

Diagnostische Abklärung von Aborten bei Zuchtsauen nach Leptospiren- und Chlamydieninfektion

C. Unterweger¹, U. Ruczizka¹, N. Hießberger³, J. Sperser², I. Hennig-Pauka¹

¹Universitätsklinik für Schweine, Department für Nutztiere und öffentliches Veterinärwesen in der Veterinärmedizin, ²Institut für Mikrobiologie, Department für Pathobiologie, Veterinärmedizinische Universität Wien, ³Tierarztpraxis Norbert Hießberger, St. Pölten

Zusammenfassung

In einem österreichischen Ferkelerzeugerbetrieb abortierten 2 Sauen im ersten Wurf am 95. und 110. Trächtigkeitstag. Im Abortmaterial konnte mittels PCR eine Doppelinfektion mit Leptospiren und Chlamydien diagnostiziert werden. 3 Wochen nach den Aborten wurden von den betroffenen sowie weiteren 8 Sauen Serumproben entnommen und parallel an zwei Labore zur Ermittlung von Chlamydien- und Leptospiren-spezifischen Antikörpern mittels Komplementbindungsreaktion bzw. Mikroagglutinationstest gesendet. Die serologische Untersuchung auf Chlamydien verlief in beiden Untersuchungsanstalten negativ. Die in beiden Laboren ermittelten Titerhöhen gegen Leptospiren-Serovare stimmten nicht einheitlich überein, wiesen aber nicht auf eine Beteiligung am Abortgeschehen hin. Der Fallbericht zeigt die diagnostischen Schwierigkeiten auf, die beim direkten sowie indirekten Nachweis von Leptospiren und Chlamydien in der Praxis häufig auftreten.

Schlüsselwörter: Fruchtbarkeitsstörungen, Diagnostik, PCR, Komplementbindungsreaktion, Mikroagglutinationstest

Diagnostic procedure after abortions in sows after simultaneous infection with leptospira and chlamydia

In a farrowing farm 2 first parity sows aborted on day 95 and day 110 of gestation due to an infection with leptospira and chlamydia. The double infection was diagnosed by PCR examination of abortion material. Serum samples of both sows and additional 8 sows taken three weeks after abortions were sent to two different labs for serological examination for antibodies against leptospira and chlamydia using a microagglutination test and a complement fixation test, respectively. In both labs the tests for antibodies against chlamydia were negative. Titers against diverse leptospira serovars varied between both labs and were low, so that they were not indicative for the involvement of the two pathogens regarding abortion. This case report indicates the diagnostic difficulties of direct and indirect detection methods for leptospira and chlamydia to assess the impact of these pathogens on observed reproductive failure.

Keywords: fertility disorders, diagnostics, PCR, complement fixation tet, microagglutination test

<https://doi.org/10.17236/sat00171>

Eingereicht: 20.09.2017
Angenommen: 10.12.2017

Einleitung

Eine ätiologische Diagnose bei Aborten bzw. Fruchtbarkeitsproblemen, die durch Leptospiren oder Chlamydien ausgelöst werden, stellen für den bestandsbetreuenden Tierarzt oft eine Herausforderung dar. Die Diagnostik basiert auf direkten und/oder indirekten Nachweismethoden (Andersen und Rogers, 1996; OIE, 2014), wobei sich die direkte Isolierung beider Erreger aus Tiermaterial sehr schwierig gestaltet und nur von wenigen spezialisierten Arbeitsgruppen weltweit angeboten wird (Bolin und Cassells, 1990; Boqvist et al., 2003). In der Praxis wird hauptsächlich der indirekte

Weg des Nachweises einer Infektion über die serologische Untersuchung eingeleitet. Empfehlungen für eine Probenentnahme in der Praxis sind kaum in der Literatur zu finden und beschränken sich häufig darauf, dass die Proben möglichst zeitnah zum Infektionszeitpunkt und dann gepaart im Abstand von einigen Wochen entnommen werden sollen.

Tiere und Betriebsmanagement

In einem Ferkelerzeugerbetrieb in Niederösterreich mit 85 Zuchtsauen im 3-wöchigen Abferkelrhythmus abor-

Diagnostische Abklärung von Aborten bei Zuchtsauen nach Leptospirose- und Chlamydieninfektion

C. Unterwiesing et al.

tierten 2 Jungsaugen aus zwei aufeinanderfolgenden Abferkelgruppen im Abstand von einer Woche am errechneten 110. (Sau A, 14 Ferkel) bzw. am 95. (Sau B, 12 Ferkel) Trächtigkeitstag. Beide Jungsaugen waren bereits 6 Monate im Bestand und während der dreiwöchigen Quarantäne gegen Parvovirose und Rotlauf, das Porzine Reproductive und Respiratorische Syndrom Virus (PRRSV) sowie das Schweineinfluenzavirus geimpft worden. Alle Sauen wurden mit Samen vom hofeigenen Eber künstlich besamt. Die Umrauschquote im Betrieb lag zum Untersuchungszeitpunkt bei 5%. Die Zahl der abgesetzten Ferkel/Sau/Jahr betrug 25, die Abortrate in den vorangehenden 12 Monaten lag unter 2%. Reinigung und Desinfektion wurden konsequent und gründlich im Rein-Raus betriebenen Abferkelstall und der Ferkelaufzucht durchgeführt. Eine Nagerbekämpfung erfolgte fortlaufend durch Aufstellen und Kontrolle von Nagerfallen. Katzen liefen frei auf dem Hofgelände herum und hatten auch Zugang zum Stall. Deckzentrum und Wartestall waren räumlich nicht getrennt und deshalb konnten Reinigung und Desinfektion wegen Dauerbelegung nicht regelmäßig stattfinden. Die Sauen wurden in separaten, stabilen Kleingruppen von 12 Sauen je Abferkelgruppe gehalten. Sau B hatte noch im Wartebereich abortiert, während Sau A zum Zeitpunkt des Abortes bereits in den Abferkelstall umgestallt worden war. Beide Jungsaugen zeigten am Tag vor dem Abort Körpertemperaturen von 40°C und verweigerten die Futteraufnahme. Weder die anderen Sauen noch der Eber zeigten in dieser Zeit klinische Symptome.

Probenentnahme

Je zwei Feten pro Abort wurden vom betreuenden Tierarzt an die Universitätsklinik für Schweine eingesandt. Die Plazenten konnten nicht mehr sichergestellt werden.

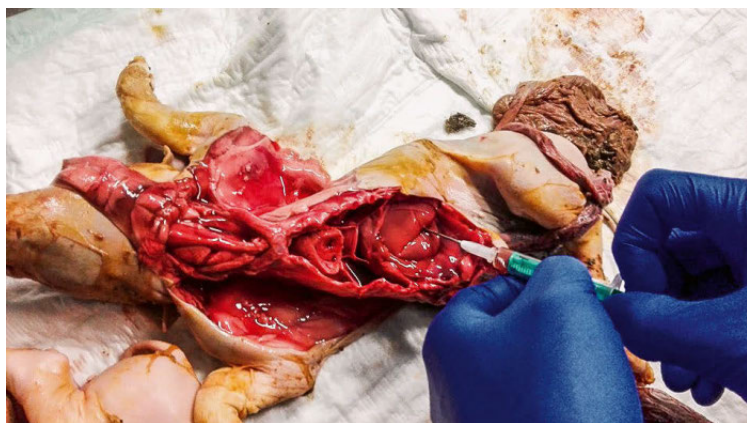


Abb. 1: Probenentnahme von Mageninhalt aus abortierten Feten zum Direktnachweis von *Leptospira* spp. und *Chlamydia* spp.

Von jedem Ferkel wurde Thymusgewebe für den Direktnachweis von PRRSV, Herzmuskelgewebe zum Nachweis von Porzinem Circovirus-2 (PCV-2) und Lungengewebe und Mageninhalt (entspricht dem abgeschluckten Fruchtwasser, siehe Abb. 1) zum Nachweis von *Leptospira* spp. sowie *Chlamydia/Chlamydomphila* spp. entnommen. Des Weiteren wurden 4 Wochen nach dem ersten Abort bzw. 3 Wochen nach dem zweiten Abort von 10 Sauen, einschließlich der beiden betroffenen Jungsaugen, Blutproben entnommen. Eine Probe des Tragendfutters wurde zur Mykotoxinanalyse mittels Hochdruckflüssigchromatographie-Verfahren entnommen.

Labordiagnostik

Die Untersuchung des Abortmaterials ergab einen altersgemäßen Entwicklungszustand der Ferkel. In den Feten konnten weder PRRSV- noch PCV-2-spezifische Genomsequenzen mittels PCR festgestellt werden, während der molekulargenetische Nachweis auf *Leptospira* spp. und auf *Chlamydia/Chlamydomphila* spp. positiv verlief. Die Seren wurden mittels Mikroagglutinationstest (MAT) auf Antikörper gegen *Leptospira* spp. und mittels Komplementbindungsreaktion (KBR) auf Antikörper gegen *Chlamydia/Chlamydomphila* spp. untersucht (Labor A). Fünf ausgewählte Serumproben wurden nachträglich zur Untersuchung an ein weiteres Labor (Labor B) gesandt.

Keine der beprobten Sauen zeigte Antikörper gegen *Chlamydia/Chlamydomphila* spp. Die Ergebnisse des MAT sprachen für Erregerkontakt mit *Leptospira interrogans* serovar Icterohaemorrhagiae und/oder *Leptospira interrogans* serovar Bratislava (Tab. 1). Die serologischen Ergebnisse zwischen Labor A und B deckten sich überwiegend im Hinblick auf die Bewertung (Tab. 1). Im Tragendfutter konnten keine erhöhten Werte für Mykotoxine gefunden werden.

Diagnose und Massnahmen am Betrieb

Trotz der negativen bzw. unsicheren serologischen Ergebnisse wurde aufgrund des positiven Nachweises und des Ausschlusses anderer potentieller auslösender Erreger die Diagnose einer zeitgleich verlaufenden Chlamydiose und Leptospirose gestellt. Nachdem der Landwirt vorerst keine Antibiose bei den Sauen einsetzen wollte und zu diesem Zeitpunkt kein Impfstoff auf dem Markt verfügbar war, wurde nur der Eber ausgetauscht, da dieser als Infektionsquelle nicht auszuschließen war. Es traten in den nächsten Monaten bis dato keine weiteren Aborten im Betrieb auf.

Diskussion

Die Nachweisraten von Leptospiren und Chlamydien und besonders der gleichzeitige Nachweis im Abortmaterial sind bei Feldinfektionen sowie bei experimentellen Studien normalerweise sehr gering (Huhn, 1972; Nathues et al., 2011; Strutzberg-Minder und Kreienbrock, 2011; Strutzberg-Minder, 2012; Jakobs et al., 2015). In den Jahren 2016 und 2017 konnten an der Universitätsklinik für Schweine, Vetmeduni Vienna in 2.3% der eingesandten Abortfälle Chlamydien und in ebenfalls 2.3% Leptospiren nachgewiesen werden (unveröffentlichte Daten). Zu ähnlichen Ergebnissen (Nachweisraten für Leptospiren von 0.8% und für Chlamydien von 1%) kamen Nathues et al. (2011). Falsch negative Ergebnisse kommen möglicherweise durch Fehler in der Probenentnahme (zu geringe Anzahl an Feten oder falsche Organe) zustande. Es fehlen weiterhin Angaben darüber, in welchen Teilen des Abortmaterials beide Erreger mit höchster Sicherheit nachweisbar sind. Als Material zum Direktnachweis eignen sich Lunge, Leber, Niere, Peritonealflüssigkeit, Gehirn und Auge von abortierten Feten sowie zusätzlich Plazenta (Ellis et al., 1986; Bolin, 1994; Jakobs et al 2015).

Nachdem auch in Infektionsversuchen nur bei einer sehr geringen Prozentzahl von Feten Leptospiren-spezifische DNA gefunden wurde (Jakobs et al., 2015), kann man aber davon ausgehen, dass ein positiver Nachweis nicht primär von der Wahl des Gewebes, sondern vom Einschluss des „richtigen“ Trägerfetus in die Untersuchung abhängig ist. Der Direktnachweis von Chlamydien stellt sich als ähnlich schwierig dar. Über die Pathogenese einer abortauslösenden Chlamydieninfektion sowie den erregerspezifischen Pathomechanismus ist bis dato nur wenig bekannt (Pospischil et al., 2001). Chlamydien können im Chorionepithel der Plazenta sowie in Leber und Lunge abortierter Feten nachgewiesen werden (Vazquez-Cisneros et al., 1994; Thoma et al., 1997). Im vorliegenden Fall wurden Mageninhalt und Lunge gepoolt und erfolgreich auf Chlamydien mittels PCR untersucht. Der Mageninhalt als repräsentatives Äquivalent für Fruchtwasser dürfte nach Infektion Chlamydien-spezifische DNA enthalten.

Derzeit wird von keinem Untersuchungslabor in Österreich die Anzüchtung von Chlamydien und Leptospiren routinemäßig durchgeführt, da Kultivierungsversuche beider Erreger aufwendig und schwierig sind (Schautteet

Diagnostische Abklärung von Aborten bei Zuchtsauen nach Leptospiren- und Chlamydieninfektion

C. Unterweger et al.

Tab 1: Serologische Ergebnisse der MAT von 10 Serumproben von Sauen aus dem betroffenen Betrieb, die in Labor A untersucht wurden. Die Hälfte der Proben wurde außerdem in Labor B untersucht. Laut OIE entspricht eine Verdünnungsstufe von <1:100 einem negativen Ergebnis.

Tier	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B
	<i>Chlamydomphila</i>		<i>L.Icterohaemorrhagiae</i>		<i>L.Bratislava</i>		<i>L.Canicola</i>		<i>L.Grippotyphosa</i>		<i>L.Tarassovi</i>	
JS*	neg	Neg	1:50	<1:100	1:50	<1:100	neg	<1:100	neg	<1:100	neg	<1:100
JS*	Neg		1:50		negativ		neg		neg		neg	
JS	neg		negativ		1:50		neg		neg		neg	
JS	Neg		1:50		1:100		neg		neg		neg	
JS#	neg	neg	1:100	<1:100	negativ	<1:100	neg	<1:100	neg	<1:100	neg	<1:100
JS#	Neg	neg	1:50	<1:100	negativ	<1:100	neg	<1:100	neg	<1:100	neg	<1:100
AS	neg	neg	1:50	<1:100	1:100	<1:100	neg	<1:100	neg	<1:100	neg	<1:100
AS	Neg	neg	1:200	<1:100	1:200	1:200	neg	<1:100	neg	<1:100	neg	<1:100
AS	neg		negativ		negativ		neg		neg		neg	
AS	Neg		negativ		negativ		neg		neg		neg	

Tier	A	B	A	A	B	B	B	B	B	
	<i>L.Pomona</i>		<i>L.Wolffi</i>		<i>L.Hardjō</i>		<i>L.Australis</i>	<i>L.Autumnalis</i>	<i>L.Copenhageneri</i>	<i>L.Saxköping</i>
JS*	neg	<1:100	neg	1:50	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100
JS*	neg		neg	neg						
JS	neg		neg	neg						
JS	neg		neg	neg						
JS#	neg	<1:100	neg	neg	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100
JS#	neg	<1:100	neg	neg	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100
AS	neg	<1:100	neg	neg	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100	<1:100
AS	neg	<1:100	neg	neg	<1:100	<1:100	1:100	<1:100	<1:100	<1:100
AS	neg		neg	neg						
AS	neg		neg	neg						

*Quarantäne, # verworfen, PCR positiv, JS: Jungsau, AS: Altsau; *quarantine, # aborted, PCR- positive; JS: gilt; AS: sow

Diagnostische Abklärung von Aborten bei Zucht-sauen nach Leptospiren- und Chlamydieninfektion

C. Unterweger et al.

und Vanrompay, 2007; OIE, 2014). Während Chlamydien mittels speziesspezifischen PCR-Verfahren charakterisiert werden können (Hartley et al., 2001), ist für Leptospiren keine serovarenspezifische PCR-Methode aus Probenmaterial etabliert. Daher kann eine Identifizierung beteiligter Leptospirenservare nur über den indirekten Nachweis erfolgen. In diesem Fall wurden für den indirekten Nachweis beider Erreger nach OIE-Empfehlung mehr als 10% der Muttertiere beprobt, allerdings nur einmalig und nicht paarig (OIE, 2014). Leptospiren-Antikörper wurden mit dem weltweit als Standardverfahren geltenden MAT untersucht, der sich aber als Herdentest nicht für eine Einzeltierdiagnose eignet. Bei keiner Sau konnten zu diesem Zeitpunkt Titer $>1:200$ gemessen werden und diese waren primär gegen *L.Icterohaemorrhagiae* sowie *L.Bratislava* gerichtet. Sollte sich der Abort zeitlich mit der Infektion gedeckt haben, was man aufgrund der klinischen Symptome bei den Sauen annehmen kann, könnten die gebildeten Antikörper bereits wieder im Absinken gewesen sein. Die Höhe der Antikörpertiter ist zeitlich begrenzt und kann nach einem starken Anstieg um mehr als das 4-fache bereits 5-7 Tage nach Infektion mit einer Halbwertszeit von etwa 20 Tagen rasch wieder absinken (Faine et al., 1999; Latell, 2008; Ellis, 2012; OIE, 2014). Möglich ist aber auch eine wochen- bis monatelange Persistenz der Antikörper (Mousing et al., 1995; Jakobs et al., 2015), die im vorliegenden Fall nicht zu beobachten war. Da bisher für die meisten Serovare keine experimentellen Infektionsstudien durchgeführt wurden, ist nicht bekannt, inwieweit serologische Ergebnisse vom jeweilig beteiligten Serovar, von der Infektionsdosis und vom zeitlichem Abstand zur Infektion abhängen (Ellis et al., 1986). Die Titerhöhe ist insbesondere abhängig vom Serovar so dass stark immunogene Serovare, zu denen *L.Icterohaemorrhagiae* zählt, zu höheren Titern führen als schwach immunogene Serovare, zu denen *L.Bratislava* zählt (Ellis et al., 1986; Bolin, 1994). Schmoll (2016) mutmaßt, dass ein serologisch negatives Schwein nicht automatisch frei von Leptospiren sein muss und als Ausscheider fungieren kann. So können auch serologisch negative Eber über den Samen Leptospiren ausscheiden (Kauffold et al., 2006). Es ist möglich, dass im beschriebenen Fall nicht beide Serovaren am Abortgeschehen beteiligt waren. Kreuzreaktionen zwischen Serovaren werden in der Literatur beschrieben (Ferreira Neto et al., 1997; De Azevedo et al., 2008) und insbesondere Kreuzreaktionen zwischen *L.Icterohaemorrhagiae* und *L.Bratislava* werden vermutet (Universitätsklinik für Schweine, unveröffentlichte Daten). Für eine Infektion mit dem nicht schweineadaptierten Serovar *Icterohaemorrhagiae* sprechen die Spätaborte sowie die klinische Symptomatik der Sauen während der Aborte. Generell weisen nicht schweineadaptierte Serovare eine deutlich schwerere klinische Symptomatik auf als schweineadaptierte Serovare (z.B. Bra-

tilslava), die üblicherweise keine klinischen Symptome hervorrufen. *L.Bratislava* haftet im oberen Genitaltrakt von Sauen und Ebern (Ellis et al., 1986) und verursacht in der Regel keine Aborte, sondern wird mit Unfruchtbarkeit von Sauen in Verbindung gebracht. Dies stellte im vorgestellten Betrieb kein Problem dar. Bei der Verbreitung von Bratislava-Infektionen spielt die geschlechtliche Übertragung vom Eber auf die Sauen eine bedeutende Rolle, während *L.Icterohaemorrhagiae* nicht direkt von Schwein zu Schwein, sondern über den Harn der Wanderratte übertragen wird (Hathaway, 1985). Im letzteren Fall hätte der Eber somit keinen Einfluss auf die Übertragung. Dem Landwirt wurde dennoch geraten, sich zeitnah vom Eber zu trennen, da dieser als Ausscheider nicht auszuschließen war. Da nur neu zugekaufte Sauen von den Aborten betroffen waren, kann man davon ausgehen, dass diese naiv, also ohne immunologischen Schutz gegen beide Erreger, in die Sauenherde eingegliedert worden waren. Da zu diesem Zeitpunkt keine Impfstoffe gegen beide Erreger zur Verfügung standen und die Erreger auch nicht durch eine antibiotische Behandlung eliminiert werden können, wurde geraten, die zugekauften Sauen zur Immunisierung bereits vor der Besamung in Kontakt mit den Altsauen und damit mit potentiellen Erregerausscheidern zu bringen. Anhand der serologischen Befunde konnten letztendlich weder Rückschlüsse auf das beteiligte Serovar, noch auf die Beteiligung von Leptospiren am Krankheitsgeschehen gezogen werden.

Die beiden Labore A und B erzielten ähnliche Ergebnisse, allerdings wurden im Labor A 3 Wochen nach Abort Titer von 1:100 gegen *L. Icterohaemorrhagiae* detektiert, während der Nachweis in Labor B negativ verlief. Ein Grund dafür stellt das Verfahren per se dar. Einerseits hängt es von der untersuchende Person ab, die visuell das Agglutinationsausmaß der Leptospiren in der jeweiligen Verdünnungsstufe des Serums beurteilt. Andererseits werden in jeder Untersuchungsanstalt individuell ausgesuchte Stämme von bekannten Serovaren als Antigen verwendet. Dabei gilt, je besser das im MAT verwendete mit dem im Feld vorkommenden Isolat übereinstimmt, desto höhere Titer können gemessen werden. Daher sind Ergebnisse derselben Proben aus verschiedenen Laboren erwartungsgemäß unterschiedlich.

Chlamydien-Antikörper konnten bei keiner Sau, auch nicht bei den abortierten Sauen, weder im Labor A noch im Labor B mittels Komplementbindungsreaktion (KBR) detektiert werden. Antikörpertiter, gemessen mit der KBR, sollten 10-14 Tage nach Exposition sukzessive ansteigen und über Monate detektierbar bleiben (Andersen und Rogers, 1996). Laut Sachse und Hotzel (2000) ist der Nachweis eines 4-fach erhöhten KBR-Titers bei paarigen Serumproben in der zweiten Probe für

einen positiven diagnostischen Befund notwendig. Nach dieser Definition dürfte man im vorliegenden Fall nicht von einer Chlamydiose sprechen. In neuere Studien wird die humorale Immunantwort mittels spezies-spezifischem ELISA gemessen und es konnte gezeigt werden, dass eine messbare Immunantwort im Serum abhängig ist vom Infektionsstamm, dem Infektionsort, ob Erst- oder Wiederholungsinfektion und besonders von der Infektionsdosis (De Clercq et al., 2014; Belij-Rammersdorfer et al., 2016; Filipovic et al., 2017). De Clercq et al. (2014) zeigten, dass bereits 7 Tage nach Infektion mit *C.suis* IgG feststellbar sind und nach einem Peak von 14-21 Tagen p.i. diese wieder auf ein konstant niedriges Niveau bis zu einer Reinfektion absinken. Belij-Rammersdorfer et al. (2016) beschrieben, dass eine niedere Infektionsdosis bei Erstinfektion auch niedere oder nicht nachweisbare Serumtitere bewirkte. Nach Erstinfektion mit einer niedrigen Infektionsdosis, wie sie möglicherweise im Feld vorkommt, werden schlussfolgernd nicht zwingend detektierbare Antikörper gebildet und die Tiere stellen sich als serologisch negativ heraus. Offenbar spielt jedoch bei Chlamydieninfektionen die zelluläre Immunität eine wesentlich größere Rolle als die humorale Immunantwort (Filipovic et al.,

2017) und serologisch negative Tiere können trotzdem geschützt sein.

Ein Verzicht auf die Untersuchung des Abortmaterials hätte zu einer falsch negativen Diagnose geführt. Viele Tierärzte entscheiden sich gegen die Durchführung einer aufwendigen Diagnostik aus Abortmaterial, lassen lieber Einzelerumproben untersuchen oder führen bei Verdacht eine antibiotische Therapie durch. Die größte Chance für einen positiven Nachweis besteht dann, wenn der direkte und indirekte Erregernachweis kombiniert wird, auch wenn die Interpretierbarkeit des indirekten Nachweises schwierig sein kann. Von Bedeutung für die Diagnostik ist die Untersuchung einer großzügigen Menge an Probenmaterial: mehrere Feten aus mehreren Würfen, möglichst frisch und am besten gemeinsam mit den Plazenten für den Direktnachweis.

Dank

Ein besonderer Dank geht an den Landwirt, der uns Einsicht in seine Betriebsdaten gewährt hat.

Diagnostische Abklärung von Aborten bei Zucht-sauen nach Leptospiren- und Chlamydieninfektion

C. Unterweger et al.

Literatur

Andersen A., Rogers D.: Are chlamydiae swine pathogens? J. Swine Health Prod. 1996, 4: 286-288.

Belij-Rammerstorfer S., Inic-Kanada A., Stojanovic M., Marinkovic E., Lukic I., Stein E., Montanaro J., Bintner N., Schürer N., Ghasemian E., Kundi M., Barisani-Asenbauer T.: Infectious dose and repeated infections are key factors influencing immune response characteristics in guinea pig ocular chlamydial infection. Microbes infect. 2016, 18: 254-262.

Bolin C.A., Cassells J.A.: Isolation of *Leptospira interrogans* serovar Bratislava from stillborn and weak pigs in Iowa. J. Am. Vet. Med. Assoc. 1990, 196: 1601-1604.

Bolin C.: Diagnosis of leptospirosis in swine. J. Swine Health Prod. 1994, 2: 23-24.

Boqvist S., Montgomery J.M., Hurst M., Thu H.T., Engvall E.O., Gunnarsson A., Magnusson U.: *Leptospira* in slaughtered fattening pigs in southern Vietnam: presence of the bacteria in the kidneys and association with morphological findings. Vet. Microbiol. 2003, 93: 361-368.

De Azevedo S., Soto F., De Moraes M., Pinheiro S., De Sousa Americo Batista C., Vuaden E., Vanconcellos S.: The effects of the leptospiral infection on reproductive performance in sows. Vet. Arch. 2008, 78: 13-21.

De Clercq E., Devriendt B., Yin L., Chiers K., Cox E., Vanrompay D.: The immune response against *Chlamydia suis* genital tract infection partially protects against re-infection. Vet. Res. 2014, 45: 95-106.

Ellis W.A., McParland P.J., Bryson D.G., Thiermann A.B., Montgomery J.: Isolation of leptospires from the genital tract and kidneys of aborted sows. Vet. Rec. 1986, 118: 294-295.

Ellis W.A.: Leptospirosis. In: Diseases of Swine. Hrsg. B.E. Straw, S. D'Allaire, W.S. Mengling, D.J. Taylor, Iowa State University Press, Ames, 2012, 691-700.

Faine S., Adler B., Bolin C., Perolat P.: *Leptospira* and leptospirosis. Hrsg. MediSci, Melbourne, Australien, 1999, 270-295.

Ferreira Neto J.S., Vasconcellos S.A., Ito F.H., Moretti A.S., Camargo C.A., Sakamoto S.M., Marangon S., Turilli C., Martini M.: *Leptospira interrogans* serovar Icterohaemorrhagiae seropositivity and the reproductive performance of sows. Prev. Vet. Med. 1997, 31: 87-93.

Filipovic A., Ghasemian E., Inic-Kanada A., Lukic I., Stein E., Marinkovic E., Djokic R., Kosanovic D., Schuerer N., Chalabi H., Belij-Rammersdorfer S., Stojanovic M., Barisani-Asenbauer T.: The effect of infectious dose on humoral and cellular immune responses in *Chlamydomydia caviae* primary ocular infection. PLoS One 2017, 12: e0180551.

Hartley J.C., Kaye S., Stevenson S., Bennett J., Ridgway G.: PCR detection and molecular identification of Chlamydiaceae species. J. Clin. Microbiol. 2001, 39:3072-3079.

Hathaway S.C.: Porcine leptospirosis. Pig News Inf. 1985, 6: 31-34.

Huhn R.G.: Current status of leptospiral immunizing agents for use in swine. Am. J. vet. Res. 1972, 160: 634-637.

Diagnostische Abklärung von Aborten bei Zuchtsauen nach Leptospiren- und Chlamydieninfektion

C. Unterweger et al.

Jakobs A., Harks F., Hoeijmakers M., Collell M., Segers R.: Safety and efficacy of a new octavalent combined Erysipelas, Parvo and Leptospira vaccine in gilts against *Leptospira interrogans* serovar Pomona associated disease and foetal death. *Vaccine* 2015, 33: 3963-3969.

Kauffold J., Melzer F., Henning K., Schulze K., Leiding C., Sachse K.: Prevalence of *chlamydiae* in boars and semen used for artificial insemination. *Theriogenology* 2006, 65: 1750-1758.

Mousing J., Christensen J., Haugegaard J., Schirmer A.L., Friis N.F.: A seroepidemiological survey of *Leptospira* bratislava infections in Danish sow herds. *Prev. Vet. Med.* 1995, 23: 201-213.

Nathues H., Tegeler R., Grummer B., Grosse Beilage E.: Infectious agent detection in reproductive disorders in swine herds. Retrospective evaluation of diagnostic laboratory examinations. *Tierarztl. Prax.* 2011, 39: 155-161.

OIE: Leptospirosis. In: *OIE Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals: (mammals, birds and bees)*. Hrsg OIE, Office international des epizooties, Paris, 2014, 251-264.

Pospischil A., Thoma R., Sydler T.: Bakteriell bedingte Aborten beim Schwein. *Prakt. Tierarzt* 2001, 83: 274-280.

Sachse K., Hotzel H.: Detection and differentiation of *Chlamydiae* by nested PCR. *Methods Mol. Biol.* 2003, 216: 123-136.

Schautteet K., Vanrompay D.: *Chlamydiaceae* infections in pig. *Vet. Res.* 2007, 42: 29-38.

Schmoll F.: Leptospirose. 8. Leipziger Tierärztekongress, Leipzig, Deutschland, 2016, Band 3, 335.

Strutzberg-Minder K., Kreienbrock L.: Leptospireninfektion beim Schwein: Epidemiologie, Diagnostik und weltweites Vorkommen. *Berl. Munch. Tierarztl.* 2011, 124: 345-359.

Strutzberg-Minder K.: Aktueller Stand der Routinediagnostik von Leptospirendiagnostik beim Schwein. *Prakt. Tierarzt.* 2012, 93: 1128-1137.

Thoma R., Guscetti F., Schiller I., Schmeer N., Corboz L., Pospischil A.: Chlamydiae in porcine abortion. *Vet. Pathol.* 1997, 34: 467-469.

Vazquez-Cisneros C., Wilsmore A. J., Bollo E.: Experimental infections of pregnant sows with ovine *Chlamydia psittaci* strains. *Vet. Microbiol.* 1994, 42: 383-387.

Korrespondenz

Dr. Christine Unterweger
Universitätsklinik für Schweine, Vetmeduni Vienna,
Veterinärplatz 1, 1210 Wien
Tel 01/25077-5206
Fax 01/25077-5297
E-Mail: christine.unterweger@vetmeduni.ac.at