6.1.4 Ei-Analysen ..... 32
6.1.4.1 Eigewichte ..... 32

6.1.4.2 Bruchfestigkeit ..... 33
6.1.5 Farbmessungen der Dotter ..... 34
6.1.5.1 DSM-Fächerwert ..... 34
6.1.5.2 L*a*b* Farbraum ..... 36
6.2 Versuch 2 ..... 41
6.2.1 Nährstoffanalysen ..... 41
6.2.2 Farbmessung der Extrakte nach Soxhlet-Extraktion ..... 41
6.2.3 Versuchstiere ..... 42
6.2.3.1 Legeleistung und Futterverbrauch ..... 42
6.2.4 Ei-Analysen ..... 43
6.2.4.1 Eigewichte ..... 43
6.2.4.2 Bruchfestigkeit ..... 44
6.2.5 Farbmessungen der Dotter ..... 45
6.2.5.1 DSM-Fächerwert ..... 45
6.2.5.2 L*a*b* Farbraum ..... 47
7 Diskussion ..... 52
7.1 Versuch 1 ..... 52
7.1.1 Diskussion des Einsatzes von vermahlener und unvermahlener Körnerhirse ..... 52
7.1.2 Diskussion des Futterverbrauchs ..... 54
7.2 Versuch 2 ..... 54
7.2.1 Diskussion der Legeleistung ..... 54
7.2.2 Diskussion der Ei-Analysen ..... 55
7.2.2.1 Eigewichte ..... 55
7.2.2.2 Bruchfestigkeit ..... 56
7.2.3 Diskussion der Farbmessungen der Dotter ..... 57
7.2.3.1 DSM-Fächerwert ..... 58
7.2.3.2 L*a*b* Farbraum ..... 60
8 Schlussfolgerung ..... 63
9 Literaturverzeichnis ..... 64

## Abkürzungsverzeichnis

| | |
|---|---|
| a* | Rotton |
| AGES | Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit |
| $AME_N$ | N-korrigierte, scheinbar umsetzbare Energie |
| Arg | Arginin |
| B | Breite |
| b* | Gelbton |
| BMNT | Bundesministerium für Nachhaltigkeit und Tourismus |
| bzw. | beziehungsweise |
| ca. | circa |
| Cl | Chlor |
| cm | Zentimeter |
| ∆E, Delta E | Maß für den empfundenen Farbabstand |
| d. h. | das heißt |
| FAO | Food and Agriculture Organization of the United Nations |
| FAOSTAT | Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database |
| g | Gramm |
| GXL | Gesamtfett |
| H | Höhe |
| ha | Hektar |
| Ile | Isoleucin |
| $K_2O$ | Kaliumoxid |
| kg | Kilogramm |
| kJ | Kilojoule |
| L | Länge |
| L* | Helligkeit |
| LB | Lohmann Classic White |
| Leu | Leucin |
| LfL | Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft |
| LKO | Landwirtschaftskammer Österreich |
| LM | Lebendmasse |
| LSL | Lohmann LSL-Classic |

| | |
|---|---|
| Lys | Lysin |
| m | Meter |
| ME | Metabolische Energie |
| Met | Methionin |
| mg | Milligramm |
| MJ | Megajoule |
| Mio. | Million |
| ml | Milliliter |
| mm | Millimeter |
| Mrd. | Milliarde |
| N | Newton |
| NfE | N-freie Extraktstoffe |
| p | Wahrscheinlichkeit |
| $P_2O_5$ | Phosphorpentoxid |
| s. a. | sine anno |
| SEM | Standardfehler |
| Stk. | Stück |
| t | Tonne |
| TFZ | Technologie- und Förderzentrum (Bayern) |
| Thr | Threonin |
| TM | Trockenmasse |
| Trp | Tryptophan |
| u. a. | unter anderem |
| usw. | und so weiter |
| v. a. | vor allem |
| Val | Valin |
| VDLUFA | Verband deutscher landwirtschaftlicher Untersuchungs- und For schungsanstalten |
| XA | Rohasche |
| XF | Rohfaser |
| XP | Rohprotein |
| XS | Stärke |

| | |
|---|---|
| XZ | Zucker |
| z. B. | zum Beispiel |

## Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Magen-Darm-Kanal des Huhns nach Scholtyssek (1987), (Woernle und Jodas, 2006).....5
Abbildung 2: Umwandlungsstufen der Futterenergie beim Geflügel (Jeroch et al., 2013).....9
Abbildung 3: Modell der limitierenden Leistungen durch den Mangel an essenziellen Aminosäuren (Damme und Hildebrand, 2015).....11
Abbildung 4: Strukturformel von α-Carotin (Wacker, 2010).....17
Abbildung 5: Strukturformel von Lutein (Wacker, 2010).....17
Abbildung 6: Zeitachse des Versuchsdesigns.....21
Abbildung 7: Gruppenzuordnung der Versuchstiere in den Boxen.....22
Abbildung 8: CIE L*a*b* Farbraum (Funk, 2009).....27
Abbildung 9: Formel zur Berechnung des ΔE (Eichler, s. a.).....27
Abbildung 10: Eigewichte (in g) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....33
Abbildung 11: Ergebnisse der Bruchfestigkeit (in kg) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....34
Abbildung 12: DSM-Fächerwerte je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....35
Abbildung 13: Helligkeitswert (L*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....37
Abbildung 14: Rotwert (a*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....38
Abbildung 15: Gelbwerte (b*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....39
Abbildung 16: Eigewichte (in g) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....44
Abbildung 17: Ergebnisse der Bruchfestigkeit (in kg) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....45
Abbildung 18: DSM-Fächerwerte je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....46

Abbildung 19: Helligkeitswerte (L*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....48
Abbildung 20: Rotwerte (a*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....49
Abbildung 21: Gelbwerte (b*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler.....50

## Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Versorgungsbilanz für Eier 2011 bis 2017 (Statistik Austria, 2018) .....3
Tabelle 2: Durchschnittliche Verdaulichkeit von Nährstoffen in balancierten Rationen (Damme und Hildebrand, 2015) .....6
Tabelle 3: Nährstoffprofil von Körnerhirse und Mais im Vergleich (Sauvant et al., 2004) .....15
Tabelle 4: Zusammensetzung der Legehennenalleinfuttermischungen – Versuch 1 23
Tabelle 5: Zusammensetzung der Legehennenalleinfuttermischungen – Versuch 2 24
Tabelle 6: Bedeutung der euklidischen Farbabstände (ΔE) (Possel, s. a.) .....28
Tabelle 7: Nährstoffanalyse der Futtermittel.....30
Tabelle 8: Partikelgrößenverteilung der Futtermittel (in %) .....31
Tabelle 9: Durchschnittliche Lebendmassen (in g).....31
Tabelle 10: Legeleistung (in %).....32
Tabelle 11: Futterverbrauch (kg/kg Eimasse).....32
Tabelle 12: Eigewichte (in g) .....33
Tabelle 13: Bruchfestigkeit der Eier (in kg).....34
Tabelle 14: DSM-Fächerwerte im Versuch.....35
Tabelle 15: Helligkeitswerte (L*) im Versuch .....36
Tabelle 16: Rotwerte (a*) im Versuch.....38
Tabelle 17: Gelbwerte (b*) im Versuch.....39
Tabelle 18: ∆E Ergebnisse der Dotter .....40
Tabelle 19: Nährstoffanalyse der Futtermittel.....41
Tabelle 20: L*a*b*-Werte der Extrakte nach Soxhlet-Extraktion.....42
Tabelle 21: Durchschnittliche Lebendmassen (in g).....42
Tabelle 22: Legeleistung (in %).....43
Tabelle 23: Futterverbrauch (kg/kg Eimasse).....43
Tabelle 24: Eigewichte (in g) .....44
Tabelle 25: Bruchfestigkeit der Eier (in kg).....45
Tabelle 26: DSM-Fächerwerte im Versuch.....46
Tabelle 27: Helligkeitswerte (L*) im Versuch .....47
Tabelle 28: Rotwerte (a*) im Versuch.....49
Tabelle 29: Gelbwerte (b*) im Versuch.....50

Tabelle 30: ΔE Ergebnisse der Dotter .....51
Tabelle 31: Vergleichende Darstellung der Legeleistungen bei unterschiedlichen Einmischraten von Farbstoffen.....55
Tabelle 32: Durchschnittliche DSM-Fächerwerte bei unterschiedlichen Kombinationen der Xanthophylle Apo-ester, Canthaxanthin und Citranaxanthin .....59
Tabelle 33: L*a*b*-Werte des Versuches von Steinberg (Steinberg et al., 2000).....61
Tabelle 34: Tabelle X: L*a*b*-Werte des Versuches von Grashorn und Steinberg (Grashorn und Steinberg, 2002).....61

# 1 Zusammenfassung

Die Körnerhirse gewinnt als Futterpflanze zunehmend an Bedeutung, da die Fruchtfolge seit dem Jahr 2019 so zu gestalten ist, dass Mais auf einer Ackerfläche höchstens dreimal in Folge kultiviert werden darf. Vor allem für Veredelungsbetriebe ist die Körnerhirse eine Alternative zu Mais, denn sie hat die selbe Kulturführung, ist N-verträglich und hat ein hohes Ertragspotential.

Im Rahmen dieser Arbeit wurde Mais durch Körnerhirse, sowohl vermahlen als auch in Ganzkornform, zu 50 % bzw. 100 % ersetzt. Es wurde überprüft, ob sich eine Körnerhirse-Fütterung negativ auf die Legeleistung und die Eiqulitäten auswirkt. Hierzu wurde im ersten Versuch der Einfluss der gröberen Futterstruktur auf die Legehennen und deren Leistungen untersucht. Der zweite Versuch diente zur Anhebung der Dotterfarbe auf das Farbniveau der Kontrollgruppe. Zum Einsatz kamen dafür zwei verschiedene Farbstoffe (Apo-ester und Tagetesblütenextrakt). Außerdem wurden die Auswirkungen der verschiedenen Legehennenalleinfuttermittel auf Leistungs- und Qualitätsparameter (Legeleistung, Eigewicht, Bruchfestigkeit, DSM-Fächerwert und L*a*b*-Wert) untersucht.

Die Ergebnisse dieser Arbeit zeigen, dass der Einsatz von Körnerhirse als alleinige Getreidekomponente anstelle Mais hinsichtlich Legeleistung problemlos möglich ist. Dies gilt auch, wenn die Hälfte der Körnerhirse in ganzer Form eingemischt wird.

Die Untersuchung der Eiqualität zeigte, dass die Verwendung von Körnerhirse in keiner Veränderung des Eigewichtes oder der Bruchfestigkeit resultiert.

Der Hirseeinsatz führte jedoch zu einer signifikanten Aufhellung des Eidotters. Diese kann aber durch eine entsprechende Zugabe von Farbstoffen, wie Apo-ester oder Tagetesblütenextrakt, ausgeglichen werden.

Durch den Einsatz von Farbstoffen kann der negative Effekt einer helleren Dotterfarbe verringert werden, ohne dass die Leistungsparameter Legeleistung und Eigewicht sowie die Bruchfestigkeit negativ beeinflusst werden.

# 2 Summary

Grain sorghum is becoming increasingly important as a fodder crop, since the crop rotation 2019 must be designed in such a way that corn on arable land may be cultivated a maximum of three years in succession. Grain sorghum is an alternative to corn, especially for processing farms, because it has the same culture, is N-compatible and has a high yield potential.

In this work, corn was replaced by grain sorghum, both ground and whole-grain, has been replaced by 50 % and 100 %, respectively. It was checked whether a grain sorghum feeding has a negative effect on the laying performance and the egg qualities. For this purpose, the influence of the coarser feed structure on the laying hens and their performance was investigated in the first experiment. The second attempt was to increase the yolk color to the color level of the control group. Two different pigments (apo-ester and marigold flower extract) were used. In addition, the effects of different laying hen feeds on performance and quality parameters (laying performance, egg weight, breaking strength, DSM fan value and L*a*b*-value) were examined.

The results of this work show that the use of sorghum as the sole grain component instead of corn is possible without adverse effects regarding laying performance. This also applies if half of the sorghum is mixed in its entire form.

The examination of the egg quality showed that the use of grain sorghum does not result in any change in egg weight or breaking strength.

The use of sorghum, however, led to a significant whitening of the egg yolk. However, this can be compensated by an appropriate addition of pigments, such as apo-ester or marigold flower extract.

Through the use of pigments, the negative effect of a lighter yolk color can be reduced without adversely affecting the performance parameters laying performance and egg weight as well as breaking strength.

# 3 Einleitung

Hühnereier nehmen stetig an ihrer Bedeutung zu, da sie einen hohen Proteingehalt und eine biologische Wertigkeit von eins (100 %) haben (Brade et al., 2008). Sie decken nicht nur den Bedarf an essenziellen Aminosäuren und weiteren wichtigen Nährstoffen des Menschen, sondern enthalten auch viele Inhaltsstoffe wie zum Beispiel Carotinoide und Lecithin (Grashorn et al., 2008). Der jährliche Pro-Kopf-Verbrauch von Eiern in Österreich lag im Jahr 2017 bei rund 239 Stück. Wie in Tabelle 1 ersichtlich, ist der Selbstversorgungsgrad aufgrund der jährlich steigenden Erzeugung von 2011 bis 2017 um fünf Prozent gestiegen und beträgt daher im Jahr 2017 rund 87 % (Statistik Austria, 2018).

*Tabelle 1: Versorgungsbilanz für Eier 2011 bis 2017 (Statistik Austria, 2018)*

| | 2011 | 2012 | 2013 | 2014 | 2015 | 2016 | 2017 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Erzeugung, t | 102.678 | 106.901 | 107.292 | 109.719 | 111.314 | 115.814 | 120.522 |
| Inlandsverwendung, t | 125.924 | 128.401 | 132.589 | 130.634 | 131.796 | 134.431 | 138.343 |
| Nahrungsverbrauch, t | 119.114 | 121.500 | 122.402 | 122.954 | 123.697 | 126.145 | 129.447 |
| Pro-Kopf, Stk./kg | 232/14,1 | 234/14,4 | 235/14,4 | 234/14,4 | 233/14,4 | 235/14,4 | 239/14,7 |
| Selbstversorgungsgrad, % | 82 | 83 | 81 | 84 | 84 | 86 | 87 |

Zu den sensorischen Eigenschaften, welche sich durch die Fütterung beeinflussen lassen, zählen die Dotterfarbe, nicht erwünschte Farbveränderungen bei Eiklar und Eidotter sowie Geschmack und Geruch des Eies. Die Dotterfarbe ist ausschließlich fütterungsabhängig und wird durch Verbindungen bewirkt, die zur Gruppe der sauerstoffhaltigen Carotinoide, den sogenannten Xantophyllen, zählen (Jeroch et al., 2013). Die Gruppe der Xantophylle ist eine der beiden Hauptgruppen der Carotinoide. Sie enthalten im Gegensatz zu den Carotinen, welche ausschließlich aus Kohlenstoff und Wasserstoff aufgebaut sind, auch sauerstoffhaltige Derivate von den Carotinen (Kean et al., 2007).

Zwischen den Kriterien Dotterfarbe, Nährwert, Geruch und Geschmack besteht zwar keine Beziehung, trotzdem assoziieren die Konsumenten, vor allem in manchen europäischen und asiatischen Ländern, damit qualitative Aspekte wie Frische, Gesundheit sowie bessere Inhaltsstoffe (Jeroch et al., 2013; Galobart et al., 2004).

Durch die unumgängliche Umstellung der Fruchtfolge zur Bekämpfung des Maiswurzelbohrers (*Diabrotica virgifera virgifera*) ist für Veredelungsbetriebe die Körnerhirse (*Sorghum bicolor L. Moench*) eine Alternative zum Mais. Die besondere Herausforderung für Landwirte, die ihr Legehennenfutter selber auf ihren Ackerflächen produzieren, ist es, Feldfrüchte zu finden, die stickstoffzehrend sind und sich in den Futterrezepturen der Legehenne wiederfinden können (Koller, 2015). Die Problematik, welche sich bei vermehrten Einsatz von Körnerhirse als Futterkomponente in der Legehennenfütterung stellen würde, wäre die geringere Konzentration an Carotinoiden vergleichsweise zu Mais (Fuller et al., 2004).
Ziel der Arbeit war es, den Einfluss unterschiedlicher Körnerhirsegehalte in der Legehennenration auf Dotterfarbe, Eigewicht und Bruchfestigkeit der Schale, unter Berücksichtigung der Futterstruktur, zu untersuchen. Dabei wurde die Körnerhirse als Maisersatz sowohl in vermahlener Form, als auch in Ganzkornform eingesetzt. Für den voraussichtlich notwendigen Farbausgleich wurde die Wirkung von natürlichen und synthetischen Pigmenten in der vermahlenen Körnerhirse-Ration untersucht.

Die Forschungshypothesen lauteten somit:

- Die Substitution von Mais durch vermahlene sowie unvermahlene Körnerhirse hat keinen Einfluss auf die Legeleistung, sowie die innere und äußere Eiqualität.

- Die Supplementierung eines synthetischen sowie natürlichen Farbstoffes resultiert in Körnerhirse-basierten Ration in einer Steigerung der Dotterfarbe verglichen mit einer Mais-basierten Ration.

# 4 Literaturübersicht

In diesem Kapitel wird auf allgemeine Begriffe und Grundlagen im Zusammenhang mit dem dargestellten Thema dieser Arbeit eingegangen.

## 4.1 Anatomie und Physiologie des Verdauungstraktes

Hühner sind Omnivoren und gehören ernährungsphysiologisch zu den Monogastern, obwohl sie über zwei Mägen, den Drüsenmagen (*Proventrikulus*) und Muskelmagen, verfügen (Damme und Hildebrand, 2015). Der Verdauungstrakt hat sich aufgrund der Biologie des Vogels sowie durch verschiedene Urformen des Hausgeflügels zu einem spezialisierten Verdauungssystem entwickelt, in dem einzelne Teile des Verdauungsapparates an die unterschiedlichen Lebensräume des Geflügels angepasst sind (Jeroch et al., 2008). In Abbildung 1 wird der Verdauungstrakt des Huhns schematisch dargestellt.

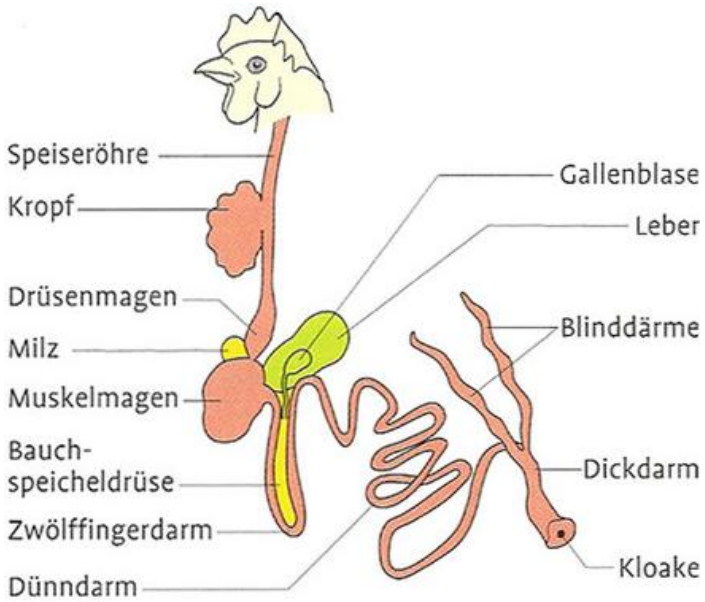



*Abbildung 1: Magen-Darm-Kanal des Huhns nach Scholtyssek (1987), (Woernle und Jodas, 2006)*

Das Verdauungssystem von Vögeln unterscheidet sich in einigen Punkten maßgeblich von dem anderer Nutztiere. Sie haben keine Zähne, einen Kropf als Futterspeicher, einen Muskelmagen zur mechanischen Zerkleinerung und einen kurzen Darm (Damme und Hildebrand, 2015). Der gesamte Verdauungskanal ist im Verhältnis zur

Körperlänge nur 6-mal so lang und somit wesentlich kürzer als bei den anderen Nutztierarten (Stangl et al., 2014). Der Verdauungsprozess ist charakterisiert durch eine begrenzte Aufnahmekapazität, eine rasche Passagerate der Nahrung und durch einen nicht nennenswerten Aufschluss rohfaserreicher Futterkomponenten. Das ist auch der Grund, warum den Hühnern für optimale Leistungen ein hochverdauliches Futter mit geringem Rohfasergehalt angeboten werden muss (Damme und Hildebrand, 2015). Die Verdaulichkeit der organischen Substanz liegt bei Legehennen bei ca. 80 % (Jeroch et al., 2008). Die durchschnittliche Verdaulichkeit von Futterinhaltsstoffen ist in Tabelle 2 angeführt.

*Tabelle 2: Durchschnittliche Verdaulichkeit von Nährstoffen in balancierten Rationen (Damme und Hildebrand, 2015)*

| Futterinhaltsstoffe | Verdaulichkeit in % |
|---|---|
| Stärke | 95-100 |
| Protein | 85 |
| Zucker | 85 (max. 5 % in der Ration) |
| Fett | 60-90 |
| Pentosane | 5-40 |
| Lignin, Cellulose, Pektin | 0 (max. 3-5 % in der Ration) |

Die physiologischen Prozesse bei der Nahrungsaufnahme, Verdauung und Absorption der Nährstoffe laufen bei Hühnern wie nachfolgend beschrieben ab.

Die Auswahl der Nahrung erfolgt durch den Gesichts- und Tastsinn. In der zahnlosen Schnabelhöhle wird das Futter mit nur wenig muzinreichem Speichel vermischt und gelangt so unzerkleinert in den Kropf (Stangl et al., 2014). Der Kropf ist die Erweiterung der Speiseröhre und hat die Eigenschaft, dass er sehr dehnungsfähig ist. Somit ist er für die Regulation der Magenfülle und für die zeitweise Futterspeicherung verantwortlich. Das Huhn ist somit in der Lage, fast den gesamten Tagesbedarf an Futter innerhalb kurzer Zeit auf einmal aufzunehmen und zwischenzulagern. Die Sekretion bestimmter Verdauungsenzyme beginnt ebenfalls bereits im Kropf. Ein Teil der Stärke wird mittels Amylase zu Einfachzuckern abgebaut und durch die Mikroflora werden Kohlenhydrate in Milch-, Butter- und Propionsäure gespalten. Durch die Säureabgabe wird der pH-Wert im Kropf auf ca. 4,5 herabgesetzt. Im Drüsenmagen wird der pH-Wert des Futterbreies durch die Salzsäure weiter abgesenkt. Das Protein

spaltende Enzym Pepsinogen wird ebenso im Drüsenmagen sezerniert. Der Futterbrei passiert den Drüsenmagen normalerweise unter einer Stunde. Der Muskelmagen, welcher mit einer harten Hornhaut ausgekleidet ist, hat einen pH-Wert von ca. 2,5-3,0 und liegt somit im stark sauren Milieu. Die Futterpartikel werden durch rhythmische Kontraktionen mechanisch zerkleinert. Getreidekörner sollen grob geschrotet oder gequetscht verabreicht werden, da der Druck und die Mahlwirkung nicht zum vollständigen Aufschluss ganzer Getreidekörner ausreichen. Im Falle einer Ganzkornfütterung muss für die Henne die Möglichkeit bestehen, kleine Steinchen, wie zum Beispiel Grit oder groben Flusssand, aufnehmen zu können. Dadurch wird die Zerkleinerungsarbeit des Muskelmagens mechanisch unterstützt (Damme und Hildebrand, 2015). Das Futter kann bereits 15 Minuten nach der Aufnahme den Dünndarm erreichen (Scholtyssek et al., 1987). Der Dünndarm bildet den Hauptort der enzymatischen Verdauung. Ebenso findet hier die Absorption von Nährstoffen in die Lymph- und Blutbahn statt. Durch das basische Darmssekret steigt der pH-Wert des Nahrungsbreies auf 6,4 an. Die Darmschleimhaut und die Bauchspeicheldrüse sondern Protein (Proteasen), Fett (Lipase) und Kohlenhydrat (Carbohydrasen) spaltende Enzyme sowie Elektrolyte (Natriumbikarbonat) und Salze ab. Die Gallensäure aus der Gallenblase wird an den Dünndarm abgegeben. Das Nahrungsprotein wird im Dünndarm zu Aminosäuren gespalten, Fette werden zu Fettsäuren abgebaut und Stärke und Zucker als Glukose, Fruktose und Maltose durch die Dünndarmwand aufgenommen. Endoparasiten oder unerwünschte Keime reduzieren die Absorption der Nährstoffe durch die Dünndarmwand. Die peristaltischen Bewegungen des Darms befördern nicht verdaute Nahrungsbestandteile zum Dickdarm. Im Dickdarm werden die restlichen Nahrungsbestandteile durch den Wasserentzug eingedickt und Elektrolyte aufgenommen. In den beiden Blinddärmen, die am Anfang des Enddarms liegen, findet eine mikrobielle Fermentation eines geringen Teils schwer verdaulicher Kohlenhydrate in kurzkettige Fettsäuren statt. Da der Ausgang des Nierentrakts in der Kloake endet, verlassen Kot und Harn gemeinsam als Harnsäure den Körper (Damme und Hildebrand, 2015). Das Futter wird nach ca. $3\ ^1/_2$ Stunden ausgeschieden (Scholtyssek et al., 1987). Mit jedem zehnten Absetzen wird der Blinddarm von Darmkot entleert. Die Darmentleerungen sind fest, grünlich gefärbt und mit einer weißen Harnsäureschicht überzogen (Damme und Hildebrand, 2015). Der Blind-

darmkot hingegen hat eine dickbreiige Konsistenz, ist dunkel gefärbt (gelbbraun), übel riechend und homogener als der Dünndarmkot (Damme und Hildebrand, 2015; Stangl et al., 2014). Die Befüllung und Entleerung erfolgt in weiten Abständen, sodass genügend Zeit für die bakteriellen Vorgänge vorhanden ist (Stangl et al., 2014).

## 4.2 Legehennenfütterung

### Optische und taktile Kontrolle

Für Hühner ist der Tastsinn am wichtigsten. Sie beurteilen ihr Futter nach optischen und taktilen Reizen (Scholtyssek et al., 1987). Somit sind Farbe, Form, Größe und Konsistenz der Futtermittel die maßgeblichen Faktoren (Jeroch et al., 2013). Rote und gelbe Farbtöne üben beispielsweise eine große Anziehungskraft aus, blauviolett-Töne weniger (Schiffer und Hotze, 2017). Der Geschmackssinn spielt nur eine geringe Rolle und auf Geruchsreize reagieren Hühner nicht (Scholtyssek et al., 1987). Stehen Körner, Weich- und Schrotfutter zur Auswahl, sind Körner die bevorzugte Futterart (Jeroch et al., 2013). Seit langem wird in den meisten Betrieben die Alleinfütterung durchgeführt (Stangl et al., 2014). Alleinfuttermittel sind Mischfuttermittel, die wegen ihrer Zusammensetzung für eine tägliche Ration ausreichen (LGL, 2018). In bestimmten Fällen wird auch die Herstellung hofeigener Alleinfuttermischungen interessant (Stangl et al., 2014). Bei den Alleinfuttermischungen, sollte die Teilchengröße der Mischungskomponenten einheitlich sein, da größere Futterbestandteile (> 2,5 mm) den kleineren (< 0,5 mm) vorgezogen werden. Ist das Futter zu mehlig, verringert das die Futteraufnahme (Scholtyssek et al., 1987; LfL, 2017). Laut Seemann (1999) sollte der Anteil an Partikeln, welche kleiner als 0,5 mm sind, weniger als 19 % sein.

### Energiebedarf

Die energetische Bewertung der Futtermittel für das Geflügel sowie die Versorgungsempfehlungen an Energie erfolgen auf Basis der umsetzbaren Energie (ME), insbesondere auf der N-korrigierten, scheinbaren umsetzbaren Energie ($AME_N$). In der folgenden Abbildung 2 sind die Energiestufen grafisch dargestellt.

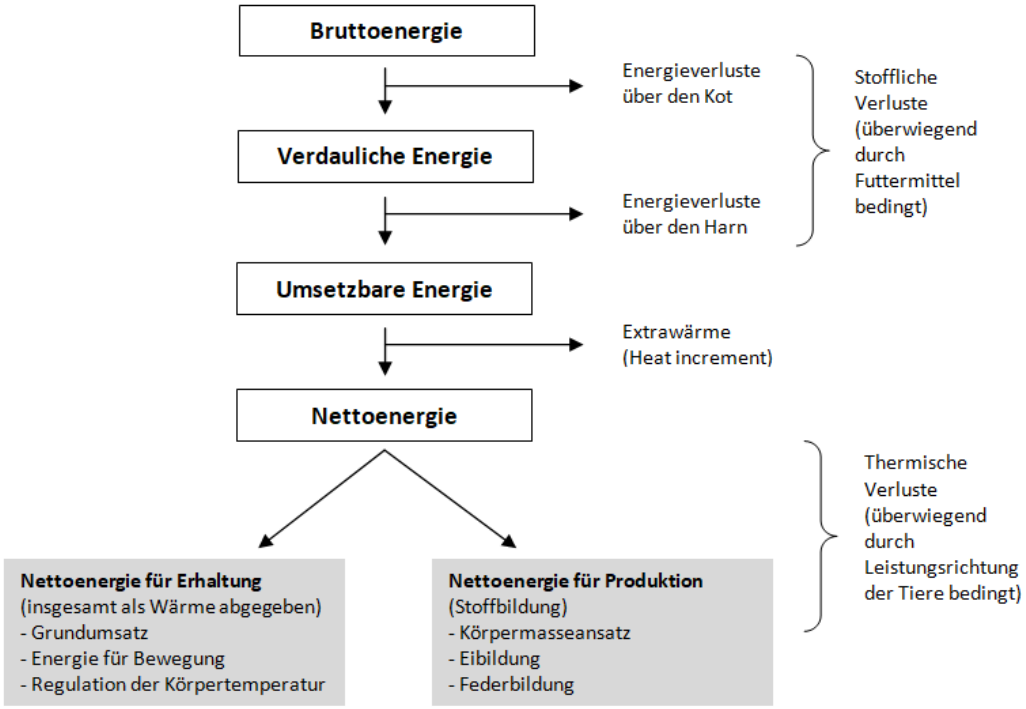



*Abbildung 2: Umwandlungsstufen der Futterenergie beim Geflügel (Jeroch et al., 2013)*

Die im Enddarm gebildeten Produkte aus der mikrobiellen Fermentation sind als gering einzuschätzen und werden deshalb bei der Berechnung der ME nicht miteinbezogen. Die Ausscheidungen enthalten neben der Energie aus unverdauten Futterbestanteilen und Harnenergie auch noch Energie endogener Herkunft. Daher ist die ermittelte umsetzbare Energie eigentlich die scheinbar umsetzbare Energie (Jeroch et al., 2013).

Der Energiebedarf eines Tieres wird in Erhaltungs- und Leistungsbedarf unterteilt. Der Erhaltungsbedarf setzt sich aus dem Minimalbedarf und dem Energiebedarf für Futteraufnahme, Verdauungsarbeit, leichte Muskeltätigkeit und Wärmeregulation zusammen (Scholtyssek et al., 1987). Der Erhaltungsbedarf beträgt 480 kJ/kg $LM^{0,75}$ und Tag bei einer Umgebungstemperatur von 15-28 °C (Stangl et al., 2014). Die körperliche Aktivität, die Befiederung und die Umgebungstemperatur sind von wesentlicher Bedeutung. Nur die über den Erhaltungsbedarf hinausgehende Energieaufnahme kann für Leistungen verwendet werden (Scholtyssek et al., 1987). Bei dem Teilwirkungsgrad der umsetzbaren Energie von 0,68 beträgt der Bedarf je Gramm gelegter Eimasse 9,6 kJ. Die Lebendmasse ändert sich vor allem zwischen

der 20. und 32. Lebenswoche. In dieser Zeit beträgt der tägliche Zuwachs 4-7 g täglich. Mit der nachfolgenden Gleichung wird der Gesamtbedarf an umsetzbarer Energie je Legehenne berechnet (Stangl et al., 2014).

$$\mathbf{AME_N\ (kJ/d) = [480 + (15\text{-}UT) \cdot 7] \cdot LM^{0,75} + 9,6 \cdot O + 23 \cdot LMZ}$$

$AME_N$ = N-korrigierte scheinbare umsetzbare Energie
UT = Umgebungstemperatur, °C
LM = Lebendmasse, kg
O = täglich gelegte Eimasse, g
LMZ = täglicher Lebendmassezuwachs, g

**Protein- und Aminosäurenbedarf**

Überhöhte Proteingehalte im Futter belasten die Tiere, da überschüssiger Stickstoff als Harnsäure ausgeschieden werden muss. Eine Überversorgung an Protein kann in Diarrhoe resultieren (König, 2015). Für die Kalkulation des Proteinbedarfs wird der Erhaltungsbedarf mit 3,1 g Rohprotein/kg $LM^{0,75}$ angenommen. Um 1 g Eimasse zu produzieren werden 0,25 g Rohprotein benötigt. Aufgrund des Lebendmassezuwachs in den ersten 12 Legewochen werden 0,17 g Rohprotein je g Lebendmasse veranschlagt. Somit ergibt sich folgende Formel für den Proteinbedarf (Jeroch et al., 2008).

$$\mathbf{XP\text{-}Bedarf\ (g/Henne/d) = 3,1 \cdot LM^{0,75} + 0,25 \cdot O + 0,17 \cdot LMZ}$$

LM = Lebendmasse, kg
O = täglich gelegte Eimasse, g
LMZ = täglicher Lebendmassezuwachs, g

Der abgeleitete Rohproteinbedarf ist nur dann gültig, wenn die Aminosäurenzusammensetzung des Futterproteins den spezifischen Bedarf jeder essenziellen Aminosäure für Erhaltung, Eiproteinsynthese und Körperproteinansatz deckt (Jeroch et al., 2008). Nur so ist eine Ausschöpfung des genetisch veranlagten Leistungspotentials und eine stabile Gesundheit möglich (Schreiter und Damme, 2017).
Die Bedarfsermittlung an essenziellen Aminosäuren kann nach Jeroch et al. (2008) folgendermaßen berechnet werden:

$$\mathbf{ASI = kM \cdot LM + \frac{c_{AS}}{k_{AS}} \cdot O}$$

$AS_I$ = Aminosäurenbedarf in mg/Henne/Tag
$k_{AS}$ = Verwertungskoeffizient der Futteraminosäure
$k_M$ = Erhaltungsbedarf (mg/kg Lebendmasse)
LM = Lebendmasse, kg
$c_{AS}$ = Aminosäurenkonzentration (mg/g Ei)
O = täglich gelegte Eimasse in g/Henne

Methionin ist bei Hühnern die erst limitierende Aminosäure. Methionin wird insbesondere zur Federbildung benötigt und ist für das Erzielen gewünschter Eigewichte notwendig. Im intermediären Stoffwechsel kann Methionin in Cystein umgewandelt werden. Cystein ist als Schwefelquelle für den Körper unentbehrlich. Aus diesem Grund wird in Empfehlungen auch ein Wert für Methionin + Cystein angegeben. In üblichen Rationen ist Lysin die zweitlimitierende Aminosäure. Lysin wird hauptsächlich für den Aufbau von Muskel- und damit Körpermasse benötigt. Liegt Methionin oder eine andere essenzielle Aminosäure unter den Bedarfswerten, ist die Leistung begrenzt. Grafisch kann dies durch das Liebig'sche Fass dargestellt werden (Damme und Hildebrand, 2015).

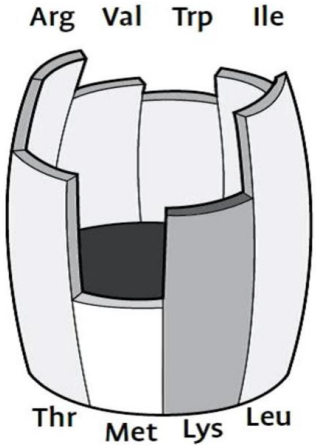



*Abbildung 3: Modell der limitierenden Leistungen durch den Mangel an essenziellen Aminosäuren (Damme und Hildebrand, 2015)*

**Bedarf an Mengen-, Spurenelementen und Vitaminen**

In der Legehennenfütterung besitzen die Mengenelemente Calcium, Phosphor, Natrium, Magnesium und die Spurenelemente Eisen, Kupfer, Zink, Mangan, Jod und Selen einen besonderen Stellenwert (Schreiter und Damme, 2017). Durch die hohe Calcium-Ausscheidung in der Eischale kommt dem Calcium-Bedarf eine substanziel-

le Bedeutung zu. Bei einem Ei mit 60 g werden ca. 2 g Calcium ausgeschieden. Der gesamte Calcium-Gehalt des Hühnerskeletts beträgt nur 20 g. Deshalb kann die Legehenne ihre Legeleistung nur dann aufrechterhalten, wenn die Versorgung von Calcium bedarfsgerecht gedeckt ist (Stangl et al., 2014). Ältere Hennen können das Calcium im Futter nicht so gut verwerten, deshalb findet eine Calcium-Resorption aus den Röhrenknochen statt. In den meisten Rationen liefert kohlensaurer Futterkalk den größten Anteil an Calcium (38-40 % Calcium), der dann 8,5-9,5 % der Ration einnimmt. Da Futterkalk in der Ration einen bitteren Geschmack besitzt, wirken sich zu hohe Calcium-Gehalte negativ auf die Futteraufnahme aus. Die Schalenbildung dauert in etwa 18 Stunden und findet mehrheitlich in der Dunkelphase, wo keine Futteraufnahme erfolgt, statt. Aus diesem Grund ist es wichtig, dass über 70 % des Kalks als grobstrukturierte Partikel angeboten werden. Grobstrukturierter Kalk steht dem Körper länger zur Verfügung, da er weniger schnell löslich ist als feinstrukturierter Kalk (Schreiter und Damme, 2017). Liegt ein Calcium-Mangel vor, führt das innerhalb weniger Tage zum Verlust der Schalenbildung und in weiterer Folge zum Einstellen der Legetätigkeit (Stangl et al., 2014). Nativ vorhandener Phosphor liegt zu ca. 50-70 % als Phytin-Phosphor vor, welchen die Hennen nicht nutzen können. Um eine bedarfsgerechte Phosphorversorgung sicherzustellen, empfiehlt sich ein Einsatz von Phytase. Das Enzym Phytase kann einen Großteil des Phytin-Phosphors für die Hennen nutzbar machen. Bei einer Unterversorgung von Natrium sind Leistungseinbrüche und Verhaltensstörungen wie Federpicken und Kannibalismus die Folge. Enthält die Ration zu viel Natriumchlorid, hat dies eine nachteilige Wirkung auf die Kotkonsistenz.

Da Vitamine und Spurenelemente nur in sehr kleinen Mengen enthalten sein müssen, werden diese in der Regel über den Prämix der Ration beigemischt (Schreiter und Damme, 2017).

### 4.3 Auswirkungen des Vermahlungsgrades auf den Muskelmagen

An den Drüsenmagen schließt sich der Muskelmagen an und dient der Zerkleinerung der Nahrung. Er hat eine starke Muskulatur und die Form einer beidseits nach außen gewölbten Linse. Der Durchmesser beträgt ca. 5 cm, der Querdurchmesser ca. 2,5 cm und das Gewicht beträgt zwischen 40-100 g. Die zwei Hauptmuskeln *M.*

*crassus caudodorsalis* und *M. crassus cranioventralis* entspringen aus den Sehnenspiegeln. Die Zwischenmuskeln M*. tenuis craniodorsalis* und *M. tenuis caudoventralis* gehen vom Sehnenspiegel aus und umfassen je einen Blindsack (Salomon et al., 1993). Der Druck im Muskelmagen kann bei Hühnern bis zu 15 Pascal betragen (Jeroch et al., 2013). Eine Kontraktion des Muskelmagens dauert ca. 15-20 Sekunden (Salomon et al., 1993). Auf Veränderungen der Futterzusammensetzung passt sich der Verdauungstrakt schnell an (Svihus, 2011). Bereits nach sieben Tagen Ganzkornfütterung nimmt der Muskelmagen an Gewicht zu (Biggs and Parsons, 2009). Hühner, welche mit ganzen Weizenkörnern gefüttert werden, haben einen schwereren Muskelmagen, das Gewicht des Proventrikulus ist jedoch niedriger. Beim Versuch mit gemahlenem Futter war es umgekehrt (Forbes und Covasa, 1995). Der Magen kann sich bis zu über 100 % der ursprünglichen Größe vergrößern, wenn dem Futter strukturelle Bestandteile hinzugefügt werden. Die Vergrößerung des Muskelmagens ist dem erhöhten Mahlbedarf der beiden Muskelpaare zur Verringerung der Partikelgröße zuzuschreiben (Svihus, 2011). Die minimale Menge an ganzen Körnern in der Ration, die erforderlich ist, um die Entwicklung des Muskelmagens zu stimulieren, ist nicht ganz klar (Singh et al., 2014). Mögliche Empfehlungen könnten sein, dass mindestens 20 % Getreidepartikel größer als 1,5-2,0 mm in der Ration sind oder mindestens 30 % der Teilchen eine Größe von mehr als 1 mm aufweisen (Svihus, 2011). Mit einer Zunahme der Muskelaktivität wird auch eine erhöhte Sekretion des Pankreassekret festgestellt (Svihus, 2004).

Aufgrund der Futterkostensenkung und der positiven Auswirkungen auf die Verdauung wächst das Interesse an der Ganzkornfütterung weltweit. Ganzkornfütterung trifft auch die Konsumentenerwartungen, da natürliche Fütterung erwünscht ist. Außerdem soll die Ganzkornfütterung vor allem die Entwicklung und Funktionalität des Muskelmagens positiv beeinflussen. Der Vorteil der Ganzkornfütterung ist schlussendlich auf zwei physiologische Wirkungen zurückzuführen. Zum einen die physischen und funktionellen Vorteile eines größeren, stärkeren Muskelmagens und zum anderen die bessere Anpassung des Tagesbedarfs durch die Selbstselektion des Huhnes (Singh et al., 2014).

Bei den veröffentlichten Daten gibt es Unterschiede in der Methodik, in der Aufnahme von ganzen Körnern, in der Art und Qualität des Getreides, dem Alter der Hühner

sowie dem Fütterungssystem. Zudem basieren die meisten veröffentlichten Daten auf die Ganzkornfütterung von Weizen (Singh et al., 2014).

## 4.4 Gegenüberstellung von Körnerhirse und Mais

### Produktionsflächen und Erträge

Körnerhirse wurde vor etwa 5.000 Jahren in Äthiopien domestiziert (FAO, 2018a). Sorghum bicolor ist die wichtigste Hirse-Art in der Gattung Sorghum aus der Familie der Süßgräser und wird auch als Milocorn, Mohren- oder Körnerhirse bezeichnet (Friedlaender, 2018). Die derzeitige Weltproduktion beträgt etwa 63,9 Mio. Tonnen auf einer Fläche von ca. 44,7 Mio. Hektar (FAOSTAT, 2016). In Bezug auf die weltweit produzierte Kornmenge und Anbaufläche steht Sorghum an fünfter Stelle (Zeise et al., 2011). Anteilsmäßig produziert Amerika mit 39 % die meiste Hirse. Europa erzeugt mit knapp 1,3 % am wenigsten aller Kontinente. Österreich produzierte hierbei im Jahr 2016 16.600 Tonnen auf etwa 2.200 Hektar (FAOSTAT, 2016). Mais stammt aus der Andenregion Mittelamerikas (FAO, 2018b). Die heutige Weltproduktion beträgt etwa 1 Mrd. Tonnen auf etwa 187 Mio. Hektar (FAOSTAT, 2016). Bei der Weltgetreideernte nimmt Mais den ersten Platz ein (Ai und Jane, 2016).

### Anbau

Sorghum und Mais sind C4-Pflanzen, welche effektive Photosynthese betreiben. Der Transpirationskoeffizient der Hirse liegt bei ca. 200-300 Liter Wasser/kg TM, der von Mais bei ca. 300-400 Liter Wasser/kg TM (LKO, 2017). Die Hirse ist selbstverträglich und trockenheitstolerant (Lembacher et al., 2015). Das weit verzweigte Wurzelsystem ermöglicht es der Hirse, Wasser und Nährstoffe bis in 2 m Tiefe zu erschließen (Zeise et al., 2011). Die dürreresistente Art transpiriert wenig und geht unter einem Wachstumsstillstand in eine Art Trockenstarre über, aus der sie erst nach Regen zu neuem Wachstum erwacht (Lieberei und Reisdorff, 2012).

Bei Sorghum gibt es, ähnlich wie bei Mais, frühere und spätere Sortenvarietäten die je nach Boden, Klima und Niederschlagsverhältnissen ausgewählt werden (Köppl, 2016). Die Körnerhirse stellt hohe Temperaturansprüche und ist eine sehr frostempfindliche Nutzpflanze. Für den Anbau der Körnerhirse eignen sich leicht erwärmbare humusreiche bzw. lehmige Sandböden. Bezüglich der Vorfrucht ist die Körnerhirse

nicht wählerisch. Körnerhirse und Mais haben einen ähnlichen Nährstoffbedarf. Für eine mittlere Düngung müssen 120 kg N/ha, 85 kg $P_2O_5$/ha und 180 kg $K_2O$/ha ausgebracht werden (Lembacher et al., 2015). Durch die zaghafte Jugendentwicklung der Körnerhirse ist eine Unkrautbekämpfung (Egge, Striegel) unverzichtbar. Felder, die einen starken Unkrauthirsedruck haben, sollten gemieden werden (TFZ, 2010).

Aufgrund der Züchtung und des Anbaus von ertragreichen Hybridsorten hat die wirtschaftliche Bedeutung der Körnerhirse stark zugenommen (Geisler, 1991). Bei der Körnerhirse bewegen sich die Hektarerträge, bei einer Kornfeuchte von 14 %, zwischen 6 und 10 Tonnen (LK Niederösterreich, 2015).

**Vergleich der Nährstoffzusammensetzung von Körnerhirse und Mais**

In Tabelle 3 ist ein Vergleich der Nährstoffgehalte dargestellt.

*Tabelle 3: Nährstoffprofil von Körnerhirse und Mais im Vergleich (Sauvant et al., 2004)*

| Nährstoffe | | Körnerhirse* | Mais* |
|---|---|---|---|
| Trockenmasse | g/kg | 865 | 864 |
| $AME_N$ | MJ/kg | 13,8 | 13,4 |
| Rohprotein | g/kg | 94 | 81 |
| Rohfett | g/kg | 29 | 37 |
| Rohfaser | g/kg | 24 | 22 |
| Stärke | g/kg | 641 | 641 |
| Zucker | g/kg | 11 | 16 |
| Rohasche | g/kg | 14 | 12 |
| Methionin | g/kg | 1,5 | 1,7 |
| Met + Cys | g/kg | 3,3 | 3,7 |
| Lysin | g/kg | 2,2 | 2,4 |
| Threonin | g/kg | 3,1 | 3,0 |
| Tryptophan | g/kg | 1,0 | 0,5 |
| Calcium | g/kg | 0,3 | 0,4 |
| Phosphor | g/kg | 2,8 | 2,6 |
| Phytat-P / Gesamt-P | % | 70 | 75 |

* = Ergebnisse beziehen sich auf die Frischmasse

## 4.5 Problematik des Maiswurzelbohrers

In Amerika sind hunderte Arten der Gattung Diabrotica bekannt, in Europa kommt jedoch nur der sogenannte westliche Maiswurzelbohrer (*Diabrotica virgifera virgifera*

*Le Conte*) vor (AGES, 2016). Der ausgewachsene Käfer verursacht vor allem an den Maiskolben Fraßschäden. Die Larven hingegen führen durch Wurzelfraß an der Maispflanze zu großen Schäden (BMNT, 2015). In trockenen Jahren sind die Schäden durch den Wurzelfraß am größten. Durch den Trockenheitsstress kann die Pflanze nur wenig neue Wurzeln nachbilden. Der sogenannte „Gänsehalswuchs“ ist häufig die Folge, wodurch die Pflanze bei starkem Befall umkippt. Eine Ernte ist dann kaum möglich oder nur mit sehr hohen Ertragseinbußen verbunden (Schuster, 2017). Für die Maisproduktion stellt der Maiswurzelbohrer eine massive Gefahr dar aber ein regelmäßiger Fruchtwechsel hat sich als sehr wirksam erwiesen (BMNT, 2015). Zur Auflockerung enger Maisfruchtfolgen oder bei Anbaubeschränkungen für Mais hat sich Sorghum etabliert. Sorghum ist für den westlichen Maiswurzelbohrer keine Wirtspflanze. Die Larven können sich an den Wurzeln nicht entwickeln. Ergänzend dazu sind auch die wirtschaftlichen Schäden durch Maiszünsler, Blattläuse und Blattflecken geringer (Zeise et al., 2011). Schon das einjährige Aussetzen des Maisanbaus auf Flächen, die vom Maiswurzelbohrer befallen waren, beeinträchtigte die Entwicklung des Schädlings (BMNT, 2015). Der Grund dafür ist, dass frisch geschlüpfte Larven nur ca. 0,5 m weit wandern können. Stoßen sie in diesem Radius nicht auf Nahrung (Maiswurzeln), sterben sie.

In Nordamerika ist der Maiswurzelbohrer seit Jahrzenten weit verbreitet und wird sogar als der „Milliarden Dollar Käfer“ bezeichnet. In Europa wurde er erstmals im Jahre 1992 festgestellt. 10 Jahre später kamen in Österreich, nahe der slowakischen Grenze, die ersten Maiswurzelbohrer zum Vorschein (AGES, 2016).

### 4.6 Zusammenhang von Futtermitteln und Dotterfarbe

Unter den Begriff Carotinoide wird eine große Vielzahl von Verbindungen zusammengefasst. Diese haben zwar alle dasselbe Grundgerüst, jedoch werden sie durch funktionelle Gruppen modifiziert. Die Untergruppe Carotine beinhaltet dabei die nur aus Kohlenstoff und Wasserstoff aufgebauten Mitglieder (z. B. Carotin), während die sauerstoffhaltigen Derivate als Xanthophylle (z. B. Lutein und Zeaxanthin) bezeichnet werden (siehe Abbildung 4 und 5) (Wacker, 2010).

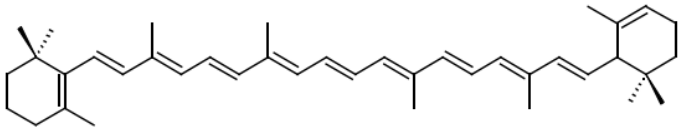


*Abbildung 4: Strukturformel von α-Carotin (Wacker, 2010)*

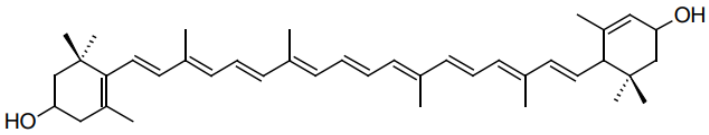



*Abbildung 5: Strukturformel von Lutein (Wacker, 2010)*

Die Dotterpigmentierung hängt von den eingesetzten Futterkomponenten sowie der Zugabe von synthetischen oder natürlichen Farbpigmenten oder einer Kombination von beiden ab (Galobart et al., 2004).

Der Einsatz von Körnermais gewährleistet eine gute Versorgung von Carotinoiden (v. a. durch das Xanthophyll Zeaxanthin) und ist deshalb eine bevorzugte Getreideart (Jeroch et al., 1993). Nach Seemann (1999) schwanken die Carotinoid-Gehalte im Mais zwischen 15 und 18 mg/kg.

Die Körnerhirse hat zwar eine sehr ähnliche chemischen Zusammensetzung, jedoch enthält sie nur sehr wenig Carotinoide. Dieser geringe Anteil an Farbpigmenten in der Legehennenration resultiert in einer sehr hellen Dotterfarbe. Soll die Dotterfarbe, trotz Körnerhirsefütterung, den Kundenerwartungen entsprechen, müssen Farbpigmente dem Futter beigemischt werden (Garcia et al., 2010).

Um eine optimale Dotterfärbung zu erreichen, sollte die Futterration gelbe (Lutein und Zeaxanthin) und rote (Canthaxanthin, Citranaxanthin, Capsanthin und Capsorubin) Xantophylle enthalten (Beardsworth und Hernandez, 2004). Die gelben Xantophylle sind für die Grundversorgung des Dotters mit Farbstoffen maßgeblich. Die Zugabe kleiner Mengen roter Xantophylle schafft eine stärkere gelb-orange Dotterfärbung (Galobart et al., 2004).

## 4.7 Antinutritive Inhaltsstoffe der Körnerhirse

### Tannine

Sorghum ist das einzige Getreidekorn, das Tannine (Gerbstoffe) enthält (Selle et al. 2010). Tannine, eine Art von Polyphenol, beeinträchtigen die Proteinverdaulichkeit (Bravo, 1998). Sorghum kann über 100 g Polyphenole/kg enthalten. Dagegen sind die Konzentrationen in Gerste, Mais und Weizen gering (Selle et al., 2010). Zu einem großen Teil sind die Tannine unlöslich und in ihrer Funktion in der Pflanze mit dem Lignin vergleichbar (Jeroch et al., 1993). Der hohe Gerbstoffgehalt schützt die Pflanze vor Fressfeinden (Lieberei und Reisdorff, 2012). Da Tannine die Proteine komplexieren können, haben sie aber auch die Eigenschaft, nach dem Verzehr endogene Enzyme im Magen-Darm-Trakt zu binden und ihre Aktivität zu hemmen bzw. die Verdauung zu behindern (Selle et al., 2010).

Sorghumsorten können je nach Genotyp und Tanningehalt in drei Kategorien eingeteilt werden (Asquith et al., 1983). Sorghum vom Typ I hat kein pigmentiertes Testa und ist tanninfrei. Typ II hat eine pigmentierte Testa das kondensierte Tannine enthält und Typ III Sorghum enthalten Tannine sowohl in der Testa als auch im Perikarp (Selle et al., 2010). Hohe Tanningehalte in der Ration können die Futteraufnahme, die Wachstumsraten und somit auch die Futtereffizienz senken (Wu, 2018). Tanninarme Herkünfte haben einen annähernd gleichen Futterwert als Mais (Jeroch et al. 1993). Heutzutage werden Sorten die wenig bis kein kondensiertes Tannin enthalten, angebaut (Selle et al., 2010).

### Phytat

Pflanzliche Futtermittel enthalten beachtliche Phosphor-Anteile, jedoch kommt ein hoher Anteil als Phytin-Phosphor (Phytat-Phosphor), d. h. in organischer Bindungsform, vor (Jeroch, 1994). Laut Steiner (2007) sind es sogar 50 bis 80 % des Gesamt-Phosphors, welcher in Form von Phytat-Phosphor vorliegt. Unter dem Begriff „Phytin" werden die Phytinsäure und deren Salze (Calcium, Kalium, Magnesium, Mangan, Eisen, Zink) zusammengefasst. In ausgereiften Samen bildet Phytin die wesentliche Speicherform von Phosphor. Pflanzliche Futtermittel weisen unterschiedliche Anteile an Phytin-Phosphor auf. In einem Geflügelfutter sind ca. 2,0-2,5 g Phytin-Phosphor/kg enthalten. Einflussgrößen von Gesamt-Phosphor- als auch Phytin-

Phosphor-Gehalt sind u. a. Witterung, Standort, Düngung und Sorte (Jeroch, 1994). Für Nicht-Wiederkäuer ist diese Form des Phosphors kaum verfügbar (Steiner, 2007). Damit das Geflügel das Phytin-Phosphor trotzdem nutzen kann, muss das Enzym Phytase eingesetzt werden. Liegt beim Huhn ein Phosphor-Mangel vor, reagiert es mit einem Futterverzehrsrückgang (Jeroch, 1994).

**Kafirin**

Kafirin gilt als das Hauptspeicherprotein von Sorghum und ist identisch mit dem Zein des Maises (Bean et al., 2011). Das Protein Kafirin kommt im Mehlkörper vor und macht etwa 34 % des Sorghum-Gesamtproteins aus (Eisenbrand et al., 2006). Kafirine gelten als unverdaulich, da sie mit Polyphenolen, Lipiden und Zellwandkomponenten Komplexe bilden, welche gegen die Verdauung resistent sind (de Mesa-Stonestreet et al., 2010). Steigt der Kafirin-Anteil in der Ration, sinkt die Aminosäuren-Verdaulichkeit. Das am meisten limitierte Protein der Körnerhirse ist die essentielle Aminosäure Lysin (Selle et al., 2010).

# 5 Material und Methoden

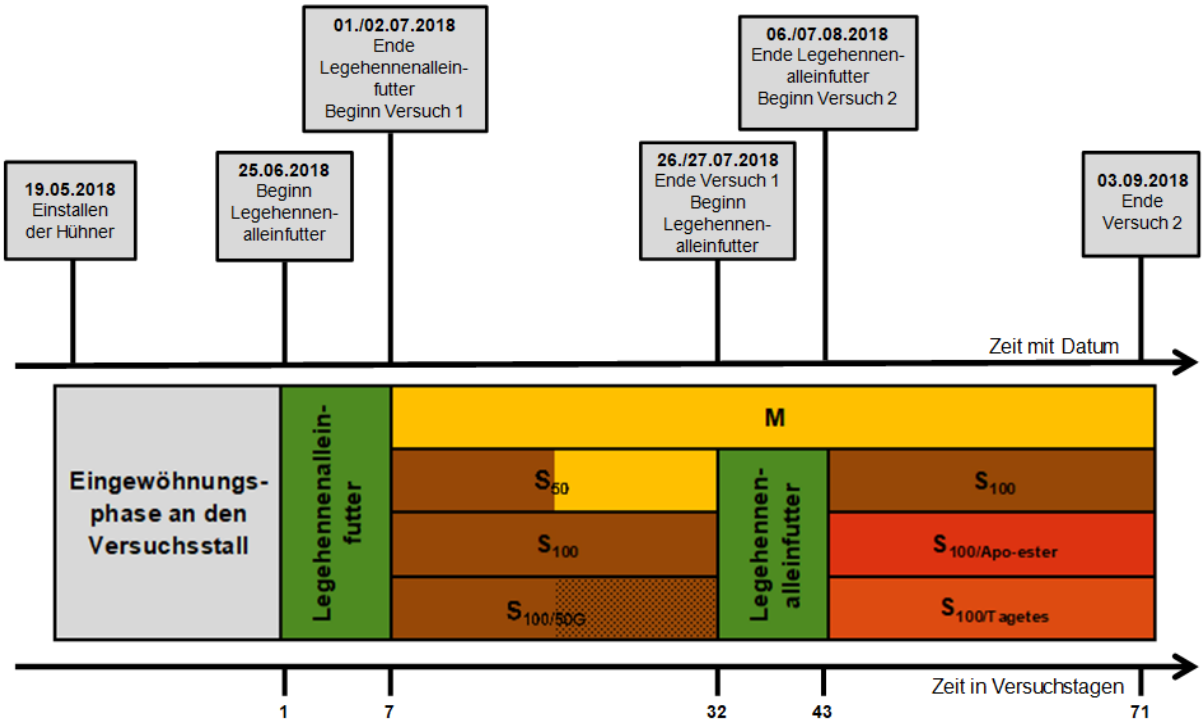
## 5.1 Versuchstiere

Der Versuch wurde mit 24 Legehennen der Genetik Lohmann LSL Classic (LSL) und 24 Leghennen der Genetik Lohmann Brown-Classic (LB) von der Firma Schropper GmbH durchgeführt. Zum Zeitpunkt des Zukaufs, aus einem Betrieb in der Steiermark, hatten die Junghennen ein Alter von 20 Wochen. Die Lebendmasse der Genetik LSL betrug im Durchschnitt 1,50 kg und die der Genetik LB 1,42 kg.

## 5.2 Versuchsaufbau

Der durchgeführte Versuch fand in einem Versuchsstall (Steiermark) statt. Eingestallt wurden die Legehennen am 19.05.2018. Der erste Versuch sollte die teilweise sowie vollständige Substitution von Mais durch Hirse untersuchen. Weiters wurde durch teilweisen Ersatz vermahlener Hirse durch Ganzkornhirse der Einfluss der Futterstruktur auf die Eier erhoben. Vor Versuchsbeginn (25.06.2018-01.07.2018) bekamen alle Legehennen ein Legehennenalleinfutter. Der erste Versuch begann am 02.07.2018 und endete am 26.07.2018.

Im zweiten Versuch wurden die Carotinoide Carophyll Yellow 10 % der Firma DSM Nutritional Products Ltd. (Apo-ester) und Avizant Yellow 20 S von der Firma Kaesler Nutrition GmbH (Tagetesblütenmehl) miteinander verglichen. Das Hauptaugenmerk lag beim Untersuchungsparameter Dotterfarbe. Vor dem Start von Versuch zwei wurde den Versuchsgruppen erneut Legehennenalleinfutter gefüttert um sicherzustellen, dass keine Verzerrungen vorliegen (27.07.2018-06.08.2018). Der zweite Versuch begann somit am 07.08.2018 und endete am 03.09.2018. Der gesamte Versuchszeitraum erstreckte sich über 71 Tage, welcher in 10 Perioden unterteilt wurde. In Abbildung 6 wird die Zeitachse des Versuchsdesigns grafisch dargestellt.




M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes

*Abbildung 6: Zeitachse des Versuchsdesigns*

## 5.3 Haltung

In beiden Versuchen wurden jeweils eine LSL-Legehenne und eine LB-Legehenne in einer Box (L = 150 cm × B = 100 cm × H = 120 cm) mit angeschlossenem Legenest (L = 40 cm × B = 30 cm × H = 40 cm) gehalten. Die Versorgung von Futter und Trinkwasser erfolgte *ad libitum*. Die Kontrolle wurde mehrmals täglich durchgeführt. Das Lichtprogramm setzte sich aus einer 16-stündigen Beleuchtungsphase sowie einer achtstündigen Dunkelphase zusammen. In Abbildung 7 ist die genaue Gruppenzuordnung der Versuchstiere in den Boxen ersichtlich.

| | | Nummer der Box | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Versuch 1 | Versuch 2 | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 | 16 | 17 | 18 | 19 | 20 | 21 | 22 | 23 | 24 |
| M | M | X | | | | X | | | | X | | | | X | | | | X | | | | X | | | |
| $S_{50}$ | $S_{100}$ | | X | | | | X | | | | X | | | | X | | | | X | | | | X | | |
| $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | | | X | | | | X | | | | X | | | | X | | | | X | | | | X | |
| $S_{100/50G}$ | $S_{100/Tagetes}$ | | | | X | | | | X | | | | X | | | | X | | | | X | | | | X |

M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes

*Abbildung 7: Gruppenzuordnung der Versuchstiere in den Boxen*

## 5.4 Futter

Die Legehennenalleinfuttermischungen basierten auf den Hauptkomponenten Mais und/oder Hirse und Sojaextraktionsschrot. Hinsichtlich Nährstoffgehalt wurden sie an den Nährstoffbedarf der Tiere angepasst. Die genaue Rezepturen sind in Tabelle 4 und Tabelle 5 ersichtlich.

*Tabelle 4: Zusammensetzung der Legehennenalleinfuttermischungen – Versuch 1*

| | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ |
|---|---|---|---|---|
| Mais, % | 59,0 | 29,5 | 0,0 | 0,0 |
| Hirse geschrotet, % | 0,0 | 29,5 | 59,0 | 29,5 |
| Hirse ganz, % | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 29,5 |
| Sojaextraktionsschrot HP, % | 26,7 | 26,7 | 26,7 | 26,7 |
| Rapsöl, % | 2,9 | 2,9 | 2,9 | 2,9 |
| Kalk, % | 8,5 | 8,5 | 8,5 | 8,5 |
| Monocalciumphosphat, % | 1,3 | 1,3 | 1,3 | 1,3 |
| Viehsalz, % | 0,4 | 0,4 | 0,4 | 0,4 |
| DL Methionin, % | 0,1 | 0,1 | 0,1 | 0,1 |
| Prämix, % | 1,0 | 1,0 | 1,0 | 1,0 |
| Cholin-Cl, % | 0,08 | 0,08 | 0,08 | 0,08 |
| Phytase, % | 0,015 | 0,015 | 0,015 | 0,015 |
| Ravabo, % | 0,005 | 0,005 | 0,005 | 0,005 |
| Apo-ester, % | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 |
| Tagetes, % | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 |
| Summe, % | 100,0 | 100,0 | 100,0 | 100,0 |

M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz

*Tabelle 5: Zusammensetzung der Legehennenalleinfuttermischungen – Versuch 2*

| | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ |
|---|---|---|---|---|
| Mais, % | 59,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 |
| Hirse geschrotet, % | 0,0 | 59,0 | 58,95 | 58,975 |
| Hirse ganz, % | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 |
| Sojaextraktionsschrot HP, % | 26,7 | 26,7 | 26,7 | 26,7 |
| Rapsöl, % | 2,9 | 2,9 | 2,9 | 2,9 |
| Kalk, % | 8,5 | 8,5 | 8,5 | 8,5 |
| Monocalciumphosphat, % | 1,3 | 1,3 | 1,3 | 1,3 |
| Viehsalz, % | 0,4 | 0,4 | 0,4 | 0,4 |
| DL Methionin, % | 0,1 | 0,1 | 0,1 | 0,1 |
| Prämix, % | 1,0 | 1,0 | 1,0 | 1,0 |
| Cholin-Cl, % | 0,08 | 0,08 | 0,08 | 0,08 |
| Phytase, % | 0,015 | 0,015 | 0,015 | 0,015 |
| Ravabo, % | 0,005 | 0,005 | 0,005 | 0,005 |
| Apo-ester, % | 0,0 | 0,0 | 0,05 | 0,0 |
| Tagetes, % | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,025 |
| Summe, % | 100,0 | 100,0 | 100,0 | 100,0 |

M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes

## 5.5 Probennahme und Datenerhebung

### 5.5.1 Probenvorbereitung

Die Futtermittel wurden in einem Probenteiler geteilt, anschließend per Zentrifugalmühle (Retsch ZM200) mit einem 0,5-Millimeter-Sieb gemahlen, vakuumverpackt und bis zur Analyse tiefgekühlt gelagert.

Die Eier wurden gesammelt und für maximal 14 Tage in einem Kühlschrank bei 5 °C gelagert.

### 5.5.2 Erhobene Parameter der Legehennen

**Wiegungen der Legehennen**

Die Legehennen wurden zu Versuchsbeginn gewogen. Während des Versuchs erfolgte eine wöchentliche Wiegung.

**Legeleistung**

Je Tier und Tag wurden die Anzahl der gelegten Eier und das Eigewicht erhoben.

**Futterverbrauch**

Die gefressene Futtermenge pro Box und Periode wurde aufgezeichnet.

## 5.6 Chemische und physikalische Analysen

### 5.6.1 Futter

**Futtermittel**

Die nachfolgenden chemischen Analysen erfolgten in den Laboren des Instituts für Tierernährung, Tierische Lebensmittel und Ernährungsphysiologie der Universität für Bodenkultur Wien. Die Futteranalysen wurden nach einer erweiterten Weender Analyse nach den Vorgaben des VDLUFA-Methodenbuches durchgeführt (Naumann und Bassler, 2012). Mittels Doppelbestimmung wurden die 6 Legehennenalleinfuttermittel sowie die 2 Einzelfuttermittel Mais und Hirse analysiert. Es erfolgte die Bestimmung der Gehalte folgender Parameter:

- Trockenmasse (TM)
- Rohasche (XA)
- Rohprotein (XP)
- Gesamtfett (GXL)
- Rohfaser (XF)
- Zucker (XZ)
- Stärke (XS)

Zusätzlich wurde bei den Rationen M, $S_{50}$, $S_{100/Apo\text{-}ester}$ und $S_{100/Tagetes}$ eine Analyse bezüglich den Gehalten an:

- Apo-8-Carotinsäureethylester
- Canthaxanthin
- Xanthophyll

in Auftrag gegeben (Firma Agrolab).

**Farbmessung der Extrakte nach Soxhlet-Extraktion**

Die Extraktion der Futtermittelproben des zweiten Versuches (M, $S_{100}$, $S_{100/Apo\text{-}ester}$ und $S_{100/Tagetes}$) erfolgte mittels Soxhletapparat. Als Extraktionsmittel dienten 150 ml Diethylether. Die Dauer der Extraktion betrug sechs Stunden. Die Farbe der Extrakte wurde mit dem Spektralphotometer CR-10 (Konica Minolta, München) (siehe 5.6.2) viermal pro Probe gemessen. Aus diesen Werten wurde der Mittelwert berechnet. Für die Berechnung des euklidischen Farbabstandes ($\Delta E$) wurden die Versuchsgruppen $S_{100}$, $S_{100/Apo\text{-}ester}$ und $S_{100/Tagetes}$ mit der Kontrollgruppe M verglichen.

**Siebanalyse**

Zur Ermittlung der Partikelgrößenverteilung wurde bei den eingesetzten Futtermittelmischungen eine Siebanalyse (Analysette 3 pro, Deutschland) durchgeführt. Bei der Siebung werden mehrere Siebe übereinander angeordnet, welche von oben nach unten feiner werden. Bei der Durchführung der Siebanalyse wird das zu analysierende Schüttgut oben auf das gröbste Sieb gegeben und für eine vorgegebene Zeit und Amplitude durch seitliches Bewegen geschüttelt. Durch das Auswiegen der Rückstände auf den einzelnen Sieben wird die Partikelgrößenverteilung der Probe ermittelt.

### 5.6.2 Ei

**Bruchfestigkeit**

In beiden Versuchen wurden die Eier mittels Texture Analyzer (TA.HD.plus), in Stichproben von mindestens 43 % (von mindestens 3 Eiern pro Woche) der wöchentlich gelegten Eier pro Henne, auf deren Schalenstabilität untersucht.

Zur Erfassung der Bruchfestigkeit wurde jeweils ein Ei in einem Texture Analyzer-Eihalter, mit dem stumpfen Pol nach unten, platziert. Anschließend wurde unter Verwendung des dazugehörigen Computerprogramms eine langsam ansteigende Druckkraft auf das Ei ausgeübt, bis die Eischale zerbrach. Der maximale Widerstand der Eischale wurde in Kraft (kg) gemessen.

**Dotterfarbe**

Die Dotterfarbe wurde mithilfe des DSM-Farbfächers sowie mittels Spektralphotometer CR-10 (Konica Minolta, München) durchgeführt. Beim Spektralphotometer erfolgte die Erhebung der Dotterfarbe mit dem L*, a*, b*-System von CIE-Lab. Es stellt ein dem subjektiven Farbempfinden angepasstes Farbsystem dar, welches ermöglicht, eine Farbe über ihre Helligkeit, den Farbton und dessen Intensität zu beschreiben. Wird eine Farbe in CIE-Lab definiert, so beschreibt L* die Helligkeit, a* den Rot/Grünwert und b* den Gelb/Blauwert (Häßler, 2017). Die Werte lassen sich wie Koordinaten für die Farbachsen verstehen (siehe Abbildung 8).

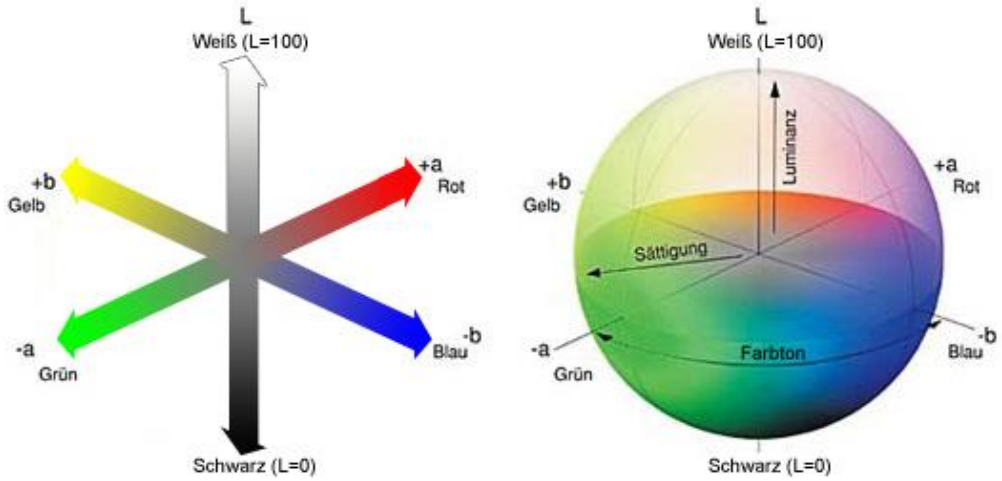



*Abbildung 8: CIE L*a*b* Farbraum (Funk, 2009)*

Mithilfe des Δ*E* nach McLaren (1976) bzw. DIN-5033-2 (1992) kann ermittelt werden, ob ein Farbunterschied für das menschliche Auge sichtbar ist. Dabei entspricht reinweiß einem Wert von L* = 100, während schwarz L* = 0 repräsentiert. Der achromatische Punkt befindet sich genau in der Mitte, bei einer Helligkeit von L* = 50. Ausgehend von den L*, a*, b*-Koordinaten wird der mittlere Gesamtfarbabstand ermittelt:

$$\Delta E = \sqrt{(\Delta L)^2 + (\Delta a)^2 + (\Delta b)^2}$$

*Abbildung 9: Formel zur Berechnung des ΔE (Eichler, s. a.)*

Die Interpretationen der euklidischen Farbabstände nach Possel (s. a.) Δ*E* sind in Tabelle 6 aufgelistet.

*Tabelle 6: Bedeutung der euklidischen Farbabstände (ΔE) (Possel, s. a.)*

| Farbabstand Δ*E* | Wirkung |
|---|---|
| 0,0-0,5 | nahezu unmerklich |
| 0,5-1,0 | für das geübte Auge bemerkbar |
| 1,0-2,0 | geringer Farbunterschied |
| 2,0-4,0 | deutlicher Farbunterschied |
| 4,0-5,0 | wesentlicher, selten tolerierter Farbunterschied |
| > 5,0 | die Differenz wird als andere Farbe bewertet |

### 5.7 Statistische Auswertung

Ausgewertet wurden die Daten mit dem Statistikprogramm SAS Enterprise Guide Version 6.1. Mithilfe dieses Programms wurde eine Varianzanalyse mit der Prozedur *MIXED* berechnet.

Folgendes Modell wurde für die Ergebnisse der **Eiqualitäten,** der **Legeleistungen** und der **Eigewichte** der unterschiedlichen Rationen verwendet:

$$\mathbf{x_{ijklm} = \mu + VG_i + Genetik_j + Periode_k + Tier_l + e_{ijklm}}$$

$x_{ijklm}$.....abhängige Variable

μ .....gemeinsame Konstante aller x Werte

$VG_i$.....Effekt der Versuchsgruppe (i = 1, 2, 3, 4)

$Genetik_j$ .....Effekt der Genetik (j = 1, 2)

$Periode_k$.....Effekt der Periode (k = 1 – 10)

$Tier_l$.....zufälliger Effekt des Tieres (l = 1 – 48)

$e_{ijklm}$ .....Restfehler, der nicht durch μ oder die fixen Effekte erklärt werden kann

Das Modell für die Ermittlung der **Anfangs- und Endgewichte** beinhaltet ausschließlich die experimentellen Faktoren Versuchsgruppe und Genetik:

$$\mathbf{x_{ijk} = \mu + VG_i + Genetik_j + e_{ijk}}$$

$x_{ijk}$ .....abhängige Variable

$\mu$ .....gemeinsame Konstante aller x Werte

$VG_i$.....Effekt der Versuchsgruppe (i = 1, 2, 3, 4)

$Genetik_j$ .....Effekt der Genetik (j = 1, 2)

$e_{ijk}$.....Restfehler, der nicht durch $\mu$ oder die fixen Effekte erklärt werden kann

Zur Überprüfung des **Futterverbrauchs** wurde folgendes Modell verwendet:

$$\mathbf{x_{ij} = \mu + VG_i + e_{ij}}$$

$x_{ij}$ .....abhängige Variable

$\mu$ .....gemeinsame Konstante aller x Werte

$VG_i$.....Effekt der Versuchsgruppe (i = 1, 2, 3, 4)

$e_{ij}$ .....Restfehler, der nicht durch $\mu$ oder die fixen Effekte erklärt werden kann

Das Signifikanzniveau beträgt $p \leq 0,05$. Alle p-Werte < 0,05 beschreiben einen signifikanten Zusammenhang. Signifikante Unterschiede ($p < 0,05$) der jeweiligen Parameter zwischen den Versuchsgruppen sind mit unterschiedlichen Hochbuchstaben gekennzeichnet.

Als *post-hoc* Test wurde der Bonferroni-Holm Test verwendet.

In Folge werden alle Werte in den Tabellen als LS-Means angegeben. Zusätzlich wurde für alle Analysenergebnisse der Standard Error of Means (SEM) ermittelt.

# 6 Ergebnisse

## 6.1 Versuch 1

### 6.1.1 Nährstoffanalyse

In der nachstehenden Tabelle 7 sind die nach den Richtlinien der VDLUFA analysierten Nährstoffgehalte der Einzelfuttermittel Mais und Körnerhirse sowie die im ersten Versuch verwendeten Legehennenalleinfuttermittel aufgelistet. Die Futtermittelproben sind auf folgende Gehalte untersucht worden: Trockenmasse, Rohasche, Rohprotein, Gesamtfett, Rohfaser, Stärke und Zucker. Die Energiegehalte (MJ $AME_N$) wurden rechnerisch ermittelt.

Die drei Futtermischungen der Hirsegruppen haben sich im Vergleich zur Maisgruppe in der Zusammensetzung vor allem durch höhere Rohasche- sowie Rohproteingehalte unterschieden.

*Tabelle 7: Nährstoffanalyse der Futtermittel*

| g/kg TM | Mais | Körnerhirse | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ |
|---|---|---|---|---|---|---|
| TM | 876,1 | 880,9 | 891,5 | 897,9 | 898,2 | 899,1 |
| XA | 14,7 | 18,2 | 143,6 | 154,3 | 147,5 | 148,0 |
| XP | 90,6 | 109,4 | 187,6 | 194,3 | 196,5 | 191,8 |
| GXL | 55,5 | 52,4 | 68,7 | 65,7 | 69,9 | 69,0 |
| XF | 22,1 | 21,2 | 23,0 | 23,5 | 25,0 | 25,1 |
| XS | 742,9 | 760,0 | 459,6 | 451,4 | 465,9 | 461,2 |
| XZ | 25,2 | 14,1 | 43,3 | 38,2 | 37,5 | 36,2 |
| NfE | 693,2 | 679,7 | 468,6 | 460,2 | 459,2 | 465,2 |
| MJ $AME_N$ | 16,04 | 16,36 | 13,50 | 13,30 | 13,71 | 13,51 |

Mais = Einzelfuttermittel Mais; Körnerhirse = Einzelfuttermittel Körnerhirse; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz

### 6.1.2 Siebanalyse

In Tabelle 8 werden die Ergebnisse der Siebanalyse dargestellt. Das Futtermittel mit dem Ganzkornhirseanteil wies die höchste Partikelgröße auf. Zwischen den anderen beiden Versuchsgruppen zeigte sich kein wesentlicher Unterschied. Den höchsten Feinanteil wies die Kontrollgruppe auf.

*Tabelle 8: Partikelgrößenverteilung der Futtermittel (in %)*

| Siebgröße | Mais | Körnerhirse | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ |
|---|---|---|---|---|---|---|
| > 1,4 mm, % | 42,02 | 23,03 | 33,97 | 35,08 | 33,75 | 56,97 |
| > 0,50 ≤ 1,4 mm, % | 45,63 | 61,67 | 40,22 | 42,63 | 47,32 | 29,71 |
| > 0,25 ≤ 0,50 mm, % | 6,05 | 10,66 | 11,37 | 10,41 | 8,94 | 6,53 |
| < 0,25 mm, % | 6,30 | 4,64 | 14,44 | 11,88 | 9,99 | 6,79 |
| dMEAN, mm | 1,48 | 1,17 | 1,67 | 1,63 | 1,54 | 2,26 |

M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz

### 6.1.3 Versuchstiere

In der zweiten Woche wurden drei Tiere der Genetik LB, aufgrund schlechter Legeleistungen, durch drei gleichalte Legehennen der gleichen Herde ausgetauscht. Während der restlichen Versuchsdauer blieben alle Tiere gesund.

In der Tabelle 9 sind die durchschnittlichen Lebendmassen der Legehennen je Versuchsgruppe und Genetik aufgelistet.

*Tabelle 9: Durchschnittliche Lebendmassen (in g)*

| VG | Anfangsgewicht | Endgewicht |
|---|---|---|
| M | 1861,50 | 1840,54 |
| $S_{50}$ | 1847,96 | 1838,96 |
| $S_{100}$ | 1850,33 | 1872,21 |
| $S_{100/50G}$ | 1808,50 | 1833,79 |
| GE | | |
| LSL | 1741,77 | 1726,87 |
| LB | 1942,38 | 1965,88 |
| p-Werte | | |
| VG | GE | PE |
| 0,8830 | < 0,0001 | 0,7362 |

VG = Versuchsgruppe; GE = Genetik; PE = Periode; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic

#### 6.1.3.1 Legeleistung und Futterverbrauch

Die Legeleistung war in der Versuchsgruppe $S_{100/50G}$ (98,00 %) am höchsten, gefolgt von der Versuchsgruppe $S_{50}$ (95,00 %). Die Genetik LSL hatte im ersten Versuch eine um 7,60 % höhere Legeleistung als die Genetik LB. Somit erwies sich die Genetik als signifikanter Parameter.

*Tabelle 10: Legeleistung (in %)*

| | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| LL | 92,91 | 95,00 | 90,89 | 98,00 | 98,00 | 90,40 | 0,0134 | 0,1949 | 0,0026 | 0,1888 |
| $SEM_{2-5}$ | 2,6520 | 2,0962 | 3,9932 | 0,9211 | | | | | | |
| $SEM_{LSL}$ | 1,3333 | 1,9777 | 1,3333 | 1,3333 | | | | | | |
| $SEM_{LB}$ | 4,6206 | 3,6393 | 6,6500 | 1,3333 | | | | | | |

LL = Legeleistung; VG = Versuchsgruppe; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; $SEM_{2-5}$ = Standardfehler je Versuchsgruppe über alle Versuchsperioden; $SEM_{LSL}$ = Standardfehler der Genetik LSL über alle Versuchsperioden; $SEM_{LB}$ = Standardfehler der Genetik LB über alle Versuchsperioden

Die Tabelle 11 spiegelt den Futterverbrauch aller Versuchsgruppen wider. Die Auswertung ergab, dass die Versuchsgruppe, in Bezug auf den Futterverbrauch, keinen signifikanten Einfluss hatte (p = 0,3068).

*Tabelle 11: Futterverbrauch (kg/kg Eimasse)*

| | VG | | | | p-Wert |
|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ | VG |
| FV | 3,35 | 3,22 | 3,31 | 2,94 | 0,3068 |

FV = Futterverwertung; VG = Versuchsgruppe; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz

### 6.1.4 Ei-Analysen

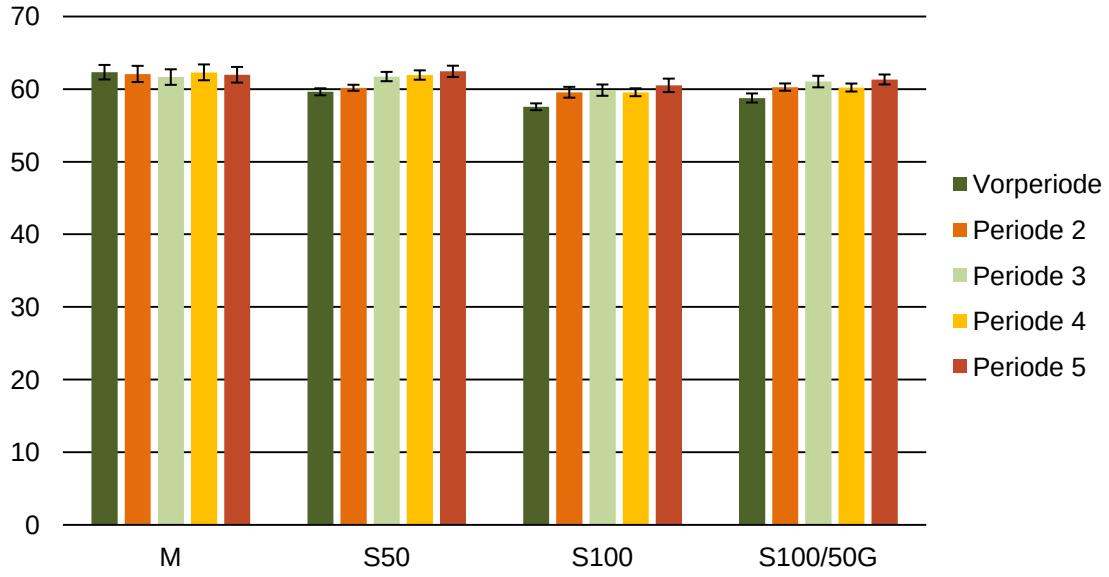
#### 6.1.4.1 Eigewichte

In der nachfolgenden Tabelle 12 sind die Eigewichte vor Versuchsbeginn (p = 0,0228) sowie während des Versuches dargestellt. Im Laufe des Versuches haben sich die Eigewichte nur hinsichtlich der Genetik signifikant voneinander unterschieden. Die Eier der LB hatten ein durchschnittliches Gewicht von 62,36 g wohingegen die Eier der LSL durchschnittlich 59,72 g wogen.

*Tabelle 12: Eigewichte (in g)*

| | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| PE | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 1 = VP | 62,32$^{a}$ | 59,62$^{ab}$ | 57,56$^{b}$ | 58,77$^{ab}$ | 58,43 | 60,71 | 0,3449 | 0,0228 | 0,0415 | 0,4926 |
| 2 | 62,08 | 60,18 | 59,56 | 60,27 | 59,07 | 61,97 | 0,3653 | 0,2965 | 0,0022 | 0,2425 |
| 3 | 61,65 | 61,72 | 59,85 | 61,03 | 59,63 | 62,50 | 0,4138 | 0,7652 | 0,0419 | 0,8701 |
| 4 | 62,30 | 61,93 | 59,56 | 60,21 | 59,66 | 62,34 | 0,3693 | 0,3846 | 0,0383 | 0,8065 |
| 5 | 61,97 | 62,44 | 60,51 | 61,32 | 60,51 | 62,61 | 0,4371 | 0,7598 | 0,1237 | 0,9451 |
| 2-5 | 62,00 | 61,57 | 59,87 | 60,71 | 59,72 | 62,36 | 0,1973 | 0,5797 | 0,0237 | 0,8862 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: 0,5797; PE: 0,1943; VG x PE: 0,7253

*Abbildung 10: Eigewichte (in g) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

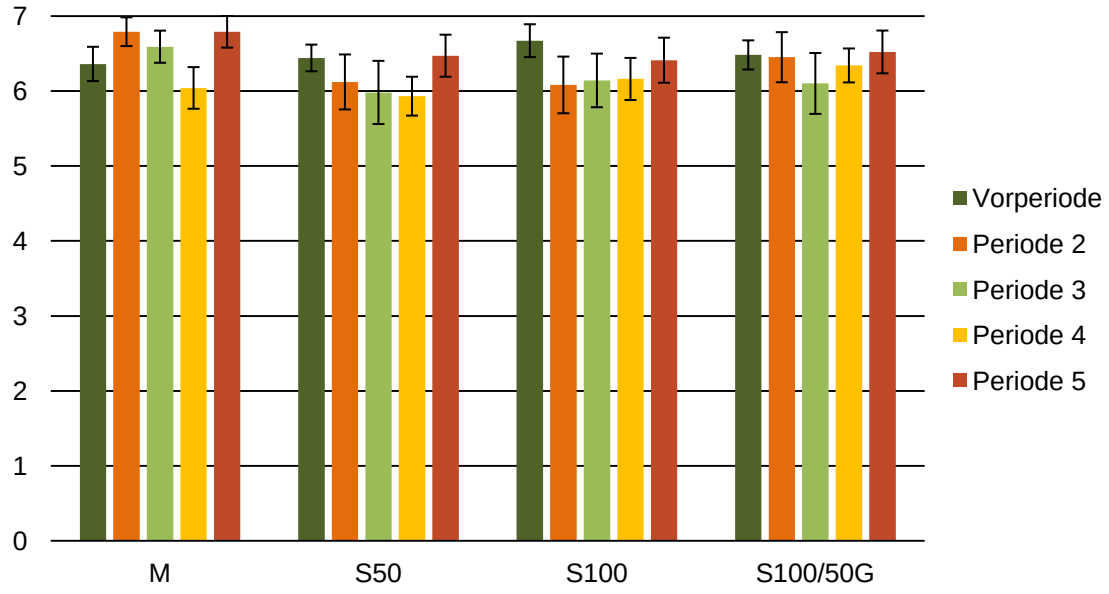
### 6.1.4.2 Bruchfestigkeit

Wie in der Tabelle 13 aufgelistet, hat sich die Bruchfestigkeit vor Versuchsbeginn (p = 0,9080) sowie während des Versuches nicht signifikant voneinander unterschieden. Die Bruchfestigkeit der Eier hat sich in allen Perioden nur hinsichtlich der Genetik signifikant (p = < 0,0001) unterschieden.

*Tabelle 13: Bruchfestigkeit der Eier (in kg)*

| PE | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 1 = VP | 6,36 | 6,44 | 6,67 | 6,48 | 7,30 | 5,68 | 0,1178 | 0,9080 | < 0,0001 | 0,3264 |
| 2 | 6,79 | 6,12 | 6,08 | 6,45 | 7,30 | 5,42 | 0,1644 | 0,3780 | < 0,0001 | 0,2662 |
| 3 | 6,59 | 5,98 | 6,14 | 6,10 | 7,08 | 5,33 | 0,1797 | 0,6735 | < 0,0001 | 0,3097 |
| 4 | 6,04 | 5,93 | 6,16 | 6,34 | 6,76 | 5,47 | 0,1298 | 0,7875 | < 0,0001 | 0,9300 |
| 5 | 6,79 | 6,47 | 6,41 | 6,52 | 7,40 | 5,70 | 0,1359 | 0,7526 | < 0,0001 | 0,5803 |
| 2-5 | 6,58 | 6,12 | 6,20 | 6,35 | 7,14 | 5,49 | 0,0771 | 0,5918 | < 0,0001 | 0,0117 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: 0,5918; PE: 0,0117; VG x PE: 0,4682

*Abbildung 11: Ergebnisse der Bruchfestigkeit (in kg) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

### 6.1.5 Farbmessungen der Dotter

#### 6.1.5.1 DSM-Fächerwert

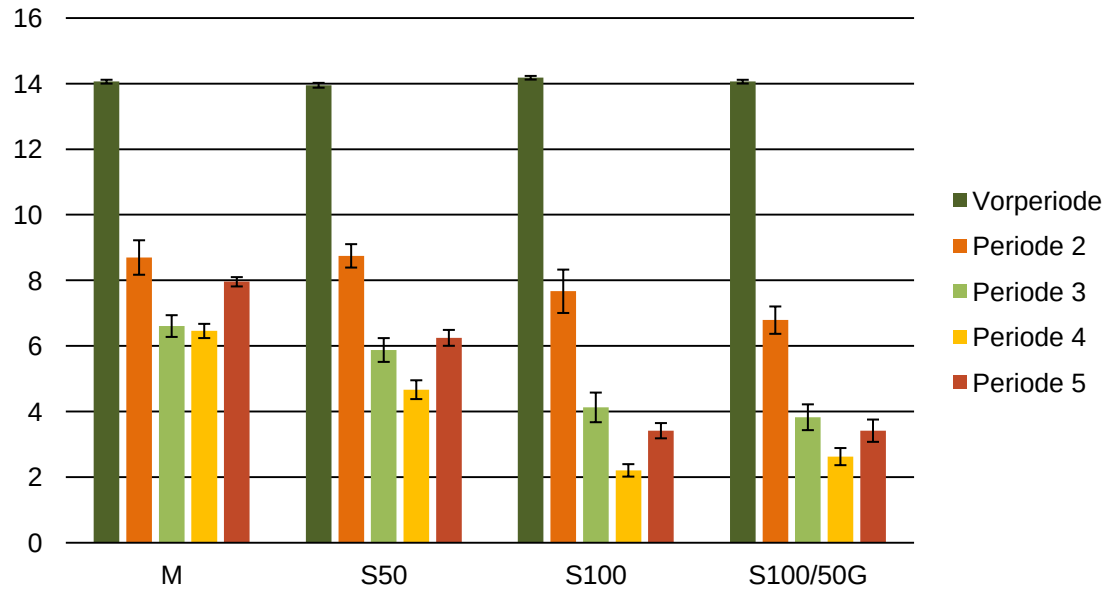
In Tabelle 14 sind die DSM-Fächerwerte dargestellt. Der p-Wert vor Versuchsstart (p = 0,3107) ist nicht signifikant. In der zweiten Periode waren keine der Versuchsgruppen signifikant voneinander zu unterscheiden (p = 0,0979). Der längere Einsatz von vermahlener Körnerhirse oder Ganzkornhirse bewirkte aber ab der

dritten Periode eine signifikant hellere Dotterfarbe im Vergleich zur Kontrollgruppe bzw. Versuchsgruppe $S_{50}$. Der Unterschied zwischen der Kontrollgruppe (7,43) und Versuchsgruppe $S_{50}$ (6,38) sowie zwischen den Versuchsgruppen $S_{100}$ (4,35) und $S_{100/50G}$ (4,17) war im Mittel nicht signifikant.

*Tabelle 14: DSM-Fächerwerte im Versuch*

| PE | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 1 = VP | 14,06 | 13,95 | 14,18 | 14,06 | 14,00 | 14,12 | 0,0311 | 0,3107 | 0,1323 | 0,2682 |
| 2 | 8,70 | 8,75 | 7,67 | 6,79 | 7,69 | 8,27 | 0,1341 | 0,0979 | 0,2675 | 0,3155 |
| 3 | 6,61$^{a}$ | 5,88$^{ab}$ | 4,13$^{b}$ | 3,83$^{b}$ | 5,10 | 5,12 | 0,0581 | 0,0010 | 0,9418 | 0,4353 |
| 4 | 6,46$^{a}$ | 4,67$^{b}$ | 2,21$^{c}$ | 2,63$^{c}$ | 3,77 | 4,21 | 0,1515 | < 0,0001 | 0,1885 | 0,5483 |
| 5 | 7,96$^{a}$ | 6,25$^{b}$ | 3,42$^{c}$ | 3,42$^{c}$ | 5,17 | 5,36 | 0,1180 | < 0,0001 | 0,7045 | 0,5704 |
| 2-5 | 7,43$^{a}$ | 6,38$^{a}$ | 4,35$^{b}$ | 4,17$^{b}$ | 5,43 | 5,74 | 0,1378 | < 0,0001 | 0,4070 | < 0,0001 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: < 0,0001; PE: < 0,0001; VG x PE: < 0,0001

*Abbildung 12: DSM-Fächerwerte je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

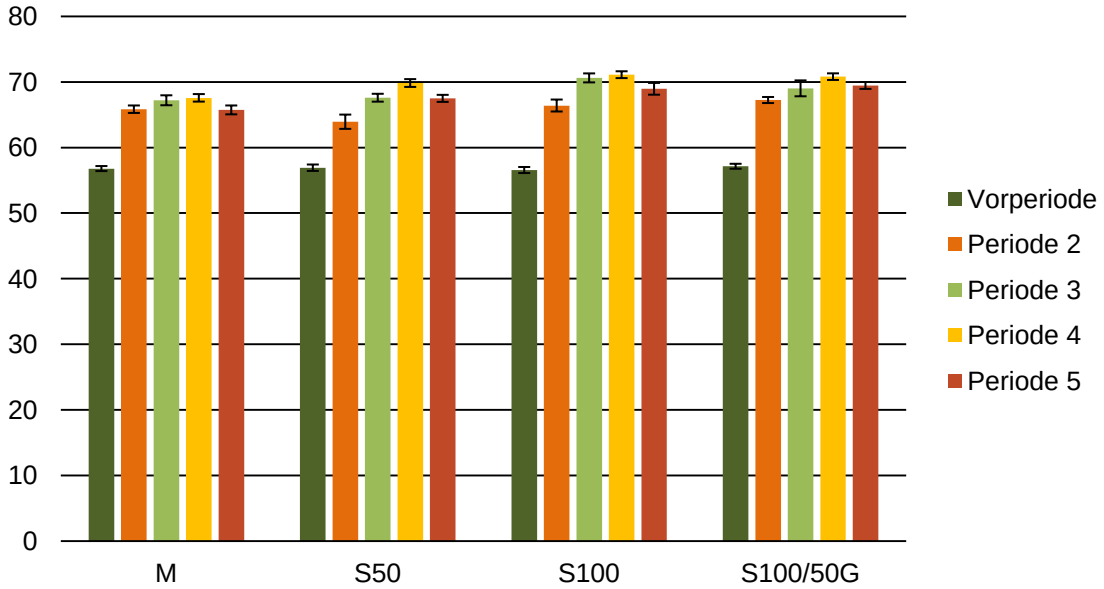
### 6.1.5.2 L*a*b* Farbraum

Die Helligkeitswerte (L*), welche in Tabelle 15 ersichtlich sind, unterschieden sich vor Versuchsbeginn nicht (p = 0,8903). Es ist jedoch zu erkennen, dass die Unterschiede in der Helligkeit der Dotterfarbe zwischen der Kontrollgruppe und den Versuchsgruppen $S_{50}$, $S_{100}$ und $S_{100/50G}$ mit zunehmender Versuchsdauer deutlicher wurden. Mit der teilweisen sowie vollkommenen Substitution von Mais durch Körnerhirse stieg die Helligkeit von der zweiten bis zur fünften Periode in den Versuchsgruppen $S_{50}$ (67,48), $S_{100}$ (68,94) und $S_{100/50G}$ (69,45) signifikant an.

*Tabelle 15: Helligkeitswerte (L*) im Versuch*

| PE | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 1 = VP | 56,78 | 56,91 | 56,56 | 57,13 | 57,40 | 56,29 | 0,2134 | 0,8903 | 0,0379 | 0,7578 |
| 2 | 65,83 | 63,92 | 66,39 | 67,23 | 67,18 | 64,51 | 0,4093 | 0,0827 | 0,0058 | 0,5934 |
| 3 | 67,19$^{*}$ | 67,58$^{*}$ | 70,60$^{*}$ | 69,01$^{*}$ | 70,53 | 66,65 | 0,4399 | 0,0361$^{*}$ | < 0,0001 | 0,5992 |
| 4 | 67,56$^{c}$ | 69,82$^{ab}$ | 71,09$^{a}$ | 70,79$^{ab}$ | 70,95 | 68,68 | 0,3052 | < 0,0001 | < 0,0001 | 0,3635 |
| 5 | 65,72$^{b}$ | 67,48$^{ab}$ | 68,94$^{a}$ | 69,45$^{a}$ | 68,92 | 66,88 | 0,3621 | 0,0103 | 0,0147 | 0,5863 |
| 2-5 | 66,58$^{b}$ | 67,20$^{b}$ | 69,25$^{a}$ | 69,12$^{a}$ | 69,39 | 66,68 | 0,2036 | < 0,0001 | < 0,0001 | < 0,0001 |

* = keine Signifikanz nach Bonferroni-Korrektur; PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: < 0,0001; PE: < 0,0001; VG x PE: 0,0354

*Abbildung 13: Helligkeitswert (L*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

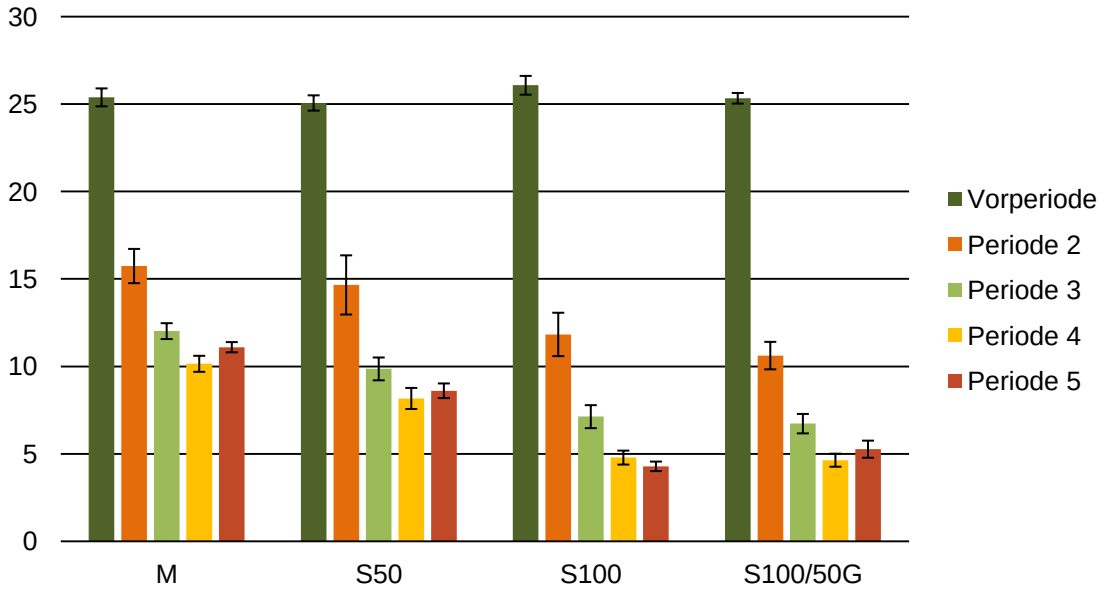
Wie in Tabelle 16 und 17 dargestellt, waren vor dem Versuchsstart die Rot- (p = 0,6490) als auch die Gelbwerte (p = 0,6303) nicht signifikant. Signifikante Unterschiede zeigten sich bei den Rot- (a*) und Gelbwerten (b*) erst in den Versuchsperioden. Hierbei ließ sich erkennen, dass die Unterschiede zwischen der Kontrollgruppe bzw. Versuchsgruppe $S_{50}$ zu den Versuchsgruppen $S_{100}$ und $S_{100/50G}$ ab der dritten Periode eindeutiger wurden.

Bei den a*-Werten hatte die Kontrollgruppe in allen Perioden die höchsten Werte, wobei die Versuchsgruppen ohne Mais die niedrigsten Rottöne erreichten.

*Tabelle 16: Rotwerte (a*) im Versuch*

| PE | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 1 = VP | 25,38 | 25,06 | 26,07 | 25,33 | 25,46 | 25,46 | 0,2262 | 0,6490 | 0,9970 | 0,2790 |
| 2 | 15,74* | 14,66* | 11,83* | 10,62* | 12,98 | 13,45 | 0,6331 | 0,0489* | 0,6775 | 0,2290 |
| 3 | 12,02[a] | 9,86[ab] | 7,13[bc] | 6,73[c] | 9,28 | 8,59 | 0,3632 | < 0,0001 | 0,4333 | 0,3385 |
| 4 | 10,15[a] | 8,17[a] | 4,79[b] | 4,64[b] | 6,80 | 7,07 | 0,3315 | < 0,0001 | 0,6509 | 0,3089 |
| 5 | 11,10[a] | 8,61[b] | 4,29[c] | 5,27[c] | 7,48 | 7,15 | 0,3283 | < 0,0001 | 0,3745 | 0,1576 |
| 2-5 | 12,25[a] | 10,32[a] | 7,01[b] | 6,81[b] | 9,14 | 9,06 | 0,2500 | < 0,0001 | 0,9112 | < 0,0001 |

* = keine Signifikanz nach Bonferroni-Korrektur; PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: < 0,0001; PE: < 0,0001; VG x PE: 0,06682

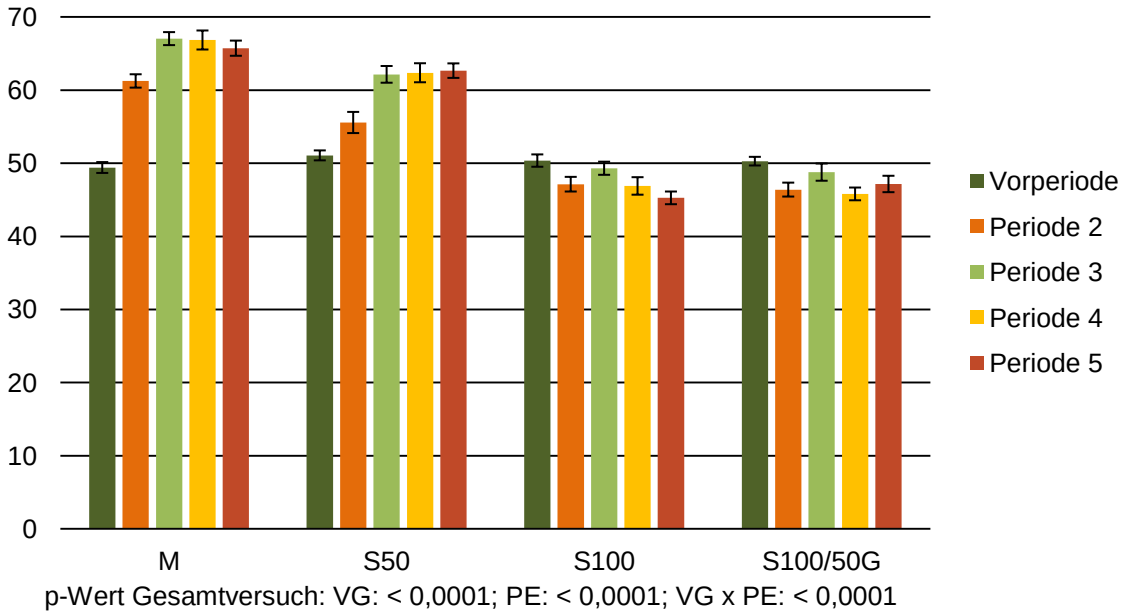
*Abbildung 14: Rotwert (a*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

Die b*-Werte der Versuchsgruppen waren in jeder Versuchsperiode hoch signifikant (p = < 0,0001). Durch den längeren Einsatz der Legehennenalleinfuttermittel wurden die Unterschiede zwischen der Kontrollgruppe und der Versuchsgruppe $S_{50}$ stetig geringer, sodass ab der vierten Periode kein signifikanter Unterschied festzustellen war. In den Versuchsgruppen $S_{100}$ und $S_{100/50G}$ hingegen war das Ergebnis der b*-Werte in allen Perioden ohne signifikanten Unterschied.

*Tabelle 17: Gelbwerte (b*) im Versuch*

| PE | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 1 = VP | 49,41 | 51,07 | 50,36 | 50,28 | 49,34 | 51,22 | 0,3588 | 0,6303 | 0,0356 | 0,8248 |
| 2 | 61,25[a] | 55,57[b] | 47,13[c] | 46,39[c] | 52,61 | 52,55 | 0,8378 | < 0,0001 | 0,8965 | 0,0499 |
| 3 | 67,04[a] | 62,15[b] | 49,31[c] | 48,78[c] | 58,16 | 55,48 | 0,9650 | < 0,0001 | 0,0230 | 0,4997 |
| 4 | 66,85[a] | 62,37[a] | 46,89[b] | 45,80[b] | 55,03 | 55,92 | 1,1151 | < 0,0001 | 0,4968 | 0,7256 |
| 5 | 65,73[a] | 62,66[a] | 45,26[b] | 47,16[b] | 55,50 | 54,91 | 1,0555 | < 0,0001 | 0,5654 | 0,1786 |
| 2-5 | 65,22[a] | 60,69[b] | 47,15[c] | 47,03[c] | 55,32 | 54,72 | 0,5041 | < 0,0001 | 0,4820 | < 0,0001 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: < 0,0001; PE: < 0,0001; VG x PE: < 0,0001

*Abbildung 15: Gelbwerte (b*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

Tabelle 18 zeigt die Ergebnisse der Berechnung des *ΔE* der Dotter. Ist der *ΔE*-Wert > 5, wird es als eine andere Farbe bewertet. Der euklidische Farbabstand ist in allen Perioden in den Versuchsgruppen $S_{100}$ und $S_{100/50G}$ am höchsten. Da der *ΔE*-Wert, bis auf eine Ausnahme, immer > 5 war, bedeutet dies, dass die Veränderung des Dotterfarbtons, im Vergleich zur Kontrollgruppe M, zu erkennen war.

*Tabelle 18: ∆E Ergebnisse der Dotter*

| PE | VG | | | |
|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{50}$ | $S_{100}$ | $S_{100/50G}$ |
| 2 | 0,0* | 5,9 | 14,6 | 15,7 |
| 3 | 0,0* | 5,3 | 18,7 | 19,1 |
| 4 | 0,0* | 5,4 | 21,0 | 22,0 |
| 5 | 0,0* | 4,0 | 21,5 | 19,5 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; * = Referenzwert, M = Kontrollgruppe Mais; $S_{50}$ = Versuchsgruppe Hirse 50 %; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/50G}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %, davon 50 % Hirse ganz

## 6.2 Versuch 2

### 6.2.1 Nährstoffanalysen

In der nachstehenden Tabelle 19 sind die nach den Richtlinien der VDLUFA analysierten Nährstoffgehalte der im zweiten Versuch verwendeten Legehennenalleinfuttermittel aufgelistet. Die Futtermittelproben sind auf folgende Gehalte untersucht worden: Trockenmasse, Rohasche, Rohprotein, Gesamtfett, Rohfaser, Stärke und Zucker. Die Energiegehalte (MJ $AME_N$) wurden rechnerisch ermittelt. Die Werte der Versuchsgruppen sind der Tabelle 19 zu entnehmen, wobei die Werte der Kontrollgruppe unverändert blieben.

Die Futtermittel der Versuchsgruppen haben sich bezüglich ihrer Nährstoffe kaum voneinander unterschieden.

*Tabelle 19: Nährstoffanalyse der Futtermittel*

| g/kg TM | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ |
|---|---|---|---|---|
| TM | 891,5 | 898,2 | 901,0 | 901,4 |
| XA | 143,6 | 147,5 | 138,4 | 139,1 |
| XP | 187,6 | 196,5 | 196,6 | 194,3 |
| GXL | 68,7 | 69,9 | 59,9 | 61,5 |
| XF | 23,0 | 25,0 | 25,5 | 24,1 |
| XS | 459,6 | 465,9 | 465,1 | 466,7 |
| XZ | 43,3 | 37,5 | 38,4 | 36,6 |
| NfE | 468,6 | 459,2 | 480,7 | 482,3 |
| MJ $AME_N$ | 13,50 | 13,71 | 16,04 | 16,36 |

M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes

### 6.2.2 Farbmessung der Extrakte nach Soxhlet-Extraktion

In der Tabelle 20 werden die Ergebnisse der Farbmessung der Extrakte nach der Soxhlet-Extraktion tabellarisch veranschaulicht. Die Dotterhelligkeit und der Rotton haben sich zwischen den Extrakten der Versuchsgruppen $S_{100}$ und $S_{100/Apo\text{-}ester}$ nicht sonderlich unterschieden, der b*-Wert hingegen um einen Wert von beinahe 5. Der Gelbton des Extraktes der Versuchsgruppe $S_{100/Apo\text{-}ester}$ (13,3) war nur minimal höher als der, der Versuchsgruppe $S_{100/Tagetes}$ (13,0). Der $\Delta E$-Wert liegt bei allen Versuchsgruppen zwischen 2,0 und 4,0. Das bedeutet, dass bei allen Extrakten der

Versuchsgruppen verglichen mit dem Extrakt der Kontrollgruppe mit bloßem Auge ein deutlicher Farbunterschied zwischen den Extrakten zu erkennen war.

*Tabelle 20: L*a*b*-Werte der Extrakte nach Soxhlet-Extraktion*

| L*a*b*-Werte | VG | | | |
|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ |
| L* | 50,8 | 53,8 | 53,3 | 52,6 |
| a* | 1,2 | 0,5 | 0,4 | 0,3 |
| b* | 10,2 | 8,4 | 13,3 | 13,0 |
| $\Delta E^{*1}$ | 0,0 | 3,6 | 4,1 | 3,4 |

$^{*1}$ = gilt für die Versuchsgruppen $S_{100}$, $S_{100/Apo\text{-}ester}$ und $S_{100/Tagetes}$

### 6.2.3 Versuchstiere

In der Tabelle 21 sind die durchschnittlichen Lebendmassen der Legehennen je Versuchsgruppe und Genetik aufgelistet.

*Tabelle 21: Durchschnittliche Lebendmassen (in g)*

| VG | Anfangsgewicht | Endgewicht |
|---|---|---|
| M | 1912,54 | 1926,33 |
| $S_{100}$ | 1879,88 | 1897,00 |
| $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | 1929,62 | 1912,46 |
| $S_{100/Tagetes}$ | 1899,33 | 1909,67 |
| GE | | |
| LSL | 1781,38 | 1758,50 |
| LB | 2029,31 | 2064,23 |
| p-Werte | | |
| VG | GE | PE |
| 0,9323 | < 0,0001 | 0,6546 |

VG = Versuchsgruppe; GE = Genetik; PE = Periode; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic

#### 6.2.3.1 Legeleistung und Futterverbrauch

Die Legeleistung war in den Versuchsgruppe $S_{100/Tagetes}$ (96,73 %) und $S_{100}$ (96,43 %) am höchsten. Im Gegensatz zum ersten Versuch erwies sich die Genetik als nicht signifikanter Parameter.

*Tabelle 22: Legeleistung (in %)*

| | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| LL | 94,94* | 96,43 | 94,35 | 96,73 | 94,35 | 96,88 | 0,9753 | 0,2127 | 0,7836 | 0,2397 |
| $SEM_{7\text{-}10}$ | 7,1958 | 1,3902 | 2,1292 | 1,3520 | | | | | | |
| $SEM_{LSL}$ | 4,0633 | 2,2588 | 2,1951 | 2,3359 | | | | | | |
| $SEM_{LB}$ | 15,2530 | 1,8443 | 3,8484 | 1,5058 | | | | | | |

* = wurde vor der statistischen Berechnung Ausreißer korrigiert, da einige Hennen überwiegend Brucheier produzierten; LL = Legeleistung; VG = Versuchsgruppe; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; $SEM_{7\text{-}10}$ = Standardfehler je Versuchsgruppe über alle Versuchsperioden; $SEM_{LSL}$ = Standardfehler der Genetik LSL über alle Versuchsperioden; $SEM_{LB}$ = Standardfehler der Genetik LB über alle Versuchsperioden

Die Tabelle 23 spiegelt den Futterverbrauch aller Versuchsgruppen wider.

*Tabelle 23: Futterverbrauch (kg/kg Eimasse)*

| | VG | | | | p-Wert |
|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ | VG |
| FV | 3,94* | 2,87* | 2,78* | 2,85* | 0,0497* |

FV = Futterverwertung; VG = Versuchsgruppe; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes; * = keine Signifikanz nach Bonferroni-Korrektur

### 6.2.4 Ei-Analysen

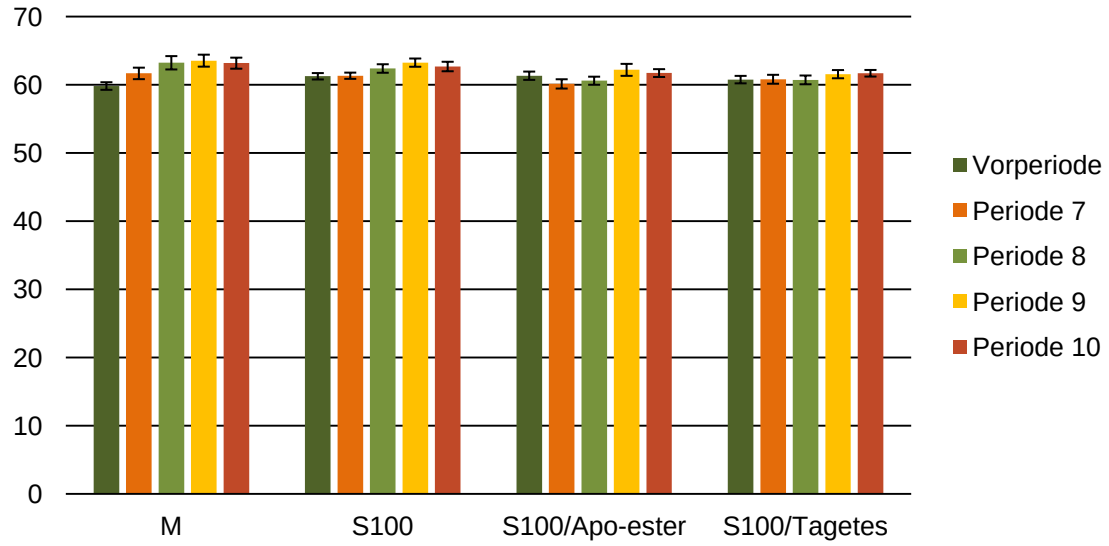
#### 6.2.4.1 Eigewichte

In der nachfolgenden Tabelle 24 sind die Eigewichte vor Versuchsbeginn (p = 0,7463) sowie während des Versuchszeitraumes dargestellt. Die Eigewichte haben sich zwischen den Versuchsgruppen in keiner Periode signifikant voneinander unterschieden. Das minimale Eigewicht der gesamten Versuchsperiode lag bei 60,14 g, das maximale bei 63,55 g. Die Eier der LB hatten ein durchschnittliches Gewicht von 62,80 g wohingegen die Eier der LSL durchschnittlich 61,05 g wogen.

*Tabelle 24: Eigewichte (in g)*

| | | VG | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| PE | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 6 = VP | 59,83 | 61,26 | 61,34 | 60,77 | 60,51 | 61,10 | 0,2746 | 0,7463 | 0,5835 | 0,6404 |
| 7 | 61,68 | 61,34 | 60,14 | 60,82 | 60,17 | 61,62 | 0,3270 | 0,8719 | 0,2493 | 0,8146 |
| 8 | 63,24 | 62,40 | 60,61 | 60,73 | 60,47 | 63,09 | 0,3501 | 0,4793 | 0,0783 | 0,9788 |
| 9 | 63,55 | 63,26 | 62,20 | 61,57 | 62,11 | 62,93 | 0,3709 | 0,8285 | 0,5775 | 0,7646 |
| 10 | 63,18 | 62,69 | 61,73 | 61,70 | 61,47 | 62,99 | 0,3184 | 0,8776 | 0,2290 | 0,8137 |
| 7-10 | 62,91 | 62,43 | 61,17 | 61,21 | 61,05 | 62,80 | 0,1725 | 0,7044 | 0,1688 | 0,9156 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: 0,7044; PE: 0,0002; VG x PE: 0,9122

*Abbildung 16: Eigewichte (in g) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

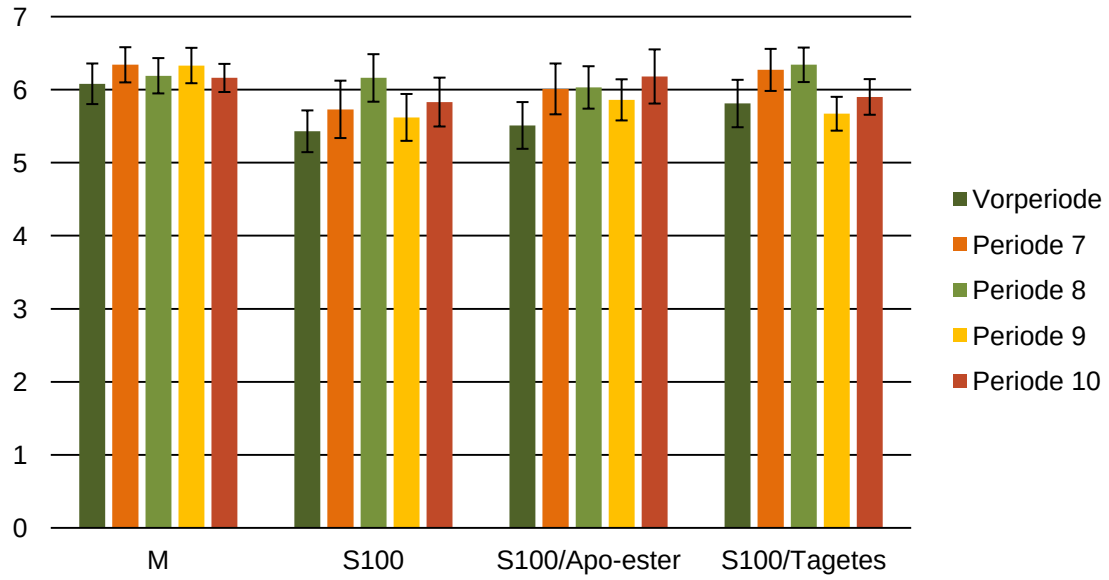
### 6.2.4.2 Bruchfestigkeit

Wie in den Tabelle 25 dargestellt, hat sich die Bruchfestigkeit der Eier auch im zweiten Versuch vor Versuchsbeginn (p = 0,5532) sowie in allen Versuchsperioden nur hinsichtlich der Genetik signifikant (p = < 0,0001) voneinander unterschieden.

*Tabelle 25: Bruchfestigkeit der Eier (in kg)*

| PE | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 6 = VP | 6,08 | 5,43 | 5,51 | 5,81 | 7,30 | 5,68 | 0,1693 | 0,5532 | < 0,0001 | 0,2796 |
| 7 | 6,34 | 5,73 | 6,01 | 6,27 | 6,91 | 5,30 | 0,1736 | 0,4631 | < 0,0001 | 0,1265 |
| 8 | 6,19 | 6,16 | 6,03 | 6,34 | 7,07 | 5,26 | 0,1523 | 0,9013 | < 0,0001 | 0,9110 |
| 9 | 6,33 | 5,62 | 5,86 | 5,67 | 6,57 | 5,15 | 0,1466 | 0,4606 | < 0,0001 | 0,8667 |
| 10 | 6,16 | 5,83 | 6,18 | 5,90 | 6,85 | 5,20 | 0,1595 | 0,8271 | < 0,0001 | 0,3342 |
| 7-10 | 6,26 | 5,83 | 6,02 | 6,04 | 6,86 | 5,22 | 0,0787 | 0,7697 | < 0,0001 | 0,5157 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: 0,7697; PE: 0,1104; VG x PE: 0,4154

*Abbildung 17: Ergebnisse der Bruchfestigkeit (in kg) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

### 6.2.5 Farbmessungen der Dotter

#### 6.2.5.1 DSM-Fächerwert

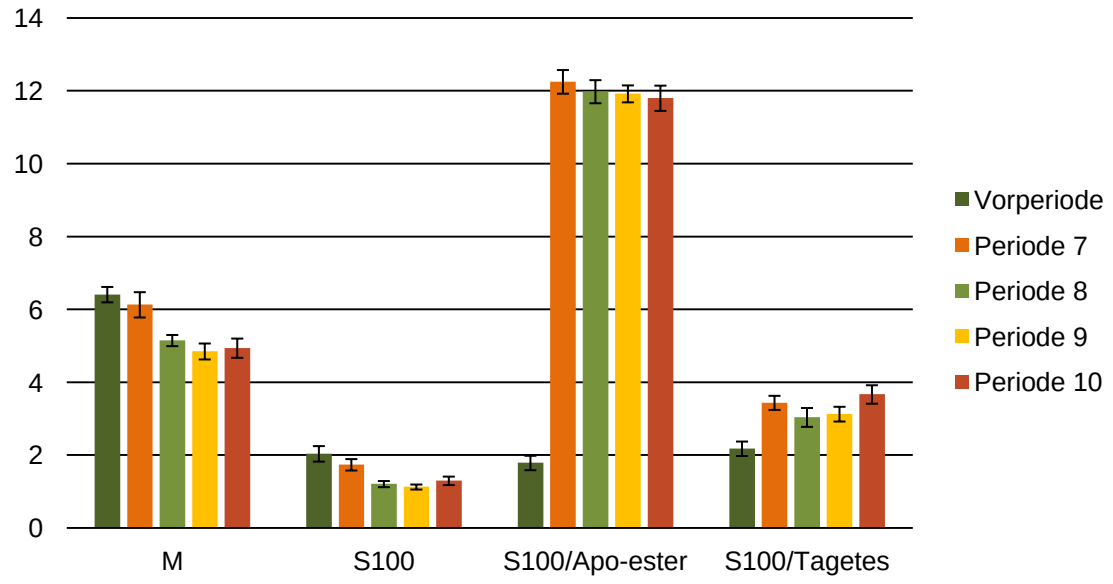
Die Ergebnisse der DSM-Fächerwerte sind in Tabelle 26 dargestellt. Die Versuchsgruppen waren in allen Perioden inklusive Vorperiode hoch signifikant (p = 0,0001). Die Versuchsgruppe $S_{100/Apo\text{-}ester}$ erreichte im Mittel den höchsten DSM-Fächerwert (11,99), wohingegen die Versuchsgruppe $S_{100}$, denn niedrigsten Wert

(1,34) hatte. Ein DSM-Fächerwert von rund 12 entspricht einem dunklen Orangeton. Während Werte um einen Wert von 1 einem sehr blassen Gelbton einzuordnen sind. Bezüglich der Genetik hatten die LB in jeder Versuchsperiode die höheren DSM-Fächerwerte.

*Tabelle 26: DSM-Fächerwerte im Versuch*

| PE | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 6 = VP | 6,41$^{a}$ | 2,04$^{b}$ | 1,79$^{b}$ | 2,18$^{b}$ | 3,03 | 3,18 | 0,2126 | < 0,0001 | 0,5898 | 0,1050 |
| 7 | 6,13$^{b}$ | 1,74$^{d}$ | 12,25$^{a}$ | 3,44$^{c}$ | 5,42 | 6,44 | 0,4827 | < 0,0001 | 0,0005 | 0,3728 |
| 8 | 5,15$^{b}$ | 1,21$^{d}$ | 11,98$^{a}$ | 3,04$^{c}$ | 4,73 | 5,95 | 0,4482 | < 0,0001 | < 0,0001 | 0,0134 |
| 9 | 4,85$^{b}$ | 1,13$^{d}$ | 11,92$^{a}$ | 3,13$^{c}$ | 4,85 | 5,60 | 0,4457 | < 0,0001 | 0,0022 | 0,3577 |
| 10 | 4,94$^{b}$ | 1,30$^{d}$ | 11,80$^{a}$ | 3,67$^{c}$ | 4,73 | 6,14 | 0,4407 | < 0,0001 | < 0,0001 | 0,0159 |
| 7-10 | 5,27$^{b}$ | 1,34$^{d}$ | 11,99$^{a}$ | 3,32$^{c}$ | 4,92 | 6,04 | 0,2263 | < 0,0001 | < 0,0001 | 0,0405 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: < 0,0001; PE: < 0,0001; VG x PE: 0,0055

*Abbildung 18: DSM-Fächerwerte je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

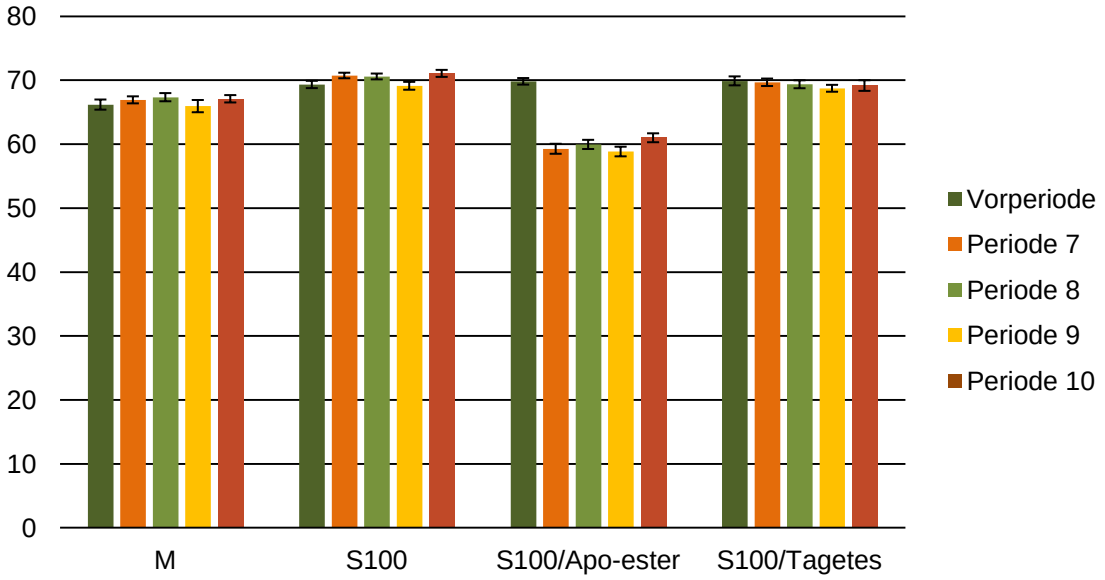
### 6.2.5.2 L*a*b* Farbraum

Die Helligkeitswerte (L*) der Vorperiode (p = 0,0011) und der Versuchsperioden sind in Tabelle 27 aufgelistet. Es ist ersichtlich, dass die Helligkeit (L*) der Dotterfarbe zwischen der Versuchsgruppe $S_{100}$ (70,37) und $S_{100/Tagetes}$ (69,23) im Mittel nicht signifikant ist. Den niedrigsten Helligkeitswert über den gesamten Versuchszeitraum zeigte die Versuchsgruppe $S_{100/Apo\text{-}ester}$ (59,76). Zusätzlich zur Versuchsgruppe unterscheidet sich auch die Genetik. Die Genetik LSL hatte in jeder Versuchsperiode die höheren L*-Werte.

*Tabelle 27: Helligkeitswerte (L*) im Versuch*

| PE | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 6 = VP | 66,18$^{b}$ | 69,33$^{a}$ | 69,82$^{a}$ | 69,89$^{a}$ | 70,03 | 67,59 | 0,3423 | 0,0011 | 0,0005 | 0,1307 |
| 7 | 66,92$^{b}$ | 70,73$^{a}$ | 59,27$^{c}$ | 69,67$^{a}$ | 67,81 | 65,41 | 0,5919 | < 0,0001 | < 0,0001 | 0,0113 |
| 8 | 67,34$^{b}$ | 70,58$^{a}$ | 59,95$^{c}$ | 69,36$^{ab}$ | 68,77 | 64,86 | 0,5292 | < 0,0001 | < 0,0001 | 0,1304 |
| 9 | 65,94$^{b}$ | 69,12$^{a}$ | 58,84$^{c}$ | 68,73$^{ab}$ | 67,14 | 64,21 | 0,5645 | < 0,0001 | < 0,0001 | 0,0226 |
| 10 | 67,09$^{b}$ | 71,06$^{a}$ | 60,99$^{c}$ | 69,16$^{ab}$ | 68,22 | 65,92 | 0,5305 | < 0,0001 | 0,0022 | 0,5010 |
| 7-10 | 66,82$^{b}$ | 70,37$^{a}$ | 59,76$^{c}$ | 69,23$^{a}$ | 67,99 | 65,10 | 0,2770 | < 0,0001 | < 0,0001 | 0,0011 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: < 0,0001; PE: 0,0012; VG x PE: 0,6885

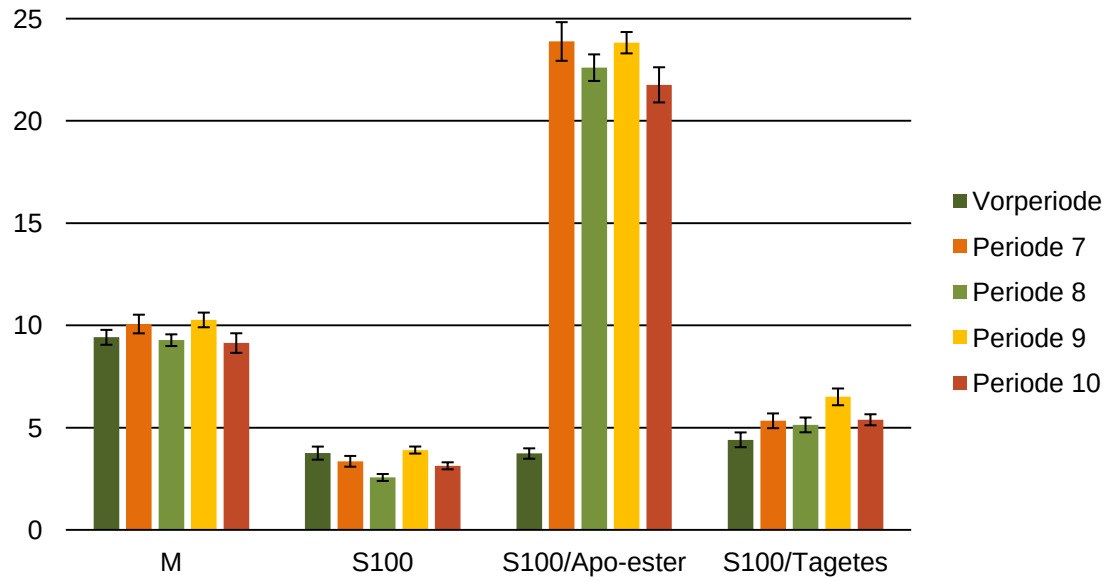
*Abbildung 19: Helligkeitswerte (L*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

Die Tabellen 28 und 29 zeigen die Rot- (a*) und die Gelbwerte (b*) vor Versuchsbeginn sowie während des Versuches. Hoch signifikante Unterschiede der Rot- (a*) und Gelbwerte (b*) zeigten sich sowohl in der Vorperiode als auch in allen Versuchsperioden (p = < 0,0001). Die a*-Werte der Versuchsgruppe $S_{100/Apo\text{-}ester}$ sind in jeder Periode mehr als doppelt so hoch als die der Kontrollgruppe. Die Rotwerte der Versuchsgruppe $S_{100/Tagetes}$ hingegen sind in etwa halb so hoch als die a*-Werte der Kontrollgruppe. Die Versuchsgruppe $S_{100}$ hatte in allen Perioden die niedrigsten Werte.

*Tabelle 28: Rotwerte (a*) im Versuch*

| PE | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 6 = VP | 9,42[a] | 3,76[b] | 3,74[b] | 4,41[b] | 5,55 | 5,11 | 0,2875 | < 0,0001 | 0,2870 | 0,0162 |
| 7 | 10,07[b] | 3,36[c] | 23,88[a] | 5,34[c] | 10,31 | 11,12 | 0,9752 | < 0,0001 | 0,1884 | 0,1647 |
| 8 | 9,28[b] | 2,57[d] | 22,60[a] | 5,14[c] | 9,29 | 10,51 | 0,8462 | < 0,0001 | 0,0105 | 0,0330 |
| 9 | 10,27[b] | 3,91[d] | 23,82[a] | 6,51[c] | 10,86 | 11,30 | 0,8437 | < 0,0001 | 0,3966 | 0,7088 |
| 10 | 9,14[b] | 3,14[d] | 21,76[a] | 5,39[c] | 9,25 | 10,52 | 0,8189 | < 0,0001 | 0,0317 | 0,0105 |
| 7-10 | 9,69[b] | 3,24[d] | 23,01[a] | 5,59[c] | 9,91 | 10,86 | 0,4332 | < 0,0001 | 0,0146 | 0,0231 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: < 0,0001; PE: < 0,0001; VG x PE: 0,3060

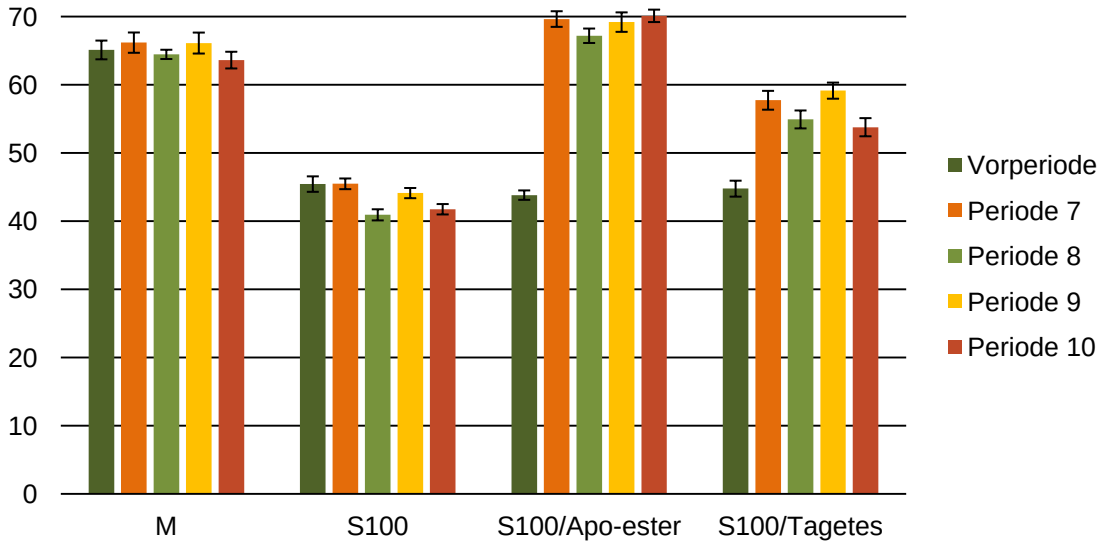
*Abbildung 20: Rotwerte (a*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

Die b*-Werte der Versuchsgruppen waren in jeder Periode hoch signifikant (p = < 0,0001). In der zehnten Periode unterschied sich jede Versuchsgruppe voneinander, wobei erneut $S_{100}$ (41,76) die niedrigsten und $S_{100/Apo\text{-}ester}$ (70,12) die höchsten Werte erzielte. In Bezug auf die Genetik sind keine Unterschiede ermittelt worden.

*Tabelle 29: Gelbwerte (b*) im Versuch*

| PE | VG | | | | GE | | | p-Werte | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ | LSL | LB | SEM | VG | GE | VG x GE |
| 6 = VP | 65,12$^{a}$ | 45,45$^{b}$ | 43,83$^{b}$ | 44,78$^{b}$ | 50,16 | 49,43 | 1,0529 | < 0,0001 | 0,5827 | 0,0292 |
| 7 | 66,19$^{a}$ | 45,49$^{c}$ | 69,65$^{a}$ | 57,74$^{b}$ | 59,23 | 60,20 | 1,2221 | < 0,0001 | 0,4298 | 0,0031 |
| 8 | 64,47$^{a}$ | 40,94$^{c}$ | 67,20$^{a}$ | 54,93$^{b}$ | 56,61 | 57,12 | 1,2008 | < 0,0001 | 0,6489 | 0,0023 |
| 9 | 66,13$^{a}$ | 44,13$^{c}$ | 69,20$^{a}$ | 59,15$^{b}$ | 59,99 | 59,20 | 1,1911 | < 0,0001 | 0,5585 | 0,0118 |
| 10 | 63,63$^{b}$ | 41,76$^{d}$ | 70,12$^{a}$ | 53,79$^{c}$ | 56,78 | 57,92 | 1,2525 | < 0,0001 | 0,3967 | 0,5264 |
| 7-10 | 65,10$^{b}$ | 43,08$^{d}$ | 69,04$^{a}$ | 56,40$^{c}$ | 58,13 | 58,68 | 0,6108 | < 0,0001 | 0,5746 | 0,0018 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; VP = Vorperiode; GE = Genetik; M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes; LSL = Lohmann LSL-Classic; LB = Lohmann Brown-Classic; SEM = Standardfehler




p-Wert Gesamtversuch: VG: < 0,0001; PE: 0,6108; VG x PE: < 0,0001

*Abbildung 21: Gelbwerte (b*) je Versuchsgruppe in der Vorperiode und in den Versuchsperioden inkl. Standardfehler*

Tabelle 30 zeigt die Ergebnisse der Berechnung des *ΔE* der Dotter. Der euklidische Farbabstand ist in allen Perioden in der Versuchsgruppe $S_{100}$ am höchsten, gefolgt von der Versuchsgruppe $S_{100/Apo\text{-}ester}$. Da der *ΔE*-Wert aber in allen Versuchsgruppen > 5 ist, lässt sich sagen, dass die Differenz mit freiem Auge als eine andere Farbe bewertet werden konnte.

*Tabelle 30: ΔE Ergebnisse der Dotter*

| PE | VG | | | |
|---|---|---|---|---|
| | M | $S_{100}$ | $S_{100/Apo\text{-}ester}$ | $S_{100/Tagetes}$ |
| 7 | 0,0* | 21,45 | 16,62 | 8,84 |
| 8 | 0,0* | 24,36 | 15,70 | 10,26 |
| 9 | 0,0* | 22,89 | 15,98 | 8,09 |
| 10 | 0,0* | 22,93 | 15,63 | 10,64 |

PE = Periode; VG = Versuchsgruppe; * = Referenzwert, M = Kontrollgruppe Mais; $S_{100}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 %; $S_{100/Apo\text{-}ester}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Apo-ester; $S_{100/Tagetes}$ = Versuchsgruppe Hirse 100 % + Tagetes

# 7 Diskussion

Im folgenden Kapitel werden die Ergebnisse der beiden Versuche diskutiert und mit Ergebnissen weiterer Studien abgeglichen.

## 7.1 Versuch 1

### 7.1.1 Diskussion des Einsatzes von vermahlener und unvermahlener Körnerhirse

Die Legehennen der Versuchsgruppen $S_{100}$ und $S_{100/50G}$ erzielten während des gesamten Versuches in keinem der erhobenen Leistungsparameter (Legeleistung, Eigewicht, Bruchfestigkeit) signifikant schlechtere Ergebnisse, als die Versuchsgruppe ($S_{50}$) und die Kontrollgruppe (M). Lediglich die Dotterfarbe wurde, durch die fehlenden Farbstoffe der Körnerhirse, bei den Hirsegruppen im Vergleich zu der Kontrollgruppe und der Versuchsgruppe $S_{50}$ heller.

Tadele et al. (2018) haben in ihrem Versuch Mais durch Fingerhirse ersetzt (25 %, 50 %, 75 %, 100 %). Sie kamen zu dem Schluss, dass es möglich ist, Mais durch Fingerhirse zu ersetzen, ohne dass Einbußen zu verzeichnen sind. Denn der Ersatz von Mais durch die Fingerhirse hat weder Eimasse und Eigewicht noch Schalendicke und Schalengewicht negativ beeinflusst. Die Legeleistung war sogar bei dem Ersatz von 75 % des Maisanteils durch Fingerhirse am höchsten. Außerdem erwies sich die Substitution von Mais durch Fingerhirse von bis zu 75 % aufgrund der erhöhten Eiproduktion sogar als rentabler.

In der Studie von Reddy et al. (2005) fand eine 50 % sowie 100 % Substitution von Mais durch Körnerhirse statt. Jedes Legehennenalleinfuttermittel wurde in gemahlener und pelletierter Form verfüttert. Dieser Versuch zeigte ebenso, dass Mais durch Körnerhirse ersetzt werden kann, ohne dass die Lebendmasse oder die Legeleistung der Legehennen negativ beeinflusst werden. Die Eiqualitäten verschlechterten sich aufgrund des Hirse-Einsatzes nicht, lediglich die Dotterfarbe wurde heller. Dieses Defizit konnte jedoch durch den Einsatz von 3 % Stylosanthes (in der Ration ohne Maisanteil) auf das Niveau der Dotterfarbe bei 50-prozentigem Einsatz der Körnerhirse angeglichen werden.

Im Versuch von İmik et al. (2006) wurde in der Produktionsspitze der Legehennen der Maisanteil von 22 % im Futter durch vermahlene Körnerhirse ersetzt. Sie kamen zu dem Ergebnis, dass die Substitution von Mais durch Körnerhirse in der Ration keinen Einfluss auf die Eischaleneigenschaften (Eischalendicke und Bruchfestigkeit des Eies) hatte. Es gab aber Auswirkungen auf die inneren Qualitätsparameter des Eies (v. a. hellere Dotterfarbe). Das Eigewicht war in jener Versuchsgruppe mit dem Körnerhirse-Anteil (64,7 g) höher, als in der Versuchsgruppe mit dem Mais-Anteil (63,2 g). Der Grund dafür liegt in der höheren Futteraufnahme der Versuchsgruppe mit dem Körnerhirse-Anteil. Laut İmik et al. (2006) ist es möglich, dass ein Legehennenfutter einen Anteil von 22 % tanninarmer Körnerhirse enthalten kann, ohne dass zusätzliche Supplementierungen erforderlich sind.

Deaton et al. (1989) fanden heraus, dass der Einsatz unterschiedlicher Partikelgrößen (0,814-0,873 mm und 1,343-1,501 mm) bei Maisrationen keinen Einfluss auf die Eiproduktion, die Futtereffizienz sowie die Eiqualität hatte. Im Gegensatz zum vorliegenden Versuch kamen Cabrera et al. (1994) zu dem Schluss, dass eine Verringerung der Partikelgröße von 1,0 auf 0,4 mm in Sorghum-basierten Rationen in einer Steigerung der Legeleistung von 3-7 % resultierte. Insgesamt steigerte sich das Eigewicht in dieser Studie um 2 % und die Futtereffizienz verbesserte sich um 9 %. In der Mais-basierten Ration dieser Studie konnte durch die Partikelgrößenverringerung ebenso kein signifikanter Effekt festgestellt werden. Vergleicht man die Erkenntnisse der Studien von Deaton et al. (1989) und Cabrera et al. (1994), könnte der Rückschluss gezogen werden, dass Legehennen bei Sorghum-basierten Rationen – im Gegensatz zu Mais-basierten Rationen – stark auf eine Partikelgrößenverringerung reagieren.

Cumming (1983) setzte in seinem Versuch unvermahlene Sorghumhirse sowie unvermahlenen Weizen ein. Er stellte fest, dass Legehennen im Allgemeinen unvermahlene Sorghumkörner bevorzugten und eine höhere Aufnahme aufwiesen als bei unvermahlenen Weizenkörnern. Eine Erklärung hierfür könnte laut Adret-Hausberger und Cumming (1985) die Bevorzugung von runden, rotbraunen, regelmäßigen Samen sein.

Biggs and Parsons (2009) kamen in ihrer Arbeit zu dem Schluss, dass ein Alleinfuttermittel für Broiler bis zu 200 g/kg unvermahlene Sorghumhirse enthalten kann, oh-

ne dass das Wachstum beeinträchtigt wird. Jedoch neigten auch die Broiler dazu, die unvermahlenen Sorghumkörner auszuselektieren, was wiederrum die Wachstumsrate beeinflussen könnte.
Cumming (1987) ist der Meinung, dass es wichtig ist, bereits den Junghennen ganze Körner zu verfüttern. Bestenfalls jene, welche ihnen auch später, d. h. in der Legeperiode, angeboten werden. Dadurch wird der Effekt der Futtererkennung begünstigt.
Trotz der Tatsache, dass ganze Körner gut für die Fütterung von ausgewachsenen Geflügel geeignet wären, sind Studien zur Verfütterung von unvermahlenem Getreide an Legehennen in der Literatur nur begrenzt zu finden (Singh et al., 2014). Speziell bei Sorghum gibt es laut Liu et al. (2013) einen Mangel an Forschung über Mahltechnik und Partikelgröße von Futtermitteln für Legehennen, welche auf Sorghumbasis bestehen.

### 7.1.2 Diskussion des Futterverbrauchs

Aufgrund der großen Futterverschwendung sind die Ergebnisse des Futterverbrauches nicht realitätsgetreu und somit zu vernachlässigen.

## 7.2 Versuch 2

### 7.2.1 Diskussion der Legeleistung

Wie erwartet, gab es in der Legeleistung auch im zweiten Versuch, trotz der Supplementierung eines synthetischen sowie natürlichen Farbstoffes, in keiner Periode signifikanten Unterschiede zwischen den Versuchsgruppen.
Bestätigt werden kann dies durch eine Studie von Englmaierová et al. (2013), welche einen Versuch mit 240 ISA Brown Hennen durchführten. Eine Versuchsgruppe bekam ein Legehennenalleinfuttermittel mit den Zusatzstoffen Carophyll Yellow 10 % (15 mg/kg) und Carophyll Red 10 % (20 mg/kg), welche gemeinsam in das Futter eingemischt wurden. Einer zweiten Versuchsgruppe wurde Luteinpuderextrakt (90 %) mit 250 mg/kg beigemengt. Ihre Analyse ergab, dass sich die Legeleistung dieser beiden Versuchsgruppen im Vergleich zur Kontrollgruppe nicht signifikant voneinander unterschieden hat.

Auf dieses Ergebnis kamen auch Leeson und Caston (2004) bei ihrer Studie über den Einsatz verschiedener Gehalte an Lutein in der Legehennenfütterung. Unabhängig der Beimischraten (0, 125, 250, 375, 500, 625, 750 und 1000 mg/kg) hatten sich die Diäten bezüglich der Legeleistung nicht voneinander unterschieden.
Im Gegensatz dazu kamen Nuraini et al. (2017) in ihrer Studie zu dem Ergebnis, dass durch den Zusatz von Tagetesblütenextrakt in der Futterration von Wachteln (*Coturnix Coturnix japonica*) eine signifikante Steigerung der Legeleistung erzielt werden konnte.
Zu einem ähnlichen Ergebnis kamen Skřivan et al. (2016). Durch den Zusatz von 550 mg Tagetesblütenextrakt/kg (Avizant Yellow 20 HS) sowie 950 mg Tagetesblütenextrakt/kg stieg die Legeleistung der Hennen (LB) um 5,8 % im Vergleich zur Kontrollgruppe an.
In der Tabelle 31 sind die Legeleistungen der diskutierten Studien aufgelistet.

*Tabelle 31: Vergleichende Darstellung der Legeleistungen bei unterschiedlichen Einmischraten von Farbstoffen*

| Literatur | Farbstoff(e) | Menge in mg/kg | LL in % |
|---|---|---|---|
| Englmaierová et al. (2013) | - | 0 | 92,8 |
| | Carophyll Yellow 10 % + Carophyll Red 10 % | 15<br>20 | 93,4 |
| Englmaierová et al. (2013) | LPE (90%) | 250 | 93,9 |
| Leeson und Caston (2004) | Lutein | 125-1000 | n.a. |
| Nuraini et al. (2017)* | - | 0 | 74,3[b] |
| | TBE | 5 | 76,2[b] |
| | TBE | 10 | 78,7[b] |
| | TBE | 15 | 80,7[a] |
| Skřivan et al. (2016) | - | 0 | 85,3[b] |
| | TBE | 550 | 91,1[a] |
| | TBE | 950 | 90,1[a] |

* = Wachteln (*Coturnix Coturnix japonica*); LPE = Luteinpuderextrakt; TBE = Tagetesblütenextrakt;

n.a. = nicht angegeben

### 7.2.2 Diskussion der Ei-Analysen

#### 7.2.2.1 Eigewichte

Im vorliegenden Versuch gab es bei den Eigewichten weder innerhalb der Versuchsgruppen noch innerhalb der Genetik signifikante Unterschiede. Was die

durchschnittlichen Eigewichte des gesamten Versuches betrifft, wären die Eier in der Praxis der Gewichtsklasse M einzuordnen gewesen.

Untermauert werden konnte dieses Ergebnis durch eine Studie von Anderson et al. (2008). Weder Carophyll Yellow 10 %, noch Carophyll Red 10 % oder die Mischung dieser resultierte in einer signifikanten Steigerung des Eigewichts.

Der Einsatz von Tagetesblütenextrakt oder -mehl in der Legehennenration resultierte auch im Versuch von Lokaewmanee et al. (2011) in keiner Veränderung der Eimasse.

Skřivan et al. (2016) konnten durch die unterschiedlichen Dosierungen von Avizant 20 HS, im Gegensatz zur vorliegenden Studie, signifikante Veränderungen des Eigewichts festgestellen. In der Kontrollgruppe (0 % Avizant 20 HS) war das Eigewicht um bis zu 1,6 g niedriger als in den Versuchsgruppen.

In der Studie von Englmaierová et al. (2013) erhöhten sowohl die künstlichen als auch die natürlichen Carotinoide das Eigewicht signifikant gegenüber der Kontrollgruppe (61,1 g). Wobei die Versuchsgruppe mit dem Carophyll Yellow 10 % + Carophyll Red 10 % die höchsten Eigewichte erzielte (62,9 g). Jene Versuchsgruppe mit dem Luteinpuderextrakt erzielte ein durchschnittliches Eigewicht von 62,1 g.

Halaj et al. (1999) kamen auf ein ähnliches Ergebnis. Das synthetische Carotinoid Carophyll resultierte in einem höheren Eigewicht von rund 4,7 % im Vergleich zur Kontrollgruppe. Bedauerlicherweise lagen in diesem Paper keine Einzelheiten zur Dosierung von Carophyll vor.

#### 7.2.2.2 Bruchfestigkeit

Die Bruchfestigkeit der Eier hat sich auch im zweiten Versuch innerhalb der Versuchsgruppen in keiner Periode signifikant voneinander unterschieden. Lediglich in der Genetik gab es Unterschiede, welche über den gesamten Versuchszeitraum im Durchschnitt 1,6 kg betrugen (LSL > LB).

Der Vergleich der Bruchfestigkeit, zwischen dieser und anderen Studien, gestaltete sich insofern als schwierig, da in den verschiedenen Studien Legehennen mit unterschiedlicher Genetik und unterschiedlichem Alter eingesetzt wurden.

Der vorliegende Versuch deckt sich mit dem Ergebnis von Lokaewmanee et al. (2011). Sie konnten ebenfalls keine Unterschiede in der Bruchfestigkeit durch den

Einsatz von Tagetesblütenmehl und Tagetesblütenextrakt im Vergleich zur Kontrollgruppe feststellen.

In der Studie von Englmaierová et al. (2013) hingegen, hatten die Eier der Versuchsgruppe mit dem Lutein-Anteil die höchsten Werte (im Durchschnitt 4,2 kg) bezüglich der Bruchfestigkeit und unterschied sich signifikant von den Versuchsgruppen mit dem Carophyll-Anteil (Yellow und Red) (4 kg) und der Kontrollgruppe (4 kg).

Bei der Studie von Skřivan et al. (2016) verringerte sich die Bruchfestigkeit der Eier bei einem Zusatz des Tagetesblütenextraktes von 150 mg/kg und 950 mg/kg signifikant um bis zu 5,6 %.

Oliveira et al. (2017) sind zum Schluss gekommen, dass die Aufnahme von Tagetesblütenextrakt die Schalendicke vermindert. Den wahrscheinlichsten Grund dafür sehen sie in den Gehalten an Lutein und Zeaxanthin des Tagetesblütenextraktes. Lutein und Zeaxanthin sollen die östrogene Aktivität in mehreren Geweben hemmen und somit eine dünnere Eischale verursachen.

### 7.2.3 Diskussion der Farbmessungen der Dotter

Die Vergleichbarkeit der Fächer- und L*a*b*-Werte mit anderen Studien hat sich als herausfordernd erwiesen, denn sehr viele Faktoren, welche teilweise in den verschiedenen Literaturen nicht bekannt sind, haben einen Einfluss auf die Pigmentierung. Einige Hauptfaktoren sind laut Seemann (1999):

- Carotinoidquelle
- Carotinoidgehalt (v. a. Tagetesprodukte)
- Lagerdauer und -bedingungen der eingesetzten Komponenten und des Futters
- Hitzebehandlung des Futters
- Verseifung natürlicher Farbstoffzusätze (Effektivität: verseifte Farbstoffe > gebundene Farbstoffe)
- beschränkte oder ad libitum Futteraufnahme sowie Energiegehalt des Futters
- Gesundheit der Tiere
- Haltung (Lichtprogramm, Umgebungstemperatur, usw.)

Genetische Effekte auf die Pigmentierung sind laut Seemann (1999) vernachlässigbar.

#### 7.2.3.1 DSM-Fächerwert

Mit dem Einsatz von 500 mg/kg Apo-ester (Carophyll Yellow 10 %), das entspricht 50 mg/kg an β-Apo-8′-carotinsäureethylester, war die Versuchsgruppe $S_{100/Apo\text{-}ester}$ jene, mit dem höchsten DSM-Fächerwert (12). Den zweithöchsten Fächerwert erreichte die Kontrollgruppe (5,3). Beim Tagetesblütenextrakt wurden 250 mg/kg ins Futter eingemischt. Die Verfügbarkeit betrug beim Tagetesblütenextrakt 2 %, was bei dieser Einmischrate 5 mg/kg entspricht. Diese niedrige Beimischrate an Tagetesblütenextrakt im Futter der Versuchsgruppe $S_{100/Tagetes}$ (3,3) reichte nicht aus, um den DSM-Fächerwert der Kontrollgruppe zu erreichen.

Obwohl die Kontrollgruppe (M) einen Maisanteil von 59 % im Legehennenalleinfuttermittel hatte, reichte das nur für einen DSM-Fächerwert von 5,3. Im Versuch von Seemann (1999) betrug der DSM-Fächerwert im Futter mit Mais als Hauptkomponente 10,2. Der niedrige Wert des vorliegenden Versuches liegt vermutlich zum einen daran, dass die Xanthophyllgehalte im Mais sehr unterschiedlich sind (2-33 mg/kg, Quackenbush, 1963; 20-48 mg/kg, 15-20 mg/kg Seemann, 1999) und zum anderen es eine große Rolle spielt, wie lange und unter welchen Bedingungen die Lagerung erfolgte (Nys, 2000). Laut Watson (1962) kann Mais durch die Trocknung oder einer einjährigen Lagerung bis zu 50 % seines Xanthophyllgehaltes verlieren. Santos-Bocanegra et al. (2004) sind sogar der Meinung, dass Mais durch die Lagerung einen Verlust der Xanthophylle von bis zu 70 % haben kann.

Da im vorliegenden Versuch keine Informationen über Sorte oder Lagerbedingungen des Maises vorhanden sind, ist es sehr schwierig die tatsächliche Ursache für diesen niedrigen DSM-Fächerwert zu finden.

Durch den Einsatz von 500 mg/kg des Farbstoffes Carophyll Yellow 10 % (Carotinoidgehalt 100 g/kg), wird der Carotinoidgehalt im Futter um 50 mg/kg angereichert. Grundsätzlich sollte Apo-ester für die Gelbfärbung des Dotters sorgen (Cisneros, 2018). In diesem Versuch konnte aber festgestellt werden, dass sich durch den Einsatz von Carophyll Yellow 10 % auch der Rotton intensivierte und dadurch ein DSM-Fächerwert von 12 zustande kam. Dass mit einem hohem Anteil Apo-ester oder entsprechendem Zusatz von Rotpigmenten, ein Fächerwert von bis zu 12 zu erreichen ist, bestätigte auch Mennicken (1999). Sollen noch höhere Werte

erreicht werden, wie sie beispielsweise in weiten Teilen Deutschlands gewünscht werden, muss das Futter mit Rotpigmente angereichert werden (Mennicken, 1999).
Im Versuch von Sandeski et al. (2014) wurden die Legehennen mit 110 g/Tag rationiert gefüttert. Den Legehennen wurden unterschiedliche Mengen an roten (Carophyll Red) und gelben Xanthophyllen (Xamacol 40) in das Legehennenalleinfutter beigemischt. Mit einer täglichen Aufnahme von 2 mg/Henne der gelben Xanthophylle (18 mg/kg) wurde ein Fächerwert von 9 erreicht. Nennenswert hierbei ist, dass die Grundration nicht nur Mais enthalten hat sondern auch Maisklebermehl, welches reich an Carotinoiden ist (LfL, 2018). Um einen Fächerwert von 14 zu erreichen, musste den Legehennen 1,5 mg/Henne der gelben Xanthophylle und 0,5 mg/Henne der roten Xanthophylle verfüttert werden.
Santos-Bocanegra et al. (2004) setzten in ihrem Versuch verschiedene Xanthophylle ein, welche unterschiedliche DSM-Fächerwerte erreichten. In Tabelle 32 sind die genauen Dosierungen dieses Versuches aufgelistet. Wesentlich ist außerdem, dass in der Grundration keine Rohstoffe mit hohem Carotinoidgehalt (wie z. B. Mais, Maiskleber oder Luzernemehl) eingesetzt wurden und bei der Kontrollgruppe trotzdem ein DSM-Fächerwert von 3,7 erreicht wurde.

*Tabelle 32: Durchschnittliche DSM-Fächerwerte bei unterschiedlichen Kombinationen der Xanthophylle Apo-ester, Canthaxanthin und Citranaxanthin*

| Kombination | DSM-Fächerwert |
|---|---|
| Apo-ester (2,5 mg/kg) + Canthaxanthin (1,5 mg/kg) | 12,5 |
| Apo-ester (2,0 mg/kg) + Citranaxanthin (3,0 mg/kg) | 12,6 |
| Tagetesblütenextrakt (7,5 mg/kg) + Capsicum (2,5 mg/kg) | 10,5 |
| Tagetesblütenextrakt (7,5 mg/kg) + Capsicum (3,0 mg/kg) | 10,8 |
| Tagetesblütenextrakt (7,5 mg/kg) + Capsicum (3,5 mg/kg) | 11,2 |
| Tagetesblütenextrakt (7,5 mg/kg) + Capsicum (4,0 mg/kg) | 11,7 |

Canthaxanthin = synthetisch hergestelltes rotes Xanthophyll;
Citranaxanthin = synthetisch hergestelltes rotes Xanthophyll;
Capsicum = rotes Xanthophyll, welches aus Paprika gewonnen wird

Zu beachten ist, dass bei verschiedenen Tagetesprodukten der Carotinoidgehalt zwischen 12.000-25.000 mg/kg schwankt. Ebenso spielt der richtige Trägerstoff, für die Verteilung und Stabilität im Futter, eine entscheidende Rolle. Werden verseifte Tagetesprodukte eingesetzt, wird die Pigmenteinlagerung in den Dotter beschleunigt

und der Rotton wird intensiver. Grund dafür ist die bessere Resorption durch die freigesetzten Farbstoffe im Darmtrakt mit Hilfe der Verseifung (Seemann, 1999).

#### 7.2.3.2 L*a*b* Farbraum

Durch den Einsatz von 500 mg/kg Apo-ester (Carophyll Yellow 10 %), war die Versuchsgruppe $S_{100/Apo\text{-}ester}$ durchgehend jene Gruppe, mit den niedrigsten Helligkeitswerten (L*) (59,76), aber mit den höchsten Rot- (a*) (23,01) und Gelbwerten (b*) (69,04). Der Einsatz von 250 mg/kg Tagetesblütenextrakt führte zu einem durchschnittlichen Helligkeitswert (L*) von 69,23 und lag somit nur etwas unter dem Helligkeitswert der Versuchsgruppe $S_{100}$. Durch die oben genannte Einmischrate des Tagetesblütenextraktes waren auch die Unterschiede der Rot- und Gelbwerte zwischen den Versuchsgruppen $S_{100}$ (3,24 und 43,08) und $S_{100/Tagetes}$ (5,59 und 56,40) nicht so groß wie erhofft.

Einen ähnlichen Versuch haben Steinberg et al. im Jahre 2000 durchgeführt. Sie haben Carophyll Yellow in den Mengen 5, 10, 20 und 40 mg/kg sowie den Tagetesblütenextrakt der Firma Kemin (Oro Glo Layer Dry) in den Mengen 15, 30, 60 und 120 mg/kg eingesetzt. Die Ergebnisse dieses Versuches sind in Tabelle 33 dargestellt.

Berücksichtigt man bei den Einmischraten des vorliegenden Versuches die Verfügbarkeiten der Xanthophylle im Futter, sind die beiden Ergebnisse, vor allem die des Apo-ester Einsatzes, sehr gut miteinander vergleichbar. Zu erwähnen ist hierbei, dass die Basisdiät, also das Legehennenalleinfuttermittel ohne Zusatz von Farbstoffen, einen Xanthophyllgehalt von weniger als 5 mg/kg hatte. Im vorliegenden Versuch war der Xanthophyllgehalt des Legehennenalleinfutters ohne Farbstoffzusatz < 1 mg/kg.

*Tabelle 33: L*a*b*-Werte des Versuches von Steinberg (Steinberg et al., 2000)*

| Einmischrate Carophyll Yellow (in mg/kg) | L* | a* | b* |
|---|---|---|---|
| 5 | 60,0 | 10,0 | 59,2 |
| 10 | 58,9 | 12,8 | 58,1 |
| 20 | 56,3 | 18,2 | 55,1 |
| 40 | 52,5 | 24,3 | 49,4 |
| Einmischrate Tagetesblütenextrakt (in mg/kg) | L* | a* | b* |
| 15 | 60,5 | 6,8 | 59,6 |
| 30 | 60,5 | 8,6 | 60,1 |
| 60 | 59,7 | 9,3 | 59,2 |
| 120 | 59,0 | 10,4 | 57,1 |

Grashorn und Steinberg (2002) haben in ihrem Versuch verschiedene Mengen Carophyll Red (0, 0,5, 1, 2, 4, 8, 16, 32, 64 mg/kg) und eine gleichbleibende Menge Carophyll Yellow (4 mg/kg) in die Legehennenalleinfuttermittel eingemischt. Die dadurch erzielten L*a*b*-Werte sind in Tabelle 34 aufgelistet.

Vergleicht man dieses Ergebnis mit dem Ergebnis des vorliegenden Versuches, lässt sich erkennen dass, der im vorliegenden Versuch durchschnittlich erreichte b*-Wert im Versuch von Grashorn und Steinberg (2002) in keiner Gruppe erreicht wurde. Jedoch war der Helligkeitswert (L*) in jeder Versuchsgruppe niedriger. Der Rotwert (a*) des vorliegenden Versuches liegt zwischen den Ergebnissen der Einsatzmengen Carophyll Yellow 4 mg/kg + Carophyll Red 8 mg/kg und Carophyll Yellow 4 mg/kg + Carophyll Red 16 mg/kg. Das beweist, dass der Rotwert (a*) auch ohne den Einsatz von Carophyll Red, also Canthaxanthin, auf einen vergleichbar hohen Wert ansteigen kann.

*Tabelle 34: Tabelle X: L*a*b*-Werte des Versuches von Grashorn und Steinberg (Grashorn und Steinberg, 2002)*

| Einmischrate Carophyll Red (in mg/kg) | L* | a* | b* |
|---|---|---|---|
| 0 | 52,3 | 4,2 | 40,5 |
| 0,5 | 51,7 | 5,9 | 37,3 |
| 1 | 51,0 | 8,2 | 39,2 |
| 2 | 50,1 | 11,0 | 37,7 |
| 4 | 49,1 | 15,4 | 38,5 |
| 8 | 47,2 | 20,6 | 39,5 |
| 16 | 44,2 | 25,3 | 38,8 |
| 32 | 39,5 | 28,7 | 34,7 |
| 64 | 38,0 | 31,4 | 34,5 |

Skřivan et al. (2016) haben in ihrem Versuch 150, 350, 550, 750 und 950 mg/kg des Tagetesblütenextraktes Avizant Yellow 20 HS eingesetzt. Bei einer Einsatzmenge von 150 mg/kg betrug der Helligkeitswert (L*) 62,38, der Rotwert (a*) 6,17 und der Gelbwert (b*) 50,79. Wurde die Einsatzmenge auf 350 mg/kg erhöht, änderten sich die durchschnittlichen L*a*b*-Werte (L*: 62,09, a*: 7,77, b*: 53,78). Vergleicht man diesen Versuch mit dem vorliegenden Versuch, lässt sich feststellen, dass mit einer Einsatzmenge von 250 mg/kg des Tagetesblütenextraktes vergleichbare Durchschnittswerte erzielt werden konnten (L*: 69,23, a*: 5,59, b*: 56,40). Der höhere Helligkeitswert (L*) lässt sich höchstwahrscheinlich dadurch erklären, dass bei dem Legehennenalleinfuttermittel von Skřivan et al. (2016) Luzerne enthalten war und der Carotinoidgehalt dadurch bereits in der Basisdiät höher war als in der vorliegenden Studie.

# 8 Schlussfolgerung

Die Behauptung, dass die anteilige Substitution von Mais durch Körnerhirse unabhängig des Vermahlungsgrades möglich ist, ohne dass die Legeleistung, das Eigewicht oder die Bruchfestigkeit negativ beeinflusst werden, konnte durch die vorliegenden Versuche bestätigt werden.

Die Behauptung, dass die Supplementierung eines synthetischen sowie natürlichen Farbstoffes in einer Körnerhirse-basierten Ration verglichen mit einer Mais-basierten Ration in einer Steigerung der Dotterfarbe resultiert, konnte nur teilweise bestätigt werden. Da die Verfügbarkeit des Tagetesblütenextraktes zu wenig berücksichtigt wurde, war die Einmischrate bedauerlicherweise unzureichend. Das erwünschte Ergebnis, eine für den Konsumenten ansprechende Dotterfarbe zu erzielen, konnte somit für jene Versuchsgruppe nicht erzielt werden.

Zusammenfassend ist demnach der Einsatz von Körnerhirse als alleinige Getreidekomponente möglich. Ebenso konnten 29,5 % der vermahlenen Körnerhirse durch unvermahlene Körnerhirse im Legehennenalleinfuttermittel ersetzt werden.
Für die Verfütterung solcher Legehennenalleinfuttermittel ist es jedoch wichtig, dass die Supplementierung von Farbstoffen in einer ausreichenden Dosierung sowie unter Berücksichtigung deren Verfügbarkeiten erfolgt. Um schlussendlich das gewünschte Ergebnis zu erzielen, ist eine vorhergehende Untersuchung des Futtermittels (vor dem Einmischen der Farbstoffe) auf den Carotinoidgehalt unausweichlich.

# 9 Literaturverzeichnis

Adret-Hausberger, M., Cumming, R. B., (1985): Behavioural aspects of food selection in young chickens. In: Farrell, D.J. (Ed.), Recent Advances in AnimalNutrition in Australia. University of New England, Armidale, Australia, Vol. 18, 313-316

AGES – Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH (2016): Maiswurzelbohrer. https://www.ages.at/themen/schaderreger/maiswurzelbohrer (Zugriff: 04.07.2018)

Ai, Y., Jane, J.-I. (2016): Macronutrients in Corn and Human Nutrition. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety, Vol. 15, 581-598

Anderson, D. M., MacIssac, J. L., Daniel, M. A., MacKinnon, T. L., Budgell, K. L. (2008): Evaluating the effects of crab meal, Carophyll Red, and Carophyll Yellow in laying hen diets on egg yolk pigmentation and production performance. Canadian Journal of Animal Sciences, 637-640

Asquith, T. N., Izuno C. C., Butler, L. G. (1983): Most Characterization of the Condensed Tannin (Proant hocyanidin) from a Group II Sorghum. Journal of Agricultural and Food Chemistry, Vol. 31, No. 6, 1299-1303

Bean, S. R., Ioerger, B. P., Smith, B. M., Blackwell, D. L. (2011): Sorghum Protein Structure and Chemistry: Implications for Nutrition and Functionality. American Chemical Society, 131-147

Beardsworth, P. M., Hernandez, J-M. (2004): Yolk colour – an important egg quality attribute. International Poultry Production, Vol. 12, No. 5, 17-18

Biggs, P., Parsons, C. M. (2009): The effects of whole grains on nutrient digestibilities, growth performance, and cecal short-chain fatty acid concentrations in young chicks fed ground corn-soybean meal diets. Poultry Science Association, 1893-1905

BMNT – Bundesministerium für Nachhaltigkeit und Tourismus (2015): Der Maiswurzelbohrer (Diabrotica virgifera virgifera). https://www.bmnt.gv.at/land/produktion-maerkte/pflanzliche-produktion/pflanzenschutz/Maiswurzelbohrer.html (Zugriff: 04.07.2018)

Brade, W., Flachowsky, G., Schrader, L. (2008): Legehuhnzucht und Eiererzeugung – Empfehlungen für die Praxis. Landbauforschung, Johann Heinrich von Thünen-Institut, Sonderheft 322, 1-260

Bravo, L. (1998): Polyphenols: Chemistry, Dietary Sources, Metabolism, and Nutritional Significance. Nutrition Reviews, Vol. 56, No. 11, 317-333

Cabrera, M. R., Hancock, J. D., Behnke, K. C., Hines, R. H., Bramel-Cox, P. J., (1994): Corn, sorghum genotype, and particle size affect milling characteristics and productivity of commercial egg-type hens. Poultry Science 73, 11

Cisneros, F. (2018): A golden yolk can only come from a healthy hen. https://www.dsm.com/anh/en/feedtalks/eggyolk-pigmentation-guidelines.html (Zugriff: 17.06.2019)

Cumming, R. B., (1983): Further experiments in free choice feeding in poultry. In: Farrell, D.J. (Ed.), Recent Advances in Animal Nutrition in Australia. Universityof New England, Armidale, Australia, 313–316

Cumming, R. B., (1987): The effect of dietary fibre and choice feeding on coccidiosis in chickens. In: Proceedings 4th Association of Asian-AustralasianAssociation of Animal Production Societies Congress, Hamilton, New Zealand, 216

Damme, K., Hildebrand, R.-A. (2015): Legehennenhaltung und Eierproduktion. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart

de Mesa-Stonestreet, N. J., Alavi, S., Bean, S. R. (2010): Sorghum Proteins: The Concentration, Isolation, Modification, and Food Applications of Kafirins. Journal of Food Science, Vol. 75, No. 5, R90-R104

Deaton, J. W., Lott, B. D., Simmons, J. D. (1989): Hammer Mill Versus Roller Mill Grinding of Corn for Commercial Egg Layers

DIN-5033-2 (1992). Normvalenz-Systeme. Farbmessung - Teil 2

Eichler, A. (s. a.): Farbabstände in der industriellen Farbmessung. SunChemical, 1-4

Eisenbrand, G., Schreier, P. Meyer, H. (2006): RÖMPP Lexikon Lebensmittelchemie. 2. Auflage, Thieme Georg Verlag, Stuttgart

Englmaierová, M., Skřivan, M., Bubancová I. (2013): A comparison of lutein, spray-dried Chlorella, and synthetic carotenoids effects on yolk colour, oxidative stability, and reproductive performance of laying hens. Czech Journal of Animal Science, 58, 2013 (9): 412–419

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations (2018b): Corn. http://www.fao.org/land-water/databases-and-software/crop-information/corn/en/ (Zugriff: 11.07.2018)

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations (2018a): Sorghum. http://www.fao.org/land-water/databases-and-software/crop-information/sorghum/en/ (Zugriff: 11.07.2018)

FAOSTAT – Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database (2016): Production quantities by country, 1994-2016. http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC/visualize (Zugriff: 11.07.2018)

Forbes, J. M., Covasa, M. (1995): Application of diet selection by poultry with particular reference to whole cereals. World's Poultry Science Journal, Vol. 51, 149-165

Friedlaender, E. (2018): Rohstofflexikon, Deutsche Tiernahrung Cremer GmbH & Co. KG. https://www.deutschetiernahrung.de/open/brand_id/3/action/glossary%3Blist/menu/19/letter/S/M/lr5zKQ#Sorghum (Zugriff: 11.07.2018)

Fuller, M. F., Benevenga, N. J., Lall, S. P., McCracken, K. J., Omed H. M., Axford, R. F. E., Phillips, C. J. C. (2004): The Encyclopedia of Farm Animal Nutrition. CABI Publishing Wallingford

Funk, G. (2009): L*a*b* Farbmodell. http://www.dma.ufg.ac.at/app/link/Allgemein%3AModule/module/15518/sub/15627 (26.01.2019)

Galobart, J., Sala, R., Rincón-Carruyo, X., Manzanilla, E. G., Vilà, B., Gasa, J. (2004): Egg Yolk Color as Affected by Saponification of Different Natural Pigmenting Sources. Poultry Science Association, 328-334

Garcia, E. A., Molino, A.B., Gonçalves H. C., Junqueira O.M., Pelícia, K., Osera R. H., Duarte K.F. (2010): Ground Annatto Seeds (Bixa orellana L.) in Sorghum-Based Commercial Layer Diets and Their Effects on Performance, Egg Quality, and Yolk Pigmentation. Brazilian Journal of Poultry Science, 259-264

Geisler, G. (1991): Farbatlas landwirtschaftliche Nutzpflanzen. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart

Grashorn, M., Kuhn, R., Volk, F. (2008): Gutes vom Geflügel – Eier, Fleisch, Federn. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart

Grashorn, M. A., Steinberg, W. (2002): Deposition rates of canthaxanthin in egg yolks. Archiv für Geflügelkunde,6/2002, 258-262

Jeroch, H. (1994): Bisherige Erkenntnisse zum Phytaseeinsatz beim Geflügel. Archiv für Geflügelkunde 1/1994, 1-7

Jeroch, H., Drochner, W., Simon, O. (2008): Ernährung landwirtschaftlicher Nutztiere. 2., überarbeitete Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart

Jeroch, H., Flachowsky, G., Weissbach, F. (1993): Futtermittelkunde. Verlag Gustav Fischer GmbH, Jena

Jeroch, H., Simon, A., Zentek, J. (2013): Geflügelernährung. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart

Halaj M., Halaj P., Valášek F., Moravčík F., Melen M. (1999): The effect of synthetic pigment addition to feed on the color of hen egg yolk. Czech Journal of Animal Science 44: 187–192.

Häßler, U. (2017): Lab: Farben vergleichen und Farbabstand. https://wisotop.de/farbabstand-farben-vergleichen.php (Zugriff: 19.10.2018)

İmik, H., Hayirli, A., Turgut, L., Laçin, E., Çelebi, Ş., Koç, F., Yıldız, L. (2006): Effects of Additives on Laying Performance, Metabolic Profile, and Egg Quality of Hens Fed a High Level of Sorghum (Sorghum vulgare) during the Peak Laying Period. Asian-Australasian Journal of Animal Sciences, Vol. 19, No. 4, 573-581

Kean, E. G., Ejeta, G., Hamaker, B. R., Ferruzzi, M. G. (2007): Characterization of Carotenoid Pigments in Mature and Developing Kernels of Selected Yellow-Endosperm Sorghum Varieties. Journal of Agricultural and Food Chemistry, Vol. 55, No. 7, 2619-2626

Koller, A. (2015): Wie Körnerhirse in Rationen eingebaut werden kann. https://stmk.lko.at/wie-k%C3%B6rnerhirse-in-rationen-eingebaut-werden-kann+2500+2361107 (Zugriff: 23.04.2018)

König, T. (2015): Geflügel. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH & Co. KG, Stuttgart

Köppl, P. (2016): Sorghum (Sorghum bicolor) – Körnerhirse, Anbau- und Kulturableitung. Landwirtschaftskammer Oberösterreich, 1-4

Leeson, S., Caston, L. (2004): Enrichment of Eggs with Lutein. Poultry Science 83:1709–1712

Lembacher, F., Schally, H., Wiedner, G. (2015): Sorghumhirse. NÖ. Landes-Landwirtschaftskammer, 1-4

LfL (2017): Legehennenfütterung Einsatz heimischer Futtermittel Fütterung schnabelunkupierter Legehennen. Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft, 2. Auflage, 1-86

LfL (2018): Maiskleber/-futter. Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft, 1-2

LGL (2018): Einteilung von Futtermitteln nach Verwendungszweck. https://www.lgl.bayern.de/tiergesundheit/futtermittel/futtermittelkunde/index.htm (Zugriff: 11.06.2018)

Lieberei, R., Reisdorff, C. (2012): Nutzpflanzen. 8., überarbeitete Auflage, Verlag Georg Thieme, Stuttgart

Liu, S. Y., Selle, P. H., Cowieson, A. J. (2013): Strategies to enhance the performance of pigs and poultry on sorghum-based dietes. Animal Feed Science and Technology 181, 1-14

LK Niederösterreich (2015): Sorghumhirse. Newsletter vom September 2015, 1-4

LKO – Landwirtschaftskammer Österreich (2017): Hirse: Alte Kultur – neu entdeckt. Newsletter vom 16.02.2017, 1-2

Lokaewmanee, K., Yamauchi, K., Komori, T., Saito, K. (2011): Enhancement of Yolk Color in Raw and Boiled Egg Yolk with Lutein from Marigold Flower Meal and Marigold Flower Extract. Journal of Poultry Science, 48: 25-32

McLaren K. (1976): Development of CIE 1976 (Lab) Uniform Color Space and Color Difference Formula. Journal of the Society of Dyers and Colourists 92 (9), 338-341

Mennicken, L. (1999): Qualitätsanforderungen an die Rohware Ei für die Weiterverarbeitung unter besonderer Berücksichtigung des Trockenmassegehaltes. Archiv für Geflügelkunde, 63 (4), 142-147

Neumann C., Bassler R. (2012): Die chemische Untersuchung von Futtermitteln. VDLUFA-Verlag, Darmstadt

Nuraini, Mirzah, Ade Djulardi (2017): Marigold Flower Extract as a Feed Additive in the Poultry Diet: Effects on Laying Quail Performance and Egg Quality. International Journal of Poultry Science, 16: 11-15

Nys, Y. (2000): Dietary carotenoids and egg yolk coloration – A review. Archiv für Geflügelkunde, 45-54

Oliveira, M. C., Silva, W. D., Oliveira, H. C., Moreira, E. de Q. B., Ferreira, L. de O., Gomes, Y. de S., Souza Junior, M. A. P. (2017): Paprika and/or marigold extracts in diets for laying hens. Rev. Bras. Saúde e Produção Animal, Salvador, v.18, n.2, 293-302

Possel, H. (s. a.): CIE Lab Delta E. http://www.farbmetrik-gall.de/delta-e.html (Zugriff: 26.01.2019)

Reddy, A. R., Reddy, V. R., Rao, P. P., Reddy, K. G., Reddy, B. V. S., Ramachandraiah, D., Rao, C. L. N. (2005): Performance of Layers on Sorghum-Based Poultry Feed Rations. ISMN, 46: 75-79

Salomon, F.-V., Černý, H., Frosch, I., Gille, U., Gutte, G., Michel, G., Richter, K., Seeger, J. (1993): Lehrbuch der Geflügelanatomie. Verlag Gustav Fischer GmbH, Jena

Sandeski, L. M., Ponsano, E. H. G., Garcia Neto, M. (2014): Optimizing xanthophyll concentrations in diets to obtain well-pigmented yolks. Poultry Science Association, 409-417

Santos-Bocanegra, E., Ospina-Osorio, X., Oviedo-Rondón, E. O. (2004): Evaluation of Xanthophylls Extracted from Tagetes erectus (Marigold Flower) and Capsicum Sp. (Red Pepper Paprika) as a Pigment for Egg-yolks Compare with Synthetic Pigments. International Journal of Poultry Science 3 (11): 685-689

Sauvant, D., Perez, J.-M., Tran, G. (2004): Tables of composition and nutritional value of feed materials: Pigs, poultry, cattle, sheep, goats, rabbits, horses ,fish. Wageningen Academic Pub, Niederlande

Schiffer, K. J., Hotze, C. (2017): Hühner halten. 2. überarbeitete Auflage, Franckh-Kosmos Verlags-GmbH & Co. KG, Stuttgart

Scholtyssek, S., Grashorn, M., Vogt, H., Wegner, R. M. (1987): Geflügel. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart

Schreiter, R., Damme, K. (2017): Legehennenfütterung. 2. Auflage, Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft (LfL), 15-22

Schuster, F. (2017): Maiswurzelbohrer – Tipps zur Bekämpfung. https://noe.lko.at/maiswurzelbohrer-tipps-zur-bek%C3%A4mpfung+2500+2521536 (Zugriff: 04.07.2018)

Selle, P. H., Cadogan, D. J., Li, X., Bryden, W. L. (2010): Review: Implications of - sorghum in broiler chicken nutrition. Animal Feed Science and Technology 156, 57-74

Seemann, M. (1999): Faktoren mit Einfluß auf die Pigmentierung. Lohmann Information 1/99, 1-8

Singh, Y., Amerah, A. M., Ravindran, V. (2014): Review: Whole grain feeding: Methodolgies and effects on performance, digestive tract development and nutrient utilisation of poultry. Animal Feed Science and Technology 190, 1-18

Skřivan, M., Marounek, M., Englmaierová, M., Skřivanová, E. (2016): Effect of increasing doses of marigold (Tagetes erecta) flower extract on eggs carotenoids content, colour and oxidative stability. Journal of Animal and Feed Sciences, 25, 58-64

Stangl, G.I., Schwarz, F.J., Roth, F.X., Südekum, K.-H., Eder, K. (2014): Kirchgeßner Tierernährung, Leitfaden für Studium, Beratung und Praxis. 14. Auflage, DLG-Verlags-GmbH Frankfurt am Main

Statistik Austria (2018): Versorgungsbilanz für Eier 2011 bis 2017. http://www.statistik.at/web_de/statistiken/wirtschaft/land_und_forstwirtschaft/preise_bilanzen/versorgungsbilanzen/index.html (Zugriff: 22.10.2018)

Steinberg, W., Grashorn, M. A., Klünter A.-M., Schierle, J. (2000): Comparative pigmentation efficiency of two products containing either apo-ester or tagetes extracts in egg yolks and liquid eggs. Archiv für Geflügelkunde, 4/2000, 180-186

Steiner, T., Mosenthin, R., Zimmermann, B., Greiner, R., Roth, S. (2007): Distribution of phytase activity, total phosphorus and phytate phosphorus in legume seeds, cereals and cereal by-products as influenced by harvest year and cultivar. Animal Feed Science and Technology 133, 320-334

Svihus, B. (2011): The gizzard: function, influence of diet structure and effects on nutrient availability. World's Poultry Science Journal, Vol. 67, 207-224

Svihus, B., Juvik, E., Hetland, H., Krogdahl, A. (2004): Causes for improvement in nutritive value of broiler chicken diets with whole wheat instead of ground wheat. British Poultry Science, Vol. 45, 55-60

Tadele, Y., Negesse, T., Amha, N., Yadav, K. R. (2018): Effect of Dietary Replacement of Corn with Finger Millet (Eleusine coracana) Grain on Production Performance and Egg Quality of White Leghorn Hens. International Journal of Poultry Science, 17: 40-50

TFZ – Technologie- und Förderzentrum im Kompetenzzentrum für Nachwachsende Rohstoffe (2010): Sorghum für die Verwendung in Biogasanlagen. 12/10, 1-4

Wacker, R. (2010): Analytik von sekundären Pflanzenstoffen II: Carotinoide. https://analytik.news/Fachartikel/Volltext/biotesys2.pdf (Zugriff: 12.06.2019)

Watson, S. A. (1962): The yellow carotenoid pigments of corn. In: 17th Hybrid Corn Industry Research Conference. American Seed Trade Association, Chicago, 92–100

Woernle, H., Jodas, S. (2006): Geflügelkrankheiten. 3. Auflage, Verlag Eugen Ulmer Stuttgart

Wu, G. (2018): Principles of animal nutrition. CRC Press Taylor & Francis Group

Zeise, K., Hartmann, A., Hartmann, A., Fritz, M. (2011): Sorghum – Der universelle Rohstofflieferant. TFZ - Kompakt, Vol. 4, 1-16