

Klinisches Zentrum für Populationsmedizin bei Fisch, Schwein und Geflügel
Klinisches Department für Nutztiere und Sicherheit von Lebensmittelsystemen
Veterinärmedizinische Universität Wien

Klinische Abteilung für Schweinemedizin
(Leiterin: Univ.-Prof. Dr.med.vet. Andrea Ladinig, Dipl. ECPHM)

**Nachweis von Antikörpern gegen *Erysipelothrix rhusiopathiae* bei
Schweinen verschiedener Altersgruppen sowie vor und nach der
Impfung gegen Rotlauf**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von

Georg Gruber

Wien, im Juni 2024

Betreuerin:

Dr.med.vet. Christine Unterweger, Dipl.ECPHM

Klinisches Zentrum für Populationsmedizin bei Fisch, Schwein und Geflügel

Gutachter:

Univ.-Prof. Dr. med. vet. Johannes Lorenz Khol, Dipl. ECBHM

Klinisches Zentrum für Wiederkäuer- und Kamelidenmedizin

Eigenständigkeitserklärung

Hiermit erkläre ich, dass ich die vorliegende Arbeit eigenständig verfasst, keine anderen als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel verwendet sowie die aus fremden Quellen direkt oder indirekt übernommenen Stellen/Gedanken als solche kenntlich gemacht habe. Diese Arbeit wurde noch keiner anderen Prüfungskommission in dieser oder einer ähnlichen Form vorgelegt. Sie wurde bisher auch nicht veröffentlicht.

A handwritten signature in black ink, reading "Georg Gruber". The signature is written in a cursive style with a large initial 'G' and a long, sweeping underline.

Zusammenfassung

In dieser Arbeit wurde die Nachweisbarkeit von *Erysipelothrix (E.) rhusiopathiae* spezifischen Antikörpern im Serum geimpfter Sauen unterschiedlicher Paritäten und den dazugehörigen, am selben Betrieb lebenden Aufzuchtstieren definierter Altersgruppen mittels ELISA (INgezim Mal Rojo[®] Ingenasa, Spanien) untersucht. Insgesamt wurden 450 Serumproben von zwölf Sauenbetrieben und neun Aufzuchtställen gewonnen. Je vier Betriebe verwendeten die Impfstoffe Eryseng[®] Parvo (Laboratorios Hipra, Girona, Spanien), Parvoruvac[®] (Ceva Sante Animale, Libourne, Frankreich) und Porcilis[®] Ery + Parvo (MSD Tiergesundheit Intervet GmbH, Wien, Österreich). Die Antikörpernachweisrate bei den Aufzuchtstieren älter als zwölf Lebenswochen erwies sich in allen Betrieben als sehr gering. Dies bestätigt den aus der Literatur bekannten Nachweis maternaler Antikörper bis zu zwölf Lebenswochen. Nachdem die Tiere in der Aufzucht bis vor Erstbelegung kaum serokonvertiert haben, könnte man auch mit Erregerfreiheit in diesen Betrieben spekulieren, die jedoch im Rahmen dieser Studie nicht abgeklärt wurde. Die ELISA- Ergebnisse der Sauen unterschieden sich stark betriebsabhängig, aber es konnten keine wesentlichen Unterschiede bei den Ergebnissen abhängig vom Impfstoff gezeigt werden. Die Auswertung der Ergebnisse bei den Sauenbetrieben war aufgrund technischer Schwierigkeiten im vierten Durchgang nicht vollständig möglich. Es wurde jedoch deutlich, dass es sowohl Betriebe mit seronegativen oder fraglichen Jungsauen als auch Betriebe mit bereits seropositiven Jungsauen gab. Die älteren Sauen waren bis auf wenige Ausnahmen in allen Betrieben unabhängig vom Impfstoff seropositiv. Aufgrund dieser Ergebnisse und der damit verbundenen Interpretationsschwierigkeiten kann festgehalten werden, dass der verwendete Test für die Rotlaufdiagnostik in der Praxis als alleinige Nachweismethode nicht geeignet erscheint und ein Direktnachweis des Erregers dem indirekten Nachweis vorzuziehen ist.

Summary

In this study, *Erysipelothrix (E.). rhusiopathiae* specific antibodies in the serum of vaccinated sows of different parities and the corresponding growing animals of defined age groups living on the same farm were investigated by ELISA (INgezim Mal Rojo[®] Ingenasa, Spain). A total of 450 serum samples were obtained from twelve sow farms and nine grower herds. Four farms each used the vaccines Eryseng[®] Parvo (Laboratorios Hipra, Girona, Spain), Parvoruvac[®] (Ceva Sante Animale, Libourne, France) and Porcilis[®] Ery + Parvo (MSD Tiergesundheit Intervet GmbH, Vienna, Austria). The antibody detection rate in growers older than twelve weeks of age proved to be very low on all farms. This confirms the detection of maternal antibodies no longer than twelve weeks of age known from the literature. Since the animals hardly seroconverted during fattening/growing until before first insemination, one could also speculate that these farms were Erysipelas-free, although this was not clarified in this study. The ELISA results of the sows differed widely depending on the farm, but no significant difference in the results depending on the vaccine could be shown. Due to technical difficulties, it was not possible to fully evaluate the results from the sow farms in the fourth round. However, it became clear that there were farms with seronegative or questionable gilts as well as farms with seropositive gilts at all. With a few exceptions, the older sows were seropositive on all farms regardless of the vaccine used. Due to these results and the difficulties of interpretation, it can be stated that the test used for the diagnosis of erysipelas is not appropriate as the stand-alone detection method in practice. Therefore, direct detection seems preferable to indirect detection of the infection.

Abkürzungsverzeichnis

Ak	Antikörper
<i>E. rhusiopathiae</i>	<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>
ELISA	Enzyme-Linked Immunosorbent Assay
JS	Jungsau
LT	Lebenstag
ml	Milliliter
n	Anzahl
nm	Nanometer
OD	Optische Dichte
PCR	Polymerase chain reaction
PPV1	Porzines Parvovirus 1
Spa	oberflächenprotektives Antigen
µl	Mikroliter

Tabellenübersicht

Tabelle 1 : Übersicht über neun Aufzuchtställe der in die Studie eingeschlossenen Betriebe, verwendeter Rotlaufimpfstoff bei den Müttern, Anzahl beprobter Tiere pro Betrieb sowie deren Alter in Lebenstagen (LT)	11
Tabelle 2: Übersicht der zwölf in die Studie eingeschlossenen Sauenbetriebe mit verwendetem Impfstoff, Probenanzahl und Wurfzahl. JS: Jungsau	12

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: ELISA Ergebnisse der Aufzuchttiere (n = 30) je Betrieb (n = 9); n= Anzahl....	16
Abbildung 2: ELISA Ergebnisse der Betriebe 1 bis 3 mit Porcilis® als verwendetem Impfstoff bei je drei verschiedenen Altersgruppen (ca 14 Wochen, ca 20 Wochen, ca 26 Wochen) OD: optische Dichte; LT: Lebenstag, grün markiert: negatives Ergebnis, rot markiert: positives Ergebnis, gelb markiert: fraglich).....	17
Abbildung 3: ELISA Ergebnisse der Betriebe 5 bis 7 mit Parvoruvac® als verwendetem Impfstoff bei drei verschiedenen Altersgruppen (ca 14 Wochen, ca 20 Wochen, ca 26 Wochen) OD: optische Dichte; LT: Lebenstag, grün markiert: negatives Ergebnis, rot markiert: positives Ergebnis, gelb markiert: fraglich).....	18
Abbildung 4: ELISA Ergebnisse der Betriebe 9 bis 11 mit Eryseng® Parvo als verwendetem Impfstoff bei drei verschiedenen Altersgruppen (ca 14 Wochen, ca 20 Wochen, ca 26 Wochen) OD: optische Dichte; LT: Lebenstag, grün markiert: negatives Ergebnis, rot markiert: positives Ergebnis, gelb markiert: fraglich).....	19
Abbildung 5: ELISA Ergebnisse der Sauen (n = 15) je Betrieb (n = 12); n= Anzahl.....	20
Abbildung 6: Ergebnisse der mit Porcilis® Ery+Parvo geimpften Betriebe 1 bis 4 OD: optische Dichte; JS: Jungsau; in grau: Proben der Platte mit negativer Qualitätsprüfung. Grün: negative Proben, gelb: fragliche Proben, rot: positive Proben-	21
Abbildung 7 Ergebnisse der mit Parvoruvac® geimpften Betriebe 5 bis 8 OD: optische Dichte; JS: Jungsau; in grau: Proben der Platte mit negativer Qualitätsprüfung. Grün: negative Proben, gelb: fragliche Proben, rot: positive Proben-.....	22
Abbildung 8 Ergebnisse der mit Eryseng® Parvo geimpften Betriebe 9 bis 12 OD: optische Dichte; JS: Jungsau; in grau: Proben der Platte mit negativer Qualitätsprüfung. Grün: negative Proben, gelb: fragliche Proben, rot: positive Proben-	23

Inhalt

1	Einleitung	1
2	Literaturübersicht.....	3
2.1	Epidemiologie	4
2.2	Pathogenese	4
2.3	Klinische Symptomatik.....	4
2.4	Pathologische Befunde	5
2.4.1	Diagnostik.....	6
2.5	Direktnachweis	6
2.5.1	Kultivierung.....	6
2.5.2	Indirekte Nachweisverfahren.....	7
2.6	Immunität.....	7
2.7	Therapie	8
2.8	Prävention	8
2.8.1	Impfstoffe	9
3	Material und Methoden	11
3.1	Material	11
3.2	Beprobung.....	13
3.3	Probenvorbereitung.....	13
3.4	ELISA System	13
3.4.1	Durchführung des Tests.....	13
3.5	Statistische Auswertung.....	14
4	Ergebnisse.....	15
4.1	Ergebnisse Aufzuchtbetriebe	15
4.1.1	Ergebnisse für den jeweiligen Impfstoff	16
4.2	Ergebnisse Sauenbetriebe	20

4.2.1	Ergebnisse für den jeweiligen Impfstoff	20
5	Diskussion	24
6	Literatur	29

1 Einleitung

Eine Infektion mit *Erysipelothrix (E.) rhusiopathiae* und die daraus resultierende Rotlaufkrankung verursacht in Schweinebeständen erhebliche wirtschaftliche Verluste. Das klinische Bild kann variieren, wobei die typisch rhomboidförmigen Hautveränderungen pathognomonisch für die Erkrankung sind. Bei frühzeitiger Erkennung der Erkrankung können die betroffenen Schweine mit Antibiotika behandelt werden und eine Besserung tritt bereits nach 24 Stunden ein (1). Der Erregernachweis kann direkt aus verschiedenen Geweben durchgeführt werden und dafür stehen auch eine Vielzahl an Methoden zur Verfügung. In der Routinediagnostik werden für Herdenscreenings vielfach ELISA (Enzyme linked Immunosorbent Assay) - Verfahren verwendet, da in kurzer Zeit große Probenanzahlen analysiert werden können und man somit einen guten Überblick über die Herdenimmunität bekommt. Zudem kann überprüft werden, wie lange maternale Antikörper (Ak) in der Nachzucht persistieren können, worauf auch diese Studie unter anderem abzielt (2). Mit den meisten konventionellen ELISA- Kits kann dabei nicht zwischen Feld- oder Impfantikörpern differenziert werden und somit ist die Aussagekraft der Ergebnisse eingeschränkt. Dies ist im Fall von Rotlauf auch der Fall. Die Impfung gegen Rotlauf zählt in Österreich heute zur Standardimpfung, um die Tiere vor der Erkrankung zu schützen. Es sind eine Reihe an Impfstoffen am Markt erhältlich, die meisten als Kombinationsimpfstoff mit dem Porzinen Parvovirus. Das Kriterium der Auswahl der in dieser Arbeit untersuchten drei Impfstoffe, Eryseng[®] Parvo (Laborios Hipra, Girona, Spanien), Parvoruvac[®] und Porcilis[®] Ery + Parvo Parvoruvac[®] (Ceva Sante Animale, Libourne, Frankreich) und Porcilis[®] Ery + Parvo (MSD Tiergesundheit Intervet GmbH, Wien, Österreich) war jenes, dass diese über mindestens fünf Jahre konsequent in den Studienbetrieben eingesetzt worden sind, wodurch erst kürzlich in den Markt eingeführte Impfstoffe wie Porcilis[®] Ery+ Parvo+ Lepto (MSD Tiergesundheit Intervet GmbH, Wien, Österreich) oder in Österreich nicht erhältliche Impfstoffe wie Ingelvac[®] Ery, (Boehringer Ingelheim Vetmedica GmbH, Ingelheim am Rhein, Deutschland) nicht in die Studie eingeschlossen wurden. Die drei verwendeten Impfstoffe basieren auf unterschiedlichen Bakterienstämmen und werden zudem auch von verschiedenen Herstellern erzeugt. Dadurch besteht die Vermutung, dass auch Unterschiede im Nachweis von Ak nach erfolgter Impfung vorliegen.

Ziel dieser Arbeit war die Ermittlung der Nachweisrate von gegen *E. rhusiopathiae* gerichteten spezifischen Ak im Serum von Aufzuchtieren unterschiedlicher Altersgruppen sowie Sauen unterschiedlicher Paritäten und mit unterschiedlichem Impfstoffeinsatz. Die Serumproben stammten aus Betrieben, welche seit mindesten fünf Jahren dieselben Impfstoffe in Verwendung hatten. Ausschlaggebend für die Durchführung der Studie waren auch die Interpretationsschwierigkeiten von serologischen Rotlaufsergebnissen, welche im Zuge der Routinediagnostik in der Praxis bei Verwendung von ELISA- Systemen auftreten. Die Unterschiede in der Nachweisrate wurden im Zuge dieser Arbeit untersucht und die Ergebnisse zwischen den drei angewendeten Impfstoffen und innerhalb der unterschiedlichen Altersgruppen verglichen.

In der vorliegenden Untersuchung wurde die Hypothese aufgestellt, dass maternale Ak in der Nachzucht von gegen *E. rhusiopathiae* geimpften Sauen über einen längeren Zeitraum als in der Literatur beschrieben vorhanden sein können. Ausgangsbeobachtung zu dieser Hypothese war, dass Mastschweine in konventionellen Schweinehaltungen nicht gegen Rotlauf geimpft werden, und trotzdem Rotlauf nur im Ausnahmefall auftritt. Zudem wurde angenommen, dass der indirekte Nachweis des Erregers bei älteren Tieren aus konventionellen Betrieben ohne Auslauf und Einhaltung guter Biosecuritymaßnahmen negativ ausfallen müsste, da man davon ausgehen kann, dass diese Tiere keinen Erregerkontakt hatten. Des Weiteren wird angenommen, dass die Schutzimpfung gegen Rotlauf keine messbare Antikörperbildung mittels des verwendeten ELISA-Verfahrens zur Folge hat und somit eine Impfung mit diesem Verfahren auch nicht nachweisbar ist.

2 Literaturübersicht

Das Bakterium *E. rhusiopathiae* ist ein kleines, fakultatives, nicht sporenbildendes, nicht säurefestes, Gram positives Stäbchen aus der Gattung *Erysipelothrix* (3). Die Gattung *Erysipelothrix* wird heute in acht Spezies unterteilt. Diese sind *E. rhusiopathiae*, *E. tonsillarum*, *E. inopinata*, *E. larvae*, *E. piscisicarius species nova* und *E. species 1, 2 und 3* (4). Als wichtigster Vertreter für das Schwein wird *E. rhusiopathiae* als Erreger des Rotlaufs angesehen (1). Schweinerotlauf geht mit erheblichen wirtschaftlichen Verlusten einher, welche vor allem durch reduzierte Zunahmen und vermehrte Todesfälle, sowie den damit verbundenen Therapie- und Impfkosten entstehen (5).

Die Unterteilung in Serotypen erfolgt anhand der hitzestabilen Zellwandantigene. Diese können mittels hyperimmunem Hasenantiserum im Präzipitationstest differenziert werden. Bislang sind mindestens 28 Serotypen (1a, 1b, 2- 26 und N) bekannt. Die Serotypisierung ist entscheidend für das Verständnis zur Epidemiologie und zum Monitoring der Prävalenz bestimmter Serotypen (6). Besonders die Serotypen 1a, 1b und 2 sind mit unterschiedlicher geografischer Verteilung vorrangig an klinischen Formen des Rotlaufs beteiligt (1, 4, 7–9). Die Serotypen 1 und 2 dienen auch als Grundlage für die meisten verfügbaren Impfstoffe, welche durch bestehende Kreuzprotektion auch gegen andere Serotypen wirken (10, 11). In vielen Fällen können die Serotypen 1a, 1b, und 2 auch als Ursache beim Auftreten von Impfdurchbrüchen diagnostiziert werden (11).

Die unterschiedliche Virulenz der einzelnen Stämme hängt von den jeweiligen Virulenzfaktoren ab. Dazu zählen die Neuraminidase, Oberflächenproteine und Kapselpolysaccharide (1). Die Produktion eines Toxins konnte für den Erreger bisher nicht nachgewiesen werden (12). Es besteht ein Zusammenhang zwischen der produzierten Menge an Neuraminidase und dem Grad der Virulenz (13). Die Neuraminidase kann Gefäßschäden, Thrombenbildung und Hämolyse auslösen. Die Kapselpolysaccharide bewirken eine Resistenz gegen Phagozytose durch Leukozyten sowie eine intrazelluläre Abtötung durch Makrophagen (14). Das am genauesten definierte Oberflächenprotein ist das oberflächenprotektive Antigen (Spa). Neben dem Spa A konnte weiters auch Spa B und Spa C klassifiziert werden (15). Diese Spa Antigene bestimmen den Grad der Virulenz und lösen während einer Infektion die

Induktion der Antikörperantwort aus (16). Die Identifizierung dieses Proteins kann somit hilfreich bei der Beurteilung der Pathogenität von Feldisolaten sein (17).

2.1 Epidemiologie

E. rhusiopathiae ist ubiquitär vorkommend und weltweit verbreitet, vor allem dort, wo stickstoffhaltige Substanzen zersetzt werden (18). Der Erreger kommt als Pathogen oder Kommensale bei Wildtieren, domestizierten Tieren und auch dem Menschen vor (3, 19). Als Reservoir des Erregers gelten eine Vielzahl an Lebewesen wie Nagetiere oder Vögel, wobei das domestizierte Schwein das wichtigste darstellt (19). Es wird angenommen, dass 30 % bis 50 % der gesunden Schweine den Erreger auf den Tonsillen und anderen lymphatischen Geweben tragen (20). Die Übertragung findet in den meisten Fällen direkt durch oronasalen Kontakt mit Sekreten (Speichel, Nasensekret) und Exkreten (Urin, Kot), sowie indirekt durch Umweltkontamination statt. Besonders anfällig für eine Infektion sind die Tiere im Alter zwischen drei Monaten und drei Jahren. Tiere jünger als drei Monate sind meist durch die passive Immunität geschützt, während Tiere älter als drei Jahre durch mehrmaligen subklinischen Erregerkontakt eine Immunität entwickeln. Morbidität und Mortalität hängt vor allem vom Immunstatus der Tiere ab. In naiven Herden kann jedoch die Mortalität rasch auf 20 % bis 40 % ansteigen (1).

2.2 Pathogenese

Die Pathogenese des Rotlaufs ist sehr komplex und noch nicht vollständig geklärt. Initial werden die Tonsillen und die gastrointestinale Schleimhaut infiziert. Ein Eindringen findet vorwiegend über die Cytokeratin 18 positiven Zellen des Kryptenepithels der Tonsillen statt (21). Die intrazelluläre Überlebensfähigkeit ist dadurch vorrangig für die Pathogenität des Erregers verantwortlich (14). Durch die fehlende Immunantwort kommt es meist innerhalb von 24 Stunden zur Bakteriämie und in weiterer Folge zur Septikämie. Diese führt zur Verteilung des Erregers im gesamten Organismus und die Neuraminidase verursacht Schäden in den Kapillaren und Venolen (1).

2.3 Klinische Symptomatik

Eine Infektion äußert sich klinisch in drei Formen: akut, subakut oder chronisch (22). Bei der akuten Form kommt es durch die Septikämie des Erregers zu plötzlichen Todesfällen, hohem Fieber (40 °C - 42 °C), Lethargie und Hautveränderungen. Als Folge der hohen

Körpertemperatur kann es auch zu vermehrten Aborten durch eine Prostaglandinausschüttung kommen (1).

Die subakute Form ist klinisch weniger deutlich ausgeprägt. Im Unterschied zur akuten Verlaufsform steigt die innere Körpertemperatur in der Fieberphase nicht so stark an und die Hautveränderungen sind in der Anzahl weniger oder können auch fehlen. Die Mortalität ist dadurch auch geringer und betroffene Tiere erholen sich rascher (1, 3, 22).

Die chronische Form kann als Folge der akuten und subakuten Form auftreten. Sie ist charakterisiert durch das Auftreten von Polyarthritiden und Endokarditis (22). Von wirtschaftlicher Bedeutung ist dabei die chronische Arthritis. Die betroffenen Tiere zeigen dabei meist drei Wochen nach Ausbruch Lahmheiten unterschiedlichen Grades und Schwellungen an Sprung-, Knie und Karpalgelenken können beobachtet werden. Durch die Lahmheit und die damit verbundenen Schmerzen kann es in weiterer Folge auch zu verminderter Futteraufnahme und dadurch zu reduzierten Gewichtszunahmen kommen. Betroffene Tiere können auch Herzinsuffizienzen und pulmonale Ödeme durch die Endokarditis entwickeln. Diese Tiere zeigen klinisch Atembeschwerden, Mattigkeit und Zyanosen (1). Bei Zuchtsauen können vermehrt Aborte und prä- sowie postpartaler Vaginalausfluss beobachtet werden. Auch kann die Wurfgröße und die Anzahl an lebend geborenen Ferkeln reduziert sein (23).

2.4 Pathologische Befunde

Die Hautveränderungen sind pathognomonisch für Rotlauf. Es handelt sich dabei um multifokale rosa bis violett gefärbte, leicht erhabene rhomboide Hautläsionen. Meist sind sie am Bauch, Oberschenkeln, Hals, Kopf und an der Rüsselscheibe zu sehen (1, 22). Verursacht werden diesen Hautveränderungen durch eine thrombotische Vaskulitis der Endarteriolen (19). Neben den Hautveränderungen treten auch typische Symptome einer Septikämie auf. Vor allem geschwollene Lymphknoten, vergrößerte Milz und ödematöse Lungen können beobachtet werden. In der Nierenrinde und im Herz können Petechien und Ekchymosen auftreten. Die Herzklappen zeigen blumenkohlartige Auflagerungen, die durch eine Mischung aus Fibrinauflagerungen, nekrotischem Gewebe, Entzündungszellen, Bakterien und Granulationsgewebe bedingt sind. Bei chronischer Arthritis findet man geschwollene Gelenke

und das typische serofibrinöse Exsudat. Zusätzlich kommt es zur Proliferation der synovialen Membran und Erosionen am Gelenkknorpel (1).

2.4.1 Diagnostik

Zum Nachweis von *E. rhusiopathiae* stehen eine Reihe an Testverfahren zur Verfügung. Eine genaue und frühzeitige Diagnose ist für eine wirksame Behandlung von Vorteil und dient dem Ausschluss anderer Septikämieerreger (1).

2.5 Direktnachweis

Als Probenmaterial für die direkten Nachweisverfahren eignet sich Gewebe mit morphologischen Veränderungen, wie etwa von Lymphknoten, Milz, Niere, Lunge, Herz oder Leber. Auch aus dem Blut kann ein direkter Nachweis durchgeführt werden (1). Bei Biopsien aus Hautläsionen muss möglichst die gesamte Dicke der Haut erfasst werden, da die Erreger nur in der Tiefe zu finden sind (19).

2.5.1 Kultivierung

Für die Kultivierung ist es wichtig, dass das Probenmaterial von nicht mit Antibiotika vorbehandelten Tieren stammt (1). Zur Primärisolierung des Erregers aus dem Blut können auf Grund der geringen Wachstumsansprüche einfache Blutagarplatten verwendet werden (3, 19, 24). *E. rhusiopathiae* bildet auf den Platten sehr kleine tautropfenähnliche Kolonien. Auch eine Reihe an Selektiv- und Anreicherungsmedien stehen zur Verfügung. Diese machen sich die unterschiedlichen Resistenzen gegenüber Antibiotika und verschiedene Chemikalien zu Nutze. Die Medien weisen alle gute Eigenschaften zum Nachweis des Bakteriums auf. Die Erysipelothrix Selektivbouillon (ESB) wird als sehr gutes Medium angesehen und enthält die antibiotischen Wirkstoffe Kanamycin, Neomycin und Vancomycin (12).

2.5.1.1 Polymerase chain reaction (PCR)

Für den schnellen molekulardiagnostischen Nachweis von *Erysipelothrix*-DNA stehen eine Reihe an PCR- Methoden zur Verfügung, welche eine speziesspezifische Unterscheidung ermöglichen (1, 25, 26).

2.5.1.2 Immunhistochemie

Der direkte Erregernachweis in chronisch infizierten oder vorbehandelten Tieren kann schwierig sein. In diesen Fällen eignen sich immunhistochemische Färbungen als

Diagnostikverfahren zum Nachweis von *E. rhusiopathiae* der Serotypen 1a, 1b, und 2 in fixierten Geweben (27).

2.5.2 Indirekte Nachweisverfahren

Der Nachweis von Antikörpern ist sehr wichtig, um Rückschlüsse auf eine stattgefundene Immunreaktion nach Erregerkontakt ziehen zu können. Dafür stehen verschiedene Testverfahren zur Verfügung. Als Probenmaterial kommt vor allem Blutserum zum Einsatz (1, 28, 29).

2.5.2.1 Enzyme-Linked Immunosorbent Assay (ELISA)

Das ELISA- Verfahren wird gegenüber den anderen verfügbaren serologischen Testmöglichkeiten (Agglutinationstests, Immunfluoreszenztests, Komplementbindungsreaktion, Western Blots) für den Nachweis spezifischer Ak bevorzugt. Die kommerziell erhältlichen ELISA-Verfahren haben zwar nur eine geringe Sensitivität (63,6 % bis 81,8 %), aus praktischem Aspekt heraus haben sie allerdings den Vorteil, dass in kurzer Zeit große Probenanzahlen bearbeitet werden können (29–31). Es handelt sich dabei meist um indirekte ELISAs. Beim indirekten ELISA werden die verdünnten Serumproben auf die mit *E. rhusiopathiae* spezifischen Antigenen beschichtete Mikrotiterplatte aufgetragen. Sind im Serum Ak vorhanden, binden sie an diese Antigene. Dann werden enzymgekoppelte Ak gegen die Serumantikörper, sogenannte Anti- Antikörper, zugegeben, die sich an die Serumantikörper binden. Nach Zugabe eines Substrates, das durch das Enzym in einen Farbstoff umgewandelt wird, kann durch das Auftreten einer Farbreaktion die Bindung nachgewiesen werden. Im Spektralphotometer wird die Intensität der Farbe gemessen und als optische Dichte angegeben. Je mehr Antikörper vorhanden sind, desto sichtbarer die Farbe. Für die Auswertung der Daten wird mit einer eigenen Formel der Cut- off- Wert errechnet, ab dem eine Probe als positiv gewertet wird (28).

2.6 Immunität

Zu den Abwehrmechanismen gegen *E. rhusiopathiae* zählen die humorale und die zellvermittelte Immunität (1). Die maternalen Ak können die Jungtiere vor einer Erkrankung schützen. Die Länge der Wirksamkeit und Höhe der Antikörpermenge wird vor allem durch den Immunitätsstatus der Sau und die Kolostrumaufnahme beeinflusst. Die Bildung von Ak und einer zellvermittelten Immunität kann durch die Impfung bei hohen maternalen Ak negativ

beeinflusst werden. In einer Studie fand man mittels ELISA- Verfahren (CIVTest[®] Suis SE/MR, HIPRA, Spanien) heraus, dass nach einer Impfung von sechs Wochen alten Ferkeln keine Serokonversion stattfand (2). Mittels ELISA, der auf dem rSpaA 415 Antigen basiert, konnte gezeigt werden, dass ein Nachweis von Immunglobulinen G zwischen 14 und 21 Tage nach Impfung bzw. Infektion möglich ist. Vor der Bildung von Immunglobulinen G werden bereits Immunglobuline M gebildet, deren Nachweis die Sensitivität besonders in frühen Infektionsgeschehen steigern kann (28, 31). Die Entwicklung einer wirksamen humoralen Immunantwort kann auch durch eine antibiotische Behandlung beeinflusst werden, welche zu einer Verzögerung oder gar Hemmung der Immunreaktion führen kann (31).

Welchen Einfluss die zellvermittelte Immunität am Schutz der Tiere einnimmt, ist noch nicht vollständig geklärt, da die dafür beteiligten bakteriellen Antigene nicht bekannt sind. Eine durch Immunglobulin G medierte Typ 1 Phagozytose wird angenommen, welche zur raschen Antigenelimination durch neutrophile Granulozyten, periphere mononukleäre Zellen und Makrophagen führt (14). Diese Stimulation der Phagozytose der mit Ak gegen Spa A markierten Bakterien konnte *in vitro* nachgewiesen werden. *In vivo* überstehen die Bakterien jedoch die Abtötung durch Phagozytose bei nicht immunisierten Schweinen regelmäßig (32).

2.7 Therapie

Die gängigste Behandlung gegen Schweinerotlauf ist die antibiotische Therapie. Die Gabe von Penicillin ist durch die sehr hohe Empfindlichkeit des Erregers die Methode der Wahl. Eine Besserung tritt bereits innerhalb von 24 bis 36 Stunden ein und der Behandlungserfolg liegt bei über 90 % (1, 19, 33). In der Praxis hat sich zudem die parenterale Applikation von Langzeitpenicillin über einen Zeitraum von 2 bis 3 Tagen bewährt (34). Viele Stämme weisen neben Penicillin auch gegenüber Cephalosporine, Erythromycin und Clindamycin eine hohe Empfindlichkeit auf (3, 19, 22, 35). Bisläng konnte keine Resistenzentwicklung gegen Penicillin nachgewiesen werden (22).

2.8 Prävention

Präventionsmaßnahmen sind bei der Verhinderung von neuen Rotlaufausbrüchen entscheidend, um die wirtschaftlichen Verluste zu minimieren. Die Entfernung und fachgerechte Desinfektion von kontaminierten Gegenständen sind wichtige Maßnahmen, um eine Verbreitung des Erregers zu verhindern. Zahlreiche Desinfektionsmittel weisen eine gute Wirksamkeit gegen

E. rhusiopathiae auf und können den Erreger effektiv abtöten (36). Dazu zählen unter anderem Aldovet® KOK (Lysoform Vetfarm GmbH, Deutschland) mit einer Einwirkzeit von 30 Minuten auf Kresolbasis, VENNO® VET 1 super (Menno-Chemie Vertrieb GmbH, Deutschland) mit Einwirkzeit von 30 Minuten auf Basis von Ameisensäure oder Sorgene® Xtra (BASF SE, Deutschland) mit Einwirkzeit von 30 Minuten auf Basis von Wasserstoffperoxid. Eine wichtige Maßnahme stellt auch die Impfung der Schweinebestände dar. Die meisten heute kommerziell erhältlichen Impfstoffe enthalten als Impfantigene Isolate der Serotypen 1a oder 2. Nach der Impfung wird eine schützende Immunität für vier bis sechs Monate angenommen. Eine Auffrischung erfolgt in Zuchtbeständen entweder in jedem Zyklus oder mindestens zweimal im Jahr (4, 10).

2.8.1 Impfstoffe

Auf dem europäischen Markt sind verschiedenste inaktivierte Impfstoffe gegen *E. rhusiopathiae* erhältlich. Bei fast allen handelt es sich um Kombinationsimpfstoffe, die neben *E. rhusiopathiae* auch das Porzine Parvovirus abdecken. Zum Zeitpunkt der Probennahme kamen in Österreich vorrangig drei Impfstoffe zur Anwendung. Aus diesem Grund werden nur diese Impfstoffe genauer beschrieben.

2.8.1.1 Eryseng® Parvo

Der Kombinationsimpfstoff Eryseng® Parvo von Laboratorios Hipra (Girona, Spanien) ist gegen *E. rhusiopathiae* und das Porcine Parvovirus 1 (PPV 1) gerichtet. Die enthaltenen Impfantigene sind der *E. rhusiopathiae* Stamm R32E11 und der PPV 1 Stamm NADL -2. Es gibt dazu jedoch keine Angaben über den Serotyp. Empfohlen wird die Anwendung frühestens bei Tieren im Alter von sechs Monaten. Als Grundimmunisierung sind zwei Impfungen im Abstand von drei bis vier Wochen vorgesehen. Die Auffrischung sollte anschließend alle sechs Monate erfolgen (37).

2.8.1.2 Parvoruvac®

Der Impfstoff Parvoruvac® Ceva Santé Animale (Libourne, Frankreich) ist gegen PPV 1 und *E. rhusiopathiae* gerichtet. Er enthält den PPV 1 Stamm K22 und den *E. rhusiopathiae* Stamm IM 950 des Serotyps 2. Eine Grundimmunisierung ist laut Hersteller bei Tieren ab sechs Monaten möglich und sieht zwei Applikationen im Abstand von drei bis vier Wochen vor. Die

zweite Applikation sollte dabei mindestens eine Woche vor der Besamung stattfinden. Eine Auffrischung wird alle sechs Monate empfohlen (38).

2.8.1.3 Porcilis® Ery + Parvo

Der gegen *E. rhusiopathiae* und PPV 1 gerichtete Impfstoff Porcilis® Ery + Parvo (MSD Tiergesundheit Intervet GmbH, Wien, Österreich) enthält den PPV 1 Stamm 014 und den *E. rhusiopathiae* Stamm M2 des Serotyps 2. Für eine ausreichende Grundimmunisierung gegen Rotlauf wird eine zweimalige Impfung im Alter von mindestens sechs Monaten empfohlen. Diese kann auch mit einem monovalenten Impfstoff des Herstellers vier Wochen vor oder nach dem Einsatz von Porcilis Ery®+ Parvo erfolgen. Die Auffrischungsimpfungen sollten jährlich durchgeführt und durch zusätzliche Impfungen mit einem monovalenten Rotlaufimpfstoff ergänzt werden (39).

3 Material und Methoden

3.1 Material

Im Rahmen einer Studie zur Untersuchung von gegen Parvovirus gerichteter Ak wurden im Jahr 2022 in zwölf Sauenbetrieben und neun korrespondierenden Mast- bzw. Jungsauenaufzuchtställen Serumproben entnommen. Im Endeffekt standen so 450 Serumproben von Aufzuchtstieren definierter Altersgruppen (Tabelle 1) sowie Sauen mit definierten Wurfzahlen und definiertem Impfstatus zur Verfügung (Tabelle 2). Der gesamte Tierversuch wurde von der Ethik- und Tierschutzkommission, der nationalen Behörde gemäß §§ 26ff. des österreichischen Tierversuchsgesetzes 2012 (TVG 2012) genehmigt (BMWF 68.205/0135-WF/V/3b/2015). Die Genehmigungskennzahl lautet GZ 2020-0.693.637.

Betrieb	Impfstoff	Probenanzahl pro Betrieb	Altersgruppe 1 Alter in Lebenstage (LT)	Altersgruppe 2 Alter in Lebenstage (LT)	Altersgruppe 3 Alter in Lebenstage (LT)
1	Impfstoff 1 Porcilis [®] Ery+Parvo	30	98 LT	140 LT	182 LT
2			98 LT	140 LT	182 LT
3			86 LT	124 LT	175 LT
5	Impfstoff 2 Parvoruvac [®]	30	84 LT	127 LT	182 LT
6			84 LT	140 LT	182 LT
7			98 LT	126 LT	154 LT
9	Impfstoff 3 Eryseng [®] Parvo	30	84 LT	126 LT	175 LT
10			84 LT	126 LT	168 LT
11		29	84 LT	129 LT	174 LT

Tabelle 1 : Übersicht über neun Aufzuchtställe der in die Studie eingeschlossenen Betriebe, verwendeter Rotlaufimpfstoff bei den Müttern, Anzahl beprobter Tiere pro Betrieb sowie deren Alter in Lebenstagen (LT)

Betrieb	Impfstoff	Probenanzahl pro Betrieb	Altersgruppe 1 Jungsauen	Altersgruppe 2 Sauen bis 4 Würfe mit Wurfzahl	Altersgruppe 3 Sauen ab 5 Würfe mit Wurfzahl
1	Impfstoff 1 Porcilis® Ery+Parvo	15	JS	2, 3, 4	5, 6, 7
2				1, 3	5, 6, 7
3				2, 3, 4	6, 7, 8
4				2, 3, 4	6, 7, 8, 10, 13
5	Impfstoff 2 Parvoruvac®	15	JS	1, 2, 3	7, 8
6				2, 3	6, 7, 9
7				2, 3, 4	5, 6, 11, 14
8				2, 4, 5	7, 8, 9, 10
9	Impfstoff 3 Eryseng® Parvo	15	JS	1, 2, 4	6, 8
10				1, 2, 3	5, 6, 7, 8
11				1, 2, 3, 4	6, 7
12				2, 4	5, 8, 12

Tabelle 2: Übersicht der zwölf in die Studie eingeschlossenen Sauenbetriebe mit verwendetem Impfstoff, Probenanzahl und Wurfzahl. JS: Jungsau

Für die Beprobung von Aufzuchtstieren standen nur neun Betriebe zur Verfügung (Tabelle 1), da die Betriebe 4, 8 und 12 aufgrund des Fehlens von Schweinen dieser Altergruppen nicht beprobt werden konnten. In jeweils drei der neun beprobten Betriebe kam seit mindestens fünf Jahren konstant derselbe Impfstoff bei den Sauen zum Einsatz. Es handelte sich dabei für die Betriebe 1 bis 3 um den Impfstoff Porcilis® Ery+Parvo. In den Betrieben 5 bis 7 wurde Parvoruvac® verwendet und die Betriebe 9 bis 11 impften mit Eryseng® Parvo. Auf jedem Betrieb wurden 30 Tiere beprobt, welche aus drei unterschiedlichen Altersstufen stammten: jeweils zehn mit drei Monaten, zehn mit viereinhalb Monaten und zehn mit sechs Monaten. Zusätzlich wurden auf jedem Betrieb auch von 15 geimpften Sauen Blutproben entnommen. Es wurden dabei je fünf Jungsauen nach Grundimmunisierung, fünf Sauen mit ein bis vier Würfen und fünf ältere Sauen mit mehr als fünf Würfen beprobt. Die genaue Wurfzahl war dabei von Betrieb zu Betrieb unterschiedlich.

3.2 Beprobung

Für die Probennahme wurden die Schweine mittels Oberkieferschlinge fixiert und dabei der Kopf und Hals nach oben gestreckt. Aus der rechten *Vena jugularis externa* konnte somit im mittleren bis caudalen Drittel der Jugularrinne 8 ml Blut abgenommen werden (40). Für die Probennahme in der Aufzucht wurden 1,2 × 50 mm Kanülen und bei den Sauen 2,1 × 80 mm Kanülen verwendet. Als Probenröhrchen kamen die Serumröhrchen S Monovette[®] (Sarstedt AG & Co. KG, Nümbrecht, Deutschland) zum Einsatz. Das Blut wurde abzentrifugiert und das überstehende Serum in 1,5ml Eppendorftubes abgefüllt. Bis zur weiteren Verarbeitung wurden die Proben bei -20 °C asserviert.

3.3 Probenvorbereitung

Die 450 eingefrorenen Proben mussten zunächst für 12 Stunden im Kühlschrank auftauen. Am folgenden Tag wurden die Proben mittels Vortex homogenisiert und für 30 Sekunden zentrifugiert. Mit Hilfe einer Kolbenhubpipette mussten die Proben im Anschluss in die geeigneten Glasröhrchen pipettiert werden.

3.4 ELISA System

Zum Nachweis spezifischer Ak gegen *E. rhusiopathiae* im Schweineserum wurde das indirekte ELISA- Verfahren (INgezim Mal Rojo[®], Ingenasa, Spanien) angewendet. Als Testbasis dienen monoklonale Ak, welche spezifisch für die Immunglobuline G des Schweines sind. Hinsichtlich des im Test verwendeten Antigens stehen keine detaillierten Informationen zur Verfügung.

3.4.1 Durchführung des Tests

Für die Durchführung des Tests kam der ELISA- Roboter DYNEX DS2[®] der Firma Dynex Technologies (Chantilly, USA) zum Einsatz. Das ELISA- Kit wurde vor Gebrauch auf Raumtemperatur aufgewärmt. Die Glasröhrchen mit den Proben wurden in den ELISA- Roboter gestellt und der ELISA wurden vollautomatisch nach Protokoll (INgezim Mal Rojo[®], Ingenasa, Spanien) durchgeführt:

Sobald alle Reagenzien und Proben vorbereitet waren, konnte der Roboter jeweils 100 µl der Positiv- und Negativkontrolle und anschließend 100 µl der 1/200 verdünnten Proben in je zwei Wells der Mikrotiterplatte auftragen. Die Platte wurden abgedeckt und für eine Stunde bei 37 °C inkubiert. Für den Waschgang wurden 300 µl der Waschlösung in jedes Well gegeben

und anschließend wieder entfernt. Nach den drei Waschgängen wurden 100 µl des Konjugats in jedes Well pipettiert und die Platte bei 37 °C für 45 Minuten inkubiert. Es folgten weitere drei Waschschrte. In jedes Well wurden dann je 100 µl des Substrats beigefügt und die Platte für 15 Minuten bei Raumtemperatur inkubiert. Die Reaktion wurde durch Zugabe von 100 µl der Stopplösung gestoppt. Durch das Spektralphotometer des ELISA- Roboters wurden innerhalb von fünf Minuten automatisch die optische Dichte (OD) jeder Probe bei 405 nm gemessen. Alle Proben, deren OD-Werte den positiven Cut- Off- Wert überstritten, wurden entsprechend der Herstellerangabe als positiv gewertet. Für die Berechnung des positiven Cut- Off- Werts wird zum OD- Wert der Negativkontrolle 0,2 addiert. Die 450 Proben wurden in fünf Durchgängen untersucht, wobei für jeden Durchgang der Cut- Off-Wert berechnet wurde.

3.5 Statistische Auswertung

Die Ergebnisse der ELISAs wurden in eine Excel Tabelle (Microsoft Corporation) übertragen, deskriptiv beschrieben und anschließend für die Auswertung auch grafisch dargestellt.

4 Ergebnisse

Bis auf eine Probe, deren Menge für die serologische Untersuchung nicht ausreichend war, konnten alle Proben in den Versuch eingeschlossen werden. Es wurden fünf ELISA Platten pipettiert, allerdings konnten die Werte des vierten Durchgangs für die Auswertung nicht verwendet werden, da diese Platte die Qualitätskontrolle der Positivkontrolle nicht bestanden hatte. Es handelt sich dabei um die Probennummern 8 bis 99 der Sauen. Die Ergebnisse wurden der Vollständigkeit halber in die grafische Darstellung mit einbezogen, aber grau hinterlegt. Eine Wiederholung des Durchgangs war nicht möglich, da keine zusätzliche Mikrotiterplatte für den Versuch zur Verfügung stand.

4.1 Ergebnisse Aufzuchtbetriebe

Die Nachweishäufigkeit von messbaren Ak aus Serum war bei den Aufzuchtieren jeder Altersstufe generell sehr gering. In den neun Aufzuchtbetrieben konnte in den Betrieben 2, 5, 6 und 9 je ein Ak positives Tier aufgezeigt werden. Weiters wiesen in den Betrieben 2, 3, 5, 6, 7, 9 und 11 jeweils Proben fragliche Ergebnisse auf. In den Betrieben 1 und 10 waren alle Tiere Ak negativ (Abbildung 1).

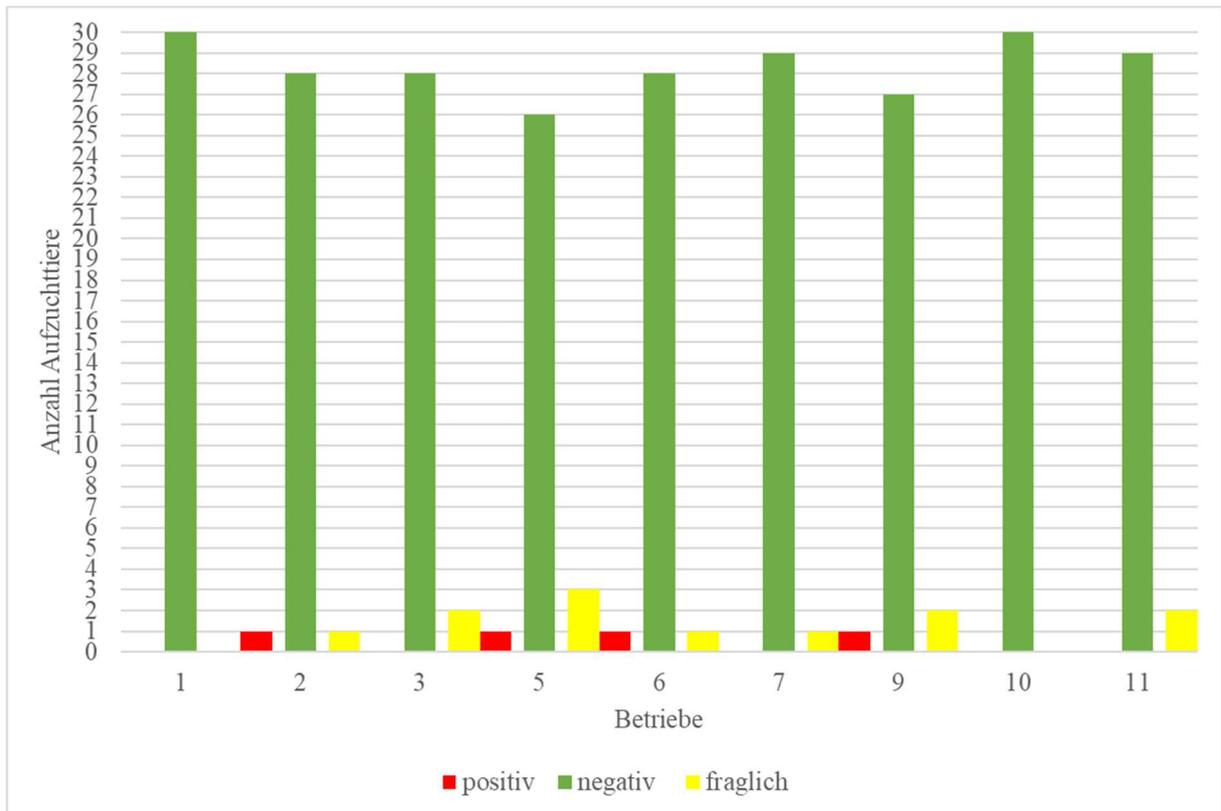


Abbildung 1: ELISA Ergebnisse der Aufzuchttiere (n = 30) je Betrieb (n = 9); n= Anzahl

4.1.1 Ergebnisse für den jeweiligen Impfstoff

Die OD- Werte und die daraus resultierenden Ergebnisse wurden für die Tiere der Betriebe in Abhängigkeit vom eingesetzten Impfstoff separat dargestellt (Abbildung 2, Abbildung 3, Abbildung 4). Der Impfstoff wurde bei den Muttertieren der beprobten Aufzuchttiere verabreicht, es gibt keine Informationen darüber, ob es sich bei den Probanden um Geschwistertiere handelt. Es konnten keine Unterschiede zwischen den Gruppen gesehen werden.

4.1.1.1 Ergebnisse für Porcilis®

In Betrieb 1 konnte mittels ELISA kein Ak positives Tier nachgewiesen werden. In Betrieb 2 war in der Altersgruppe mit 98 LT ein positives und in der Altersgruppe mit 182 LT ein fragliches Ergebnis. In Betrieb 3 gab es jeweils ein fragliches Ergebnis in den Altersgruppen mit 86 und 124 LT.

Impfstoff Porcilis®

Betrieb 1			Betrieb 2			Betrieb 3		
Alter	OD-Wert	Ergebnis	Alter	OD-Wert	Ergebnis	Alter	OD-Wert	Ergebnis
98. LT	0,129	negativ	98. LT	0,109	negativ	86. LT	0,154	negativ
	0,181	negativ		0,116	negativ		0,259	fraglich
	0,136	negativ		0,148	negativ		0,132	negativ
	0,211	negativ		0,169	negativ		0,121	negativ
	0,194	negativ		0,162	negativ		0,118	negativ
	0,159	negativ		0,158	negativ		0,158	negativ
	0,171	negativ		0,159	negativ		0,181	negativ
	0,119	negativ		0,188	negativ		0,198	negativ
	0,129	negativ		0,145	negativ		0,124	negativ
	0,168	negativ		0,446	positiv		0,124	negativ
140. LT	0,121	negativ	140. LT	0,086	negativ	124. LT	0,115	negativ
	0,19	negativ		0,126	negativ		0,115	negativ
	0,136	negativ		0,115	negativ		0,126	negativ
	0,118	negativ		0,126	negativ		0,142	negativ
	0,122	negativ		0,118	negativ		0,102	negativ
	0,102	negativ		0,124	negativ		0,23	fraglich
	0,112	negativ		0,114	negativ		0,114	negativ
	0,126	negativ		0,103	negativ		0,1	negativ
	0,117	negativ		0,177	negativ		0,137	negativ
	0,151	negativ		0,126	negativ		0,111	negativ
182. LT	0,128	negativ	182. LT	0,136	negativ	175. LT	0,111	negativ
	0,132	negativ		0,194	negativ		0,149	negativ
	0,14	negativ		0,161	negativ		0,093	negativ
	0,111	negativ		0,12	negativ		0,127	negativ
	0,121	negativ		0,152	negativ		0,151	negativ
	0,1	negativ		0,258	fraglich		0,125	negativ
	0,116	negativ		0,109	negativ		0,11	negativ
	0,113	negativ		0,117	negativ		0,107	negativ
	0,128	negativ		0,134	negativ		0,132	negativ
	0,131	negativ		0,127	negativ		0,117	negativ

Abbildung 2: ELISA Ergebnisse der Betriebe 1 bis 3 mit Porcilis® als verwendetem Impfstoff bei je drei verschiedenen Altersgruppen (ca 14 Wochen, ca 20 Wochen, ca 26 Wochen) OD: optische Dichte; LT: Lebensstag, grün markiert: negatives Ergebnis, rot markiert: positives Ergebnis, gelb markiert: fraglich)

4.1.1.2 Ergebnisse für Parvoruvac®

In Betrieb 5 hatten in der Altersgruppe rund um den 84. LT zwei Tiere ein fragliches Ergebnis. In der Altersgruppe mit 127 LT war auch eine Probe fraglich und eine positiv. In Betrieb 6 waren in der Altersgruppe mit 182 LT je ein Tier mit einem positivem und einem fraglichen Ergebnis. Der Betrieb 7 hatte nur in der Altersgruppe mit 154 LT eine Probe mit fraglichem Ergebnis.

Impfstoff Parvoruvac®

Betrieb 5			Betrieb 6			Betrieb 7		
Alter	OD-Wert	Ergebnis	Alter	OD-Wert	Ergebnis	Alter	OD-Wert	Ergebnis
84. LT	0,155	negativ	84. LT	0,129	negativ	98. LT	0,112	negativ
	0,203	negativ		0,133	negativ		0,108	negativ
	0,162	negativ		0,174	negativ		0,121	negativ
	0,127	negativ		0,138	negativ		0,139	negativ
	0,144	negativ		0,122	negativ		0,14	negativ
	0,183	negativ		0,128	negativ		0,108	negativ
	0,277	fraglich		0,108	negativ		0,148	negativ
	0,263	fraglich		0,151	negativ		0,143	negativ
	0,212	negativ		0,11	negativ		0,133	negativ
	0,171	negativ		0,12	negativ		0,154	negativ
127. LT	0,172	negativ	140. LT	0,115	negativ	126. LT	0,139	negativ
	0,171	negativ		0,099	negativ		0,116	negativ
	0,181	negativ		0,143	negativ		0,117	negativ
	0,257	fraglich		0,091	negativ		0,13	negativ
	0,214	negativ		0,159	negativ		0,117	negativ
	2,049	positiv		0,148	negativ		0,136	negativ
	0,129	negativ		0,181	negativ		0,18	negativ
	0,182	negativ		0,142	negativ		0,144	negativ
	0,168	negativ		0,191	negativ		0,106	negativ
0,147	negativ	0,177	negativ	0,103	negativ			
182. LT	0,114	negativ	182. LT	0,117	negativ	154. LT	0,159	negativ
	0,138	negativ		0,106	negativ		0,189	negativ
	0,099	negativ		0,313	fraglich		0,141	negativ
	0,156	negativ		0,128	negativ		0,176	negativ
	0,125	negativ		0,127	negativ		0,183	negativ
	0,128	negativ		0,109	negativ		0,208	negativ
	0,137	negativ		0,401	positiv		0,183	negativ
	0,129	negativ		0,173	negativ		0,15	negativ
	0,131	negativ		0,148	negativ		0,252	fraglich
	0,179	negativ		0,123	negativ		0,159	negativ

Abbildung 3: ELISA Ergebnisse der Betriebe 5 bis 7 mit Parvoruvac® als verwendetem Impfstoff bei drei verschiedenen Altersgruppen (ca 14 Wochen, ca 20 Wochen, ca 26 Wochen)
 OD: optische Dichte; LT: Lebenstag, grün markiert: negatives Ergebnis, rot markiert: positives Ergebnis, gelb markiert: fraglich)

4.1.1.3 Ergebnisse für Eryseng® Parvo

In Betrieb 9 waren in der Altersgruppe mit 84 LT zwei Tiere mit einem fraglichen und einem positiven Ergebnis, sowie in der Altersgruppe mit 126 LT eines fraglich. Alle Proben des Betriebs 10 waren negativ. In der Altersgruppe mit 84 LT des Betriebs 11 hatte eine Probe zu wenig Material für die Untersuchung. Zusätzlich war in dieser Gruppe eine Probe fraglich. Auch in der Altersgruppe mit 174 LT wurde ein Ergebnis als fraglich eingestuft.

Impfstoff Eryseng® Parvo

Betrieb 9			Betrieb 10			Betrieb 11		
Alter	OD-Wert	Ergebnis	Alter	OD-Wert	Ergebnis	Alter	OD-Wert	Ergebnis
84. LT	0,151	negativ	84. LT	0,124	negativ	84. LT	0,106	negativ
	0,139	negativ		0,126	negativ		0,104	negativ
	0,159	negativ		0,112	negativ		0,16	negativ
	0,2	negativ		0,128	negativ		fehlt	
	0,152	negativ		0,134	negativ		0,155	negativ
	0,19	negativ		0,118	negativ		0,134	negativ
	0,188	negativ		0,11	negativ		0,145	negativ
	0,198	negativ		0,12	negativ		0,156	negativ
	0,415	positiv		0,181	negativ		0,147	negativ
	0,227	fraglich		0,128	negativ		0,291	fraglich
126. LT	0,176	negativ	126. LT	0,098	negativ	129. LT	0,135	negativ
	0,249	fraglich		0,104	negativ		0,114	negativ
	0,133	negativ		0,133	negativ		0,147	negativ
	0,114	negativ		0,126	negativ		0,153	negativ
	0,143	negativ		0,103	negativ		0,115	negativ
	0,141	negativ		0,114	negativ		0,116	negativ
	0,211	negativ		0,137	negativ		0,104	negativ
	0,109	negativ		0,113	negativ		0,098	negativ
	0,177	negativ		0,141	negativ		0,109	negativ
	0,122	negativ		0,137	negativ		0,145	negativ
175. LT	0,176	negativ	168. LT	0,128	negativ	174. LT	0,218	fraglich
	0,172	negativ		0,103	negativ		0,198	negativ
	0,167	negativ		0,107	negativ		0,106	negativ
	0,176	negativ		0,139	negativ		0,131	negativ
	0,129	negativ		0,138	negativ		0,109	negativ
	0,147	negativ		0,138	negativ		0,131	negativ
	0,146	negativ		0,127	negativ		0,12	negativ
	0,117	negativ		0,111	negativ		0,118	negativ
	0,144	negativ		0,116	negativ		0,124	negativ
	0,174	negativ		0,158	negativ		0,201	negativ

Abbildung 4: ELISA Ergebnisse der Betriebe 9 bis 11 mit Eryseng® Parvo als verwendetem Impfstoff bei drei verschiedenen Altersgruppen (ca 14 Wochen, ca 20 Wochen, ca 26 Wochen)
 OD: optische Dichte; LT: Lebensstag, grün markiert: negatives Ergebnis, rot markiert: positives Ergebnis, gelb markiert: fraglich)

4.2 Ergebnisse Sauenbetriebe

Im Betrieb 10 war jedes getestete Tier Ak positiv. Auch im Betrieb 1 waren bis auf ein fragliches Ergebnis alle Tiere positiv. Im Betrieb 12 konnte kein positives Ergebnis nachgewiesen werden. Die Betriebe 2, 3, 4, 6, 7, 8, 11 wiesen positive, negative und fragliche Ergebnisse auf, während in Betrieb 5 und 9 keine fraglichen Ergebnisse vorliegen (Abbildung 5).

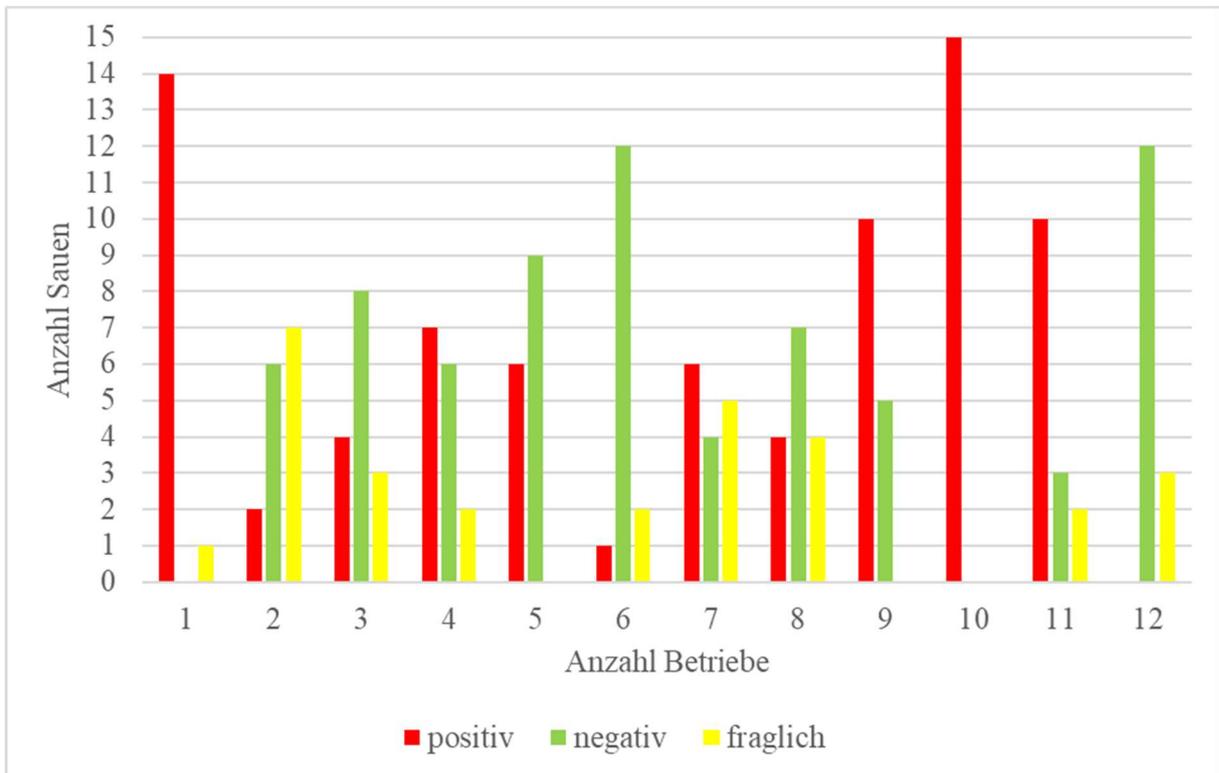


Abbildung 5: ELISA Ergebnisse der Sauen (n = 15) je Betrieb (n = 12); n= Anzahl

4.2.1 Ergebnisse für den jeweiligen Impfstoff

Die OD- Werte und die daraus resultierenden Ergebnisse des ELISAs der drei an den Sauen angewendeten Impfstoffe in den Betrieben werden im folgenden Abschnitt separat dargestellt (Abbildung 6, Abbildung 7, Abbildung 8).

4.2.1.1 Ergebnisse für Porcilis®

Im Betrieb 1 konnten bis auf ein Tier, dessen Ergebnis fraglich war, alle Sauen als Ak positiv nachgewiesen werden. Die Ergebnisse der Betriebe 2, 3 und 4 sind grau hinterlegt, da diese Ergebnisse aus dem vierten Durchgang stammten, welcher die Qualitätskontrolle nicht bestanden hat.

Impfstoff Porcilis®

Betrieb 1			Betrieb 2		
Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis	Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis
JS	0,424	positiv	JS	0,186	fraglich
JS	1,383	positiv	JS	0,182	fraglich
JS	1,426	positiv	JS	0,219	fraglich
JS	0,738	positiv	JS	0,243	fraglich
JS	0,395	positiv	JS	0,231	fraglich
2	0,535	positiv	1	0,176	negativ
4	1,23	positiv	1	0,116	negativ
3	0,285	fraglich	1	0,114	negativ
4	1,18	positiv	1	0,164	negativ
2	0,434	positiv	3	0,137	negativ
7	2,309	positiv	5	0,345	positiv
5	1,074	positiv	7	0,289	positiv
7	1,844	positiv	5	0,192	fraglich
5	1,717	positiv	6	0,234	fraglich
6	2,691	positiv	5	0,171	negativ

Betrieb 3			Betrieb 4		
Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis	Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis
JS	0,074	negativ	JS	0,108	negativ
JS	0,086	negativ	JS	0,328	positiv
JS	0,139	negativ	JS	0,355	positiv
JS	0,086	negativ	JS	0,255	fraglich
JS	0,069	negativ	JS	0,316	positiv
3	0,095	negativ	2	0,148	negativ
3	0,187	fraglich	4	0,176	negativ
2	0,101	negativ	3	0,146	negativ
4	0,41	positiv	2	0,097	negativ
4	0,14	negativ	2	0,122	negativ
6	0,301	positiv	8	0,369	positiv
7	0,265	fraglich	6	0,344	positiv
6	0,214	fraglich	13	0,682	positiv
8	0,409	positiv	10	0,226	fraglich
7	0,363	positiv	7	0,304	positiv

Abbildung 6: Ergebnisse der mit Porcilis® Ery+Parvo geimpften Betriebe 1 bis 4
 OD: optische Dichte; JS: Jungsau; in grau: Proben der Platte mit negativer Qualitätsprüfung.
 Grün: negative Proben, gelb: fragliche Proben, rot: positive Proben-

4.2.1.2 Ergebnisse für Parvoruvac®

In Betrieb 5 waren die auswertbaren ELISA Ergebnisse alle positiv. Die Proben des Betriebs 6 waren im vierten Durchgang enthalten und sind deshalb grau hinterlegt. In Betrieb 7 waren die Jungsaugen bis auf ein negatives Ergebnis alle fraglich. Bei den älteren Sauen war eine Sau mit 11 Würfen fraglich und drei Sauen mit zwei und fünf Würfen negativ. Im Betrieb 8 gab es bei den Jungsaugen drei positive und je ein negatives und fragliches Ergebnis. Bei den älteren Sauen war ein positives und ein fragliches Ergebnis. Die restlichen Proben waren auch im vierten Testlauf enthalten.

Impfstoff Parvoruvac®

Betrieb 5			Betrieb 6		
Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis	Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis
JS	0,108	negativ	JS	0,142	negativ
JS	0,104	negativ	JS	0,079	negativ
JS	0,111	negativ	JS	0,089	negativ
JS	0,113	negativ	JS	0,078	negativ
JS	0,105	negativ	JS	0,073	negativ
3	0,097	negativ	2	0,082	negativ
2	0,096	negativ	2	0,249	fraglich
2	0,127	negativ	2	0,168	negativ
3	0,169	negativ	3	0,1	negativ
1	0,356	positiv	2	0,102	negativ
7	1,066	positiv	6	0,103	negativ
8	0,549	positiv	9	0,254	fraglich
8	0,636	positiv	6	0,155	negativ
7	2,042	positiv	7	0,318	positiv
8	1,539	positiv	7	0,082	negativ

Betrieb 7			Betrieb 8		
Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis	Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis
JS	0,262	fraglich	JS	0,287	fraglich
JS	0,203	negativ	JS	0,482	positiv
JS	0,222	fraglich	JS	0,395	positiv
JS	0,23	fraglich	JS	0,43	positiv
JS	0,252	fraglich	JS	0,146	negativ
2	0,155	negativ	2	0,889	positiv
4	0,447	positiv	4	0,294	fraglich
3	0,379	positiv	4	0,124	negativ
2	0,874	positiv	5	0,229	fraglich
2	0,581	positiv	5	0,154	negativ
5	0,163	negativ	7	0,125	negativ
14	0,688	positiv	8	0,218	fraglich
5	0,214	negativ	9	0,178	negativ
6	0,525	positiv	10	0,15	negativ
11	0,256	fraglich	10	0,102	negativ

Abbildung 7 Ergebnisse der mit Parvoruvac® geimpften Betriebe 5 bis 8
 OD: optische Dichte; JS: Jungsau; in grau: Proben der Platte mit negativer Qualitätsprüfung.
 Grün: negative Proben, gelb: fragliche Proben, rot: positive Proben-

4.2.1.3 Ergebnisse für Eryseng® Parvo

In Betrieb 9 waren alle Jungsaugen im ELISA negativ, während die älteren Sauen positiv waren. Die Sauen des Betriebs 10 hatten alle ein positives Ergebnis. Bei den Jungsaugen im Betrieb 11 waren zwei fragliche und drei negative Ergebnisse, während die Proben der älteren Sauen alle positiv waren. Die Tiere in Betrieb 12 hatten drei fragliche und ansonsten negative Ergebnisse, jedoch waren diese Proben auch im vierten Durchgang enthalten.

Impfstoff Eryseng®

Betrieb 9			Betrieb 10		
Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis	Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis
JS	0,113	negativ	JS	1,954	positiv
JS	0,159	negativ	JS	2,12	positiv
JS	0,125	negativ	JS	2,074	positiv
JS	0,114	negativ	JS	2,024	positiv
JS	0,162	negativ	JS	1,639	positiv
4	1,362	positiv	2	2,009	positiv
1	0,443	positiv	2	1,582	positiv
4	1,109	positiv	3	1,97	positiv
2	0,459	positiv	2	1,67	positiv
2	1,674	positiv	1	0,897	positiv
6	1,436	positiv	6	1,141	positiv
6	1,39	positiv	5	1,604	positiv
6	1,366	positiv	7	1,51	positiv
8	1,527	positiv	8	1,639	positiv
6	1,629	positiv	8	1,799	positiv

Betrieb 11			Betrieb 12		
Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis	Alter/ Wurf	OD-Wert	Ergebnis
JS	0,2	negativ	JS	0,181	fraglich
JS	0,196	negativ	JS	0,157	negativ
JS	0,239	fraglich	JS	0,201	fraglich
JS	0,162	negativ	JS	0,135	negativ
JS	0,285	fraglich	JS	0,147	negativ
1	0,61	positiv	4	0,127	negativ
1	0,889	positiv	2	0,116	negativ
2	1,821	positiv	2	0,133	negativ
3	1,539	positiv	2	0,087	negativ
4	1,623	positiv	2	0,106	negativ
6	1,013	positiv	12	0,198	fraglich
7	0,346	positiv	8	0,179	negativ
7	1,168	positiv	8	0,171	negativ
6	1,298	positiv	5	0,156	negativ
6	1,085	positiv	5	0,178	negativ

Abbildung 8 Ergebnisse der mit Eryseng® Parvo geimpften Betriebe 9 bis 12 OD: optische Dichte; JS: Jungsau; in grau: Proben der Platte mit negativer Qualitätsprüfung. Grün: negative Proben, gelb: fragliche Proben, rot: positive Proben-

5 Diskussion

Mit dieser Arbeit sollten Unterschiede in der Nachweisbarkeit von *E. rhusiopathiae* spezifischen Ak bei Aufzuchtieren unterschiedlicher Altersgruppen sowie Sauen mit verschiedenen Paritäten in Abhängigkeit vom Impfstoffeinsatz und Betrieb nachgewiesen und verglichen werden.

Prinzipiell ist mit dem verwendeten ELISA- System keine Unterscheidung zwischen Impf- oder Feldantikörper möglich. Ein vorangegangener Kontakt mit einem Antigen kann mit einem positiven Ergebnis im ELISA zwar nachgewiesen werden, jedoch kann man anhand der OD-Werte nicht die Art des Kontaktes definieren. Die genaue Aussagekraft der Ergebnisse ist auch speziell durch das verwendete ELISA- System limitiert, da das im Testsystem angewendete Antigen nicht genau definiert wird. Diese Tatsachen sind Basis für jene Interpretationsschwierigkeiten serologischer Rotlaufbefunde, die in der Praxis auftreten. Genau diese Unsicherheit bei der Interpretation sowie eine Status quo Erhebung von Rotlaufantikörpern war ausschlaggebend für die Durchführung dieser Studie.

Die Hauptlimitierung neben der technischen Einschränkung ist das Studiendesign für die Fragestellung, wie lange maternale Ak detektierbar sind. In der Literatur wird von einer Nachweisbarkeit maternalen Ak von bis zu zwölf Wochen ausgegangen (2). Daher werden auch häufig für die Zucht vorgesehenen Zuchtläufer ab einem Alter von zwölf Wochen das erste Mal vakziniert. Die in dieser Studie beprobten Aufzuchtieren waren alle bereits etwas über zwölf Wochen alt und somit sollten keine maternalen Ak mehr detektierbar sein, was sich auch in den Ergebnissen widerspiegelt. Das Studiendesign war erstens bereits vorgegeben, da in dieser Studie die Serumproben einer anderen Studie analysiert wurden, in der es um die Persistenz maternalen Ak gegen das Porzine Parvovirus ging, die laut Literatur bis zu 18 Lebenswochen besteht. Damit konnte die Hypothese, dass maternale Ak länger als zwölf Wochen nachweisbar sind, widerlegt werden. Durch die Beprobung jüngerer Tiere vor dem Erreichen der zwölften Lebenswoche könnte das Vorhandensein von maternalen Ak und zusätzlich auch die Nachweislänge der Ak ermittelt werden, wenn man diese Tiere über eine bestimmte Zeit verfolgt. Dies wäre auch hilfreich, da es kaum Informationen bezüglich der Dauer der Persistenz maternalen Ak und Unterschiede in der Nachweislänge abhängig vom verabreichten Impfstoff bei den Muttertieren gibt. Man kann jedoch die vorliegenden Ergebnisse nicht

komplett mit anderen Studien vergleichen, da die verwendeten ELISA- Systeme unterschiedlich sind. In der Studie von Pomorska-Mól et al. (2012) wurde der kommerzielle ELISA-Kit CIVTest Suis SE/MR[®] des Herstellers Laboratorios Hipra (Girona, Spanien) verwendet, während im Versuch jenes von INgezim Mal Rojo[®] (Ingenasa, Spanien) zum Einsatz kam. Zusätzlich muss man bedenken, dass möglicherweise nicht alle Sauen Rotlaufantikörper über das Kolostrum an die Ferkel weitergegeben haben. Dies erscheint insofern realistisch, da ein Großteil der Muttertiere derselben Betriebe dieser Studie serologisch negativ ist und somit die Sauen keine Ak gebildet haben, wenn man den Ergebnissen trauen kann. Weiters war der Antikörperstatus der beprobten Jungsauen vor der Grundimmunisierung nicht bekannt, was den Rückschluss auf die Art der Ak schwierig gestaltet und somit auch eine Limitierung dieser Studie darstellt. Für eine bessere Aussagekraft wäre somit die Durchführung einer longitudinalen Studie mit serieller Probennahme sinnvoll. Es wurden auch in den Betrieben keine Proben für den Direktnachweis entnommen, wodurch es auch keine Informationen über die tatsächliche Präsenz und Prävalenz der Rotlaufferreger in den jeweiligen Betrieben gibt.

Giménez-Lirola et al (2012) konnten zudem zeigen, dass die Sensitivität des in dieser Studie verwendeten ELISA- Systems mit 63,6 % im Vergleich zu anderen ELISAs, wie etwa auf dem rSpaA 415 Antigen basierenden ELISA, deutlich geringer ist. Dies liegt auch an der vom Hersteller angegebenen Verdünnung. Es muss auch berücksichtigt werden, dass mit dem verwendeten Test eine Antikörperreaktion frühestens nach 21 Tagen festgestellt werden kann (29). In der vorliegenden Untersuchung wurde dennoch das kommerziell erhältliche ELISA-System eingesetzt, da keine anderen, gleichwertigen Alternativen verfügbar waren. Um verlässlichere Ergebnisse zu erzielen, wäre die Durchführung mit einem sensitiveren ELISA-System und genau definiertem enthaltenem Antigen, wie etwa dem auf rSpaA 415 basierenden Antigen, zu empfehlen. Dadurch können auch mögliche Kreuzreaktionen ausgeschlossen werden.

Die Ergebnisse der Aufzuchttiere zeigen, dass bis auf einzelne fragliche und positive Ergebnisse der Großteil der beprobten Tiere Ak negativ waren. Der bei den Muttertieren verwendete Impfstoff scheint somit keinen Einfluss auf die Nachweisbarkeitslänge der maternalen Ak zu haben. In allen Studienbetrieben konnten keine klinischen Symptome einer

Rotlaufinfektion beschrieben werden. Es ist somit davon auszugehen, dass entweder keine Rotlaufferreger im Bestand zirkulieren oder ein Immunschutz unabhängig vom gemessenen Antikörpergehalt vorlag.

Für eine geringe Erregerzirkulation in den Betrieben spricht die teils sehr hoch einzustufende Biosecurity. Werden bereits die Muttertiere gegen Rotlauf geimpft und geben diese ausreichend maternale Ak an die Aufzuchttiere übers Kolostrum weiter, sind diese Tiere zu Beginn des Lebens gut geschützt. Wenn auch die Stallungen gründlich gereinigt und mit einem wirksamen Desinfektionsmittel desinfiziert werden, so findet primär kein Erregerkontakt statt. Wird in den Betrieben auch auf die strikte Einhaltung des Rein- Raus- Verfahrens geachtet und dadurch der Kontakt zwischen verschiedenen Altersgruppen unterbunden, besteht theoretisch keine Möglichkeit einer Infektion. Bei guter Handhabung der Schädlingsbekämpfung, insbesondere der Schadnager, und hygienischer Lagerung der verwendeten Futtermittel, wird auch ein Eintrag über diesen Weg weitgehend verhindert. Eine Studie über die Prävalenz der von Rotlaufferregern in österreichischen Schweinebetrieben wäre eine sinnvolle Konsequenz aus dieser Studie. Diese Daten sind derzeit unbekannt und auch die Prävalenzerhebung diverser Serotypen wäre interessant.

Von den untersuchten Sauen konnten die Ergebnisse des vierten ELISA-Durchgangs nicht für die Auswertung verwendet werden, da dieser Durchgang nicht die Qualitätskontrolle bestanden hat und nicht sicher ist, ob die Ergebnisse stimmen. Für die Durchführung des Tests wurden alle Platten strikt nach Herstellerangaben vorbereitet. Ein Fehler in der Vorbereitung und beim Pipettieren kann ausgeschlossen werden. Die Mikrotiterplatten sind im ELISA- Kit jeweils einzeln abgepackt und somit besteht die Möglichkeit, dass die Platte des vierten Durchgangs fehlerhaft war. Für einen korrekten Vergleich der Ergebnisse der einzelnen Impfstoffe untereinander müssten die Proben des vierten Durchgangs nochmals getestet werden. Zusätzlich dazu ist zu erwähnen, dass jede Probe nur einmal analysiert wurde. Genauere Analyseergebnisse würden sich mit paarweise durchgeführten Proben erzielen lassen. Eine Wiederholung des vierten Durchgangs sowie der paarweise Ansatz der Proben waren nicht realisierbar, da lediglich fünf ELISA-Platten für die Durchführung des Experiments zur Verfügung standen.

Wie in den Auswertungen ersichtlich ist, traten auch einige fragliche Ergebnisse auf, welche die Interpretation erschweren. Diese Proben müssten für eine höhere Aussagekraft mit einem sensitiveren Testsystem analysiert werden. Die fraglichen Ergebnisse können unter Umständen auch dadurch zustande kommen, dass Tiere zu Beginn der Serokonversion getestet wurden. Somit könnten diese Tiere auch Ak positiv sein, wenn man diese Tiere zu einem späteren Zeitpunkt nochmals beproben würde.

Bei den mit Eryseng[®] Parvo impfenden Sauenbetrieben fällt auf, dass im Betrieb 10 bereits die Jungsauen positive Ergebnisse mit sehr hohen OD-Werten aufweisen, während die Jungsauen im Betriebe 9 alle negativ und im Betrieb 11 negativ und fraglich waren. Die sehr hohen OD-Werte könnten möglicherweise auf einen stattgefundenen Erregerkontakt zurückzuführen sein. In Betrieb 10 müsste daher das Impfmanagement genauer analysiert werden, da es unter Umständen sein kann, dass die Abstände zwischen den Impfungen nicht korrekt eingehalten wurden. Dies kann dazu führen, dass die betroffenen Tiere nicht ausreichend geschützt sind und somit auch eine Feldinfektion stattfinden kann. Die negativen Ergebnisse der Jungsauen in den Betrieben 9 und 11 könnten dagegen bedeuten, dass die Probennahme zu nahe am Zeitpunkt der Zweitimmunisierung stattgefunden hat und somit die Serokonversion noch nicht stattgefunden hat.

Ähnlich verhält es sich auch in den mit Parvoruvac[®] impfenden Sauenbetrieben. Während im Betrieb 7 die Ergebnisse der Jungsauen großteils fraglich waren, lagen im Betrieb 8 von fünf beprobten Jungsauen drei positive Ergebnisse vor. Im Betrieb 7 ist zudem ersichtlich, dass bei zwei Tieren mit bereits fünf Würfen dennoch serologisch negative Ergebnisse vorlagen. Es besteht daher hier eventuell die Möglichkeit, dass die betroffenen Tiere trotz Impfung keine messbaren Ak bildeten. Es konnten somit keine Unterschiede abhängig vom Einsatz von Impfstoffen gezeigt werden. Im Vordergrund stehen sicher betriebsabhängige Unterschiede, da innerhalb einer Impfkategorie die Ergebnisse sehr stark voneinander abwichen.

Mit dieser Studie konnte gezeigt werden, dass es mit der Verwendung von konventionellen ELISA- Systemen in der Routinediagnostik zu erheblichen Interpretationsschwierigkeiten kommen kann und dadurch die Aussagekraft der erhobenen Rotlaufbefunde mit Vorsicht zu bewerten ist. Wird in der Praxis dennoch auf die Verwendung von ELISA gesetzt, sollten jene Systeme angewendet werden, welche auch eine nachgewiesenen hohe Sensitivität mit bekanntem

Antigen aufweisen. Über den Einfluss der Impfung auf die ELISA Ergebnisse konnte keine Schlussfolgerung getroffen werden. Die Hypothese, dass maternale Ak länger als zwölf Wochen nachweisbar sind, konnte mit dieser Studie widerlegt werden. Des Weiteren wurde ersichtlich, dass es nur wenige Informationen zur Ausprägung und Nachweisbarkeit von maternalen Ak gibt. Dies deutet auf einen weiteren Forschungsbedarf in diesem Bereich hin. Für eine präzise Rotlaufdiagnostik in der Praxis ist es daher empfehlenswert, den direkten Erregernachweis stets dem indirekten Nachweis vorzuziehen.

6 Literatur

1. Opriessnig T, Coutinho TA. Erysipelas. In: Zimmerman JJ, Hrsg. Diseases of swine. eleventh edition. Hoboken, NJ: Wiley-Blackwell; 2019. S. 835–43.
2. Pomorska-Mól M, Markowska-Daniel I, Pejsak Z. Effect of age and maternally-derived antibody status on humoral and cellular immune responses to vaccination of pigs against *Erysipelothrix rhusiopathiae*. Vet J 2012; 194(1):128–30. doi: 10.1016/j.tvjl.2012.03.009.
3. Brooke CJ, Riley TV. *Erysipelothrix rhusiopathiae*: bacteriology, epidemiology and clinical manifestations of an occupational pathogen. J Med Microbiol 1999; 48(9):789–99. doi: 10.1099/00222615-48-9-789.
4. Opriessnig T, Forde T, Shimoji Y. Erysipelothrix Spp.: Past, Present, and Future Directions in Vaccine Research. Front Vet Sci 2020; 7:174. doi: 10.3389/fvets.2020.00174.
5. Wood RL. Swine erysipelas--a review of prevalence and research. J Am Vet Med Assoc 1984; 184(8):944–9.
6. Shimoji Y, Shiraiwa K, Tominaga H, Nishikawa S, Eguchi M, Hikono H et al. Development of a Multiplex PCR-Based Assay for Rapid Serotyping of *Erysipelothrix* Species. J Clin Microbiol 2020; 58(6). doi: 10.1128/jcm.00315-20.
7. Gerber PF, MacLeod A, Opriessnig T. *Erysipelothrix rhusiopathiae* serotype 15 associated with recurring pig erysipelas outbreaks. Vet Rec 2018; 182(22):635. doi: 10.1136/vr.104421.
8. McNeil M, Gerber PF, Thomson J, Williamson S, Opriessnig T. Serotypes and Spa types of *Erysipelothrix rhusiopathiae* isolates from British pigs (1987 to 2015). Vet J 2017; 225:13–5. doi: 10.1016/j.tvjl.2017.04.012.
9. Kitajima T, Oishi E, Amimoto K, Ui S, Nakamura H, Okada N et al. Protective effect of NaOH-extracted *Erysipelothrix rhusiopathiae* vaccine in pigs. J Vet Med Sci 1998; 60(1):9–14. doi: 10.1292/jvms.60.9.
10. Haesebrouck F, Pasmans F, Chiers K, Maes D, Ducatelle R, Decostere A. Efficacy of vaccines against bacterial diseases in swine: what can we expect? Vet Microbiol 2004; 100(3-4):255–68. doi: 10.1016/j.vetmic.2004.03.002.

11. Eamens GJ, Forbes WA, Djordjevic SP. Characterisation of *Erysipelothrix rhusiopathiae* isolates from pigs associated with vaccine breakdowns. *Vet Microbiol* 2006; 115(4):329–38. doi: 10.1016/j.vetmic.2006.02.015.
12. Wang Q, Chang BJ, Riley TV. *Erysipelothrix rhusiopathiae*. *Vet Microbiol* 2010; 140(3-4):405–17. doi: 10.1016/j.vetmic.2009.08.012.
13. Krasemann C, Müller HE. Die Virulenz von *Erysipelothrix rhusiopathiae*-Stämmen und ihre Neuraminidase-Produktion. *Zentralbl Bakteriolog Orig A* 1975; 231(1-3):206–13.
14. Shimoji Y. Pathogenicity of *Erysipelothrix rhusiopathiae*: virulence factors and protective immunity. *Microbes Infect* 2000; 2(8):965–72. doi: 10.1016/S1286-4579(00)00397-X.
15. To H, Nagai S. Genetic and antigenic diversity of the surface protective antigen proteins of *Erysipelothrix rhusiopathiae*. *Clin Vaccine Immunol* 2007; 14(7):813–20. doi: 10.1128/CVI.00099-07.
16. Ingebritson AL, Roth JA, Hauer PJ. *Erysipelothrix rhusiopathiae*: association of Spa-type with serotype and role in protective immunity. *Vaccine* 2010; 28(13):2490–6. doi: 10.1016/j.vaccine.2010.01.041.
17. Shen HG, Bender JS, Opriessnig T. Identification of surface protective antigen (spa) types in *Erysipelothrix* reference strains and diagnostic samples by spa multiplex real-time and conventional PCR assays. *J Appl Microbiol* 2010; 109(4):1227–33. doi: 10.1111/j.1365-2672.2010.04746.x.
18. Klauder Joseph V. Erysipeloid as an occupational Disease: Chairman's address. *JAMA* 1938; 111(15):1345–8. doi: 10.1001/jama.1938.02790410001001.
19. Reboli AC, Farrar WE. *Erysipelothrix rhusiopathiae*: an occupational pathogen. *Clin Microbiol Rev* 1989; 2(4):354–9. doi: 10.1128/cmr.2.4.354.
20. Stephenson EH, Berman DT. Isolation of *Erysipelothrix rhusiopathiae* from tonsils of apparently normal swine by two methods. *Am J Vet Res* 1978; 39(1):187–8.
21. Harada T, Ogawa Y, Eguchi M, Shi F, Sato M, Uchida K et al. *Erysipelothrix rhusiopathiae* exploits cytokeratin 18-positive epithelial cells of porcine tonsillar crypts as an invasion

- gateway. *Vet Immunol Immunopathol* 2013; 153(3-4):260–6. doi: 10.1016/j.vetimm.2013.03.013.
22. Grieco MH, Sheldon C. *Erysipelothrix rhusiopathiae*. *Ann N Y Acad Sci* 1970; 174(2):523–32. doi: 10.1111/j.1749-6632.1970.tb45578.x.
 23. Hoffmann CW, Bilkei G. Case study: chronic erysipelas of the sow--a subclinical manifestation of reproductive problems. *Reprod Domest Anim* 2002; 37(2):119–20. doi: 10.1046/j.1439-0531.2002.00339.x.
 24. Bender JS, Kinyon JM, Kariyawasam S, Halbur PG, Opriessnig T. Comparison of conventional direct and enrichment culture methods for *Erysipelothrix spp.* from experimentally and naturally infected swine. *J Vet Diagn Invest* 2009; 21(6):863–8. doi: 10.1177/104063870902100617.
 25. Makino S, Okada Y, Maruyama T, Ishikawa K, Takahashi T, Nakamura M et al. Direct and rapid detection of *Erysipelothrix rhusiopathiae* DNA in animals by PCR. *J Clin Microbiol* 1994; 32(6):1526–31. doi: 10.1128/jcm.32.6.1526-1531.1994.
 26. Shimoji Y, Mori Y, Hyakutake K, Sekizaki T, Yokomizo Y. Use of an enrichment broth cultivation-PCR combination assay for rapid diagnosis of swine erysipelas. *J Clin Microbiol* 1998; 36(1):86–9. doi: 10.1128/jcm.36.1.86-89.1998.
 27. Opriessnig T, Bender JS, Halbur PG. Development and validation of an immunohistochemical method for rapid diagnosis of swine erysipelas in formalin-fixed, paraffin-embedded tissue samples. *J Vet Diagn Invest* 2010; 22(1):86–90. doi: 10.1177/104063871002200116.
 28. Giménez-Lirola LG, Xiao CT, Halbur PG, Opriessnig T. Development of a novel fluorescent microbead-based immunoassay and comparison with three enzyme-linked immunoassays for detection of anti-*Erysipelothrix spp.* IgG antibodies in pigs with known and unknown exposure. *J Microbiol Methods* 2012; 91(1):73–9. doi: 10.1016/j.mimet.2012.07.014.
 29. Imada Y, Mori Y, Daizoh M, Kudoh K, Sakano T. Enzyme-linked immunosorbent assay employing a recombinant antigen for detection of protective antibody against swine

- erysipelas. J Clin Microbiol 2003; 41(11):5015–21. doi: 10.1128/jcm.41.11.5015-5021.2003.
30. Kirchhoff H, Dubenkropp H, Kerlen G, Steffens HW, Hermanns W, Trautwein G et al. Application of the indirect enzyme immunoassay for the detection of antibodies against *Erysipelothrix rhusiopathiae*. Vet Microbiol 1985; 10(6):549–59. doi: 10.1016/0378-1135(85)90064-1.
 31. Giménez-Lirola LG, Xiao CT, Halbur PG, Opriessnig T. Development and evaluation of an enzyme-linked immunosorbent assay based on a recombinant SpaA protein (rSpaA415) for detection of anti-*Erysipelothrix spp.* IgG antibodies in pigs. J Microbiol Methods 2012; 91(1):191–7. doi: 10.1016/j.mimet.2012.06.011.
 32. Imada Y, Goji N, Ishikawa H, Kishima M, Sekizaki T. Truncated surface protective antigen (SpaA) of *Erysipelothrix rhusiopathiae* serotype 1a elicits protection against challenge with serotypes 1a and 2b in pigs. Infect Immun 1999; 67(9):4376–82. doi: 10.1128/iai.67.9.4376-4382.1999.
 33. Chuma T, Kawamoto T, Shahada F, Fujimoto H, Okamoto K. Antimicrobial susceptibility of *Erysipelothrix rhusiopathiae* isolated from pigs in Southern Japan with a modified agar dilution method. J Vet Med Sci 2010; 72(5):643–5. doi: 10.1292/jvms.09-0448.
 34. Reiner G. Krankes Schwein - kranker Bestand: 12 Tabellen ; 91 Übersichten. Ulmer: Stuttgart; 2015.
 35. Gorby GL, Peacock JE. *Erysipelothrix rhusiopathiae* endocarditis: microbiologic, epidemiologic, and clinical features of an occupational disease. Rev Infect Dis 1988; 10(2):317–25. doi: 10.1093/clinids/10.2.317.
 36. Fidalgo SG, Longbottom CJ, Rjley TV. Susceptibility of *Erysipelothrix rhusiopathiae* to antimicrobial agents and home disinfectants. Pathology 2002; 34(5):462–5. doi: 10.1080/0031302021000009405.
 37. 709191-04 [Stand: 11.03.2024]. Verfügbar unter: https://static-web.hipra.com/migrate_files/product_files/ERYSENG%20PARVO-EU-DE-AT-709191-04.1%282%29_0.pdf.

38. Ceva Germany. Parvoruvac® / Produkte für Nutztiere / Produkte / Ceva Germany; 2024 [Stand: 11.03.2024]. Verfügbar unter: <https://www.ceva.de/Produkte/Produkte-fuer-Nutztiere/Parvoruvac-R>.
39. MSD Tiergesundheit Österreich. Porcilis® Ery + Parvo - MSD Tiergesundheit Österreich; 2021 [Stand: 11.03.2024]. Verfügbar unter: <https://www.msd-tiergesundheits.at/produkte/porcilis-ery-parvo/>.
40. Baumgartner W, Wittek T. Klinische Propädeutik der Haus- und Heimtiere. 9., aktualisierte und erweiterte Auflage. Stuttgart: Enke; Enke Verlag; 2018.