

Diagnostisches Vorgehen im Schweinebestand

Inhaltsverzeichnis

I.	Allgemeiner Teil.....	2
1.	Vorbericht	2
2.	Klinische Untersuchung	2
3.	Probennahme	3
4.	Diagnostik.....	5
II.	Spezieller Teil.....	7
1.	Erkrankungen der Atemwege.....	7
a.	Ätiologie	7
b.	Probennahme und Diagnostik	7
2.	Erkrankungen des Magen-Darm-Traktes	11
a.	Vorbericht.....	12
b.	Klinische Untersuchung.....	12
c.	Erregernachweis	12
d.	Pathologisch-anatomische und pathologisch-histologische Untersuchung	13
e.	Untersuchung auf Risikofaktoren für die Erkrankung des Verdauungstraktes in der Tierumgebung.....	13
f.	Analyse der Futter- und Wasserversorgung bzgl. Qualität und Quantität.....	13
III.	Literatur zum Diagnostischen Vorgehen	17

I. Allgemeiner Teil

1. Vorbericht

Die Erhebung eines ausführlichen Vorberichts steht am Anfang eines jeden Untersuchungsganges. Eine detaillierte Anamnese sollte Kenntnisse zum **Betriebsmanagement** beinhalten. Dazu zählen z. B. Betriebsform, Betriebsgröße, Produktionsrhythmus, Stallbelegungsverfahren, Reinigung und Desinfektion, Fütterung und Wasserversorgung. Ebenso sollten die **Zukaufmodalitäten** bekannt sein, da sie mögliche Infektionswege beinhalten können. Der **Krankheitsverlauf** im Bestand, **bisherige Untersuchungen** sowie deren Ergebnisse und **vorangegangene Behandlungen** müssen erfasst werden. Darüber hinaus sind die **Leistungsdaten** des Bestands zu betrachten, da sie wertvolle Hinweise auf den Krankheitsverlauf geben können.

2. Klinische Untersuchung

Im Anschluss an den Vorbericht sieht das diagnostische Vorgehen bei Infektionskrankheiten des Schweins eine eingehende klinische Untersuchung vor. Da es sich bei Erkrankungen im Schweinebestand in der Regel nicht um Einzeltierkrankungen, sondern um ein Bestandsproblem handelt, besteht die Herausforderung darin, anhand der adspektorischen Untersuchung der gesamten Tiergruppe eine für das Krankheitsbild repräsentative Stichprobe zu bilden und anhand der Schweine dieser Stichprobe eine detaillierte Einzeltieruntersuchung durchzuführen. Das klinische Erscheinungsbild einer Erkrankung wird in der Regel von der Empfänglichkeit des Wirts, der Virulenz des Erregers, einer bestehenden Sekundärbesiedlung und der Haltungsumwelt beeinflusst. Bei der klinischen Allgemeinuntersuchung erfolgt zunächst eine **Adspektion** der Tiere in ihrer natürlichen Umgebung ohne Beeinflussung von außen. Dabei werden das **Liegeverhalten**, die **Haltung**, das **Verhalten**, der **Ernährungszustand** und der **Habitus** der Tiere beurteilt. Im Rahmen dieser ersten Bestandsaufnahme sollten klinisch auffällige Tiere bereits umgehend markiert werden, damit sie für eine spätere gezielte Untersuchung und Probenentnahme leicht identifizierbar sind. Für eine weiterführende klinische Untersuchung ist es sinnvoll, die einzelnen Tiere von der Gruppe zu separieren. Der **spezielle Untersuchungsgang** beim Schwein beinhaltet eine Beurteilung der **Haut**, des **Haarkleides** und der **Körperöffnungen**. Im Anschluss an die Adspektion erfolgt die **Auskultation** von Herz und Lunge. Um eine Beeinflussung der Vitalfunktionen zu vermeiden, erfolgt die **Palpation** erst am Ende des Untersuchungsganges. Da die Umgebungsbedingungen der Tiere einen erheblichen Einfluss auf die Tiergesundheit haben, sind sie bei jeder Bestandsuntersuchung zu berücksichtigen und zu bewerten.

3. Probennahme

Für die spätere strategische Vorgehensweise auf Bestandsebene bedarf es einer ätiologischen Diagnose des Bestandsproblems. Um diese zu erhalten, sollte die klinische Verdachtsdiagnose labordiagnostisch und pathologisch-anatomisch bestätigt werden. Im Anschluss an die klinische Untersuchung gilt es daher, ein **geeignetes Probenmaterial** unter Berücksichtigung einer **repräsentativen Stichprobengröße** auszuwählen.

Bei der Auswahl des Probenmaterials sowie der geeigneten Stichprobengröße sind folgende Aspekte zu berücksichtigen:

- Einzeltierbefunde können von dem Bestandsproblem abweichen, das Krankheitsbild kann eine hohe Variation an klinischen Befunden aufweisen und verschiedene Erkrankungen können gleichzeitig in einer Tiergruppe vorhanden sein. Bei der Probenauswahl ist ferner zu berücksichtigen, dass chronisch kranke Tiere, sog. Kümmerer, in der Regel diverse Sekundärerreger beherbergen. Dadurch ist die ursprüngliche Erkrankung in den meisten Fällen bei diesen Tieren nicht mehr nachweisbar. Für eine zielführende Diagnostik in Form eines direkten Erregernachweises bedarf es daher der **Untersuchung von akut und typisch erkrankten Tieren**. Die gezielte Auswahl von akut erkrankten Tieren, die typische klinische Symptome zeigen, erhöht die Chance auf einen relevanten Erregernachweis und reduziert die benötigte Stichprobengröße. Zudem sollten die für die Diagnostik ausgewählten Tiere **nicht antibiotisch vorbehandelt** sein. Die Auswahl geeigneter Tiere für die Probenentnahme sowie die pathologisch-anatomische bzw. pathologisch-histologische Untersuchung sollte daher grundsätzlich vom Tierarzt getroffen werden.
- In Hinblick auf den **Zeitpunkt der Probenentnahme** sollte berücksichtigt werden, dass der vermutete Erreger in unterschiedlichen Erkrankungsstadien (akut, chronisch etc.) in verschiedenen Kompartimenten des erkrankten Tieres nachweisbar sein kann. Als Beispiel kann hier die Schweineinfluenza dienen, deren Erreger im akuten Stadium in der Regel gut in der Nasenhöhle nachzuweisen ist. Der Versuch des Nachweises aus der Nase ist bei längerem Bestehen der Infektion jedoch nicht mehr erfolgsversprechend. Sollen Antikörper nachgewiesen werden (indirekter Erregernachweis), muss die Zeitspanne beachtet werden, die zur Ausbildung von Antikörpern notwendig ist. Diese beträgt in der Regel je nach Erreger zwei bis drei Wochen. Hier erfolgt also die Probenentnahme ca. drei Wochen nach Beginn der Erkrankung.
- Die **Größe einer repräsentativen Stichprobe** richtet sich in der Regel nach der zu erwartenden **Prävalenz** des Erregers in der betroffenen Tiergruppe, nach der **Bestandsgröße** und nach der **Sensitivität und Spezifität der Nachweismethode**. Der erforderliche Stichprobenumfang variiert je nach Fragestellung der Untersuchung.

Hat die Untersuchung den Nachweis einer Infektion in einer Tiergruppe zum Ziel, ist eine deutlich niedrigere Stichprobengröße notwendig als bei der Bestimmung der Prävalenz eines Erregers innerhalb einer Tiergruppe (z. B. im Rahmen von Monitoringprogrammen). Des Weiteren werden viele Erreger nicht kontinuierlich, sondern intermittierend ausgeschieden, was für eine eher größere Stichprobenzahl bzw. Sammelproben (Poolproben) spricht, um den gesuchten Erreger auch wirklich nachzuweisen. In Tabelle 1 ist die Stichprobengröße in Abhängigkeit von der Herdengröße, der geschätzten Prävalenz und einer 95%igen Sicherheit der Aussage dargestellt (Cannon, Roe, 1982).

Tabelle 1: Stichprobengröße in Abhängigkeit von der Herdengröße, der geschätzten Prävalenz und einer 95%igen Sicherheit der Aussage (Cannon, Roe, 1982).

Gruppengröße (n)	Anzahl infizierter Tiere in der Gruppe					
	5%		10%		20%	
	Konfidenz-Level					
	90%	95%	90%	95%	90%	95%
	Anzahl erforderlicher Proben (n)					
100	36	45	20	25	10	13
200	41	51	21	27	11	13
300	42	54	22	28	11	14
750	44	57	22	28	11	14
3000	45	58	22	29	11	14

- Das Zusammenfassen von mehreren Proben zu einer Probe (sog. „**Poolen**“) geht häufig mit einem Verlust der Diagnosesicherheit einher und sollte nur nach Absprache mit dem Labor erfolgen.
- Die **Qualität der Probenentnahme** hat einen entscheidenden Einfluss auf das spätere Untersuchungsergebnis. Bei der Probenentnahme sollte darauf geachtet werden, dass keine Verunreinigung durch Umgebungskeime oder Keime des Probennehmers stattfindet. Das Tragen von Handschuhen bei der Probenentnahme ist zur Vermeidung von Verunreinigungen sowie zum Schutz vor Erregern mit zoonotischem Potential unabdingbar. Zur Vermeidung von Kontaminationen sind zudem sterile Probengefäße zu verwenden. Die Verwendung von Transportmedien ist insbesondere für den kulturellen Nachweis empfindlicher Erreger (z. B. *Haemophilus parasuis*), Anaerobier sowie bei kleinen Probenvolumina zur Verhinderung der Austrocknung der Probe anzuraten. Erfolgt hingegen eine Untersuchung der Proben mittels Polymerase Chain Reaction (PCR) sollten Proben ohne Transportmedium verwendet werden.
- Der **Versand** von Probenmaterial muss schnell und gekühlt erfolgen, um Überwucherungen durch Sekundärerreger zu vermeiden. Bei empfindlichen Erregern sollte der Probenversand so terminiert werden, dass eine unverzügliche Bearbeitung der Proben im Labor möglich ist. Proben, bei denen bereits autolytische Veränderungen

stattgefunden haben, sind für die bakteriologische Diagnostik in der Regel ungeeignet. Ein aussagekräftiges **Begleitschreiben** sollte immer einen vollständigen Vorbericht und einen möglichst konkreten Untersuchungswunsch beinhalten, da für manche Erreger spezielle Anreicherungsverfahren, Nährmedien oder Anzuchtverfahren anzuwenden sind. Nahezu jedes Labor hat bereits vorgedruckte Untersuchungsanträge, die nur noch entsprechend auszufüllen sind.

Ein **Probenbegleitschreiben** sollte folgende Angaben enthalten:

- Name und Adresse des Tierarztes sowie des Tierhalters
- Name und Adresse des Rechnungsempfängers
- Angaben zum Tier bzw. Tierbestand (Tierart, Rasse, Geschlecht, Alter, Gewicht)
- Angaben zum Vorbericht (Zeitpunkt des Auftretens, klinische Symptome, Verlauf der Erkrankung, Morbidität, Mortalität, Letalität)
- Art und Anzahl der Proben
- Kennzeichnung der Proben
- Datum der Probenentnahme
- ggf. Vorbehandlungen (z. B. antibiotische Behandlungen, Impfungen)
- exakter Untersuchungsauftrag (spezifische Angaben zum Test)

4. Diagnostik

Zur Diagnostik von Infektionskrankheiten steht eine Vielzahl von Untersuchungsverfahren zur Verfügung. Grundlegend unterscheidet man zwischen einem direkten und einem indirekten Erregernachweis:

Für den **direkten Erregernachweis** stehen kulturelle Untersuchungsmethoden, molekularbiologische Verfahren (PCR), Elektronenmikroskopie, Immunhistochemie sowie In-situ-Hybridisierung zur Verfügung. Die Auswahl der Proben richtet sich nach dem Vorkommen des Erregers im Tier und der Erregerkonzentration. Im Rahmen einer bakteriologischen Untersuchung ist die Anfertigung eines Resistenztests möglich. Um ein aussagekräftiges Ergebnis zu erhalten, dürfen die Tiere jedoch keinesfalls antibiotisch vorbehandelt sein.

Beim Nachweis von spezifischen Antikörpern, also dem **indirekten Erregernachweis** muss beachtet werden, dass die Antikörper meist erst 2-4 Wochen nach Infektion nachweisbar sein können. Der indirekte Erregernachweis ist mithilfe verschiedener Untersuchungsmethoden (z. B. Enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA), Virusneutralisationstest, Hämagglutinationshemmungstest) möglich. Anhand der Antikörperkonzentrationen respektive der Titerhöhen kann jedoch nicht zwischen einer akuten Infektion und einer länger zurückliegen-

den Infektion unterschieden werden. Da Antikörper über einen längeren Zeitraum nach Infektion vorhanden sein können, lässt eine einmalige serologische Untersuchung daher keinen Rückschluss auf die ursächliche Beteiligung des Agens an der Erkrankung zu. Eine zweimalige Beprobung derselben Tiere im Abstand von 3-4 Wochen (sog. Serumpaare) hingegen ermöglicht eine Eingrenzung des Infektionszeitpunktes. Weiterhin ist zu beachten, dass mittels kommerziell erhältlichen Testsystemen keine Unterscheidung zwischen maternalen Antikörpern, Antikörpern, die als Reaktion auf eine Infektion gebildet werden, und Antikörpern, die infolge einer Vakzination induziert werden, möglich ist. Der Nachweis von Serumantikörpern ist bei Erregern, die vor allem eine lokale Immunität induzieren, nicht zielführend. Darüber hinaus ist der serologische Nachweis von Erregern, die ubiquitär vorkommen und deren krankmachendes Potential stark variieren kann, nicht zu empfehlen. Die verschiedenen Verfahren zum direkten und indirekten Erregernachweis sind in Tabelle 2 gelistet.

Tabelle 2: Verfahren zum direkten und indirekten Erregernachweis.

BALF = bronchoalveoläre Lavageflüssigkeit, BU = bakterielle Untersuchung, ELISA = Enzyme-linked immunosorbent assay, ICH = Immunhistochemie, ISH = In-situ-Hybridisierung, PCR = Polymerase Chain Reaction.

Ambulant gewinnbares Probenmaterial	Serum	Gewebe	BALF	(Nasen) Tupfer	Kommentar
Vermehrungsfähiger Organismus	-	-	BU	BU	Erstellen eines Resistenztests möglich
Spezifische Genomfragmente	-	-	PCR	PCR	Zur besseren Interpretation Quantifizierung möglich (ermöglicht dann auch bessere Aussage zur Ätiologie), sonst nur Ja-/Nein-Aussage möglich
Spezifische Antikörper	ELISA	-	-	-	In der Regel nur in Betrieben ohne Impfung gegen ein entsprechendes Pathogen zur Bestandsdiagnostik geeignet
Weiterführende Untersuchungen		Gewebe		Tupfer	
Makroskopische Beurteilung von Organveränderungen		Sektion Schlachthof			Beschreibt makroskopisch sichtbare Veränderung, nicht immer die Ätiologie
Mikroskopische Beurteilung von Geweben		Histologie			Beschreibt Art der Veränderung, bessere Interpretation der Ätiologie, Bestätigung der makroskopischen Untersuchung
Spezifische Genomfragmente in betroffenem Gewebe		ISH / PCR		PCR	Nachweis von spez. Genomfragmenten am Ort des Geschehens, semiquantitative Aussage möglich, genauere Aussage zur Ätiologie möglich
Erregernachweis in betroffenem Gewebe		IHC			Nachweis des Erregers am Ort des Geschehens, semiquantitative Aussage möglich, genauere Aussage zur Ätiologie möglich

Vermehrungsfähiger Organismus in betroffenem Gewebe		BU		BU	Nachweis vermehrungsfähiger Organismen am Ort des Geschehens, ermöglicht genauere Aussage zur Ätiologie
---	--	----	--	----	---

II. Spezieller Teil

Zu den häufigsten Indikationen für den Einsatz von Antibiotika in der Schweinemedizin zählen Darm- und Atemwegserkrankungen.

1. Erkrankungen der Atemwege

a. Ätiologie

Bei Atemwegserkrankungen des Schweines handelt es sich häufig um ein multifaktorielles Geschehen. Regelmäßig liegen **Mehrfachinfektionen mit obligat und/oder fakultativ pathogenen Erregern** vor. Als **obligat pathogen** gelten beim Schwein folgende **Erreger**: *Mycoplasma hyopneumoniae*, *Actinobacillus pleuropneumoniae* (APP), Schweineinfluenzavirus (SIV) und das porcine reproduktive und respiratorische syndrom virus (PRRSV). Bei Erregern wie *Haemophilus parasuis* (HPS) und dem porcinen Circovirus Typ 2 (PCV2) kann das typische Krankheitsbild nicht in allen Fällen nach experimentellen Infektionen reproduziert werden. Die Ausprägung des klinischen Krankheitsbildes kann hierbei von anderen infektiösen Erregern oder nicht-infektiösen Faktoren beeinflusst werden, so dass diese Erreger als fakultativ pathogen gelten. **Fakultativ pathogene Erreger** wie *Mycoplasma hyorhinis*, *Pasteurella multocida* oder *Bordetella bronchiseptica* verstärken das Krankheitsbild und sind häufig bei Atemwegserkrankungen nachweisbar. Als **Sekundärerreger** hingegen gelten Staphylokokken, Streptokokken und *Trueperella pyogenes*.

Neben infektiösen Ursachen sind **Managementfaktoren** wesentlich an der Entstehung von Atemwegserkrankungen beteiligt. Aufgrund der Komplexität von Atemwegserkrankungen ist es wichtig, den Faktor zu identifizieren, der den größten Einfluss auf die Entstehung einer klinisch in Erscheinung tretenden Erkrankung hat. Bei der Anamnese sollten insbesondere auch die Managementfaktoren berücksichtigt werden, die die Entstehung von Atemwegserkrankungen begünstigen (z. B. **Lüftung, Besatzdichte, Belegungsverfahren, Zukaufsmodalitäten**).

b. Probennahme und Diagnostik

Zur Diagnostik von Atemwegserkrankungen am lebenden Tier eignen sich je nach Erreger verschiedene Probenmaterialien wie **Tupferproben, Lungenspülproben und/oder Serumproben**:

- **Nasentupfer** eignen sich vor allem zur Diagnostik einer akuten Influenzainfektion sowie zum Nachweis von toxinbildenden Pasteurellen. Der **kulturelle Nachweis**

von anderen Bakterien aus Nasentupfern ist mit Vorsicht zu bewerten, da zahlreiche unspezifische oder fakultativ pathogene Erregern die Nasenschleimhaut besiedeln können.

- Die **bronchoalveoläre Lavage**, die in der Regel am anästhesierten Tier durchgeführt wird, erlaubt die Untersuchung auf verschiedene obligat pathogene Atemwegserreger mittels **kulturellen oder molekularbiologischen Untersuchungsverfahren**. Der Nachweis von fakultativ pathogenen Erregern ist hingegen mit Vorsicht zu bewerten, da sie auch bei gesunden Tieren in der bronchoalveolären Lavageflüssigkeit (BALF) nachzuweisen sind. Bei der Interpretation der Befunde ist weiterhin zu beachten, dass je nach Durchführung der bronchoalveolären Lavage unterschiedliche Areale der Lunge gespült werden. Aufgrund des segmentierten Charakters der Lunge ist die gewonnene Probe daher nur für das beprobte Lungenareal repräsentativ.
- **Serumproben** werden häufig für einen Antigennachweis mittels **PCR** oder Antikörpernachweis mittels **ELISA** verwendet. Bei der Interpretation des Antikörpernachweises ist zu beachten, dass bei Erregern wie beispielsweise PCV2, PRRSV oder *Mycoplasma hyopneumoniae*, mit den kommerziellen Testsystemen keine Unterscheidung zwischen maternalen Antikörpern, Infektionsantikörpern und Impfantikörpern möglich ist. Die Serologie kann jedoch für die Eingrenzung des Infektionszeitpunktes von Nutzen sein und die Etablierung von spezifischen Maßnahmen im Bestand (z. B. Bestimmung des Impfzeitpunktes) ermöglichen.

Eine weitere Eingrenzung der Verdachtsdiagnose ist anhand einer **pathologisch-anatomischen und pathologisch-histologischen Untersuchung** möglich. Allerdings muss hierbei berücksichtigt werden, dass die makroskopischen Lungenveränderungen in der Regel keinen Rückschluss auf den auslösenden Erreger erlauben. Die histologische Beurteilung der Veränderungen ermöglicht in Einzelfällen einen Hinweis auf die beteiligten Pathogene. Jedoch muss auch hier beachtet werden, dass häufig Mehrfachinfektionen vorliegen, die zu überlappenden und vielfältigen Läsionen führen. Aus dem veränderten Lungengewebe entnommene Proben sollten daher weiterführend mikrobiologisch oder molekularbiologisch untersucht werden, um den zugrundeliegenden Erreger zu identifizieren. Für den kulturellen Nachweis empfindlicher Erreger sowie zur Vermeidung der Überwucherung mit z. B. coliformen Keimen empfiehlt es sich, die Tiere erst kurz vor der Sektion zu euthanasieren. Die im Rahmen der histologischen Untersuchung erhobenen Befunde sind hilfreich für die Beurteilung der Bedeutung der nachgewiesenen Erreger.

Um das Ausmaß der Lungenveränderungen im Bestand quantitativ zu erfassen, kann eine **visuelle Beurteilung von Schlachtlungen** anhand einer repräsentativen Stichprobe vorge-

nommen werden. Die Beurteilung von Schlachtlungen bietet dem Tierarzt die Möglichkeit, die Lungen einer großen Anzahl von Tieren zu begutachten. Für die Quantifizierung der Lungenveränderungen stehen verschiedene Scoring-Systeme zur Verfügung. Die Auswahl des Bewertungssystems ist von den jeweiligen Umweltbedingungen und den Zielen der Untersuchung abhängig. Da Lungenveränderungen innerhalb von vier bis sechs Wochen ausheilen können, ermöglicht die Beurteilung von Schlachtlungen in der Regel keine Aussage über länger zurückliegende Erkrankungen. Neben der Abklärung der Ursachen im Krankheitsfall sollte ein regelmäßiges Monitoring der Erreger von Atemwegserkrankungen durchgeführt werden, um Risiken für eine Erkrankung möglichst vor deren Ausbruch zu identifizieren. In den Tabellen 3 bis 5 wird auf die Nachweismethoden der beim Schwein relevanten Atemwegserreger eingegangen.

Tabelle 3: Nachweis der beim Schwein relevanten Atemwegserreger durch Polymerase-Chain-Reaction.

PCR-Untersuchungen		
	Probenmaterial	Kommentar
Influenza	Nasentupfer, BALF, Lungengewebe	Akut fieberhaft erkrankte Tiere beproben, da direkter Erregernachweis i.d.R. nur innerhalb einer Woche nach Infektion möglich; subtypspezifische PCR für Differenzierung verfügbar, jedoch geringere Sensitivität als antigentypspezifische PCR
PRRSV	Serum, BALF, Speichelproben, Lungengewebe, Lymphknoten	Schnell, Quantifizierung möglich, Dauer der Virämie ist vom Alter der Tiere abhängig (je älter desto kürzer)
PCV-2	Serum, BALF, Lungengewebe, Lymphknoten	Schnell, quantitative PCR als Methode der Wahl
<i>M. hyopneumoniae</i>	Lungengewebe, BALF, Nasentupfer	Schnell, Quantifizierung zur besseren Interpretation möglich
APP	Lungengewebe, Tonsillen-Kratzproben,	Schnell, Einteilung in Serotypengruppen anhand Toxinmuster möglich
<i>H. parasuis</i>	Serosen-Sammeltupfer, Synovia, Liquor	Schnell, keine Serotypisierung möglich
PRA (progressive Rhinitis atrophicans)	Nasentupfer	Nachweis Toxin codierenden Gens

Tabelle 4: Nachweismethoden der beim Schwein relevanten Atemwegserreger durch ELISA.

Serologie ELISA		
	Probenmaterial	Kommentar
Influenza	Serum	ELISA geeignet für subtypübergreifendes Screening, nur Hämagglutinationstest eignet sich für exakte Differenzierung der Subtypen
PRRSV	Serum	Keine Unterscheidung zwischen Impfantikörper und Infektionsantikörper, keine Differenzierung der Genotypen möglich, mehrfache Exposition mit homologem Erregerstamm führt nicht zu einem erneuten Anstieg der vom Test detektierten Antikörperfraktion
PCV-2	Serum	Hohe Seroprävalenz, daher keine Korrelation zwischen Seroprävalenz und Erkrankung
<i>M. hyopneumoniae</i>	Serum	Nur in Betrieben ohne Impfung gegen <i>M. hyopneumoniae</i> aussagekräftig. Dann aber nur, ob vorhanden oder nicht, keine Aussage über Ätiologie der Bestandsproblematik
APP	Serum	Prinzipiell nützlich, bei Serotypisierungen sind Kreuzreaktionen möglich
<i>H. parasuis</i>	Serum	Prinzipiell möglich, jedoch ist die Aussage über die Ätiologie nicht möglich, da weit verbreitet
PRA (progressive Rhinitis atrophicans)	Serum	Antikörper gegen das Dermonekrotoxin

Tabelle 5: Nachweismethoden der beim Schwein relevanten Atemwegserreger durch eine bakteriologische Untersuchung.

Bakteriologische Untersuchung		
	Probenmaterial	Kommentar
<i>M. hyopneumoniae</i>	Lungengewebe BALF	langwierig, häufig mit anderen Mycoplasmen überwuchert, nicht zur Routinediagnostik geeignet, Resistenztest nahezu unmöglich
APP	Lungengewebe (akute Fälle) Tonsillen-Kratzproben (Carrier Tiere) Nasentupfer	spezielle Anzucht notwendig, bei Untersuchungsauftrag unbedingt gesondert anfordern, Serotypisierung und Resistenztest möglich, Tonsille/Nasentupfer häufig Überwucherung wegen starker Besiedlung
<i>H. parasuis</i>	Serosa-Sammeltupfer, Synovia, Liquor	spezielle Anzucht notwendig bei Untersuchungsauftrag unbedingt gesondert anfordern, Serotypisierung und Resistenztest möglich
PRA (progressive Rhinitis atrophicans)	Nasentupfer Tonsillentupfer	Nachweis des Dermonekrotoxins oder Dermonekrotoxingens notwendig (PCR)

2. Erkrankungen des Magen-Darm-Traktes

Eine stabile Darmflora stärkt die Tiergesundheit, da große Anteile des Immunsystems im Darm präsent sind. Kritische Phasen stellen zum Beispiel das Absetzen der Ferkel von der Sau und weitere Futterumstellungen dar.

Zu den häufigsten **Ursachen**, die für das Auftreten von enterischen Erkrankungen verantwortlich sind, zählen:

- Infektionsgeschehen (spezielle Erkrankungen des Verdauungstraktes)
Durchfall als Begleiterscheinung z. B. Schweinepest
- fehlerhafte Fütterung
- Intoxikationen

Bei der Erkennung und Bekämpfung von Erkrankungen des Verdauungstraktes empfiehlt sich eine **vierstufige Vorgehensweise**:

1. Vorbericht, klinische Untersuchung, Verdachtsdiagnose, Einleiten von Diagnostik
2. Ätiologische Diagnose, gezieltes Anpassen von Prophylaxe, Haltungsoptimierung....
3. Erste Tiergruppe unter optimierten Bedingungen
4. Erfolgskontrolle

a. Vorbericht

Beim Auftreten von Erkrankungen des Verdauungstraktes sollte die Anamnese mindestens folgende Punkte umfassen: betroffene **Altersklasse**, **Verlauf** der Erkrankung (Symptome, Krankheitsverlauf akut/chronisch, Krankheitsrate, Verlustrate), **Tierverkehr**, **Behandlungen**, **Impfungen**, **Untersuchungsergebnisse** sowie das **Fütterungsmanagement**. Die Erhebung der **Produktionsdaten** ist zudem notwendig, um den Einfluss der Erkrankung abschätzen zu können.

Da die Fütterung einen großen Einfluss auf die Entstehungen von Magen-Darm-Erkrankungen haben kann, sollten folgende Punkte im Rahmen der **Fütterungsanamnese** erhoben werden: Herkunft des Futters, Gewinnung, Lagerung, Futterverarbeitung, Zusammensetzung, Futtermenge, Fütterungsfrequenz, Fütterungstechnik, -system, Hygiene und Lagerung der fertigen Mischung, Futterwechsel sowie Wasserversorgung.

b. Klinische Untersuchung

Für die klinische Untersuchung sind wie bereits oben erwähnt Tiere mit repräsentativen, auffälligen Symptomen auszuwählen. Neben Diarrhoe sollten auch unspezifische klinische Erscheinungen, wie herabgesetzte Futteraufnahme, Kümmern und Fieber beachtet werden.

Bei speziellen Erkrankungen des Verdauungsapparates ist durch die klinische Untersuchung zunächst nur eine Verdachtsdiagnose möglich. Zusammen mit dem Vorbericht dient die Verdachtsdiagnose dazu, weiterführende Untersuchungen zur ätiologischen Klärung einzuleiten.

c. Erregernachweis

Bei akuten infektiösen Magen-Darm-Erkrankungen kommt vor allem ein **direkter Erregernachweis** in Betracht. Sind **Kotproben** zu untersuchen, sollten akut erkrankte, noch nicht vorbehandelte Tiere ausgewählt werden. Die Proben sind direkt aus dem Rektum zu gewinnen. Die Proben sollten in ausreichender Menge (evtl. virologische, bakteriologische, parasitologische Untersuchung) genommen und gekühlt möglichst schnell an das entsprechende Labor weitergeleitet werden. Angestrebt wird ein Transport von max. 24 Stunden. Bei anaeroben Erregern sollte ein geeignetes Transportmedium z. B. Amies verwendet werden, bei

PCR Untersuchungen ist ein Transportmedium hingegen kontraindiziert. Für molekularbiologische Untersuchungen sollten daher Trockentupfer verwendet werden, denen ausreichend Kot anhaftet. Der Stichprobenumfang richtet sich nach der Prävalenz und der Anzahl der betroffenen Tiere. Die Kotproben können mit Hilfe **kultureller Methoden, PCR oder Antigen-ELISA** untersucht werden. Außerdem sind weiterführende Untersuchungsverfahren (z. B. für *Clostridium perfringens*, *E. coli*) zur Bestimmung von Virulenzfaktoren einzuleiten, um die Bedeutung der Erreger im Krankheitsgeschehen einschätzen zu können.

Serumproben sind bei aktuell auftretenden Erkrankungen eher von untergeordneter Rolle und werden für Monitoring-Programme genutzt oder, um Infektionszeitpunkte zu bestimmen. In Tabelle 6 sind die Nachweismethoden der beim Schwein relevanten Erreger von enterischen Erkrankungen dargestellt.

d. Pathologisch-anatomische und pathologisch-histologische Untersuchung

Die Nachweisrate von Erregern aus Darminhalt oder Darmgewebe ist meist höher als in Kotproben und ermöglicht eine zusätzliche makroskopische und mikroskopische Inspektion des Verdauungstraktes. Für die **Sektion** sind **akut erkrankte Tiere** mit repräsentativen Symptomen auszuwählen. Die Sektion sollte unmittelbar post mortem erfolgen, da der Intestinaltrakt sehr rasch Auto- und Heterolyseprozessen unterliegt. Der direkte Erregernachweis in veränderten Darmgewebe (Immunhistochemie, In-situ-Hybridisierung) erlaubt eine Beziehung zwischen Läsion und verursachenden Erregern herzustellen.

e. Untersuchung auf Risikofaktoren für die Erkrankung des Verdauungstraktes in der Tierumgebung

Zur Verringerung der Erregerausbreitung im Stall muss das **Rein-Raus Verfahren** in Verbindung mit einer sorgfältigen **Reinigung und Desinfektion** im Bestand umgesetzt werden. Unterstützende Maßnahmen sind: Desinfektionswannen, Zwischendesinfektion von Stallgängen, Wechsel von Kleidung und Stiefeln sowie Händedesinfektion bei Betreuung unterschiedlicher Altersgruppen und die Benutzung von separaten Gerätschaften. Zusätzlich sollte eine regelmäßige **Schadnager- und Fliegenbekämpfung** verfolgt werden. Außerdem ist die Gülle rechtzeitig zu entfernen, da es durch den intensiven Kontakt zu den Tieren unter Umständen zu schweren Krankheitsausbrüchen kommen kann. Der Zugang zu den Stallungen sollte allen Tieren, die als mögliche Vektoren dienen (Katzen, Hunde, Vögel), konsequent verwehrt bleiben.

f. Analyse der Futter- und Wasserversorgung bzgl. Qualität und Quantität

Die Versorgung mit Futter und Wasser kann direkt oder indirekt Einfluss auf die Tiergesundheit nehmen. Veränderte Kotbeschaffenheit (Diarrhoe, Obstipation) oder gehäuftes Vorkommen von Magenulzera sowie Torsionen des Magen-Darmtraktes lassen einen Verdacht zu.

Im Verdachtsfall einer nutritiv beeinflussten bzw. bedingten Erkrankung sollte die **Zusammensetzung und die mikrobiologisch-hygienische Beschaffenheit** des Futters und die **Fütterungstechnik** überprüft werden. Je nach Lage sollte auch auf fehlerhafte Verarbeitung sowie unerwünschte, giftige Stoffe untersucht werden. Besonderes Augenmerk sollte auch auf die **Überprüfung der Wasserversorgung** (Quantität und Qualität) gelegt werden.

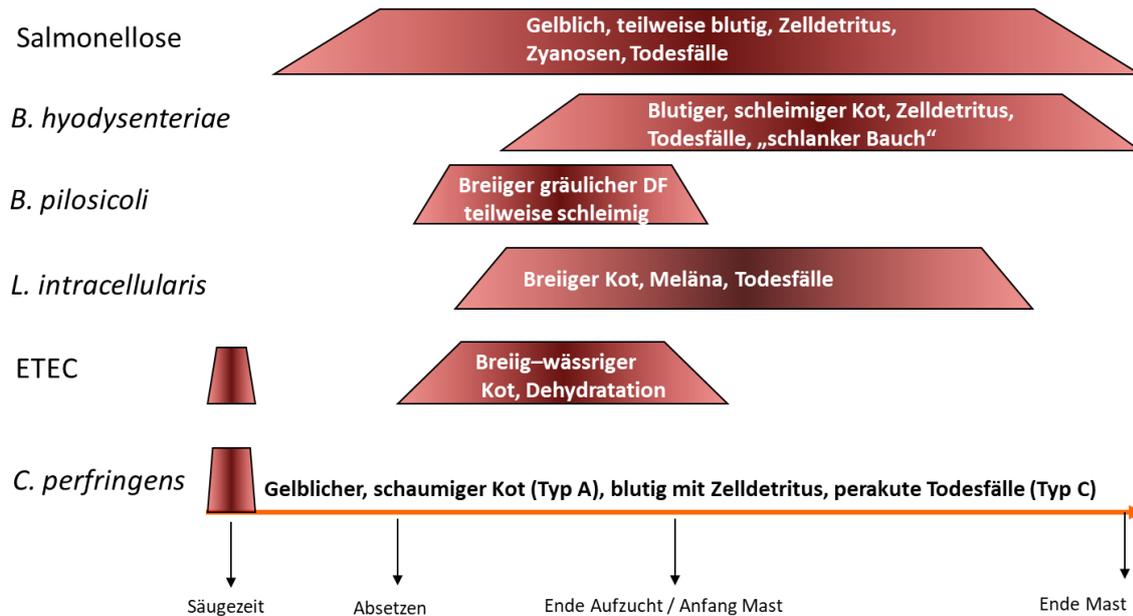


Abbildung 1: Übersicht über bakterielle Durchfallerkrankungen, dargestellt nach altersabhängigem Auftreten.

Tabelle 6: Nachweismethoden der beim Schwein relevanten Erreger von enterischen Erkrankungen

Bakteriologische Untersuchung		
	Probenmaterial	Kommentar
<i>B. hyodysenteriae</i>	Dickdarm	Langwierig, zur Routinediagnostik geeignet
<i>B. pilosicoli</i>	Kot (Tupfer)	Resistenztest möglich
<i>L. intracellularis</i>	-	Für die Routinediagnostik nicht verfügbar
ETEC / EDEC	Kot (Tupfer) Darm	Mit PCR zum Nachweis von Virulenzgenen (Toxine, Adhäsionsfaktoren) kombinieren
<i>C. perfringens</i>	Kot (Tupfer) Darm	Mit PCR zum Nachweis von Virulenzgenen (Toxine) kombinieren
Salmonellen	Darm, Kot (Tupfer), Darmlymphknoten	Der Nachweis von Salmonellen ist noch keine Salmonellose

Serologie ELISA		
	Probenmaterial	Kommentar
<i>B. hyodysenteriae</i> <i>B. pilosicoli</i>	-	-
<i>L. intracellularis</i>	Serum	Wird vor allem zur Bestimmung des Impfzeitpunktes eingesetzt.
ETEC	-	-
<i>C. perfringens</i>	-	-
Salmonellen	Serum	Zur Bestimmung der Salmonellenkategorie geeignet, ggf. als Einkaufsuntersuchung
Transmissible Gastroenteritis Virus (TGEV)	Serum	Blocking ELISA zur Unterscheidung von PRCV Antikörpern
Porcine Epidemic Diarrhea Virus (PEDV)	Serum	Bei Mastschweinen geeignet, bei Saugferkeln nur eingeschränkt zu empfehlen
Rotaviren	Serum	Keine Bedeutung aufgrund hoher Verbreitung

PCR-Untersuchungen		
	Probenmaterial	Kommentar
<i>B. hyodysenteriae</i> <i>B. pilosicoli</i>	Darm (Zäkum, Kolon), Kot	In Kombination mit Sektion und klinischem Bild
<i>L. intracellularis</i>	Darm (terminales Ile- um), Kot	In Kombination mit Sektion und klinischem Bild
ETEC / EDEC	BU - Kulturen	Nachweis von Virulenzgenen
<i>C. perfringens</i>	BU - Kulturen	Nachweis von Virulenzgenen
Salmonellen	Sockentupfer, Darm (Lymphknoten), Kot (Tupfer), Umgebungs- proben...	Hohe Tenazität von Salmonellen beachten, Nachweis spezifischer Genomfragmente „alter“ Salmonellen möglich. Kein Resistenz- test.
Transmissible Gast- roenteritis Virus (TGEV)	Kotproben, Darm (Dünndarm)	Intermittierende Ausscheidung beachten
Porcine Epidemic Diarrhea Virus (PEDV)	Kotproben, Darm (Dünndarm)	Intermittierende Ausscheidung beachten
Rotaviren	Kotproben, Darm (Dünndarm)	

III. Literatur zum diagnostischen Vorgehen

Diagnostik und Gesundheitsmanagement im Schweinebestand. Elisabeth gr. Beilage, Michael Wendt. Verlag Eugen Ulmer 2013:

Schweinekrankheiten. Karl Heinritzi, Hans Rudolf Gindele, Gerald Reiner, Ute Schnurrbusch. Verlag Eugen Ulmer 2006

Diseases of Swine. 10th Edition, Jeffrey J. Zimmerman, Locke A. Kariker, Alejandro Ramirez, Kent J. Schwartz, Gregory W. Stevenson. Ames: Wiley-Blackwell 2012

Krankes Schwein - kranker Bestand. Gerald Reiner. Verlag Eugen Ulmer 2015

Vet MAB Antibiotikaminimierung im Stall, <https://www.vetmab.de>

Empfehlungen zur Probengewinnung für die bakteriologische Diagnostik bei Schweinen, Rindern und Geflügel der Arbeitsgruppe Antibiotikaresistenzen der DVG, veröffentlicht im Deutschen Tierärzteblatt 5/2008 S. 596-609

Bestandsbetreuung Rind und Schwein. Ein Sonderheft von der praktische Tierarzt, Oktober 2013.

Labordiagnostik in Schweinebeständen. Heiko Nathues, veröffentlicht in der praktische Tierarzt, 2015; 96:609-622

NutztierSkills. Hubert Buer, Andreas Palzer. MemmoVet, Schattauer Verlag 2012.

Epidemiologische Untersuchungen in Tierpopulationen. Ein Leitfaden zur Bestimmung von Stichprobenumfängen Franz J. Conraths, Andreas Fröhlich, Jörn Gethmann und Mario Zille

Leitlinien des BPT für die Durchführung einer „Tierärztlichen Bestandsbetreuung“ in Schweinebeständen

Tierschutzindikatoren: Leitfaden für die Praxis – Schwein, Vorschläge für die Produktionsrichtungen Sauen, Saugferkel, Aufzuchtferkel und Mastschweine. Lars Schrader, Irena Czyncholl, Joachim Krieter, Christine Leeb, Rita Zapf, Martin Ziron. KTBL

Bewertung von Läsionen der Atemwege des Schweines am Schlachthof. Philippe Leneveu, Patrick Pommier, Herve Morvan, Eric Lewandowski

Cannon, R., Roe, R.T., 1982. Livestock disease surveys: a field manual for veterinarians. Australian Bureau of Animal Health, 14-17.

Hinweis:

Die Unterlagen sind urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte sind vorbehalten. Es ist jedoch gestattet, die Unterlagen nach Maßgabe des Urheberrechts unentgeltlich zu nutzen, insbesondere das Dokument herunterzuladen, zu speichern oder in kleiner Zahl zu drucken. Die entgeltliche Weitergabe der Unterlagen ist untersagt. Bei publizistischer Verwertung – auch von Teilen – ist die Angabe der Quelle notwendig und es wird um Übersendung eines Belegexemplars gebeten. Alle bereitgestellten Informationen wurden nach bestem Wissen und Gewissen erarbeitet und mit großer Sorgfalt geprüft. Es wird jedoch keine Gewähr für Aktualität, Richtigkeit, Vollständigkeit oder Qualität und jederzeitige Verfügbarkeit der bereitgestellten Informationen übernommen. Jegliches Vorgehen, das sich aus der Bearbeitung der Einstellungsprotokolle ergibt, erfolgt auf eigene Gefahr. Eine Haftung der beteiligten Arbeitsgruppen bzw. des Bayerischen Landesamtes für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit für etwaige negative Auswirkungen einzelner durchgeführter Maßnahmen ist demnach ausgeschlossen.