

Möglichkeiten der Zucht auf Krankheitsresistenz bei Legehennen am Beispiel des Hühnerspulwurms (*Ascaridia galli*)

Priv.-Doz. Dr. Dr. Matthias Gauly¹, Prof. Rudolf Preisinger², Prof. Georg Erhardt¹

¹ Institut für Tierzucht und Haustiergenetik der Justus-Liebig-Universität, Gießen, ² Lohmann Tierzucht GmbH, Cuxhaven

Einleitung

Die Haltung von Legehennen in Käfigen hat aufgrund der Unterbrechung von Entwicklungszyklen von Parasiten und Infektionsketten vor allem hygienische Vorteile. Die Prävalenz und ökonomische Bedeutung einiger Erkrankungen, wie z. B. der Parasitosen, ist dementsprechend in diesem Haltungsverfahren sehr gering (Tab. 1).

Tabelle 1: Prävalenz (%) von Helminthen bei Legehennen in verschiedenen Haltungssystemen (PERMIN et al., 1999)

Haltungsverfahren	<i>Ascaridia galli</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>	<i>Capillaria obsignata</i>
Auslauf	63,8	72,5	53,6
Boden	41,9	19,4	51,6
Käfig	5,0	0	0

In der Europäischen Union hat die seit einiger Zeit geführte Diskussion um die tiergerechte Gestaltung von Haltungsverfahren am 15. Juni 1999 zur Verabschiedung einer neuen gesetzlichen Grundlage für die Haltung von Legehennen geführt (Richtlinie zum Schutz von Legehennen, 1999/74/EG). Im Zuge der Verordnung wird es in den meisten europäischen Ländern nach 2012 zu einer Ausgestaltung der Käfige kommen. Nach diesem Zeitpunkt werden Käfighaltungsverfahren jeglicher Form für Produktionsanlagen in der Bundesrepublik Deutschland verboten sein. Damit wird bereits in der Übergangszeit die Zahl an Legehennen in Bodenhaltungsverfahren mit und ohne Auslauf zunehmen. In den meisten technisch verfügbaren Anlagen werden die Tiere dann wieder in Kontakt mit ihren Ausscheidungsprodukten kommen, was fast zwangsläufig zu einem Anstieg der Parasitosen in den Systemen führt.

Unter den auftretenden Nematoden kommt dem Hühnerspulwurm (*Ascaridia galli* Schrank 1788) durch einen direkten (ohne Zwischenwirt) Entwicklungszyklus (Abb. 1) und der hohen Resistenz der Wurmeier gegenüber Umwelteinflüssen eine besondere Bedeutung zu (PERMIN et al., 1997; PERMIN und HANSEN, 1998). Der Dünndarmparasit ist bis zu 12 cm lang und 1,8 mm dick. Weibliche adulte Spulwürmer setzen im Dünndarm ca. 10 bis 50 Mio. Eier ab. Die abgelegten Eier embryonieren in der Einstreu bzw. im Boden. Innerhalb des Wurmeis entwickelt sich die infektiöse Drittlarve in 15 bis 25 Tagen, bei 32 bis 34 °C sogar in 5 Tagen. Nach oraler Aufnahme dieser Eier durch das Huhn wird die Eihülle im Hühnermagen zerstört und die Drittlarve freigesetzt, die sich dann mehrere Tage zwischen den Dünndarmzotten aufhält. Nach einer weiteren Häutung kann es zu einer histotropen Phase der Larve in der Darmschleimhaut kommen, deren Dauer von der Anzahl der im Darm vorhandenen Larven abhängig ist (HERD und McNAUGHT, 1975). Die vierte Häutung zum adulten Wurm findet wieder im Dünndarmlumen statt. Die Präpatenzperiode ist von der Befallsstärke und

dem Alter des Wirtes abhängig. Sie liegt zwischen 27 bis 56 Tagen. Der Hühnerspulwurm hat eine Lebensdauer von 9 bis 14 Monaten (HIEPE und SCHUSTER, 1992).

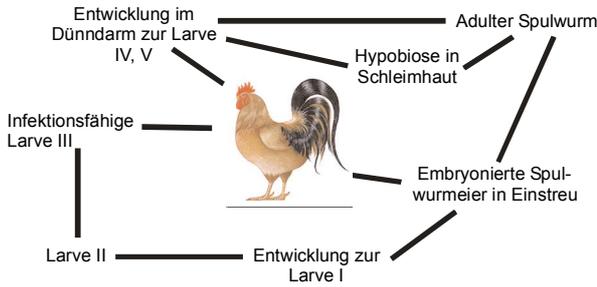
A. galli-Infektionen können zu Leistungseinbußen, Gewichtsverlusten (HIEPE und SCHUSTER, 1992; RAMADAN und ZNADA, 1991) sowie bedingt durch den Entwicklungszyklus zu Schädigungen der intestinalen Mukosa, Blutverlusten und Sekundärinfektionen (ACKERT und HERRICK, 1928) führen. Die Folge sind Schäden am Tier, die zu tierschutzrelevantem Leiden und Schmerzen führen. Parasitosen müssen dementsprechend behandelt werden. Ein prophylaktischer, metaphylaktischer und therapeutischer Einsatz von Anthelmintika kann allerdings zu Rückständen in den Lebensmitteln, Umweltbelastungen und der Entwicklung von Resistenzen führen. Er muss deshalb wenn möglich vermieden werden. Alternativen sind gefragt.

Nutzung genetisch bedingter Unterschiede

Vor allem eine wachsende Resistenzproblematik (HERTZBERG und BAUER, 2000) hat bei anderen Tierarten zur Untersuchung genetisch bedingter Resistenzen gegenüber Endoparasiteninfektionen geführt (GASBARRE und MILLER, 2000). Die Untersuchungen an unter verschiedenen Umweltbedingungen gehaltenen Schafen haben z. B. gezeigt, dass züchterisch nutzbare genetische Unterschiede existieren, (GRAY, 1997; KOMINAKIS und THEODOROPOULOS, 1999; GAULY und ERHARDT, 2001; GAULY et al., 2002).

Aus vergleichbaren Gründen kann dem Merkmal Krankheits- bzw. Parasitenresistenz auch in der Geflügelzucht künftig eine erhebliche Bedeutung zukommen (GAULY et al., 2001a). Ergebnisse älterer Studien zeigen beim Huhn rassespezifisch bedingte Unterschiede in der Resistenz gegenüber Parasiteninfektionen auf (ACKERT et al., 1935; BUCHWALDER et al., 1977). GAULY und Mitarbeiter (2001a) schätzten Wiederholbarkeiten der Ausscheidungsrate von *A. galli*-Eiern nach einmaliger Infektion an Hähnen. Die Wiederholbarkeiten der logarithmierten Eiausscheidungen pro g Kot (EpG), die in hohem Maß mit dem tatsächlichen Wurmbefall korreliert sind, lagen zwischen 0,55 und 0,87. Die Wiederholbarkeiten, die als obere Grenze der Heritabilität angesehen werden können (FALCONER, 1984), weisen somit auf die Eignung des Merkmals Eiausscheidung als Indikator für die genetisch bedingte Resistenz hin. Die Untersuchungen lassen die Schätzung genetischer Parameter sinnvoll erscheinen. Diese wurde von den Autoren an zwei kommerziellen Legehennenherkünften (Lohmann LSL, Lohmann Brown) durchgeführt (GAULY et al., 2001b). Material, Methode sowie Ergebnisse der Untersuchung werden im Folgenden dargestellt.

Abbildung 1: Der Entwicklungszyklus des Hühnerspulwurms (*Ascaridia galli* Schrank, 1788)



Versuchstiere

120 in parasitenfreier Umgebung aufgezogene Junghennen definierter Abstammung der Herkünfte Lohmann LSL und Lohmann Brown wurden im Alter von 18 Wochen paarweise in Käfige aufgestellt und mit einem praxisüblichen Alleinfuttermittel versorgt. Im Alter von 20 Wochen wurden die Tiere einmalig oral mit 250 embryonierten *Ascaridia galli* Eiern infiziert. Anschließend wurden die Tiere monatlich gewogen, von den Einzeltieren Kotproben gewonnen und mittels modifizierter McMaster Technik die Parasiteneizahlen pro g Kot bestimmt. Die Schätzung der Heritabilitäten für die Parasiteneiausscheidung erfolgte mit dem Programm VCE4 Version 4.2.5 von NEUMAIER und GROENEFELD (1998). Folgendes Modell wurde verwendet:

$$y_{ijk} = \mu + s_i + m_j + e_{ijkm}$$

(y_{ijk} = logarithmierte Eizahl pro g Kot; μ = Mittelwert; s_i = zufälliger Vätereffekt, m_j = fixer Effekt des Alters; e_{ijkm} = Restfehler).

Parasitenausscheidungsexintensität und -intensität im Herkunftsvergleich

Die ersten Parasiteneier wurden im zweiten Monat nach experimenteller Infektion im Kot gefunden, was der üblichen Präpatenz des Parasiten entspricht (Abb. 2). Alle infizierten Tiere schieden mindestens zu zwei Beprobungszeitpunkten Parasiteneier aus. Dies bedeutet, dass sich in allen infizierten Hennen geschlechtsreife Würmer entwickelt haben. Der prozentuale Anteil an Ausscheidern war zwischen dem 3. bis 5. Monat für beide Herkünfte am höchsten. Insgesamt waren 69,1 % aller untersuchten Proben der weißen ($n = 440$) und 33,7 % der braunen ($n = 436$) Legehennen positiv. Die Ausscheidungsexintensität der Lohmann LSL Hennen lag damit signifikant ($p < 0,001$) über denen der Herkunft Lohmann Brown.

Die Ausscheidungsintensität unterschied sich ebenfalls signifikant ($p < 0,01$) zwischen den Herkünften mit Vorteilen der Lohmann Brown Hennen (Abb. 3 und 4). Der Abfall der EpG ist durch das Absterben der adulten Würmer begründet, die zwischen 9 und 14 Monate alt werden können (HIEPE und SCHUSTER, 1992). Legehennen der Herkunft Lohmann LSL würden, unter den Bedingungen eines höheren Infektionsrisikos, z. B. in Bodenhaltungsverfahren mit und ohne Auslauf, bereits nach relativ kurzer Zeit eine wesentlich höhere Wurmräte aufweisen, den Auslauf nachhaltiger verseuchen und vermutlich stärker unter der parasitären Belastung leiden.

Abbildung 2: Prozentualer Anteil der *Ascaridia galli*-Eier ausscheidenden Legehennen zweier Herkünfte (Lohmann LSL und Brown) während 11 Legemonaten (GAULY et al., 2001b)

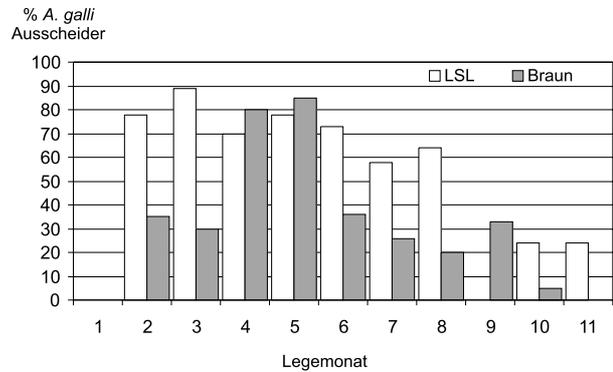


Abbildung 3: Mittlere *Ascaridia galli* - Eiausscheidung (log EpG) im Vergleich zweier Legehennenherkünfte (Lohmann LSL und Brown) während 11 Legemonaten (Box-Plot mit Median, 25 und 75 % Quartile, Minimum, Maximum) (GAULY et al., 2001b)

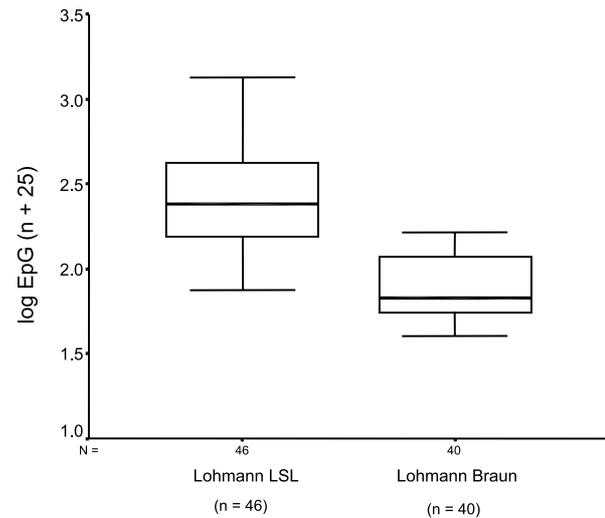
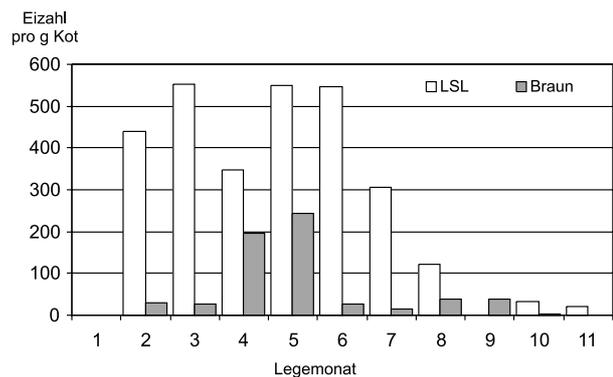


Abbildung 4: Mittlere *Ascaridia galli*-Eiausscheidung (EpG) im Vergleich zweier Legehennenherkünfte (Lohmann LSL und Brown) während 11 Legemonaten (GAULY et al., 2001b)



Genetische Parameter der Parasitenresistenz

Die geschätzten Heritabilitäten der Parasiteneiausscheidungen lagen in einem züchterisch nutzbaren Bereich. Es konnten außerdem deutliche Unterschiede zwischen den untersuchten Herkünften dargestellt werden. Die für die mittlere Eiausscheidung im Zeitraum der Hauptausscheidung (2. bis 7. Monat) geschätzten Heritabilitäten lagen bei 0,10 (SE: 0,041) für die braunen bzw. 0,19 (SE: 0,039) für die weißen Legehennen. Die über alle Probenzeitpunkte geschätzten Werte lagen bei 0,0 und 0,13 (SE: 0,029).

Zusammenfassung und Ausblick

Die Zucht auf Krankheitsresistenz ist mittlerweile zwar eine anerkannt wichtige Methode zur Vorbeugung und Kontrolle der Zahl an Erkrankungen, fand bisher allerdings nur sehr begrenzt Einzug in die praktische Zucht. Da der Einsatz von Medikamenten aber Kosten verursacht, zu Resistenzbildungen gegenüber den Wirkstoffen führen kann und Rückstandsprobleme im Lebensmittel und der Umwelt bedingt, besteht dringender Handlungsbedarf.

Gründe für eine fehlende Integration der Krankheitsresistenz in Zuchtprogramme beim Geflügel waren bisher die weite Verbreitung des hygienischen Haltungsverfahrens Käfig sowie die z. T. ungelöste Frage der Merkmalerfassung bzw. der Auswahl geeigneter Hilfsmerkmale sowie mangelhafte Kenntnisse der genetischen Parameter dieser Hilfsmerkmale. Da für die eigentlichen Zielmerkmale häufig keine Daten zur Verfügung stehen, müssen statt dessen wegen der einfacheren Erhebung und Messung Hilfsmerkmale erfasst werden, die aufgrund ihrer Korrelationen zu den Zuchtzielmerkmalen mehr oder weniger geeignet erscheinen, das Zuchtziel zu verfolgen. Mit der Parasiteneizahl pro g Kot steht ein solches Indikatormerkmal zur Verfügung. Die Höhe der bisher geschätzten genetischen Parameter lässt eine Zucht sinnvoll erscheinen.

Zusammenfassend kann festgestellt werden, dass dem funktionalen Merkmal der Parasitenresistenz beim Geflügel künftig eine bedeutende Rolle zukommen wird. Selektionsentscheidungen können auf der Basis des Hilfsmerkmals Eizahl pro g Kot (EpG) züchterisch sicher und ökonomisch günstig erfolgen. Dabei muss allerdings bedacht werden, dass die Einführung zusätzlicher Selektionsmerkmale den züchterischen Fortschritt der ökonomisch bedeutsamen Merkmale nachteilig beeinflusst. Vor einer züchterischen Nutzung im Rahmen von Selektionsentscheidungen ist außerdem abzuklären, in welchem Maß es phänotypische und genetische Korrelationen zu wirtschaftlich bedeutenden Parametern, Verhaltensmerkmalen (u. a. Federpicken und Kannibalismus) und anderen Erkrankungen (u. a. Ektoparasitosen) gibt. Es ist das Ziel weiterer Untersuchungen diesen Fragen nachzugehen.

Literatur

- ACKERT, J.E., C.A. HERRICK (1928): Effects of the nematode *Ascaridia lineata* (Schneider) on growing chickens. J. Parasitol. 15, 1-15
- ACKERT, J.E., L.L. EISENBRANDT, J.H. WILMOTH, B. GLADING, I. PRATT (1935): Comparative resistance of five breeds of chickens to the nematode *Ascaridia lineata* (Schneider). J. Agric. Res. 50, 607-624
- BUCHWALDER, R., T. HIEPE, L. ISRAEL (1977): Experimentelle Untersuchungen zur Alters- und Rassesensitivität des Haushuhnes bei *Ascaridia galli*-Infektionen. Monatsh. Veterinärmed. 32, 898-901
- FALCONER, D.S. (1984): Einführung in die Quantitative Genetik. Ulmer, Stuttgart

- GASBARRE, L.C., J.E. MILLER (2000): Genetics of helminth resistance. In: Axford, R.F.E., Bishop, S.C., Nicholas, F.W., Owen, J.B. (Eds.), Breeding for Disease Resistance in Farm Animals. CABI Publishing, Wallingford, pp. 129-152
- GAULY, M., C. BAUER, C. MERTENS, G. ERHARDT (2001a): Effect and repeatability of *Ascaridia galli* egg output in cockerels following a single infection with low dose levels. Vet. Parasitol. 96, 301-307
- GAULY M., R. PREISINGER, C. BAUER, G. ERHARDT (2001b): Genetic differences of *Ascaridia galli* egg output in chickens following a single dose infection. Vet. Parasitol. 103, 99-107
- GAULY M., G. ERHARDT (2001): Genetic resistance to gastrointestinal nematode parasites in Rhön sheep following natural infection. Vet. Parasitol., 102, 253-259
- GAULY M., M. KRAUS, L. VERVELDE, M.A.W. van LEEUWEN, G. ERHARDT (2002): Estimating genetic differences in natural resistance in Rhön and Merinoland sheep following experimental *Haemonchus contortus* infection. Vet. Parasitol. 106, 55-67
- GRAY, G.D. (1997): The use of genetically resistant sheep to control nematode parasitism. Vet. Parasitol. 72, 345-366
- HERD, R.P., D.J. McNAUGHT (1975): Arrested development and the histotropic phase of *Ascaridia galli* in the chicken. Int. J. Parasitol. 5, 401-406
- HERTZBERG, H., C. BAUER (2000): Anthelmintika-Resistenzen bei Magen-Darm-Strongyloiden von Schafen und Ziegen: Aktuelles über Verbreitung, Epidemiologie, Vorbeugemaßnahmen und Alternativen zum Anthelmintika-Einsatz. Berliner Münchner Tierärztliche Wochenschrift, 113, 122-128
- HIEPE, T., R. SCHUSTER (1992): Helminthosen. In: Heider, G., Monreal, G. (Eds.), Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels. Gustav Fischer Verlag, Jena Vol. 2, 407-437
- KOMINAKIS, A., G. THEODOROPOULOS (1999): Selection of dairy sheep in Greece for parasitic nematode resistance: defining the aggregate genotype and evaluating selection schemes. Anim. Sci. 69, 535-542
- NEUMAIER, A., E. GROENEVELD (1998): Restricted Maximum Likelihood Estimation of Covariances in Sparse Linear Models. Genet. Sel. Evol. 30, 3-26
- PERMIN, A., M. BOJESEN, P. NANSEN, M. BISGAARD, F. FRANDSEN, M. PEARMAN (1997): *Ascaridia galli* populations in chickens following single infections with different dose levels. Parasitol. Res. 83, 614-617
- PERMIN, A., J.W. HANSEN (1998): Epidemiology, Diagnosis and Control of Poultry Parasites. Food and Agricultural Organization of the United Nations, Rome, FAO Animal Health Manual No. 4
- PERMIN, A., M. BISGAARD, F. FRANDSEN, M. PEARMAN, P. NANSEN, J. KOLD (1999): The prevalence of gastrointestinal helminths in different poultry production systems. Brit. Poultry Sci. 40, 439-443
- RAMADAN, H.H., A.N.Y. ZNADA (1991): Some pathological and biochemical studies on experimental ascariidiasis in chickens. Nahrung 35, 71-84

Anschrift der Verfasser

Dr. Dr. Mathias Gauly, Prof. Georg Erhardt
Institut für Tierzucht und Haustiergenetik
Justus-Liebig-Universität
Oberer Hardthof 18
35398 Gießen

Prof. Rudolf Preisinger
Lohmann Tierzucht GmbH
Am Seedeich 9-11
27472 Cuxhaven