

Im Hinblick auf die Gefährdung der menschlichen Gesundheit sind die latent vorliegenden und klinisch nicht manifestierten Zoonosen besonders bedeutsam. Die infizierten Tiere zeigen keine Symptome, können den Erreger aber trotzdem ausscheiden und stellen somit in der Haltung landwirtschaftlicher Nutztiere eine potenzielle Gefahr für die mit ihnen arbeitenden Menschen, wie Stall- und Schlachtpersonal, dar. Ein Beispiel dafür ist der im Juni dieses Jahres von einem Geflügelhandel ausgegangene Ausbruch der Ornithose, verursacht durch obligat intrazelluläre Bakterien der Familie Chlamydiaceae, bei dem 18 Menschen erkrankten. Aus aktuellem Anlass hat **Brigitte M. Bönner (Gießen)** in einem Übersichtsartikel über „**die Chlamydiose des Geflügels**“ deshalb wichtige Fakten über den Erreger, die Pathogenese und Epidemiologie sowie die klinischen Erscheinungen bei verschiedenen Geflügelarten zusammengetragen. Weiterhin geht die Autorin umfassend auf die Pathologie, die Diagnose sowie die Bekämpfung, Therapiemöglichkeiten und Prophylaxemaßnahmen ein.

Die hochgradig ansteckende Infektiose Bronchitis des Geflügels ist eine der bedeutendsten Infektionskrankheiten bei Hühnern. Trotz weltweiter intensiver Prophylaxemaßnahmen über die Vakzinierung mit Lebend- und Inaktivat-Impfstoffen kommt es immer wieder zu klinischen Ausbrüchen mit entsprechenden wirtschaftlichen Verlusten. Wegen der Mannigfaltigkeit des Erregers kommt der Diagnostik - insbesondere auch im Hinblick auf die Entwicklung entsprechender Impfstoffe - eine besondere Bedeutung zu. Während das Vorkommen und die Verbreitung von IBV in vielen Ländern regelmäßig überwacht wird, liegen systematische Erhebung aus Deutschland schon einige Zeit zurück. **Dr. Hans C. Philipp und Dr. Matthias Voss (Cuxhaven)** haben in ihrem Artikel die „**Infektiose Bronchitis: Typisierungsergebnisse aktueller Feldisolat aus Deutschland**“ entsprechende Daten zusammengestellt und gehen darüber hinaus auf die verfügbaren Diagnostikmethoden und die Problematik der Differenzierung von Impf- und Feldviren ein.

Impfstoffe sind ein integraler Bestandteil für die Gesunderhaltung von Geflügelbeständen. Für die Herstellung von Impfstoffen sind wiederum SPF-Eier unverzichtbar. Die Erzeugung von hochwertigen SPF-Eiern ist daher von enormer Bedeutung für die Geflügelindustrie und damit für die Welternährung. In seinem Beitrag „**Erzeugung und Bedeutung von SPF-Bruteiern**“ gibt **Dr. Gerhard Seemann (Cuxhaven)** einen Abriss der Produktionsbedingungen für SPF-Eier und zeigt auf, welche außerordentlichen Hygienemaßnahmen erforderlich sind, um die Bestände frei von spezifizierten Erregern zu halten. Die Haltungssysteme müssen einerseits die Versorgung mit Futter, Wasser und Frischluft sicherstellen und andererseits gleichzeitig eine Abschirmung gegen Kontaminationen aus der Umwelt gewährleisten. In diesem Zusammenhang kommt der Organisation der Materialschleusung wie auch der Futter- und Wasserhygienisierung sowie der Frischluftversorgung eine herausragende Bedeutung zu.

Aufgrund aktueller Entwicklungen im Tierseuchengeschehen sind Gesundheitskontrollen von Geflügelbeständen und Kontrollen des internationalen Handels mit Geflügel und Geflügelprodukten vermehrt in den Blickpunkt gerückt. Infizierte Zugvögel stellen bei der Übertragung bekanntlich ein besonderes Infektionsrisiko vor allem für Geflügel in Freilandhaltungen dar. Aus diesem Grund sollten Prophylaxemaßnahmen gerade in diesen besonders gefährdeten Beständen regelmäßig durchgeführt werden. Mit dem Beitrag „**Tierseuchenrechtliche Hinweise zu Impfungen in Klein- und Hobby-Geflügelbeständen**“ wenden sich die Autoren **Dr. Anne Vits, Dr. Michael Gürtler, Anna-**

Christina Riebau, und Dr. Dr. Dierk E. Rebeski (Cuxhaven) an die Tierhalter und auch an tierärztliche Kollegen, die nur gelegentlich mit der Betreuung von Wirtschaftsgeflügel zu tun haben. Anhand von Beispielen werden Impfpläne für Hühner während der Aufzucht und Legephase sowie die Handhabung der Impfstoffe und die Impftechnik beschrieben.

Die Chlamydirose des Geflügels

Brigitte M. Bönner (Gießen)

Einleitung

Die Chlamydirose wird durch obligat intrazelluläre Bakterien der Familie der *Chlamydaceae* ausgelöst und ist weltweit bei Wirbeltieren und Menschen verbreitet. Die aviäre Chlamydirose wird vornehmlich durch die Spezies *Chlamydophila psittaci* verursacht und ist in Deutschland bekannt unter den Bezeichnungen „Ornithose“, „Psittakose“ oder „Papageienkrankheit“ sowie „ansteckender Schnupfen der Reisetauben“. Die unterschiedliche Benennung der Erkrankung ist historisch begründet. Gegen Ende des 19. Jahrhunderts wurden gehäuft grippeähnliche Erkrankungen des Menschen beschrieben, die offenbar im Zusammenhang mit importierten Papageien standen (JÜRGENSEN, 1874). Nachdem damals in Paris eine größere Epidemie grassierte, bei der sehr viele Menschen an einer grippeähnlichen Erkrankung starben, gab MORANGE (1895) dieser nach den als Ansteckungsquelle nachgewiesenen Papageien (Psittaziden) den Namen „Psittakose“ oder „Papageienkrankheit“.

Da man im Laufe der Zeit erkannte, dass auch andere Vogelarten den Erreger dieser Krankheit beherbergen, wurde 1942 von MEYER die Empfehlung ausgesprochen, die Krankheit bei Papageien als „Psittakose“ und bei allen anderen Vögeln als „Ornithose“ zu bezeichnen. Man identifizierte neben Sturmvögeln (MEYER, 1965) vor allem Tauben und Puten als Erregerreservoir (GRAHNEIS, 1967). Das Wirtsspektrum der Chlamydien umfasst zurzeit insgesamt 469 Vogelarten (KALETA und TADAY, 2003). Die Psittakose und die Ornithose werden bis heute von der Gesetzgebung als unterschiedliche Krankheiten behandelt und reglementiert. So ist die Psittakose der Papageien anzeigepflichtig (§ 1, Nr. 23, VO über anzeigepflichtige Tierseuchen), dagegen die durch denselben Erreger ausgelöste Ornithose bei allen anderen Vogelarten lediglich meldepflichtig (Anlage zu § 1, Nr. 17, VO über meldepflichtige Tierkrankheiten). In der Humanmedizin ist jeglicher Nachweis von *Chlamydophila psittaci* namentlich meldepflichtig (§ 7, Infektionsschutzgesetz), was in etwa der Anzeigepflicht in der Veterinärmedizin entspricht.

Die Chlamydirose gilt als Zoonose und erhält durch die Tatsache, dass sie vor allem beim Nutzgeflügel häufig nur latent vorliegt und klinisch nicht manifest wird, besondere Bedeutung für die menschliche Gesundheit. Die infizierten Tiere zeigen keine Symptome, können den Erreger aber trotzdem ausscheiden. So stellen sie eine potentielle Gefahr für die mit ihnen arbeitenden Menschen, wie Stall- und Schlachtpersonal, dar. Daher gibt es auch immer wieder Berichte von Infektionen des Menschen, die ihren Ausgang von Geflügelfarmen und Geflügelschlachthöfen nehmen. In bestimmten Geflügelschlachtereien, besonders auch dort, wo Wassergeflügel verarbeitet wird, ist eine hohe Infektionsgefahr für den Menschen präsent. Der im Juni diesen Jahres im Landkreis Sangerhausen (Sachsen-Anhalt) von einem Geflügelhandel ausgegangene Ausbruch der Ornithose, bei dem 18 Menschen erkrankten (WEHNER, 2005), unterstreicht erneut das hohe zoonotische Potenzial des Erregers. In Deutschland kommen pro Jahr etwa 200 Ornithosefälle beim Menschen zur Meldung. Es handelt sich dabei meistens um sporadische Fälle, und gelegentlich werden kleinere Ausbrüche beschrieben. Die Chlamydirose gilt als Erkrankung mit Be-

deutung für die öffentliche Gesundheit und den internationalen Handel.

Pathogenese und Epidemiologie

Chlamydophila psittaci wird hauptsächlich aerogen übertragen und löst auch nur auf diesem Weg eine manifeste Ornithose aus (PAGE, 1959a). Dies geschieht über das Einatmen erregerhaltigen Staubes angetrockneter Exkremente oder des Aerosols chlamydienhaltiger Sekrete (PAGE, 1959a; PAGE und GRIMES, 1984; STORZ und KRAUSS, 1985).

Bei akuten Infektionen werden die Chlamydien mit allen Sekreten und Exkreten ausgeschieden, wohingegen bei chronischen oder klinisch inapparenten Infektionen die Ausscheidung des Erregers vor allem über den Kot erfolgt (MONREAL, 1958; PAGE, 1959a; LÜTHGEN, 1971; ROBERTS und GRIMES, 1978; GRIMES et al., 1979; ARENS und WEINGARTEN; 1981; FARMER et al., 1982; BARR et al., 1986; BEVAN und BRACEWELL, 1986). Eine Tröpfcheninfektion über die Atemwege ist vor allem auch in Massentierzahltungen möglich (KRAUSS und SCHMEER, 1992). Ebenso können Chlamydien über das Ei übertragen werden (ILLNER, 1962; LEHNERT, 1962; WILT et al., 1972; WITTEBRINK et al., 1993). Auch aus Federlingen und Milben von Hühnern, Puten und Tauben konnten bereits Chlamydien isoliert werden (EDDIE et al., 1962; WEYER, 1970; GOROVITS et al., 1979).

Die Ausbildung einer klinischen Erkrankung ist von verschiedenen Faktoren, wie der Virulenz des infizierenden Stammes, der Infektionsdosis, der Übertragungsart, der Vogel- bzw. Säugetierspezies, deren Alter sowie zusätzlichen Belastungsfaktoren (KRAUSS und SCHMEER, 1992; FRITZSCHE und GERRIETS, 1962) abhängig.

Ein virulenter Chlamydienstamm vermehrt sich bei einer aerogenen Infektion innerhalb der ersten 24 Stunden primär in den Epithelzellen der Lunge und der Luftsäcke. Dabei kommt es zu einer direkten Ausbreitung auf die benachbarten serösen Hämme und nach etwa 48 Stunden erfolgt die Generalisation der Chlamydien über das Blut. Ab diesem Zeitpunkt können die Erreger in fast allen Organen – vor allem Milz und Leber – nachgewiesen werden (KRAUSS und SCHMEER, 1992). Bei einer oralen Infektion entwickelt sich lediglich eine Chlamydiämie und es kommt nicht zur Ausbildung einer generalisierten, klinisch manifesten Chlamydirose (KRAUSS und SCHMEER, 1992).

Zur Entwicklung von Krankheitssymptomen tragen Misch- und Sekundärinfektionen mit anderen Krankheitserregern sowie starke Parasitenbelastungen bei (KRAUSS und SCHMEER, 1992).

Die weite Verbreitung von Chlamydien unter wild lebenden Säugetieren und Vögeln macht diese zu einem wichtigen Erregerreservoir (SCHOLZ, 1978; TADAY, 1998; KALETA und TADAY, 2003). Vor allem tragen wilde und verwilderte Tauben zu einem großen Teil zur Verbreitung der Chlamydien bei (zit. nach KRAUSS und SCHMEER, 1992; PASSAMONTI et al., 2000). Da auch Tauben meist klinisch inapparent infiziert sind, stellen sie als chronische Dau-

erausscheider eine potenzielle Infektionsgefahr für alle Wirtschaftsgeflügelarten und den Menschen dar (zit. nach KRAUSS und SCHMEER, 1992; PASSAMONTI et al., 2000).

Klinik

Bei allen Nutzgeflügelarten – Hühnern, Puten, Gänsen und Tauben – kommt es eher selten zu Ausbrüchen der Chlamydiose. Diese Vogelarten, und darunter besonders Hühner, sind meist nur latent infiziert und können doch den Erreger ausscheiden, zeigen jedoch keine Krankheitsanzeichen. Zu einer Erkrankung kommt es in der Regel bei Infektionen mit einem besonders aggressiven Chlamydienstamm und/oder wenn zusätzliche Belastungen, wie z. B. Stress, für die Tiere hinzukommen (KRAUSS und SCHMEER, 1992).

Bei Geflügel ist speziesabhängig mit Inkubationszeiten von 5 bis 21 Tagen zu rechnen. Als Symptome treten schwere Allgemeinerscheinungen wie Futterverweigerung, Lustlosigkeit, mangelnder Bewegungsdrang, rascher Ermüdbarkeit sowie auch Lahmheiten ohne Gelenksveränderungen auf. Respiratorische Störungen und Konjunktivitis oder Keratokonjunktivitis sowie Durchfall sind die häufigsten Erscheinungen. Dabei kommt es durch die Absonderung von serösem bis schleimigem Augen- und Nasensekret, welches bei gleichzeitiger bakterieller Sekundärinfektion eitrig werden kann, zu Verklebungen im Bereich der Augen und der Nasenlöcher. In den Herden sind Niesen sowie röchelnde und bronchiale Atemgeräusche wahrzunehmen. Im Bereich der Kloake sind die Federn oft verschmutzt und es wird ein dünnflüssiger bis gelatinöser, grünlich-gelber Kot abgesetzt.

Die weiteren klinischen Erscheinungen der einzelnen Nutzgeflügelspezies und des Menschen sind im Folgenden dargestellt:

Bei **Tauben** sind 5 verschiedene Verlaufsformen zu unterscheiden: Die akute, fatale systemische Form führt bei Jungvögeln innerhalb von 8 bis 14 Tagen häufig sehr schnell zum Tod (HAFEZ, 2003). Überstehen die Tiere die Erkrankung bleiben sie häufig in der Entwicklung zurück (MONREAL, 1958). Die über drei Wochen dauernde subakute bis protrahierte Form der adulten Vögel, ebenso wie die Erkrankung der Jungtiere, stellt sich dar mit Anorexie, Apathie, Atemnot und Diarrhoe (HAFEZ, 2003; FRITZSCHE, 1956). Auch temporäre Paresen, Kropfdilatation sowie Ödeme der Kloake sind möglich (KRAUSS und SCHMEER, 1992).

Bei Reisetauben findet man vor allem typische Erscheinungen am Respirationstrakt sowie am Auge; wie serösen bis eitirigen Schnupfen, bei dem eine oder beide Nasenhöhlen betroffen sind, und Konjunktivitis (FRITZSCHE und GERRIETS, 1962; KRAUSS und SCHMEER, 1992). Häufig ist eine ein- oder beidseitige Konjunktivitis das einzige Symptom bei einzelnen Tauben. Sie gilt bei dieser Vogelart als pathognomonisch für die Ornithose (KRAUSS und SCHMEER, 1992). Nach überstandener Erkrankung wird häufig nicht mehr die volle Flugleistung erreicht (KRAUSS und SCHMEER, 1992).

Bei der mehr als zwei Monate anhaltenden chronischen Form der Altvögel kommen als weitere Symptome häufig noch zentralnervöse Erscheinungen hinzu (HAFEZ, 2003). Außerdem sind schlechte Flugleistung bei Reisetauben und Wachstumsdepression möglich. Die häufigste Form

ist auch bei Tauben persistierend und subklinisch, das heißt es können keine klinischen Erscheinungen beobachtet werden. Da diese latent infizierten Alttiere den Erreger häufig ausscheiden, sind sie Ansteckungsquelle für andere Tiere und den Menschen. Wenn durch endogene und exogene Faktoren diese persistierende Form aktiviert wird, entwickeln die Tauben Symptome wie bei der akuten bzw. subakuten Form (HAFEZ, 2003).

Auch bei **Enten** bleibt die Infektion häufig zeitlebens latent bzw. subklinisch. Bei den seltenen Krankheitsfällen stellen sie die Futteraufnahme und ihre Legetätigkeit ein. Letztere kommt auch nach überstandener Krankheit nicht mehr im vollen Maße zurück (BURKHART und PAGE, 1971; HILBRICH, 1978; ANDERSEN und VANROMPAY, 2003). Bei Enten kommt es vor allem zu respiratorischen Störungen mit charakteristischen Verklebungen im Bereich von Augen, Nase und Ohren durch seröses bis purulentes Nasen- und Konjunktivalsekret (BURKHART und PAGE, 1971; JOHNSON, 1983; PAGE und GRIMES, 1984; KRAUSS und SCHMEER, 1992; ANDERSEN, 1998). Mitunter entwickeln Enten darüber hinaus Keratitis bzw. Keratokonjunktivitis (DORN, 1971; FARMER et al., 1982; KRAUSS und SCHMEER, 1992; ANDERSEN, 1998), die in Blindheit enden kann (STRAUSS, 1956).

Auch kommt bei Enten wässrig-grünlicher Durchfall vor, die Tiere zeigen Zittern, unsichere Bewegungen, einen schwankenden Gang und Wachstumsverzögerung (ILLNER, 1962; BURKHART und PAGE, 1971; HILBRICH, 1978; PAGE und GRIMES, 1984; KRAUSS und SCHMEER, 1992; ANDERSEN, 1998; ANDERSEN und VANROMPAY, 2003.). Ebenso werden Muskelatrophien beschrieben (FARMER et al., 1982). Man findet unter Jungenten matte und bewegungsarme Kümmerner (KUBASEK und STRAUSS – zitiert nach FRITZSCHE und GERRIETS, 1962; KOLBE, 1972). In der Herde kann die Morbidität zwischen 10 bis 80 % schwanken (PAGE und GRIMES, 1984; ANDERSEN und VANROMPAY, 2003) und auch die Mortalität kann abhängig vom Alter und einer eventuell parallel vorkommenden Salmonellose sogar bis zu 30 % betragen (GRIMPET, 1964; PAGE und GRIMES, 1984; KRAUSS und SCHMEER, 1992; ANDERSEN, 1998; ANDERSEN und VANROMPAY, 2003). Da die Chlamydiose bei Enten häufig klinisch inapparent verläuft, können diagnostisch verwertbare Symptome auch völlig fehlen (FRITZSCHE und GERRIETS, 1962; MEYER, 1965).

Gänse zeigen meistens Erscheinungen ähnlich den Enten; man beobachtet Schläfrigkeit, Konjunktivitis, Nasenausfluss, respiratorische Störungen und Durchfall. Bei Junggänsen können auch Lahmheiten, Tortikollis, Hängenlassen der Flügel (KRAUSS und SCHMEER, 1992), Tränenfluss (SZÉMERÉDY und SZTOJKOV, 1973) und Luftsackentzündung (SADOWSKI und MINTA, 1979) beobachtet werden.

Wenn **Puten** erkranken, zeigen sie meist auch akute respiratorische Störungen, Anorexie, Bewegungsunlust und Schlafsucht, sind schwach und liegen dadurch viel und bewegen sich sehr zögerlich (FRITZSCHE und GERRIETS, 1962; KRAUSS und SCHMEER, 1992). Wenn diese Tiere aufgetrieben werden, kann es zu plötzlichen Todesfällen kommen (KRAUSS und SCHMEER, 1992). Die Kopfanhänge sind zyanotisch verfärbt und auch Puten zeigen charakteristische Augenveränderungen von Konjunktivitis bis zur vollständigen Obliteration des Augapfels (KRAUSS und SCHMEER, 1992). Dünnpflüssiger, gelber Kot, der oft auch Blut enthalten kann, führt zu verschmiertem Federkleid im Kloakenbereich (FRITZSCHE

und GERRIETS, 1962; KRAUSS und SCHMEER, 1992). Sehr häufig kommt bei den an Durchfall leidenden Puten auch ein Kloakenvorfall vor (KRAUSS und SCHMEER, 1992). Durch das lange Liegen der schweren Tiere entwickelt sich Dekubitus (KRAUSS und SCHMEER, 1992). Eine Affektion der Gonaden kann zu Infertilität führen (FRITZSCHE und GERRIETS, 1962; KRAUSS und SCHMEER, 1992).

Die Infektion mit Chlamydien verläuft bei **Hühnern** i. d. R. latent (FRITZSCHE und GERRIETS, 1962; KRAUSS und SCHMEER, 1992). Bei Küken kann es zu Konjunktivitis und respiratorischen Störungen kommen (KRAUSS und SCHMEER, 1992). Des Weiteren wird von Meningoenzephalitis bei zwei Tage alten Hühnerküken berichtet, durch die es zu Inkordination, Zittern und Auf-der-Seite-liegen kommt (STORZ et al., 1963).

Die Chlamydiose des **Menschen** infolge einer Infektion mit *Chlamydophila psittaci* stellt sich nach einer Inkubationszeit von 7 bis 14 Tagen als zunächst uncharakteristisches Krankheitsbild mit grippeähnlichen Erscheinungen dar. Die Symptome reichen von zunächst unspezifischen Kopf- und Gliederschmerzen, starkem Fieber ($>39^{\circ}\text{C}$) und Somnolenz über Zeichen der Bronchopneumonie bis hin zum Kreislaufversagen (FORTNER, 1953; PSCHYREMBEL, 1994). Auch werden feinfleckige Exantheme, Hepatosplenomegalie sowie systemische Komplikationen mit Myokarditis, Enzephalitis und Hepatitis beschrieben (MARRE und HAHN, 1999).

Pathologie

Die pathologischen Veränderungen einer akuten Chlamydiose sind bei den meisten Vogelarten weitgehend ähnlich; allerdings treten einige Besonderheiten bei den einzelnen Spezies auf. Die Art und Stärke der Veränderungen sind abhängig von der Virulenz des Chlamydienstammes, der Erkrankungsdauer und von eventuell beteiligten Sekundärinfektionen sowie weiteren Belastungsfaktoren.

Bei der akuten Erkrankung sind seröse Rhinitis und Konjunktivitis sowie verdickte, trübe, ödematöse Luftsäcke und seröse Hämäfte typisch (HILBRICH, 1978; KRAUSS und SCHMEER, 1992). Kommen bakterielle Sekundärinfektionen hinzu, treten vermehrt Fibrinaulagerungen und umfangreiche entzündliche Prozesse auf. Eine Polyserositis zeigt sich durch weißlich-gelbes, fibrinöses, z. T. käsiges Exsudat auf Lunge, Herzbeutel, Leber und Darm (KRAUSS und SCHMEER, 1992). Die Lunge zeigt sich hyperämisch und ödematos. Zu den hauptsächlichen pathologisch-anatomischen Veränderungen bei der Chlamydiose gehören die Vergrößerung und Anschwellung von Milz und Leber (ILLNER, 1962; HILBRICH, 1978; FARMER et al., 1982; ANDERSEN und VANROMPAY, 2003). Die Leber ist zudem oft hyperämisch, gefleckt und gelegentlich safrangelb gefärbt (URBANECK und SCHMIDT, 1965; BURKHART und PAGE, 1971; HILBRICH, 1978). An der vergrößerten, dunkelrosa- oder purpurfarbenen weichen Milz kann es auch vereinzelt zu subkapsulären Hämorrhagien, Kapselrupturen und Blutung in die Leibeshöhle, die zum plötzlichen Tod führen können, kommen. Die meist vorliegende katarrhalische Enteritis zeigt sich durch gelb-grün verfärbten, wässrigen bis gelatinösen Inhalt im Darm und Uratakkumulation in der Kloake. Häufig liegt eine Nierenenschwellung vor (HILBRICH, 1978; BURKHART und PAGE, 1971).

Bei **Tauben** findet man auch kleine, graue, nekrotische Herde in der Leber wie bei der Salmonellose, wobei zu bedenken ist, dass auch Mischinfektionen dieser beiden Erkrankungen vorkommen können (FRITZSCHE und GERRIETS, 1962; KRAUSS und SCHMEER, 1992).

Die pathologisch-anatomischen Veränderungen können bei **Enten** häufig fehlen. Wenn sie auftreten, dann ähneln sie denen bei Tauben. Meist findet man eine starke Splenomegalie, die aber auch völlig fehlen kann (LÜTHGEN, 2002), ausgedehnte Luftsackveränderungen und eine charakteristische katarrhalische Enteritis (FRITZSCHE und GERRIETS, 1962; KRAUSS und SCHMEER, 1992). Auch Eileiterentzündung und Oophoritis werden beschrieben (ILLNER, 1962).

Klinisch gesund erscheinende **Puten** können trotzdem bei der Sektion charakteristische Veränderungen zeigen. Dies sind fibrinöse Polyserositis und oft eine zusätzliche Myokarditis (FRITZSCHE und GERRIETS, 1962; KRAUSS und SCHMEER, 1992). Die Leber ist häufig grünlich verfärbt und die Gallenblase ist vergrößert. Die Gonaden sind atrophiert und mit Nekrosen und Hämorrhagien durchsetzt. Eine wässrige, braune Flüssigkeit in der Bauchhöhle kann bei weiblichen Tieren nach Ruptur von Eifollikeln gefunden werden (KRAUSS und SCHMEER, 1992).

Die beschriebenen Veränderungen beim Geflügel sind histopathologisch charakterisiert durch proliferative und nekrotische Prozesse (KRAUSS und SCHMEER, 1992).

Beim **Menschen** finden sich pathologisch-anatomisch meist in beiden Lungenflügeln uncharakteristische, bronchopneumonische Herde. Außerdem zeigt sich eine stark vergrößerte, weiche Milz ohne typischen histologischen Befund (PSCHYREMBEL, 1994; MARRE und HAHN, 1999).

Diagnose

Die Diagnostik der Chlamydiose beruht in erster Linie auf einer gründlichen Anamnese und klinischen Untersuchung von Tieren und Menschen. Der dadurch aufkommende Verdacht einer Chlamydieninfektion kann durch nachfolgende Untersuchungen bestätigt werden.

Chlamydien können mittels verschiedener Verfahren nachgewiesen werden. Dabei ist zwischen direkten und indirekten Nachweismethoden zu unterscheiden.

Bei den **indirekten Nachweismethoden** werden die durch das Immunsystem gebildeten spezifischen Antikörper im Blut detektiert oder auch auf indirektem Wege das Genom des Antigens nachgewiesen. In der Chlamydienagnostik wendet man dazu die Komplementbindungsreaktion (KBR), den Hämagglutinationshemmungstest (HAH), den Agargelpräzipitations- oder Immundiffusionstest (AGP), den Latex-Agglutinationstest, den indirekten ELISA (Antikörper-ELISA), den indirekten Immunfluoreszenztest, den Immunperoxidasetest (Peroxidase-Antiperoxidase-Test, PAP), die *In Situ*-Hybridisierung, den Radioimmunoassay und den Hautsensitivitätstest (TADAY, 1998) an.

Beim Einsatz solcher serologischen Methoden in der Diagnostik einer Chlamydiose sollte die Untersuchung bei negativem Erstergebnis nach etwa zwei Wochen wiederholt werden, um eine eventuelle verzögerte Antikörperbildung auszuschließen. Den serologischen Verfahren kommt aus diagnostischer Sicht eher eine geringe Bedeutung zu.

Zu den **direkten Nachweismethoden** zählen die Verfahren, bei denen das Antigen selbst, also die Chlamydien, nachgewiesen werden. Hierbei ist eine weitere Unterteilung der Methoden möglich, nämlich zwischen solchen, welche die Chlamydien auf ihre jeweils entsprechende Art darstellen und denjenigen, bei denen der Erreger angezüchtet und isoliert wird. Nachweismethoden, die auf eine Erregeranzucht verzichten, sind Spezialfärbungen verschiedener Autoren, der direkte Immunfluoreszenztest, der Antigen-ELISA, die Immunchromatographie, die Elektronenmikroskopie, die Polymerase-Kettenreaktion (PCR) und die Immun-Dot-Blot-Technik (IDBT) (TADAY, 1998). Diese Methoden sind natürlich auch zur Bestätigung der Ergebnisse einer Erregeranzucht anzuwenden. Da Chlamydien in ihrer Entwicklung von lebenden Zellen abhängig sind, werden sie mittels bestimmter Zellkulturen angezüchtet. Es eignen sich dafür vor allem BGM-, HeLa-, L229-, McCoy-, Vero-, HEF- und BHK21-Zellen. Als Probenmaterial für die Spezialfärbungen eignen sich Abklatschpräparate von den Konjunktiven oder von bei der Sektion entnommenen Organen wie zum Beispiel Leber und Milz. Für die PCR, den ELISA und die Erregeranzucht in Zellkultur eignen sich Tupferproben aus den Konjunktiven, dem Rachen und der Kloake sowie bei der Sektion entnommenen Organen. Bei der Untersuchung von Tupferproben und Kot ist die oft diskontinuierliche Ausscheidung der Chlamydien zu bedenken (GERBERMANN et al., 1991), so dass es unter Umständen zu einem falsch negativen Ergebnis kommen kann. Außerdem ist bei der Untersuchung von Kot oft mit Kontaminationen und toxischen Effekten durch den sekundären Keimgehalt zu rechnen. Bei Altvögeln gelingt die Erregerisolierung trotz vorhandener pathologischer Veränderungen eher selten, so dass man zur Untersuchung vor allem Küken und Jungtiere heranziehen sollte (ILLNER, 1962).

Differenzialdiagnosen

Die klinischen Erscheinungen der Chlamydiose sind nicht pathognomonisch für diese Erkrankung und kommen oft erst durch die häufig vorkommenden Mischinfektionen mit anderen Erregern zustande. Daher müssen differenzialdiagnostisch sowohl Infektionen mit Viren als auch mit Bakterien und Mykoplasmen in Betracht gezogen werden. Bei **Tauben** sind dies vor allem Salmonellen (*S. typhimurium*), Herpesvirus 1 oder Paramyxovirus, aber auch Mykoplasmen. Bei **Enten** und **Puten** müssen vor allem Infektionen mit Pasteurellen (*Riemerella anatipestifer*) und Bordetellen und bei **Puten** auch Infektionen mit Newcastle-disease- und Influenza-Virus ausgeschlossen werden. Unter Umständen sind auch Adeno- und Reoviren an den Mischinfektionen beteiligt. Ebenso ist auch an einen Vitamin A-Mangel, eine Ammoniakreirung oder an Vergiftungen zu denken (KRAUSS und SCHMEER, 1992).

Bekämpfung

In Deutschland wird die Bekämpfung der durch *Chlamydophila psittaci* ausgelösten Erkrankung auf der Basis der historisch begründeten begrifflichen Trennung in zwei getrennte Krankheiten durchgeführt. Dabei unterliegt die Psittakose der papageienartigen Vögel (Ordnung Psittaciformes) nach der entsprechenden Verordnung der Anzeigepflicht (§ 1, Nr. 23, VO über anzeigepflichtige Tierseuchen), doch die Ornithose aller anderen (nichtpapageienartigen) Vögel ist lediglich meldepflichtig (Anlage zu § 1, Nr. 17, VO über meldepflichtige Tierkrankheiten). Die spezifischen Maßnahmen gegen die Chlamydiose sind

durch die Verordnung zum Schutz gegen die Psittakose und Ornithose (Psittakose-Verordnung) vom 14. November 1991 (zuletzt geändert am 16. Februar 2005) geregelt. Dabei geht es in erster Linie um die Bekämpfung der Psittakose in Papageienbeständen. Es können jedoch die festgelegten Bestimmungen im Falle eines Ausbruchs der Ornithose in einem Bestand mit nichtpsittaziformen Vögeln entsprechend angewandt werden (§ 12). Dies betrifft dann meist Großbestände von Wirtschaftsgeflügel oder größere Zuchtanlagen mit Ziergeflügel.

Aufgrund der Anzeigepflicht ist bei dem bloßen Verdacht eines Ausbruchs der Psittakose umgehend das zuständige Veterinäramt zu unterrichten, welches den Bestand sperrt und weitere Maßnahmen einleitet. Dies sind die Anordnung weiterer bestätigender Untersuchungen (= ErregerNachweis), die Keulung des Bestandes oder die Einleitung der Behandlung mit einem in der Verordnung als wirksam angegebenem Arzneimittel wie Chlortetracyclin (CTC), Doxycyclin und Enrofloxacin. Zur Kontrolle der korrekten Durchführung der Behandlung werden Kotproben (ErregerNachweis) oder Blutproben (Arzneimittelspiegel) untersucht, und die Erregerfreiheit wird nach Abschluss der Behandlung durch erneute Kotprobenuntersuchungen nachgewiesen werden. Ebenso muss die sorgfältige Reinigung und Desinfektion von staatlicher Seite angeordnet und überwacht werden. Darüber hinaus bestimmt die Psittakoseverordnung die amtliche Beobachtung anderer Bestände, welche in einem bestimmten Zeitraum in Kontakt mit dem infizierten Bestand standen, sowie Schutzmaßregeln bei sonstigen Tierhaltern sowie auf Tierschauen und Märkten.

Zudem darf bei Feststellung einer klinisch manifesten Ornithose Nutzgeflügel nicht geschlachtet werden (HAFEZ und STING, 1997). Die Regel ist, dass bei Nichtpsittaziden die Behandlung der Ornithose ohne Einschaltung des Veterinäramtes durch den behandelnden Tierarzt erfolgt. Dieser meldet dann den Fall ohne namentliche Nennung des Bestandes dem zuständigen Veterinäramt für die statistische Erfassung aller Ornithosefälle. Zum Eingreifen der Behörden kommt es im Falle einer Ornithose des Nutzgeflügels dann, wenn in diesem Zusammenhang auch Menschen erkranken.

Therapie

Bei Bestandserkrankungen besteht zum einen aufgrund der in der Psittakoseverordnung festgelegten Regelungen die Möglichkeit der Keulung des Gesamtbestandes. Es kann aber auch der gesamte Bestand nach den Anweisungen der zur Verordnung gehörenden Ausführungsbestimmungen mit einem so genannten „wirksamen Mittel“ behandelt werden. Als solche gelten Chlortetracyklin (CTC), Doxycyclin und Enrofloxacin. Sowohl die Behandlungsdauer als auch die Dosierung des Antibiotikums sind abhängig von der Vogelspezies. Darüber hinaus sind bei der Verabreichung der Medikamente über das Futter oder das Trinkwasser die physiologischen Lebensgewohnheiten der einzelnen Spezies zu beachten, um einen ausreichenden Wirkstoffspiegel zu erhalten. Da Baytril® (Enrofloxacin) als 10%ige orale Lösung beim Geflügel ausdrücklich nur für Hühner und Puten zugelassen ist, muss es für die Anwendung bei den anderen Geflügelarten umgewidmet werden (§ 56, AMG), was eine Wartezeit von 28 Tagen für essbares Gewebe bedeutet (§ 12a, TÄHAV).

Bei Ausbruch einer Ornithose müssen neben der Behandlung der Tiere auch wirksame Reinigungs- und Des-

infektionsmaßnahmen durchgeführt werden. Um eine Ausbreitung der Krankheit zu vermeiden, müssen Kot, Einstreu und Futterreste unschädlich beseitigt und die Stallungen sowie die Transportbehältnisse und -fahrzeuge gründlich gereinigt und desinfiziert werden. Für die Desinfektion sind vor allem 3%iges Formalin (1,11 % Formaldehyd) und 0,15%ige Peressigsäure geeignet (HAFEZ und BÖHM, 2002; Psittakoseverordnung, 1991).

Die Prognose der Chlamydiose des Menschen ist ohne Therapie als aussichtslos und mit Therapie als günstig anzusehen. Als Mittel der Wahl gelten in der Humanmedizin Chlortetracyclin, Doxycyclin und Clarithromycin (SÜSS et al., 1996; MARRE und HAHN, 1999).

Prophylaxe

Bei den vor allem bei Nutzgeflügel meistens vorliegenden subklinischen latenten Infektionen ist eine Eliminierung des Erregers durch eine Behandlung nicht als sicher anzunehmen (GERBERMANN, 1999). Dies kann nur bei den anderen Verlaufsformen erreicht werden.

Zur Verhinderung einer Chlamydieninfektion sollte bei der Haltung von Geflügel stets das so genannte Rein-Raus-Prinzip eingehalten, zwischen jedem Durchgang die Stallungen und Ausläufe gründlich gereinigt und desinfiziert sowie eine Schädlingsbekämpfung durchgeführt werden (HAFEZ und BÖHM, 2002; STEIN, 2002). Darüber hinaus ist auch eine Desinfektion der Bruteier vor dem Einlegen in den Brutschrank sinnvoll (HAFEZ und BÖHM, 2002).

Aufgrund der Tatsache, dass alle Arten von Stress zu einer Belastung des Immunsystems und der Darmbarriere der Tiere führen können (MENGERT und FEHLHABER, 1996; FEHLHABER und ALTER, 1999; FEHLHABER, 2001; SEIDLER et al., 2001; KLEER, 2004), sollte Stress – zum Beispiel auslösbar durch Transport, Futterumstellung, Überbesatz oder sonstige Unruhen – so weit wie möglich vermieden werden. Dies ist in bestimmten Situationen, wie dem Transport vom Mastbetrieb zum Schlachthof nicht möglich.

Daher kann es sein, dass durch die aufgrund von Stress ausgelöste Beeinträchtigung der Darmbarriere im Darm vorhandene Mikroorganismen in die Muskulatur und die Organe überreten können (MENGERT und FEHLHABER, 1996; FEHLHABER und ALTER, 1999; FEHLHABER, 2001; SEIDLER et al., 2001; KLEER, 2004). Die normalerweise diesem Prozess entgegenwirkende Serumbakterizidie wird durch prämortalen Stress herabgesetzt, so dass in das Blut eingedrungene Keime besser überleben können (FEHLHABER und ALTER, 1999; SEIDLER et al., 2001). Dies betrifft neben Säugetieren auch das Nutzgeflügel (MENGERT und FEHLHABER, 1996; KLEER, 2004). Im Falle von Chlamydien wies NÜCHTER (2004) bei Tupferprobenuntersuchungen von Oberflächen in Geflügelschlachthöfen unter anderem besonders im Bereich der Entblutung, der Evisceration und der Zerlegung des Fleisches *Chlamydia psittaci* nach.

Jegliche Kontakte zu Wildtieren, die den Erreger einschleppen können, sollten weitestgehend vermieden werden. Daher kommt vor allem der Schädlingsbekämpfung eine wesentliche Bedeutung zu, weil sowohl Ratten und Mäuse als auch Arthropoden Wirte bzw. Vektoren für Chlamydien darstellen (EDDIE et al., 1962; KRAUSS und SCHMEER, 1992; KALETA, 1997).

Eine Prophylaxe mittels Vakzination gegen Chlamydien ist bisher beim Vogel noch nicht möglich.

Da vor allem in Geflügelschlachthäusern, aber auch in Geflügelhaltungen eine potenzielle Gefahr der Ansteckung von dort arbeitenden Menschen besteht, ist die Durchführung von Schutzmaßnahmen wichtig. Zum einen ist es sinnvoll, einen Atemschutz, wie die partikelfiltrierende Atemmaske FFP2 zu tragen (LEDERER und MÜLLER 1998, 1999), da bei den verschiedenen Schlachtvorgängen (Einhängen, Betäubung, Entbluten, Brühen, Rupfen, Evisceration) Staub oder Aerosole aufgewirbelt werden. Des Weiteren können Maßnahmen, wie u. a. eine geeignete Luftführung in von Staub lebender Tiere stark ausgefüllten Bereichen, striktes Einhalten von Hygienevorschriften und deutliche Trennung von unreinen und reinen Betriebsbereichen, sowie eine verstärkte betriebsärztliche Überwachung der Beschäftigten und genereller Ausschluss von Personen mit chronischen respiratorischen Erkrankungen das Risiko einer Chlamydieninfektion in Schlachthäusern erheblich senken (LEDERER und MÜLLER, 1998, 1999). Da in allen Arbeitsbereichen eines Geflügelschlachthofes – einschließlich der Büroräume – Chlamydien vorkommen können (NÜCHTER, 2004), sind in diese Maßnahmen alle Mitarbeiter ohne Ausnahme einzubeziehen.

Literatur

- ANDERSEN, A. A. (1998): Chlamydiosis. In: Swayne, D. E., Glisson, J. R., Jackwood, M. W., Pearson, J. E., Reed, W. M., A laboratory manual for the isolation and identification of avian pathogens, Fourth Edition, American Association of Avian Pathologists, University of Pennsylvania, Rose Printing, Tallahassee, Florida, pp. 81-88
- ANDERSEN, A. A., VANROMPAY, D. (2003): Avian chlamydiosis (psittacosis, ornithosis). In : Saif, Y. M. (Ed.), Diseases of Poultry, 11th Edition, Iowa State University Press, Ames, Iowa, pp. 863-879
- ARENS, M., WEINGARTEN, M. (1981): Vergleichende Untersuchungen an Buffalo Green Monkey (BGM)-Zellen und Mäusen zur Isolierung von *Chlamydia psittaci* aus Kot und Organproben von Vögeln. Zentralblatt für Veterinärmedizin B 28, 301-309
- BARR, D. A., SCOTT, P. C., O'ROURKE, M. D., COULTER, R. J. (1986): Isolation of *Chlamydia psittaci* from commercial broiler chickens. Australian Veterinary Journal 63, 377-378
- BEVAN, B. J., BRACEWELL, C. D. (1986): Chlamydiosis in birds in Great-Britain. 2. Isolation of *Chlamydia psittaci* from birds sampled between 1976 and 1984. Journal of Hygiene, Cambridge 96, 453-458
- BURKHART, R. L., PAGE, L. A. (1971): Chlamydiosis (Ornithosis-Psittacosis). In: Davis, J. W., Anderson, R. C., Karstad, L., Trainer, D. O., Infectious and Parasitic Diseases of Wild Birds, Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA, pp. 118-140
- EDDIE, B., MEYER, K. F., LAMBRECHT, F. L., FURMAN, D. P. (1962): Isolation of ornithosis bedsoniae from mites collected in turkey quarters and from chicken lice. Journal of Infectious Diseases 110, 231-237
- FARMER, H., W. S. K. CHALMERS, P. R. WOOLCOCK (1982): *Chlamydia psittaci* isolated from the eyes of domestic duck (*Anas platyrhynchos*) with conjunctivitis and rhinitis. The Veterinary Record 110, 59
- FEHLHABER, K. (2001): Schwierigkeiten und Defizite in der Bekämpfung lebensmittelbedingter Salmonellosen. Fleischwirtschaft 81, 108-110
- FEHLHABER, K., ALTER, T. (1999): Mikrobielle Folgen prämortaler Belastungen bei Schlachtschweinen. Fleischwirtschaft 79, 86-90
- FORTNER, J. (1953): Die Psittakose. Monatshefte für die Tierheilkunde 5, 129-134
- FRITZSCHE, K. (1956): Ein Beitrag zur Ätiologie, Symptomatologie und Therapie des ansteckenden Schnupfens der Reisetauben und dessen Beziehungen zur Ornithose. Deutsche Tierärztliche Wochenschrift 63, 109-110
- FRITZSCHE, K., GERRIETS, E. (1962): Ornithose und Psittakose. In: Fritzsché, K. und Gerriets, E., Geflügelkrankheiten – Lehrbuch für Tierärzte und Studierende der Veterinärmedizin. Paul Parey Verlag, Berlin und Hamburg, S. 191-206
- GERBERMANN, H. (1999): Neue Aspekte zur Psittakose / Ornithose. 56. Fachgespräch „Geflügelkrankheiten“ (DVG) am 6. und 7. Mai in Hannover, S. 65-82
- Gesetz über den Verkehr mit Arzneimitteln (Arzneimittelgesetz – AMG) vom 11. Dezember 1998 (BGBl. I S. 3586), zuletzt geändert durch: Artikel 17 des Gesetzes vom 17. Juni 2005 (BGBl. I S. 1818)

- GOROVITS, E. S., TIMASHEVA, O. A., CHEZOVA, A. E., VORONIA, Y. (1979): Isolation of the ornithosis agent (*Chlamydia psittaci*) from gamasid mites (*Ornithonyssus sylviarum*). *Voprosy Virusologii* 6, 654-657
- GRAHNEIS, H. (1967): Medizinische Betrachtungen zur Ornithosebekämpfung in der Geflügelwirtschaft. VEB Verlag Volk und Gesundheit, Berlin
- GRIMES, J. E., OWENS, K. J., SINGER, J. R. (1979): Experimental transmission of *Chlamydia psittaci* to turkeys from wild birds. *Avian Diseases* 24, 915-926
- GRIMPET, J. (1964): Outbreak of psittacosis in ducks. *Bulletin de l' Académie Vétérinaire de France* 449, 49
- HAFEZ, H. M. (2003): Psittakose / Ornithose. In: Kaleta, E. F. und Krautwald-Jungmanns, M.-E., Kompendium der Zierzogelkrankheiten – Papageien, Tauben, Sperlingsvögel, Schlütersche, Hannover, S. 249-256
- HAFEZ, H. M., STING, R. (1997): Über das Vorkommen von Chlamydien-Infektionen beim Mastgeflügel. *Tierärztliche Umschau* 52, 281-285
- HAFEZ, H. M., BÖHM, R. (2002): Reinigung und Desinfektion in der Geflügelwirtschaft. In: Strauch, D. und Böhm, R. (Hrsg.), Reinigung und Desinfektion in der Nutztierhaltung und Veredelungswirtschaft, 2. Auflage, Enke Verlag, Stuttgart, S. 123-152
- HILBRICH, P. (1978): Ornithose – Psittakose – Miyagawanellose – Chlamydiosis. In: Krankheiten des Geflügels – unter besonderer Berücksichtigung der Haltung und Fütterung. Verlag Hermann Kuhn, Villingen-Schwenningen, 215-217
- ILLNER, F. (1962): Ein Beitrag zur Enten-Ornithose und ihrer Epizootologie. *Monatshefte für die Veterinärmedizin* 17, 141-146
- JOHNSON, F. W. A. (1983): Chlamydiosis. *British Veterinary Journal* 139, 93-101
- JÜRGENSEN, T. (1874): Krankheiten des Respirationsapparates. In: Ziemsens Handbuch der speziellen Pathologie und Therapie. Band 2., Verlag Vogel, Leipzig 1874, S. 3
- KALETA, E. F., TADAY, E. M. A. (2003): Avian host range of *Chlamydomphila* spp. based on isolation, antigen detection and serology. *Avian Pathology* 32, 435-462
- KLEER, J. (2004): Mikroorganismen in Lebensmitteln. In: Sinell, H.-J. (Hrsg.), Einführung in die Lebensmittelhygiene, 4. Auflage, Parey Verlag, Stuttgart, S. 9-90
- KOLBE, H. (1972): Ornithose. In: Hartmut Kolbe, Entenvögel der Welt – Ein Handbuch für Liebhaber und Züchter, Verlag J. Neumann-Neudamm, Melsungen, Basel, Wien, S. 74-75
- KRAUSS, H., SCHMEER, N. (1992): Aviare Chlamydiose. In: Heider, G. und Monreal, G. (Hrsg.), Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels, Gustav Fischer Verlag, Jena und Stuttgart, Band II, S. 277-308
- LEDERER, P., MÜLLER, R. (1998): Chlamydia-psittaci-Infektionen/Ornithose ausgehend von einer Geflügelschlachterei. *Epidemiologisches Bulletin* 29, 208-209
- LEDERER, P., MÜLLER, R. (1999): Ornithose – Untersuchungen im Zusammenhang mit einem Ausbruch. *Gesundheitswesen* 61, 614-619
- LEHNERT, CH. (1962): Zur Frage der Übertragung des Ornithosevirus über das Brutei bei Enten. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift* 75, 151-152
- LÜTHGEN, W. (1971): Untersuchungen zur Ausscheidung von Bedsonien bei latent infizierten Tauben. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift* 84, 33-38
- LÜTHGEN, W. (2002): Ornithose. In: Lüthgen, W., Wassergeflügelkrankheiten, Oertel + Spörer, Reutlingen, S. 35-42
- MARRE, R., HAHN, H. (1999): Chlamydien. In: Hahn, H., Falke, D., Kauffmann, S. H. E. und Ullmann, U. (Hrsg.), Medizinische Mikrobiologie und Infektiologie, 3. Auflage, Springer, Berlin (u. a.), S. 441-450
- MENGERT, U., FEHLHABER, K. (1996): Untersuchungen zum Einfluss prämortaler Belastungen auf die endogene mikrobielle Kontamination bei Schlachthähnchen. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift* 109, 28-31
- MEYER, K. F. (1942): The ecology of psittacosis and ornithosis. *Medicine* 21, 175-206
- MEYER, K. F. (1965): Psittacosis-lymphogranuloma venerum agents. In: Lenette, E. H. und Schmidt, N. J. (Eds.), *Viral and Rickettsial Infections of Man*, 4th edn., Philadelphia, PA: Lippincott, pp. 603-625
- MONREAL, G. (1958): Untersuchungen über den direkten und indirekten Virusnachweis bei der Ornithose der Tauben. *Zentralblatt für Veterinärmedizin B* 5, 273-294
- MORANGE, A. (1895): De la psittacose, ou infection spéciale déterminée par des perruches. Thesis, Paris
- NÜCHTER, H. (2004): Nachweis von *Chlamydophila psittaci* in unterschiedlichen Bereichen in zwei Hähnchen- und zwei Putenschlachtereien mittels direkter Immunfluoreszenz nach Erregeranzüchtung in Buffalo-Green-Monkey-Kidney-Zellkulturen sowie der Polymerase-Ketten-Reaktion mit anschließender Restriktionsenzymanalyse. Veterinär-medizinische Dissertation, Gießen
- PAGE, L. A. (1959a): Experimental ornithosis in turkeys. *Avian Diseases* 3, 51-66
- PAGE, L. A., GRIMES, J. E. (1984): Avian Chlamydiosis (Ornithosis). In: Hofstad, M. S. (Ed.), *Diseases of Poultry*, 8th Edition, Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA, pp. 283-308
- PASSAMONTI, F., ASDRUBALI, G., CASAGRANDE PROIETTI, P., DEL ROSSI, E., BATTISTACCI, L. (2000): Agenti di zoonosi in piccioni die citate in piccioni di allevamento. *La Selezione Veterinaria*, 795-803
- PSCHYREMBEL, W. (1994): Ornithose. In: Pschyrembel, W. – *Klinisches Wörterbuch*; 257. Auflage; de Gruyter, Berlin, New York; S.1112-1113
- ROBERTS, J. P., GRIMES, J. E. (1978): Chlamydia shedding by four species of wild birds. *Avian Diseases* 22, 698-706
- SADOWSKI, J. M., MINTA, Z. (1979): Chlamydiosis of the air sacs in geese. *Bulletin of the Veterinary Institute (Pulawy)* 23, 111-115
- SCHOLZ, S. R. (1978): Die Verbreitung, Bedeutung und diagnostische Nachweisbarkeit von Chlamydieninfektionen bei Tieren (mit Ausnahme von Vögeln). Veterinärmedizinische Dissertation, Hannover
- SEIDLER, T., ALTER, T., KRÜGER, M., FEHLHABER, K. (2001): Transport stress – consequences for bacterial translocation, endogenous contamination and bactericidal activity of serum of slaughter pigs. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift* 114, 375-377
- STEIN, W. (2002): Schädlinge, Biologie und Bekämpfung. In: Strauch, D. und Böhm, R. (Hrsg.), Reinigung und Desinfektion in der Nutztierhaltung und Veredelungswirtschaft, 2. Aufl., Enke Verlag, Stuttgart, S. 307-329
- STORZ, J., CALL, J. W., MINER, M. L. (1963): Meningoencephalitis in young chickens resulting from infection with an ornithosis agent. *Avian Diseases* 7, 483-494
- STORZ, J., KRAUSS, H. (1985): Chlamydia. In: Blobel, H. und Schliesser, T. (Hrsg.): *Handbuch der bakteriellen Infektionen bei Tieren*, VEB Gustav Fischer Verlag, Jena, 447-531
- STRAUSS, J. (1956): Virological demonstration of ornithosis in men and ducks in Czechoslovakia. *Ceskoslovenska Epidemiologie, Mikrobiologie, Immunologie* 5, 281-290
- SÜSS, A., REETZ, J., SCHULZE, P., KRETSCHMAR, M., SCHIRRMEISTER, W., SÜSS, J. (1996): Schwerer Verlauf einer Ornithose und ihre intensivmedizinische und diagnostische Problematik – eine Kasuistik. *Anästhesiologie und Reanimation* 21, 97-102
- SZÉMERÉDY, G., SZTOJKOV, R. (1973): Bedsonia-induced diseases of geese. *Magy. Allat. Lapja* 28, 554-557
- TADAY, E. M. A. (1998): Organveränderungen und Erregernachweise nach Infektionen mit *Chlamydia* sp. beim Vogel unter besonderer Berücksichtigung des avianen Wirtsspektrums. Veterinärmedizinische Dissertation, Gießen
- Verordnung über anzeigepflichtige Tierseuchen vom 23. Mai 1991 (BGBl. I, S. 1178), zuletzt geändert durch Verordnung vom 18. April 2000 (BGBl. I, S. 531)
- Verordnung über meldepflichtige Tierkrankheiten in der Fassung vom 11. April 2001 (BGBl. I, S. 541), geändert durch: Artikel 362 der Siebenen Zuständigkeits-Anpassungs-Verordnung vom 29. Oktober 2001 (BGBl. I, S. 2785)
- Verordnung über tierärztliche Hausapothechen vom 27. März 1996 (BGBl. I S. 554), zuletzt geändert durch Artikel 2 der Verordnung vom 10. August 2001 (BGBl. I S. 2131)
- Verordnung zum Schutz gegen die Psittakose und Ornithose (Psittakose-Verordnung) vom 14. November 1991 (BGBl. I, S. 2111), geändert durch Verordnung vom 16. Februar 2005 (BGBl. I, S. 258) [einschließlich Durchführungsbestimmungen zur Psittakoseverordnung]
- Artikel 1 des Gesetzes zur Neuordnung seuchenrechtlicher Vorschriften (Seuchenrechtsneuordnungsgesetz – SeuchRNeuG vom 20. Juli 2000) Gesetz zur Verhütung und Bekämpfung von Infektionskrankheiten beim Menschen (Infektionsschutzgesetz – IfSG)
- WEHNER (2005): Ornithosefälle in Kleingeflügelhaltungen im südlichen Sachsen-Anhalt. *Deutsches Tierärzteblatt* 53, 956
- WEYER, F. (1970): Zur Frage der Rolle von Arthropoden als Reservoir des Psittakoseerregers. *Zeitschrift für Tropenmedizin und Parasitologie* 21, 146-153.
- WILT, P. C., N. KORDOVÁ, J. C. WILT (1972): Preliminary characterization of a chlamydial agent isolated from embryonated snow goose eggs in northern Canada. *Canadian Journal of Microbiology* 18, 1327-1332
- WITTENBRINK, M. M., MROZEK, M., BISPING, W. (1993): Isolation of *Chlamydia psittaci* from chicken egg: evidence of egg transmission. *Journal of Veterinary Medicine B* 40, 451-452

Anschrift der Verfasserin

Brigitte M. Bönner
 Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische
 der Justus-Liebig-Universität
 Frankfurter Str. 91-93
 35392 Gießen

E-Mail: brigitte.m.boenner@vetmed.uni-giessen.de

Infektiöse Bronchitis: Typisierungsergebnisse aktueller Feldisolate aus Deutschland

Dr. Hans C. Philipp und Dr. Matthias Voss (Cuxhaven)

Einleitung

Die Infektiöse Bronchitis (IB) ist als Erkrankung von Hühnern seit den 40er Jahren bekannt. Die verursachenden Coronaviren sind vielfältig in Bezug auf ihren Genotyp, die Antigenität (Serotyp) und ihre Virulenz (Organotropismus). Die im Zusammenhang mit IB beschriebenen klinischen Erscheinungen umfassen Erkrankungen der Atemwege und des Urogenitaltraktes, die sich je nach IBV-Stamm als Tracheitis, Nephritis sowie verminderter Eiproduktion und dem Ablegen von Eiern mit deformierter und aufgehellter Schale und verflüssigtem Eiweiß äußern. Die Infektion ist hochgradig ansteckend bei geringer Sterblichkeit. Gegen IB wird weltweit intensiv mit Lebend- und Inaktivat-Vakzinen geimpft. Dennoch kommt es nach wie vor zu klinischen Ausbrüchen, was die IB insgesamt zu einer der bedeutendsten Infektionskrankheit von Hühnern macht.

Aufgrund der Mannigfaltigkeit des Erregers beschäftigen sich Forschung und Diagnostik schon lange mit der Typisierung von Feld-Isolaten. Die klassische Methode ist die Serotypisierung, ein nach wie vor wichtiges, aber aufwändiges Verfahren, da es den Einsatz von Kultursystemen sowie die Erzeugung spezifischer Antiseren erfordert. Die Analyse von Genom-Abschnitten von IBV ist heute vergleichsweise einfach und wird zunehmend zur Feincharakterisierung von Stämmen verwendet, die sich so bestimmten Serogruppen bzw. Referenz-Stämmen zuordnen lassen.

Neben zahlreichen IB-Stämmen mit eher lokaler Bedeutung gibt es Serogruppen, die sehr weit verbreitet sind. Dazu gehören in erster Linie die Massachusetts-Stämme, die auch als Impfstoffe eine international überragende Bedeutung besitzen. Wesentliche epizootiologische Entwicklungen waren in Deutschland das Auftreten der holländischen Variant-Stämme D-274 und D-1466 seit den 1980er Jahren und der Nachweis von 793B (4/91) in den 1990er Jahren. Seitdem gibt es Berichte über Varianten mit ausgeprägter Nieren-Pathologie aus Italien und China (LIU et al., 2004; ZANELLA et al., 2000). Die zugelassenen Impfstoffe decken die Serogruppen Massachusetts, D-274 sowie 793B ab. Dabei sind nur Massachusetts- und D-274 auch als inaktivierte Antigene erhältlich.

Während das Vorkommen und die Verbreitung von IBV in vielen Ländern regelmäßig überwacht wird, liegen systematische Erhebungen dazu aus Deutschland schon einige Zeit zurück (TORO et al., 1987). Es stellt sich daher die Frage, ob und in welchem Umfang „neue“ IB-Serotypen in Deutschland verbreitet sind. Im Folgenden werden dazu Anmerkungen zu den für die Diagnostik verfügbaren Methoden gemacht sowie Ergebnisse aus unserem Labor vorgestellt und diskutiert.

Zu den eingesetzten Methoden

Grundsätzlich kann der Nachweis von Infektionen direkt durch die Darstellung der Anwesenheit des Erregers in einem Wirt erfolgen oder indirekt durch den Nachweis von Antikörpern, welche der Wirt in Folge der Infektion (oder Impfung) als Abwehrmaßnahme bildet. Die hier vorgestellten Verfahren und Ergebnisse beziehen sich auf di-

rekte Nachweisverfahren, von denen wir neben der klassischen Viruskultur im bebrüteten Hühnerei (Virus-Anzüchtung) auch den Nachweis von IB-spezifischen Nukleinsäure-Abschnitten durch die Polymerase-Kettenreaktion (PCR, engl: polymerase chain reaction) anwenden.

Bei der klassischen Virusanzüchtung wird das Probenmaterial von Bakterien befreit und in bebrütete, spezifiziert pathogenfreie Hühnereier injiziert. Im positiven Fall sterben die Embryonen ab und weisen Veränderungen auf, welche für IB typisch sind. Man erhält auf diese Weise große Mengen eines vermehrungsfähigen Virus, das für weitere Labor- und Tierversuche verwendet werden kann. Diesen Vorteilen stehen vor allem der hohe Aufwand der Untersuchung und der Zeitaufwand entgegen.

Einfacher lassen sich Erreger mit der PCR nachweisen. Dabei werden aus einer positiven Probe Genabschnitte des gesuchten Erregers mittels einer spezifischen und empfindlichen Reaktionskaskade enorm stark vermehrt. Die Spezifität der Reaktion wird durch kurze Nukleotidabschnitte (Primer) vermittelt, die sich an komplementäre Abschnitte der in der Probe enthaltenen DNS anlagern. Die Reaktionsprodukte können anschließend sichtbar gemacht und gegebenenfalls sogar sequenziert werden. Dabei wird die Abfolge bestimmter Bauteile (Nukleotide) innerhalb des vermehrten Genabschnittes ermittelt (Sequenz). Mit den ermittelten Sequenzdaten können Vergleiche mit den Sequenzen anderer IBV-Isolate vorgenommen werden, von denen bereits viele in Datenbanken über das Internet verfügbar sind.

Bei der Erstellung einer PCR-Nachweismethode ist die Auswahl der Zielsequenz von besonderer Bedeutung. Zahlreiche Infektionserreger enthalten neben genetisch stabilen Bestandteilen auch solche, die starke genetische Variabilität aufweisen. Die daraus folgende veränderliche Raumstruktur einzelner Teile des Erregers kann es so dem Immunsystem des Wirtes erschweren, den Infektionserreger schnell wirksam zu bekämpfen. Das IB-Virus verfügt über derartige hyper-variable Genabschnitte in seinem spike-Glykoprotein (S), das als äußerster Teil seiner Virushülle direkt der Einwirkung durch das Immunsystem ausgesetzt ist. Vergleichsweise konserviert ist das Gen für das im Inneren des Viruspartikels angeordnete Nucleocapsid-Protein (N). Dementsprechend determiniert der Aufbau des S-Proteins die Zugehörigkeit eines IB-Stammes zu seinem Serotyp, während das N-Protein verschiedener Serotypen sich nicht wesentlich unterscheidet.

Für den IB-Errengernachweis setzen wir in unserem Labor daher zunächst ein einfaches und robustes PCR-Protokoll ein, welches einen Teil des N-Proteins als Zielsequenz verwendet. Damit lassen sich mit hoher Empfindlichkeit alle IB-Serotypen detektieren, aber nicht weiter differenzieren.

Zur weiteren Differenzierung verschiedener IB-Serotypen verwenden wir eine zweistufige PCR („nested PCR“). Im ersten Reaktionsabschnitt wird ein größerer Abschnitt des genetisch variablen S-Protein-Gens vermehrt, wobei darauf geachtet wird, möglichst alle Serotypen abzudecken. Das Produkt dieser Reaktion wird dann in einem zweiten Schritt gleichzeitig auf das Vorhandensein typischer Gen-

abschnitte für die Serotypen Massachusetts, 793B, D-274, D-1466 und Italy O2 untersucht („Multiplex-PCR“). Die Methode liefert serotyp-spezifische Resultate, dies aber nur, wenn der in der Probe vorhandene IB-Stamm auch einem der durch den Reaktionsansatz abgedeckten Serotypen angehört. Alle anderen Serotypen bleiben unerkannt, da sie nicht mit den enthaltenen serotyp-spezifischen Primern reagieren. Solches Material kann ggf. durch Sequenzierung weiter untersucht werden.

Impfvirus oder Feldvirus?

Bei Lebend-Impfstoffen von IB handelt es sich um attenuierte Viren, das bedeutet, dass ihre krank machenden Eigenschaften abgeschwächt sind, zum Beispiel durch häufige serielle Kultur im Ei (Passagen). Für die Diagnostik hat dies zur Folge, dass solche an die Eikultur angepassten (adaptierten) Stämme sich auch besonders gut in der Eikultur vermehren und damit leichter nachgewiesen werden. Impfviren wachsen im Gegensatz zu Feldviren bereits in niedrigen Passagen und in hoher Anzahl heran und werden aus klinischem Material im Vergleich zu Feldviren bevorzugt isoliert. Dies ist unerwünscht, da die Erwartung an die Diagnostik meist darin besteht, aus Beständen mit Leistungsproblemen die verursachenden IB-Feldstämme samt Serotypen-Zuordnung zu ermitteln.

Es macht also wenig Sinn, kurz nach einer durchgeführten IB-Lebendimpfung diagnostische Proben zu entnehmen, da die Untersuchung wahrscheinlich mit dem Nachweis des Impfstoffes endet (3-5 Wochen lang muss mit dem Nachweis des Impfvirus gerechnet werden). Beim Nachweis von IB-Viren aus Herden, die bereits seit einiger Zeit ungeimpft sind, kann mit einiger Sicherheit davon ausgegangen werden, dass es sich um Feldisolate handelt.

Das biologische Verhalten der Isolate gibt ebenfalls Hinweise darauf, ob es sich eher um Feldisolate oder um Ei-adaptierte Impfstämme handelt. Letztere wachsen bereits in niedriger Passage mit ausgeprägten Embryo-Verän-

derungen (siehe Abb. 1) zu hohen Titern heran, während die Feldstämme bei kaum wahrnehmbarer Embryo-Pathologie meist erst nach einigen Passagen nachzuweisen sind (RAJ et al, 2004). Eindeutig ist die Zuordnung, wenn ein Serotyp identifiziert werden kann, der nicht als Impfstoff verfügbar ist, wie Italy O2 oder China QX.

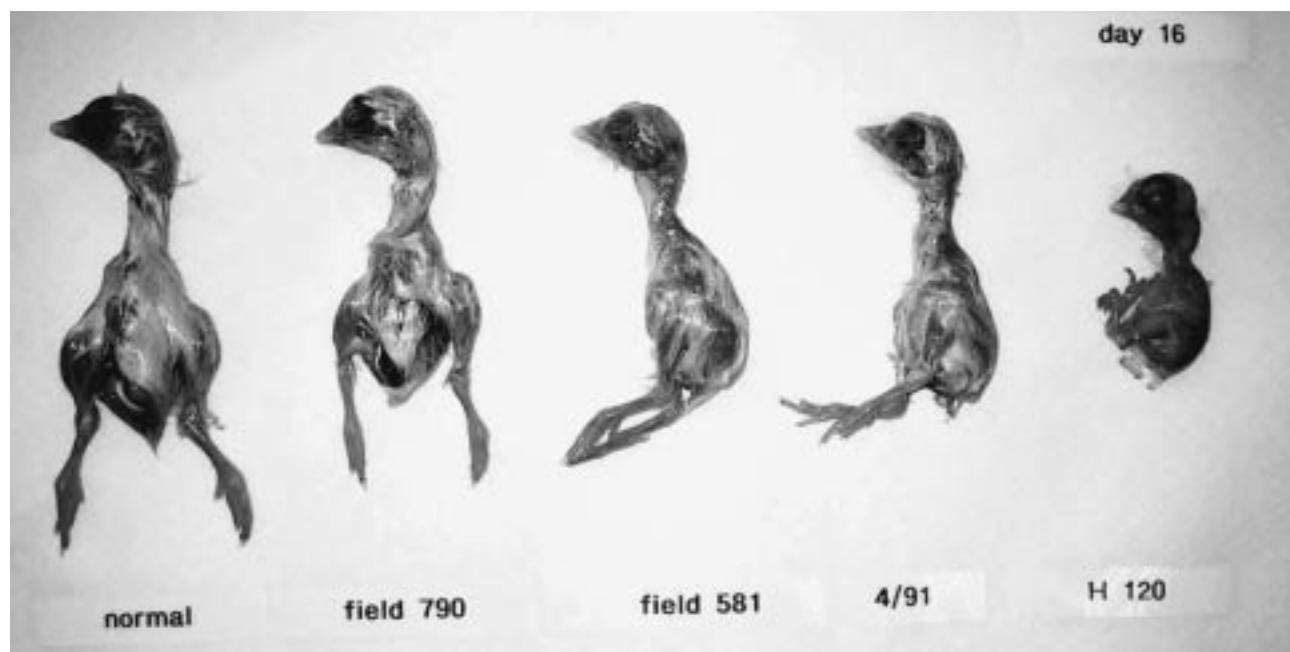
Ergebnisse

Eine Zusammenfassung der seit Ende 2004 mittels der beschriebenen Methoden gewonnenen Typisierungsergebnisse enthält Tabelle 1. Alle dort aufgeführten Fälle stammen aus Deutschland. Vorberichtlich sind Impfungen jeweils innerhalb von vier Wochen vor der Probenahme nicht erfolgt. Informationen zu klinischen Beobachtungen liegen in den meisten Fällen nicht vor. Es kann aber davon ausgegangen werden, dass es Verdacht auf IB oder zumindest eine Infektion gab, die zur Einsendung des Materials durch die betroffenen Tierhalter oder deren betreuende Tierärzte führte.

Alle mit der Multiplex-PCR abgedeckten IB-Serotypen wurden nachgewiesen, darüber hinaus auch zwei Isolate, die anders einzugruppieren sind. In einem Fall gelang die Sequenzierung, bei der eine hohe Homologie zum Stamm China QX nachgewiesen wurde. Das andere Isolat konnte bisher nicht sequenziert werden und ist daher nicht zugeordnet.

In ungefähr 2/3 der Fälle wurden 793B-Stämme gefunden. Dieser Serotyp scheint in Deutschland besonders stark verbreitet zu sein, während die Nachweishäufigkeit anderer Serotypen bisher sporadischer Natur ist. Zwei Mal wurde IBV Italy O2 aus erkrankten Broilern nachgewiesen, davon ein Fall aus Süddeutschland mit Nierenveränderungen und der andere aus dem Nordwesten. Bei ungeimpftem Rassegeflügel führte eine D-1466-Infektion zu hohen Tierverlusten. Aus einer nicht mit D-274 geimpften Broilerherde mit respiratorischer Symptomatik wurde ein offensichtlich virulenter D-274-Stamm isoliert.

Abbildung 1: Hühnerembryonen nach Infektion mit unterschiedlich stark adaptierten IBV-Stämmen, Lebenstag 16



normal: nicht infizierte Kontrolle field 790 und field 581: IBV-Feldstämme 4/91: schwach adaptierter Impfstoff H 120: stark adaptierter Impfstoff

Tabelle 1: Zusammenfassung von Typisierungsergebnissen (seit 2004)

Bezeichnung	IB-Serotyp	Nutzungsrichtung	Klinik
K 1050	793B	Broiler	keine Angabe
K 1091	793B	Broiler	keine Angabe
K 1573	793B	Broiler	keine Angabe
K 169	793B	Broiler	keine Angabe
EK 464	793B	Broiler	keine Angabe
K 1353	793B	Legeelterntier	zahlreiche Nichtleger in der Herde
K 1608	793B	Legeelterntier	keine Angabe
EK 760	793B	Legeelterntier	unauffällig
K 1650	793B	Legehenne	keine Angabe
K 25	793B	Legehenne	keine Angabe
K 254	793B	Legehenne	keine Angabe
K 263	793B	Legehenne	keine Angabe
K 342	793B	Legehenne	hydropische Eileiterdegeneration
K 100	793B	Legehenne	keine Angabe
K 1352	793B	Legehenne	keine Angabe
K 1548	China	Legehenne	keine Angabe
K 1200	D-1466	Rassegeflügel	erhebliche Atemgeräusche und Mortalität
K 1050	D-274	Broiler	Tracheitis, Atemgeräusche
K 1477	Italy	Broiler	Nierenveränderungen
K 1270	Italy	Broiler	keine Angabe
K 101	Massachusetts	Legehenne	Leistungsrückgang, hellschalige Eier
K 570	nicht zuzuordnen	Mastelterntier	keine Angabe

Diskussion

Durch die Anwendung neuer Methoden können IB-Isolate heute einfacher und schneller typisiert werden. Dabei konnten aus dem Feld Vertreter von allen Serotypen isoliert werden, mit deren Vorkommen aufgrund von Berichten aus benachbarten Regionen zu rechnen war. Eine hervorgehobene Bedeutung hat dabei der am häufigsten nachgewiesene Serotyp 793B. Der Nachweis potenziell „neuer“ Serotypen kommt vor, es scheint sich aber nicht um ein häufiges Ereignis zu handeln. Die Zahl der im Feld vorhandenen IB-Serotypen ist überschaubar und wird durch die zur Verfügung stehende Palette an Impfstoffen weitgehend abgedeckt. In welcher Weise sich die Italy

O2- und China QX- Stämme weiter ausbreiten und dabei auch als Krankheitserreger Bedeutung erlangen bleibt abzuwarten.

Ob es sich bei einem IB-Isolat um einen Krankheitserreger oder einen harmlosen, eher zufällig nachgewiesenen Keim handelt, kann durch Laboruntersuchungen allein allenfalls im Ansatz geklärt werden. Schließlich werden die Eigenschaften eines Erregers durch die Gesamtheit seiner Gene bestimmt, deren Struktur durch die beschriebenen Methoden nur bruchstückhaft erfasst wird. Die Unterscheidung von Stämmen aufgrund unterschiedlicher Sequenzen im S-Gen stützt sich auf wenige hundert von mehreren zehntausend Nukleotiden, aus denen das Virusgenom insgesamt besteht.

Es bedarf zusätzlich der Durchführung von Tierversuchen, deren Ergebnisse allein eine Aussage zum Grad der Virulenz eines Isolates zulassen. Nur wenn für Vertreter eines neuen Serotyps im Tierversuch gezeigt werden kann, dass es zur klinischen Krankheit kommt und dass verfügbare Impfstoffe nur eine unzureichende Wirkung haben, ist die Entwicklung eines homologen Impfstoffes angezeigt. Daher sollte bei der IB-Diagnostik darauf geachtet werden, über den PCR-Nachweis aus Tupfer- und Organproben die Gewinnung von Virusisolaten mittels klassischer Viruskultur nicht zu vernachlässigen. Diese vermehrungsfähigen Stämme können eingelagert werden und stehen dann gegebenenfalls für weitere Untersuchungen zur Verfügung.

Schlussfolgerungen für die Praxis

Auch in Deutschland ist neben typischen Erkrankungen des Atmungs- und Legeapparates mit dem Auftreten von Erkrankungen der Nieren bedingt durch IBV zu rechnen. Dies sollte bei der Untersuchung von Tieren berücksichtigt und besonders darauf geachtet werden.

In zahlreichen Beständen verursachen Stämme der Gruppe 793B Probleme. Gegebenenfalls sollte der Impfschutz gegen diesen Serotyp verbessert werden, etwa durch wiederholte Anwendung von Lebendimpfstoff.

Günstig wäre eine Kombination von Lebend- und Inaktivationsimpfung auch gegen 793B. Leider steht zur Zeit kein entsprechender Inaktivationsimpfstoff zur Verfügung.

Literatur

- LIU S, KONG X. (2004): A new genotype of nephropathogenic infectious bronchitis virus circulating in vaccinated and non-vaccinated flocks in China. *Avian Pathol.*, 33(3): 321-7
- RAJ GD, KUMAR KS, NAINAM AM, K NACHIMUTHU (2004): Egg:embryo weight as an indicator of dwarfism induced by infectious bronchitis virus. *Avian Pathol.*, 33(3): 307-309
- TORO H, SCHEMERA B, KALETA EF (1987): Serological differentiation of avian infectious bronchitis field isolates using an enzyme immunoassay: presence of Dutch strains in West Germany. *Avian Dis.*, Jan-Mar, 31(1):187-92
- ZANELLA A, COARO R, FABRIS G, MARCHI R, LAVAZZA A. (2000): Avian bronchitis virus: isolation of an apparently new variant in Italy. *Vet Rec.*, Feb 12, 191-2

Anschrift des Verfassers

Dr. Hans C. Philipp und Dr. Matthias Voss
Lohmann Tierzucht GmbH - Veterinärlabor
Abschnede 2
27472 Cuxhaven

E-Mail: philipp@ltz.de

Erzeugung und Bedeutung von SPF-Bruteiern

Dr. Gerhard Seemann (Cuxhaven)

Generelle Anforderungen an SPF-Bruteier

Die Abkürzung SPF bedeutet **Spezifiziert Pathogen Frei**. Mit dieser Definition ist bereits klargestellt, dass SPF-Bruteier nicht komplett frei von Viren und Bakterien bzw. frei von Antikörpern gegen diese Mikroorganismen sein müssen.

Die Spezifikationen für den SPF-Status sind in offiziellen Dokumenten wie der Europäischen Pharmacopoeia oder dem Amerikanischen Veterinary Services Memorandum No. 800.65 niedergelegt. Darüber hinaus ist es den Abnehmern von SPF-Eiern freigestellt, den Lieferanten weiter gehende Spezifikationen aufzugeben. Durch diese Maßnahmen kann die Qualität der SPF-Eier an die Anforderungen für die Herstellung von speziellen Produkten angepasst werden.

Tabelle 1: Spezifikation und Kategorisierung gemäß Europäischer Pharmacopoeia

Agens	Vertikale Übertragung	Ausbreitung
Adenoviren, Gruppe 1	ja	langsam
AE	ja	schnell
IB	nein	schnell
ILT	nein	langsam
Aviäre Leukoseviren	ja	langsam
Aviärer Nephritis Virus	nein	langsam
Reovirus	Ja	langsam
REV	Ja	langsam
CAV	Ja	langsam
EDS	Ja	langsam
IBD	Nein	schnell
Influenza Virus A	Nein	schnell
MD	Nein	schnell
ND	Nein	schnell
ART	Nein	langsam
MG	Ja	langsam
MS	Ja	schnell
Salmonella Pullorum	Ja	langsam

Die in den offiziellen Dokumenten festgelegten Qualitätsparameter stellen insofern nur Mindestanforderungen für den Warenverkehr und die Herstellung pharmazeutischer Produkte dar, die im Verhältnis zwischen Produzenten und Abnehmern jederzeit überschritten werden können.

Es treten aber auch Situationen auf, in denen von den offiziellen Anforderungen abgewichen werden muss und

auf einzelne Anforderungen verzichtet wird. Dies ist immer dann der Fall, wenn signifikante Produktionsausfälle durch den Verlust des SPF-Status in größeren Produktionseinheiten auftreten. Unter diesen Umständen kann im Rahmen von Ausnahmeregelungen die Spezifikation für die Herstellung von definierten Produkten angepasst werden. In der Regel handelt es sich dabei um Inaktivatvakzine.

Neben diesen Ausnahmeregelungen bei Knappheit von komplett den Anforderungen entsprechenden SPF-Eiern gibt es in der Europäischen Pharmacopoeia eine generelle flexible Regelung bezüglich des CAV-Status (Nachweis von Antikörpern gegen den Chicken Anemia Virus). Obwohl CAV in der allgemeinen Auflistung zur Prüfung des SPF-Status aufgeführt ist, führt ein positiver CAV-Befund nicht notwendigerweise zum Verlust des SPF-Status der betroffenen Herde. Eier aus CAV-positiven Herden dürfen lediglich nicht für die Produktion von Lebendvakzinen für die Anwendung bei Geflügel unter 7 Lebenstagen verwendet werden. Für die Herstellung von Inaktivatvakzinen gilt, dass nachgewiesen werden muss, dass der Inaktivierungsprozess den CAV-Virus sicher abtötet, sofern die Vakzine an Tieren unter 7 Lebenstagen angewendet werden sollen.

Mit der zunehmenden Spezialisierung und Konzentration in der Geflügelhaltung ergeben sich auch neue Anforderungen an die Erzeugung und Qualität von SPF-Eiern. Die mit diesen Eiern erzeugten Impfstoffe sind entscheidend für die Gesunderhaltung der Bestände. Keinesfalls dürfen mit den Impfstoffen Krankheitserreger verbreitet oder durch die Impfungen diagnostische Ergebnisse verfälscht werden. Erweiterungen der Spezifikation für den SPF-Status, höhere Ansprüche an die Sicherheit und Genauigkeit der Testverfahren und sogar Anforderungen an den genetischen Hintergrund der verwendeten SPF-Zuchttiere sind deshalb nicht ungewöhnlich.

Entwicklungsgeschichte

Die Wurzeln der Zucht von Hühnern unter SPF-Bedingungen liegen in der Notwendigkeit begründet, für die Forschung und für Prüfungszwecke und Diagnostik Zellsysteme und Tiere zur Anzucht von Viren und anderen Mikroorganismen zur Verfügung zu haben (VIELITZ und LANDGRAF, 1972). Das Hühnerei mit dem sich darin entwickelnden Embryo bietet sich als natürliches „Anzuchtfäß“ für diesen Zweck geradezu an.

Es versteht sich dabei von selbst, dass für den Nachweis von gezielt in das Ei verbrachten Mikroorganismen ausgeschlossen werden muss, dass sich der betreffende Mikroorganismus bereits vor der Infektion im Ei befunden hat. Ebenso dürfen keine Antikörper gegen diesen Mikroorganismus das Wachstum und damit den Nachweis behindern. Daraus ergibt sich die Notwendigkeit Hühner zu halten, die niemals in ihrem Leben mit den entsprechenden Mikroorganismen in Kontakt gekommen sind und auch nicht bereits über das Brutei belastet waren.

Diese Anforderungen entsprechen im Wesentlichen den Bedingungen für die Haltung von SPF-Hühnern. Der Grad der Abschirmung gegenüber der Umwelt hängt dabei vom

Übertragungsweg der entsprechenden Mikroorganismen ab. Mit zunehmender Zahl der in die Spezifikation aufgenommenen Erreger steigen folglich auch die Ansprüche an die Absicherung der Bestände.

Werden für diagnostische Zwecke und die Forschung im einfachsten Fall nur Eier oder Tiere mit nachgewiesener Freiheit von einem spezifischen Erreger und Antikörpern gegen diesen Erreger benötigt, so steigen die Ansprüche für die Erzeugung von Impfstoffen erheblich. Hier muss insbesondere bei der Herstellung von Lebendimpfstoffen sichergestellt sein, dass keinerlei pathogene Mikroorganismen mit dem Impfstoff verbreitet werden können.

Die Anzahl der benötigten SPF-Tiere und -Eier unterscheidet sich je nach Verwendungszweck ebenfalls erheblich. Für diagnostische Zwecke werden in der Regel nur wenige Eier und Tiere benötigt. Die Haltung von SPF-Zuchttieren für diesen Zweck kann deshalb mit einem hohen technischen Aufwand betrieben werden, zumal wirtschaftliche Zwänge zumeist keine große Rolle spielen. Der Anfang der SPF-Hühnerhaltung ist daher durch einen hohen technischen Aufwand mit der Verwendung von Isolatoren und sehr kleinen Tierzahlen je Bestand geprägt. Solche Haltungen findet man auch heute noch in Instituten und Laboratorien.

Für die Erzeugung von Impfstoffen werden dagegen große Mengen von SPF-Eiern mit gleich bleibender Qualität benötigt. Mit den wachsenden Geflügelbeständen stieg auch der Bedarf an Impfstoffen und damit auch die Anzahl der benötigten SPF-Eier an. Eine Erzeugung mit Kleinbeständen in Isolatoren war deshalb ausgeschlossen. Es mussten daher Systeme entwickelt werden, die eine sichere Abschirmung größerer Bestände unter Beachtung wirtschaftlicher Parameter ermöglichen.

Die Herausforderung bestand dabei darin, dass für die Erzeugung von Impfstoffen eine hohe Anzahl von Mikroorganismen von den Beständen ferngehalten werden mussten, also sehr wirksame Abschirmungstechniken erforderlich sind und gleichzeitig die verhältnismäßig große Tierzahl je Bestand eine Isolierung vom Betreuungspersonal nicht zulässt. Größere Tierbestände haben auch einen höheren Bedarf an Frischluft, Futter und Wasser, was die Wahrscheinlichkeit des Eintrages von unerwünschten Mikroorganismen erhöht, wenn nicht wirkungsvolle Sicherungssysteme vorgeschaltet werden.

Entsprechende Haltungs- und Produktionssysteme sind in 70er Jahren des vergangenen Jahrhunderts entwickelt und seitdem ständig verbessert worden. Trotz dieser langjährigen Erfahrung stellt die Erzeugung von SPF-Eiern mit großen Tierbeständen mit bis zu 10.000 Tieren je Einheit eine ständige Herausforderung dar und ist mit nicht unerheblichen Risiken des Verlustes des SPF-Status durch Kontaminationen verbunden.

Haltungssysteme für SPF-Hühner

Haltungssysteme für SPF-Hühner müssen die Versorgung mit Futter, Wasser und Frischluft sicherstellen aber gleichzeitig eine Abschirmung gegen die Kontamination aus der Umwelt gewährleisten.

Für Kleinbestände kann dies in Isolatoren erfolgen. Es handelt sich in der Regel um Käfige mit einer geschlossenen Umhüllung, die mit einer Filteranlage zur Luftversorgung ausgerüstet sind. Futter und Wasser werden über

Schleusensysteme eingebracht. Manipulationen an den Tieren, wie Blutentnahmen, erfolgen über fest angebrachte Handschuhsysteme. Ein direkter Kontakt zwischen Betreuungspersonal und Hühnern wird damit vermieden. Isolatoren sind in der Regel sehr sicher, aber technisch aufwändig und im Betrieb sehr teuer. Ein kompliziertes Einschleusen des Betreuungspersonals entfällt dagegen.

Das Prinzip des Isolators wurde in der Vergangenheit für die Haltung von bis zu mehreren hundert Tieren unter Verwendung von üblichen Käfigsystemen modifiziert. Mit einer Einhausung aus Glas oder durchsichtigem Kunststoff versehen konnte der Zugang von Personal weitgehend vermieden werden. Lediglich bei Ein- und Ausstallungen sowie zur Entfernung von verendeten Tieren musste Personal eingeschleust werden. Die Manipulation der Tiere erfolgte über fest angebrachte Handschuhe. Da sich der Raum zur Versorgung mit gefilterter Luft auf den Großisolator beschränkte, war die Anforderung an die Dimensionierung dieser Anlagen entsprechend gering.

Für die Haltung von größeren SPF-Beständen ist das so genannte Barrieresystem üblich. Die Tiere selbst werden unter für Elterntiere üblichen Bedingungen auf Vollrostböden oder in Familienkäfigen gehalten. Der gesamte Stallraum wird unter Einhaltung eines Überdruckes mit gefilterter Luft versorgt. Der Personalzugang erfolgt über ein mehrstufiges System und umfasst folgende Schritte:

1. Ablegen der eigenen Oberbekleidung und Anlegen betriebseigener Oberbekleidung beim Betreten des Betriebsgeländes.
2. Komplettes Auskleiden nach Betreten des Stallvorraumes.
3. Duschen einschließlich Haarwäsche.
4. Anlegen stalleigener Kleidung.

Die im Stall getragene Kleidung verbleibt in der Regel dort. Sie wird im Stall gewaschen und getrocknet. Das gesamte Einschleusungssystem für das Personal muss baulich so ausgelegt sein, dass vom inneren Stallraum zum ersten Vorraum ein abnehmender Überdruck aus dem gefilterten Zuluftsystem des Stalles eingehalten wird. Sofern die Betreuung nur durch eine Person erfolgt sind für einen Durchgang ca. 450 Einschleusungen von Personal durchzuführen.

Wegen der verhältnismäßig hohen Tierzahlen in solchen Haltungen müssen auch entsprechend große Mengen an Futter und Wasser in die Ställe gebracht werden. Während der Produktionsperiode fallen mehrere tausend Brut-eier pro Tag an, die aus dem Stall ausgeschleust werden müssen. Für den Transport der Eier sind entsprechend Materialien ebenfalls regelmäßig in den Stall einzuschleusen.

Je tausend gehaltener Tiere sind dies für eine Produktionsphase etwa 45 Tonnen Futter, 80 m³ Wasser und 7500 Eierhöcker. Sofern der Kot nicht für die gesamte Haltungsperiode im Stall verbleibt, was mit zusätzlichen Risiken verbunden ist, müssen im laufenden Betrieb noch ca. 100 Tonnen Exkremeante aus dem Stall entfernt werden. Daraus wird deutlich, dass der Organisation der Ein- und Ausschleusung von Material und der Hygienisierung des in den Stall verbrachten Futters und Wassers eine entscheidende Bedeutung für den Erhalt des SPF-Status zu kommt.

Organisation der Materialschleusung

Prinzipiell gibt es drei Möglichkeiten für die hygienisch einwandfreie Ein- und Ausschleusung von Gegenständen:

1. Das Prinzip der Tauchschleuse mit einer Vorlage an Desinfektionsmittel

Ein- und Ausschleusungssysteme nach dem Prinzip der Tauchschleuse sind für kleinere wasserdicht verpackte Gegenstände, Werkzeuge und Eier geeignet. Die Öffnung in den unter Überdruck befindlichen Stallbereich befindet sich dabei in einem Becken, das zur Hälfte in den Stall ragt. Die Abtrennung zum Stall reicht in das Becken bis unter die Oberfläche des sich darin befindenden Desinfektionsmittels. Damit wird ein Luftaustausch von außen nach innen sicher unterbunden. Ein- und auszuschleusende Gegenstände werden auf der einen Seite in das Desinfektionsbad verbracht, zur anderen Seite bewegt und dort entnommen. Die Desinfektionswirkung kann durch die Verweildauer im Desinfektionsbad gesteuert werden. Bewährte Desinfektionsmittel für Tauchbäder sind Peressigsäure und Präparate auf der Basis von Chloramin.

2. Die Nutzung von Autoklaven

Autoklaven mit Türen sowohl in den SPF-Bereich als auch in den kontaminierten Bereich werden meist in kleineren SPF-Haltungen zur Einschleusung von Gegenständen verwendet. Die Sterilisation unter Hitze und Druck ist sicher, kann aber nicht für die Ausschleusung von Eiern angewandt werden.

3. Das „Air-Lock System“ mit Desinfektionsmöglichkeit

Beim „Air-Lock System“ wird ein dem Überdruckraum vorgeschalteter Raum oder eine Kammer mit luftdicht schließenden Türen zum Stall und nach außen versehen. Diese werden nur wechselseitig geöffnet oder mit technischen Vorrichtungen versehen, die nur ein wechselseitiges Öffnen erlauben. Zu schleusende Gegenstände werden in den Raum gebracht. Nach dem Schließen der Tür wird die Desinfektion des Raumes samt der darin befindlichen Gegenständen durchgeführt. Nach Abschluss der Desinfektion wird die andere Tür geöffnet und das Schleusungsgut entnommen. Wichtig ist, dass vor allem nach Ausschleusungen eine Desinfektion der nun leeren Schleuse erfolgt. Die beim Öffnen der Außentür in die Schleuse gelangte Luft wird dadurch hygienisiert und kann beim erneuten Öffnen nach innen keine Kontamination mehr verursachen. Geeignete Desinfektionsmittel sind Formaldehyd (bei Beachtung der Anwendungstemperatur und Begasungsdauer für Eier) und Peressigsäure, die bei entsprechender Formulierung mit Hitze ausgetrieben werden kann. Auf diese Weise können größere Gegenstände, Eierhöcker und nicht wasserfeste Materialien sicher geschleust werden. Zu beachten ist bei Begasungen zur Ausschleusung von Bruteiern das rechtzeitige und ausreichende Ablüften. Zur Vermeidung von Rekontaminationen darf hierfür nur gefilterte Luft verwendet werden.

Futterhygienisierung

Schon bei der Haltung von Zuchthühnern und für die Erzeugung von Bruteiern spielt die Futterhygiene eine entscheidende Rolle (SEEMANN, 2001). Wie bereits erwähnt,

müssen große Mengen an Futter regelmäßig in den SPF-Stall eingeschleust werden und stellen damit eine ständige Kontaminationsgefahr dar. Futter als Mischung organischer und anorganischer Bestandteile ist immer mit den unterschiedlichsten Mikroorganismen belastet. Eine keimreduzierende Behandlung vor dem Verfüttern an SPF-Bestände ist daher unerlässlich. Dabei ist anders als bei konventionellen Hühnerhaltungen nicht nur darauf zu achten, dass das Futter frei von Salmonellen ist, sondern auch die Einschleppung von Viren muss verhindert werden. Da der Virusnachweis im Futter außerordentlich schwierig ist, kann der Erfolg von Verfahren zur Hygienisierung von Futter auf diesem Gebiet nur sehr schwer nachgewiesen werden. Als geeignete Parameter für die Bewertung der hygienischen Qualität von Futtermitteln können die Gesamtkreimzahl je Gramm (10^2 bis 10^3) und der fehlende Nachweis von Enterobakterien ($< 10^2$) gelten. Der fehlende Nachweis von Salmonellen reicht dagegen nicht aus.

Eine hygienisierende Futterbehandlung kann im Mischfutterwerk als Zwischenschritt nach der Herstellung und vor der Anlieferung oder unmittelbar vor dem Verbringen des Futters in den Stall erfolgen. Die zur Anwendung kommenden Verfahren können dabei mitbestimmend sein für den Zeitpunkt der Behandlung in der Kette der Futterversorgung. Grundsätzlich kann eine Hygienisierung mit folgenden drei Verfahren erfolgen:

- Hitzebehandlung
- Ionisierende Strahlung
- Chemische „Desinfektion“

Hitzebehandlung

Die Hitzebehandlung ist die am weitesten verbreitete Art der Futterhygienisierung. Als Routineverfahren in den meisten Futtermühlen vorhanden ist das Pelletieren mit vorangeschalteter Dampfkonditionierung. Bei diesem Verfahren ist die Keimreduzierung durch die Erhitzung eher als Nebeneffekt der im Vordergrund stehenden Formung der Pellets zu sehen. Für die Verfütterung an SPF-Hennen muss die Pelletstruktur durch Krümeln wieder zerstört werden, um zur Vermeidung von Untugenden die Futteraufnahmezeit zu verlängern. Die beim Pelletieren erreichten Temperaturen liegen im Bereich zwischen 70 und 90 °C bei einer relativ kurzen Einwirkungszeit. Die Pelletierung als Futterhygienisierung für SPF-Bestände kann deshalb nur bei hygienisch sehr guten Rohkomponenten als ausreichend angesehen werden.

Möglichkeiten der Hitzebehandlung: Ebenfalls gut in die Abläufe von Futtermittelwerken zu integrieren sind kontinuierliche Kurzzeiterhitzungsverfahren wie Expandieren und Extrudieren. Die Temperaturerhöhung auf 110 °C und höher wird durch eine Vorkonditionierung mit Dampf und anschließender mechanischer Kompression mit darauf folgender plötzlicher Dekompression erreicht. Nachteilig ist, dass beim Anfahren des Prozesses die erforderlichen Temperaturen nicht erreicht werden. Es müssen deshalb technische Voraussetzungen geschaffen werden, diese unzureichend behandelten Teilmengen wieder zurückzuführen und nochmals zu behandeln. Wegen der nur im Sekundenbereich liegenden Dauer der Erhitzung kommt der Überwachung und Steuerung der Prozesse bei diesen Verfahren eine besondere Bedeutung zu. Es muss absolut sichergestellt sein, dass jedes Futterpartikel der Zieltemperatur ausgesetzt war.

Die sicherste Form der Entkeimung durch Temperatureinwirkung bieten Prozesse mit der Möglichkeit zur Steuerung von Temperatur, Einwirkungszeit und Feuchtigkeit im Futter. Mit der Anpassung dieser Komponenten ist es möglich, den Abtötungsgrad festzulegen und gegebenenfalls durch Veränderung der Parameter anzupassen. Eine absolut sichere Einhaltung der vorgegebenen Parameter ist nur im Batchverfahren möglich. Dies setzt voraus, dass auch der Herstellungsprozess des Futters diskontinuierlich in Anpassung an den Dekontaminationsprozess erfolgt, sofern die Hygienisierung unmittelbar in den Herstellungsprozess integriert werden soll. In der Regel kann dies nur in spezifisch für diesen Zweck geplanten Werken erfolgen. Allerdings ist es auch möglich Anlagen zur Hygienisierung als separate Einheit zu konzipieren und aus Vorratsbehältern zu beschicken.

Zur Vermeidung der Nachteile von diskontinuierlichen Erhitzungsverfahren im Mischfutterwerk wurden Techniken entwickelt, die über die Steuerung des Futterflusses in der Behandlungseinheit die Einhaltung einer vorgegebenen Einwirkungszeit gewährleisten sollen. Es handelt sich dabei um Vorrichtungen mit schräg gestellten röhrenförmigen Vorrichtungen durch die das erhitze Futter langsam nach unten gefördert wird. Daneben gibt es noch kesselartige Anlagen, in denen über speziell angebrachte Paddel oder Zwischenböden ein gezielter und zeitgesteuerter Durchfluss sichergestellt werden soll. Allen diesen An-sätzen ist gemeinsam, dass eine absolut sichere und einheitliche Behandlung aller Futterpartikel nur mit sehr großem technischen Aufwand gesichert werden kann.

Kühlung des Futters: Die bisher vorgestellten Erhitzungsverfahren setzen eine Kühlung des so hygienisierten Futters voraus. Die Kühlung erfolgt generell im Luftstrom entweder mit Außentemperatur oder nach Konditionierung der Außenluft bei einer festgesetzten Temperatur. Durch Kühlung mit Außentemperatur kann eine Absenkung der Futtertemperatur auf ein Niveau von 5 bis 10 °C über der Kühllufttemperatur erreicht werden. Die Kühlung mit vorgekühlter Luft erlaubt die Einstellung einer Endtemperatur des Futters unabhängig von der Außentemperatur.

Es ist einleuchtend, dass die Kühlluft ein erhebliches Potenzial zur Rekontamination des Futters in sich birgt. Insbesondere die Luft in der Umgebung von Futtermittelfabriken ist durch Stäube stark belastet. Dazu kommt noch die Attraktivität für Wildvögel. Daraus ergibt sich die absolute Notwendigkeit der Filterung der Kühlluft vor dem Kontakt mit dem Futter. Die Filterqualität muss den Anforderungen für die Belüftung von SPF-Ställen entsprechen. Der Bereich des Kühlers muss darüber hinaus baulich isoliert und der Raum mit gefilterter Luft im Überdruck gehalten werden.

Außerhalb der Futtermühle besteht die Möglichkeit das Futter über hochfrequente elektrische Strahlung oder Mikrowellenstrahlung zu erhitzen. Diese Verfahren werden bei kleineren Anlagen und meist bei Futter in Säcken angewendet. Sie sind energieaufwändig und vor allem bei der Verunreinigung mit metallischen Fremdkörpern mit Brandgefahr verbunden. Das Verbringen des Futters aus Säcken in das Fütterungssystem des Stalles erfordert besondere Sorgfalt, da die Säcke in der Regel oberflächlich kontaminiert sind. Diesen Erhitzungsverfahren ist in der Regel keine Kühlung nachgeschaltet. Die Auswirkungen der Hitzeinwirkung auf die Futterqualität sind daher nicht vorhersehbar.

Die Erhitzung von Futter in Autoklaven wird überwiegend bei der Haltung von SPF-Hühnern im Labormaßstab angewandt. Allerdings gibt es auch größere SPF-Einheiten mit begehbarer Autoklaven zur Futterbehandlung. Hier werden dann ganze Paletten mit Futter oder Futter in größeren Gebinden (Big Bags) behandelt. Wegen der schlechten Wärmeleitfähigkeit von Futter mit handelsüblichem Feuchtegehalt ist es allerdings sehr fraglich, ob bei der üblichen Behandlungsdauer eine ausreichende Erhitzung im Kern erreicht werden kann.

Allen Erhitzungsverfahren gemein ist die Gefahr der Schädigung von Inhaltsstoffen. Hier sind insbesondere die Vitamine und Enzyme zu nennen. Die Ergebnisse einer Untersuchung vor und nach der Erhitzung sind in Tabelle 2 aufgeführt.

Tabelle 2: Vitamingehalte vor und nach der Erhitzung (85 °C, 6 Minuten)

Vitamin	Gehalt je kg	Vitamingehalte	
		vor der Erhitzung	nach der Erhitzung
Vitamin E	mg	103,8	90,7
Vitamin K ₃	mg	3,10	1,06
Vitamin D ₃	IE	2.450	2.200
Vitamin B ₁	mg	3,24	3,21

Auch Aminosäuren können in ihrer Verfügbarkeit geschädigt werden. Wo rechtlich zulässig sollten daher die empfindlichen Futterzusatzstoffe überdosiert werden und die Ausstattung des Futters mit essenziellen Aminosäuren großzügig bemessen werden. Eine regelmäßige Versorgung der Bestände mit zusätzlichen Vitaminen über das Trinkwasser ist zu empfehlen. Die erreichbaren Keimzahlen im Futter im Vergleich zu den unbehandelten Rohstoffen sind in Tabelle 3 exemplarisch aufgeführt.

Tabelle 3: Keimbelaustung von Rohstoffen im Vergleich zu erhitztem Futter

	Gesamtkeime pro g	Enterobakterien pro g
Weizen	31.429 – 2.500.000	1000 – 140.000
Mais	364 – 30.000	n.n.* - > 5000
Soja	3.863 – 6.800.000	n.n.* - > 5000
Maiskleber	4.591 – 23.810	n.n.*
Sonnenblumen	4.273 – 1.700.000	n.n.*
Futter erhitzt	200 – 3.200	n.n.*

*n.n. = nicht nachgewiesen

Ionisierende Strahlung

Ionisierende Strahlen sind ein gängiges Verfahren zur Sterilisation von medizinischem Verbrauchsmaterial, aber auch von Grundstoffen für chemische Produkte. Die Behandlung von Futter zählt sicher nicht zu den Standard-

anwendungen. Wegen der hohen Sicherheitsanforderungen für solche Anlagen ist ein Betrieb im Rahmen einer SPF-Haltung ausgeschlossen. Die Behandlung von Futter erfolgt deshalb als Dienstleistung in großen kommerziellen Anlagen. Als Mindestdosis können 15 kgy empfohlen werden. Je nach Größe der zu behandelnden Gebinde können in den Randbereichen jedoch Bestrahlungsintensitäten bis zu 45 kgy erreicht werden, wenn sichergestellt sein soll, dass der Kern des Gebindes mit der Mindestdosis beaufschlagt wird. Für die Inaktivierung bestimmter Viren werden Dosen von bis zu 38 kgy genannt, so dass davon ausgegangen werden muss, dass bei den empfohlenen Mindestdosen nicht alle Viren ausgeschaltet werden können. Allerdings verbietet sich eine Anhebung der Mindestdosis in diese Bereiche wegen der damit verbundenen hohen Kosten und der starken Schädigung von Vitaminen, Aminosäuren und Fettsäuren. Auch bei einer Behandlung im Bereich von 15 kgy ist von einer Schädigung auszugehen. Die für die Hitzebehandlung gemachten Empfehlungen zur Supplementierung von Futterzusatzstoffen gelten deshalb auch für Mischfutter, das durch ionisierende Strahlung hygienisiert wurde. Auch die Vorsichtsmaßnahmen beim Handling von Sackware und Big Bags sind gleichermaßen gültig.

Chemische „Desinfektion“

Der Einsatz von keimreduzierenden Chemikalien im Futter wird überwiegend zur Konservierung und nicht zur Dekontamination vorgenommen. Die üblicherweise verwendeten organischen Säuren wie Ameisensäure und Propionsäure können in der vom Tier tolerierten Dosierung keine für SPF-Haltungen ausreichende Keimreduzierung garantieren (BEUMER, 1992). Der Einsatz von diesen Säuren – auch als Kombination – ist aber als Nachkonservierung bei einer Hitzebehandlung zu empfehlen. Mit einer Nachbehandlung durch Säuren kann die Vermehrung von verbliebenen hitztoleranten Mikroorganismen kontrolliert und der Transport und die Lagerung vor der Verfütterung abgesichert werden.

Eine signifikante Reduzierung der Belastung mit Mikroorganismen kann beim Einsatz von Formaldehyd oder formaldehydhaltigen Mitteln erreicht werden. Die rechtliche Zulässigkeit ist allerdings sehr unterschiedlich. Entscheidend für die Wirkung ist neben der Dosierung die möglichst feine Verteilung im Futter. Die besten Ergebnisse werden erreicht, wenn das Mittel über Düsen im Mischer in das Futter verteilt wird. Für die sichere Eliminierung von Salmonellen werden bis zu 5 kg Formalin je Tonne benötigt. Die in den USA erlaubte Höchstdosierung liegt deutlich unter diesem Wert. Die zulässige Höchstdosis orientiert sich dabei an der Verträglichkeit für das Tier und nicht an der Sicherheit der Keimabtötung. Auch beim Einsatz von Formalin ist mit Veränderungen der Futterqualität zu rechnen. Insbesondere die Verfügbarkeit von Aminosäuren kann beeinträchtigt sein.

Wasserhygienisierung

Als generelle Empfehlung kann gelten, dass, wo immer möglich, SPF-Haltungen an die kommunale Wasserversorgung angeschlossen werden sollten. Darüber hinaus ist es empfehlenswert, das Wasser bevor es zu den Tieren gelangt zusätzlich zu behandeln. Grundsätzlich muss das Wasser in die Routineuntersuchungen eingebunden werden und regelmäßig auf seine mikrobiologische Qualität überprüft werden.

Für die Wasserhygienisierung kommen physikalische Verfahren und chemische Zusätze in Frage. Eine Entkeimung auf physikalischer Weg ist durch ultraviolettes Licht möglich. Solche Anlagen für den Einbau in die Wasserversorgung werden heute standardmäßig angeboten. Sie können für jeden Stall separat und damit sehr nah zur Abnahmestelle eingebaut werden. Damit reduziert sich das Risiko der Rekontamination auf dem Weg zum Tier. Vorteilhaft ist die Tatsache, dass keine Mittel zugesetzt werden und damit keine Rohrtrennung zum allgemeinen Wasserversorgungssystem erforderlich wird. Nachteilig ist die nachlassende Wirkung der UV-Röhren, die eine regelmäßige Wartung erforderlich machen und die Empfindlichkeit gegenüber Kalkablagerungen.

Die Sterilisation des Wassers durch Erhitzen als sicheres Verfahren kommt nur im Rahmen von Kleinhaltungen in Frage. Für die Versorgung von größeren Beständen ist das Verfahren nicht geeignet.

Die Keimreduzierung im Trinkwasser erfolgt üblicherweise durch Chlorierung. Sind SPF-Haltungen an die allgemeine Wasserversorgung angeschlossen, kann davon ausgegangen werden, dass dem Wasser bereits Chlor in der zulässigen Menge zugesetzt wurde. Eine Nachbehandlung kann durch einen weiteren Chlorzusatz in Form von Chlordioxid, Chlorgas, unterchloriger Säure oder anderen Chlorverbindungen erfolgen. Dabei ist zu beachten, dass der Gesamtgehalt so bemessen werden muss, dass Schleimhautreizungen und Probleme bei der Wasseraufnahme durch das Tier vermieden werden. Wird das nachbehandelte Wasser auch im Einschleusungsbereich für die Mitarbeiter und die Sozialräume verwendet, ist auch der Arbeitsschutz entsprechend zu berücksichtigen. Es ist außerdem sicherzustellen, dass kein nachbehandeltes Wasser zurück in das kommunale Wasserversorgungssystem gelangen kann (Rohrtrenner). Generell sollten die Zuleitungen in den SPF-Bereich als Ringleitung ausgelegt werden. Stichleitungen sind zu vermeiden, da sich am Ende solcher Leitungen oft Totzonen ohne Wasserbewegung bilden, die zur Anreicherung von Keimen wie z. B. Pseudomonaden neigen.

Luftversorgung

Die Luftversorgung von SPF-Beständen kann nur über leistungsfähige Filtersysteme erfolgen. Die Gefahr einer Kontamination der Bestände über die Luft ist mindestens ebenso hoch einzuschätzen wie über das Futter. Dabei ist davon auszugehen, dass Viren und Bakterien überwiegend über Staubpartikel transportiert werden. Üblicherweise werden heute mehrstufige Filtersysteme mit zunehmender Filterqualität eingesetzt. Die letzte Stufe besteht aus Hepafiltern und eliminiert in der Regel 99,99 % aller Partikel. Die Größe am meisten penetrerender Partikel hängt dabei von der Filterklasse und der Durchströmungsgeschwindigkeit ab. Bei den im SPF-Bereich eingesetzten Filtern sind dies Partikel in der Grösse von ca. 0,18 µm. Größere und kleinere Partikel werden dagegen zu einem höheren Prozentsatz abgeschieden. Zum Schutz der Hepafilter vor mechanischer Beschädigung sind die Vorfilter häufig zu kontrollieren und bei Bedarf zu reinigen oder zu ersetzen. Die Hepafilter selbst sollten nach jedem Durchgang erneuert werden. Beim Ersatz der Hepafilter ist besonders auf den Sitz in den Filterrahmen zu achten. Lücken zwischen dem Hepafilter und dem Aufnahmerahmen führen bei den hohen Drücken und Luftgeschwindigkeiten unweigerlich zum Eintritt ungefilterter Luft in den SPF-Bereich. Empfehlenswert ist die Überprüfung der

Dichtigkeit durch Partikelzählung und bakteriologische Prüfung der Luft nach der Passage der Hepafilter. Undichte Filterblöcke werden so erkannt und können nachgearbeitet bzw. ersetzt werden.

Zur Sicherstellung einer geregelten Luftzuführung über das Filtersystem müssen SPF-Ställe im Überdruck belüftet werden und gegenüber der Umwelt im Überdruck gehalten werden. Damit wird sichergestellt, dass durch Leckagen in der Stallhülle keine ungefilterte Luft eindringen kann. Der Überdruck wird über ein System eingeregelt, das sicherstellt, dass mehr Luft in den Stall eingeblasen wird, als über die Abluftöffnungen entweichen kann. Empfehlenswert ist es, auch in die Abluftsysteme aktive Elemente wie ständig laufende Ventilatoren einzubauen. Nur so kann verhindert werden, dass über die Abluftöffnungen aktiv Insekten eindringen oder durch Winddruck Staub in den Stall gelangt.

Allgemeine Hygienemaßnahmen

Zu den allgemeinen Hygienemaßnahmen sind die Desinfektionsroutinen, aber auch organisatorische Maßnahmen zu rechnen. Als oberstes Organisationsprinzip gilt die Vermeidung jeglichen Kontaktes der Tiere mit der nicht unter kontrollierten Bedingungen stehenden Umwelt.

SPF-Tiere müssen grundsätzlich aus Beständen mit bestätigtem SPF-Status reproduziert werden. Eine Möglichkeit zur Vermeidung von Umweltkontakten bei der Reproduktion besteht darin, einen bestehenden Bestand im eigenen Stall ständig aus sich selbst zu reproduzieren. Dazu müssen Bruteinrichtungen im Stall vorhanden sein. Nachteilig ist das Vorhandensein unterschiedlicher Altersgruppen im Stall mit entsprechenden Problemen beim Management und die Tatsache, dass der Stall niemals leer wird, also auch nie komplett gereinigt und desinfiziert werden kann. Auch der Filterwechsel in der Zuluftanlage gestaltet sich schwierig, da er im laufenden Betrieb erfolgen muss. Wegen der geringen Tierzahl und der ständigen Verpaarung von verwandten Tieren ist zudem mit Inzuchtdepressionen und damit einem schnellen Leistungsverlust zu rechnen.

Eine Möglichkeit dies zu umgehen ist die Vorbrut außerhalb des Stalles unter SPF-Bedingungen und der Schlupf der Küken im Stall. Hierfür muss dann lediglich Schlupfbrutkapazität im Stall vorgehalten werden. Der Transport von vorgebrüten Eiern unter kontrollierten Bedingungen wird allgemein als einfacher angesehen, als der Transport von Küken. Nachteilig ist, dass zusätzlich Personal zum Schlupf und zur Geschlechtssortierung in den Stall eingeschleust werden muss. Auch der beim Schlupf anfallende Abfall muss aufwändig aus dem Stall ausgeschleust werden. Wenn möglich sollte die Reproduktion bis zum Schlupf deshalb außerhalb des Stalles, aber in räumlicher Nähe unter SPF-Bedingungen durchgeführt und die Küken unter entsprechenden Sicherheitsmaßnahmen transportiert und eingeschleust werden.

Abzuraten ist dagegen von einer Trennung von Aufzucht und Produktion in unterschiedlichen Ställen wie sie außerhalb der SPF-Haltung üblich ist. Das Fangen und Transportieren der Junghennen ist mit hohen Kontaminationsrisiken verbunden, die mögliche Vorteile der besseren Kapazitätsnutzung bei weitem überwiegen.

Der Zugang von Personal muss auf ein Mindestmaß reduziert werden. Wenn möglich sollte die Betreuung vom

Schlupf bis zur Schlachtung durch die gleiche Person erfolgen. Selbstverständlich dürfen Personen mit direktem Kontakt in den SPF-Bereich im häuslichen Bereich keinerlei Berührung zu Geflügel haben und müssen diesen auch anderweitig vermeiden. Für das Management von SPF-Beständen gilt: Schulung des Betreuungspersonals ist besser als Kontrolle der Bestände durch Tierärzte oder Spezialisten. Bewährt hat sich eine möglichst dichte und zeitnahe Datenerfassung, die bei entsprechender Auswertung frühzeitig Hinweise auf Probleme im Bestand ermöglicht.

Der Reinigung und Desinfektion vor der Neubelegung und der Wartung in der Leerstandszeit kommt eine besondere Bedeutung zu. Mit einer sorgfältigen vorbeugenden Wartung aller Aggregate kann vermieden werden, dass während eines laufenden Durchgangs Handwerker den SPF-Bereich betreten müssen. Alle wartungsintensiven und technisch anfälligen Komponenten sollten zudem außerhalb des eigentlichen SPF-Bereiches frei zugänglich angeordnet sein. Die Wartung sollte nach der Reinigung und vor der Desinfektion in der Leerstandszeit vorgenommen werden. Für die Desinfektion ist ein mehrstufiges Verfahren mit Präparaten aus unterschiedlichen Wirkstoffgruppen zu empfehlen. Damit werden Wirkungslücken der Präparate kompensiert. Eine biologische Ruhe zwischen den Desinfektionsschritten erhöht die Wirkung. Sowohl für die Desinfektion von Ställen, als auch von Bruteiern stehen heute ausreichend wirksame Mittel mit unterschiedlichen Wirkstoffen zur Verfügung (SEEMANN, 1998 a,b, SEEMANN und TRENNER, 2004).

Material, das planbar während des Durchgangs gebraucht wird, sollte vor der Abschlussdesinfektion möglichst vollständig in den Stall gebracht werden. Damit reduziert sich die Anzahl der Materialeinschleusungen nach der Wiederbelegung erheblich. Der Desinfektionserfolg muss durch entsprechende Beprobung und Laborergebnisse überprüft werden. Eine bakteriologische Prüfung wird dabei als ausreichend erachtet. Wichtig ist, dass die Prüfergebnisse so rechtzeitig vorliegen, dass vor der Einstallung noch notwendige Nachdesinfektionen durchgeführt werden können.

Da während der Serviceperiode der Stall in der Regel nach außen geöffnet wird, kommt der Nagerbekämpfung besonders große Bedeutung zu. Nur durch eine intensive Bekörperung während dieser Zeit kann vermieden werden, dass Nager in Verstecken bis zur nächsten Einstallung überleben. Die Desinfektionsmaßnahmen sind in der Regel nicht geeignet alle Schadnager zu eliminieren.

Bedeutung und Zukunft der SPF-Eiererzeugung

Die größte Bedeutung haben SPF-Eier heute zweifellos als Substrat für die Produktion von Impfstoffen - und hier insbesondere für Geflügelimpfstoffe. Mit zunehmender Besorgnis beim Einsatz von Antibiotika und anderen Arzneimitteln bei der Nahrungsmittelerzeugung steigt gleichzeitig der Bedarf an wirksamen Impfstoffen an. Die Globalisierung der Produktion und der Warenströme bewirken zudem, dass lokal auftretende neue Krankheiten sich rasch verbreiten. Als einzige wirksame Waffe gegen dieses Geschehen bleibt oft nur die Entwicklung geeigneter Impfstoffe. Dazu kommt, dass die Geflügelerzeugung weltweit ansteigt, da der Verzehr von Eiern und Geflügelfleisch kaum religiösen Beschränkungen unterliegt. Mit zunehmender Eier- und Geflügelfleischproduktion erhöht sich der Bedarf an Impfstoffen und damit auch an SPF-Eiern.

Vereinzelt werden noch Veterinärimpfstoffe mit Eiern ohne SPF-Status hergestellt werden. Dies sind zukünftige potenzielle Märkte für SPF-Eier, da die Sicherheit von Impfstoffen auch dort an Bedeutung gewinnen wird. Inwiefern die Impfung gegen Krankheiten des Geflügels, die heute auf dem Weg der Eradikation bekämpft werden, künftig zulässig oder notwendig sein wird ist abzuwarten.

Im Humanbereich wird der meist verbreitete mit Hühneiern erzeugte Impfstoff ebenfalls noch unter Verzicht auf den SPF-Status der Eier hergestellt. Sollte sich hier aus welchen Gründen auch immer eine Änderung ergeben, wäre ein sprunghafter Anstieg im Bedarf für SPF-Eier zu erwarten, der kurzfristig nicht zu befriedigen wäre.

Gegen eine Ausweitung der SPF-Eiererzeugung steht dagegen die seit Jahrzehnten diskutierte Entwicklung von Alternativen für die Impfstoffherstellung. Bis zum jetzigen Zeitpunkt ergeben sich jedoch keine Hinweise darauf, dass kurzfristig die Impfstoffherstellung mit SPF-Eiern komplett durch alternative Verfahren ersetzt werden könnte.

Entscheidend für die Zukunft der SPF-Eiererzeugung wird es sein, ein qualitativ hochwertiges Produkt zu einem wettbewerbsfähigen Preis mit der gebotenen Versorgungssicherheit anbieten zu können. Kurzfristige Knappheiten am Markt dürfen nicht zu Lieferengpässen und einseitigen Preiserhöhungen führen. Die Erzeuger sind zudem in der Pflicht, durch dezentrale in der Nähe der Abnehmer gelegene Produktionseinheiten die Versorgung auch bei Export- und Importbeschränkungen zu garantieren. Mit der weiteren Anpassung des Produktes an die Bedürfnisse der Abnehmer und die Spezialisierung in der Geflügelwirtschaft kann dem Produktionszweig SPF-Eiererzeugung mit einiger Bestimmtheit eine gesicherte Zukunft im heutigen Umfang vorhergesagt werden.

Literatur

- BEUMER, H. (1992): Möglichkeiten der Salmonellen-Dekontamination von Futtermitteln. Die Mühle + Mischfuttertechnik, 45, 639-645
- SEEMANN, G. (1998 a): Alternative Verfahren zur Bruteidesinfektion. Lohmann Information, 1/98, 29-32
- SEEMANN, G. (1998 b): Desinfektion von Bruteiern und Farmen ohne Formalin. Lohmann Information, 3/98, 27-31
- SEEMANN, G. (2001): Optimierung von Produktionsanlagen unter Qualitätsgesichtspunkten. Lohmann Information, 3/2001, 3-7
- SEEMANN, G., TRENNER, P. (2004): Neuere Entwicklungen bei Desinfektionsverfahren in der Geflügelhaltung. Lohmann Information, 1/2004, 10-13
- VIELITZ, E., LANDGRAF, H. (1972): Erfahrungen in der Haltung von SPF-Hühnerherden. Tierärztl. Umschau, 27, 33-35

Anschrift des Verfassers

Dr. Gerhard Seemann
Lohmann Tierzucht GmbH
Am Seedeich 9-11
27454 Cuxhaven

E-Mail: seemann@ltz.de

Tierseuchenrechtliche Hinweise zu Impfungen in Klein- und Hobby-Geflügelbeständen

Dr. Anne Vits, Dr. Michael Gürtler, Anna-Christina Riebau, Dr. Dr. Dierk E. Rebeski (Cuxhaven)

Aufgrund aktueller Entwicklungen im Tierseuchengeschehen sind sowohl Gesundheitskontrollen von Geflügelbeständen als auch Kontrollen des internationalen Handels mit Geflügel und Geflügelprodukten vermehrt in den Blickpunkt gerückt. Das Vogelgrippevirus breite sich derzeit von Asien in Richtung Westen aus, wobei die Ausbreitung vermutlich durch infizierte Zugvögel erfolgt. Russland und Kasachstan meldeten jüngst Ausbrüche der Vogelgrippe und gehen mit Massenschlachtungen dagegen vor. Es besteht bereits ein EU-weites Einfuhrverbot für lebendes Geflügel, Geflügelfleisch und Eier aus diesen beiden Ländern. Als Reaktion auf die Geschehnisse wurde dieses Einfuhrverbot jetzt von einigen deutschen Bundesländern um ein Importverbot für Vögel und Federn erweitert. Die Kontrolle von Geflügelbeständen sowie die Durchführung von Hygiene- und Prophylaxemaßnahmen spielt somit hinsichtlich des Schutzes von Menschen und Tieren eine entscheidende Rolle.

Der vorliegende Artikel richtet sich vornehmlich an Besitzer von Klein- und Hobby-Geflügelbeständen als auch an die tierärztlichen Kollegen/-innen, deren Aufgabengebiet nur gelegentlich in der Betreuung von Wirtschaftsgeflügelbeständen liegt.

Impfungen haben sich in der Geflügelhaltung als sinnvolle und bewährte Methode der Krankheitsprophylaxe etabliert. Gegen die Newcastle-Krankheit oder gegen Salmonellen sind Impfungen sogar gesetzlich vorgeschrieben. Die Geflügelpest-Verordnung bestimmt in § 7, dass der Besitzer eines Hühner- oder eines Putenbestandes (unabhängig von der Bestandsgröße) die Tiere seines Bestandes durch einen Tierarzt gegen die Newcastle-Krankheit impfen lassen muss. Auch die Hühner-Salmonellen-Verordnung legt in § 2 fest, dass der Inhaber eines Aufzuchtbetriebes die Hühner seines Bestandes, sofern mehr als 250 Tiere gehalten werden, durch einen Tierarzt gegen Salmonellen (*S. Typhimurium*, *S. Enteritidis*) zu impfen hat. In beiden Fällen ist die Impfung in solchen Abständen zu wiederholen, dass im gesamten Bestand eine ausreichende Immunität vorhanden ist. Über die durchgeführten Impfungen muss ein Nachweis geführt werden.

In den Klein- bzw. Hobby-Geflügelbeständen sind neben diesen gesetzlich vorgeschriebenen Maßnahmen auch Impfungen gegen folgende Viruserkrankungen zu empfehlen:

- Marek'sche Krankheit
- Infektiöse Laryngotracheitis
- Infektiöse Bronchitis
- Aviäre Encephalomyelitis und
- Geflügelpocken.

Im Folgenden wird ein beispielhafter Impfplan für Hühner während der Aufzucht und Legephase beschrieben. Es ist hierbei zu beachten, dass dieser Plan nur ein Vorschlag sein kann, der an die jeweiligen örtlichen Gegebenheiten angepasst werden muss.

Impfung während der Aufzucht

Unmittelbar nach dem Schlupf bzw. in der Brütgerei werden die Hühnerküken gegen die Marek'sche Krankheit (meldepflichtig) geimpft. So früh wie möglich nach Einstallen bzw. Anlieferung der Küken sollte die erste von insgesamt drei Salmonellen-Schutzimpfungen erfolgen. Da die gängigen Salmonellen in der Regel das Huhn selbst nicht beeinträchtigen, beim Menschen jedoch gesundheitliche Auswirkungen nach Verzehr mit Salmonellen behafteter Lebensmittel haben können, sollte einer Impfung im Interesse des Verbraucherschutzes besondere Bedeutung zukommen. Zu beachten sind bei dieser Impfung insbesondere mögliche Wechselwirkungen zwischen den (lebenden) Salmonella-Impfstämmen und eventuell erforderlichen Antibiotikagaben bzw. Desinfektionsmitteln. Deshalb dürfen fünf Tage vor und nach einer Salmonellenimpfung keine Antibiotika gegeben werden. Bei Nichteinhaltung dieser Fristen ist die Impfung einige Tage später zu wiederholen.

Des Weiteren erfolgen während der Aufzucht Routinemimpfungen gegen die Infektiöse Bronchitis (IB; Eischalen-Qualität), Newcastle-Disease (ND; anzeigenpflichtige Tierseuche) und Infektiöse Bursitis (IBD; meldepflichtige Krankheit, Verluste während der Aufzucht). Impfungen gegen die Infektiöse Laryngotracheitis (ILT; meldepflichtige Krankheit, erhöhte Verluste durch Ersticken, Leistungsrückgang), Aviäre Encephalomyelitis (AE; erhöhte Verluste) oder Geflügelpocken (Leistungsrückgang, u. U. Verluste, meldepflichtige Krankheit) können regional bedeutsam sein. Zum Ende der Aufzucht kann mit inaktivierten IB- und ND-Impfstoffen, die mit der Nadel injiziert werden, ein andauernder Impfschutz bis weit in die Legeperiode hinein erreicht werden.

Impfung während der Legephase

Während der Legephase ist vor allem auf einen belastbaren IB- und ND-Impfschutz zu achten. Selbst wenn die Junghennen am Ende der Aufzucht mit einem inaktivierten Impfstoff geimpft wurden, kann bei hohem Infektionsdruck eine Boosterung der lokalen Immunität durch Nachimpfung mit Lebendimpfstoffen angezeigt sein. Wiederholungsimpfungen können je nach Infektionsdruck im Abstand von ca. 4 bis 12 Wochen erfolgen.

Um die Legeleistung hinsichtlich der Eischalenqualität zu sichern, sind auch Nachimpfungen gegen IB zu empfehlen, die wiederum je nach Infektionsdruck im Abstand von ca. 4 bis 12 Wochen erfolgen können. Aufgrund möglicher Interferenzen zu ND (gleiche Zielzellen) sollten jedoch zwischen den IB- und ND-Impfungen jeweils mindestens 2 Wochen liegen. Alternativ kann aber auch der Kombinationsimpfstoff gegen IB und ND eingesetzt werden, der dann entsprechend in Intervallen von ca. 5 bis 7 Wochen anzuwenden ist.

Impf Fehler

Bei Geflügelimpfstoffen handelt es sich überwiegend um Lebendimpfstoffe mit abgeschwächten lebenden Impfstämmen, die in der Umgebung nur eine sehr begrenzte Überlebensfähigkeit haben. Die auf dem Behältnis angegebene Haltbarkeitsdauer ist nur dann gewährleistet, wenn der Impfstoff kühle (2-8 °C) und vor Sonnenlicht (UV) geschützt gelagert wird. Des Weiteren ist sicherzustellen, dass das Vakuum unversehrt bleibt. Unsachgemäßer Transport im PKW, womöglich über mehrere Tage, geht mit einem enormen Wirksamkeitsverlust einher. Daraus ergibt sich ebenfalls, dass ein Teilen und Aufbewahren des Impfstoffpellets oder Wiedereinfrieren von bereits gelöstem Impfstoff kontraindiziert ist.

Lebendimpfstoffe sollten bei der Trinkwasserimpfung vorzugsweise in einem Gemisch von frischem, kühlem Wasser und Magermilch (Anteil von mindestens 2 % Magermilch im Wasser) aufgelöst werden. Um eine optimale Wirksamkeit zu erzielen, sollte die Milch mindestens 10 Minuten vor Zugabe des Impfstoffes in dem Anmischbehälter eingerührt werden. Das Impfstoffpellet löst sich am besten, wenn der Gummistopfen der unter Vakuum stehenden Impfstoff-Flasche erst unter Wasser in dem Wasser-Milch-Gemisch entfernt wird.

Um eine gleichmäßige Aufnahme zu gewährleisten, sollten die Tiere vor der Trinkwasserimpfung einige Zeit dursten. Am günstigsten ist es, den Tieren abends das Trinkwasser abzustellen und den Impfstoff am darauf folgenden Morgen mit dem ersten Wasser anzubieten. Ab Zeitpunkt des Öffnens der Impfstoff-Flasche muss der Impfstoff innerhalb von 2 Stunden von jedem Huhn in ausreichender Menge aufgenommen worden sein. Eine Legehenne kann in dieser Zeit (als Richtwert zur Berechnung der benötigten Gesamtwassermenge) ca. 40 ml Impfstofflösung aufnehmen. Eine Überdosierung ist im Gegensatz zur Unterdosierung unproblematisch.

Abschließend soll auf die Notwendigkeit hingewiesen werden, dass jeder Besitzer von Geflügelbeständen (unabhängig von der Anzahl der gehaltenen Tiere) gemäß der Viehverkehrsverordnung und der Verordnung zum Schutz vor der Verschleppung der klassischen Geflügelpest verpflichtet ist, der zuständigen Behörde den Bestand anzugeben und ein Bestandsregister zu führen, welches über 3 Jahre aufzubewahren ist. In Abhängigkeit von der Bestandsgröße sind des Weiteren Auffälligkeiten wie vermehrte Todesfälle oder Veränderungen der Legeleistung zu melden.

Weiterführende Fachliteratur kann bei den Autoren angefordert werden.

Anschrift der Verfasser

Dr. Anne Vits¹
Dr. Michael Gürler²
Anna-Christina Riebau¹
Dr. Dr. Dierk E. Rebeski¹
Heinz-Lohmann-Str. 4
27472 Cuxhaven

¹ Marketing Impfstoffe, Lohmann Animal Health

² Vertrieb Impfstoffe, Lohmann Animal Health

E-Mail: anne.vits@lah.de

michael.guertler@lah.de

anna-christina.riebau@lah.de

dierk.rebeski@lah.de