

Aus der  
Klinik für kleine Klauentiere und forensische Medizin  
und Ambulatorischen Klinik

---

**Serologische Untersuchungen auf  
Antikörper gegen *Sarcoptes scabiei* v. suis  
in sauenhaltenden Betrieben mit  
unterschiedlichen Behandlungsstrategien  
gegen Ektoparasiten**

INAUGURAL-DISSERTATION  
Zur Erlangung des Grades eines  
Doktors der Veterinärmedizin  
(Dr. med. vet.)  
durch die Tierärztliche Hochschule Hannover

Vorgelegt von  
**Jörg Dockmann**  
aus Vahren

**Hannover 2004**

Wissenschaftliche Betreuung: Univ. Prof. Dr. med. vet. M. Wendt

1. Gutachter: Univ. Prof. Dr. med. vet. M. Wendt

2. Gutachter: Univ. Prof. Dr. med. vet., Dr. h.c. W. Leibold

Tag der mündlichen Prüfung: 26.11.2004

Wenn du damit beginnst,  
dich denen aufzuopfern,  
die du liebst,  
wirst du damit enden,  
die zu hassen,  
denen du dich aufgeopfert hast.

George Bernard Shaw  
(Irischer Dramatiker, 1856-1950)



## Inhaltsverzeichnis

	Seite
<b>1 EINLEITUNG</b>	11
<b>2 LITERATURÜBERSICHT</b>	13
2.1 Morphologie und Entwicklung von <i>Sarcoptes scabiei var. suis</i>	13
2.1.1 Morphologie	13
2.1.2 Entwicklung und Vermehrung	15
2.2 Epidemiologie und Klinik der Räude	15
2.2.1 Übertragung und Überlebensdauer der Milben	15
2.2.2 Pathogenese und Krankheitsbild der Räude	15
2.2.3 Prädisponierende Faktoren	16
2.3 Ökonomische Bedeutung der Räude	17
2.3.1 Zuchtbestand	19
2.3.2 Mastbestand	19
2.4 Diagnostik der Räude	21
2.4.1 Räude - Begriffsdefinition	21
2.4.2 Direkter Nachweis von <i>Sarcoptes scabiei var. suis</i>	21
2.4.2.1 Mikroskopie	21
2.4.2.2 PCR	25
2.4.3 Indirekter Nachweis von <i>Sarcoptes scabiei var. suis</i>	25
2.4.3.1 Scheuer - Index	25
2.4.3.2 Dermatitis score	26
2.4.3.3 Serologischer Nachweis	27
2.4.4 Weitere Nachweisverfahren	31
2.4.5 Differentialdiagnosen	34
2.5 Bekämpfung der Räude	34
2.6 Kreuzreaktive Antikörper gegen Hausstaubmilbenantigene	40

<b>3</b>	<b>MATERIAL UND METHODEN</b>	<b>41</b>
3.1	Beschreibung der Untersuchung (Herdenscreening)	41
3.1.1	Untersuchungskonzeption	41
3.1.2	Untersuchte Bestände	42
3.1.2.1	Beschreibung der Kategorie-1-Betriebe	42
3.1.2.2	Beschreibung der Kategorie-2-Betriebe	46
3.1.2.3	Beschreibung der Kategorie-3-Betriebe	49
3.1.3	Klinische Untersuchungen	51
3.1.3.1	Hautindex	51
3.1.3.2	Scheuerindex	54
3.1.3.3	Alter der beprobten Tiere	54
3.2	Laboruntersuchungen	54
3.2.1	Milbennachweis	54
3.2.2	Serologie	55
3.2.2.1	Entnahme und Verarbeitung der Blutproben	55
3.2.2.2	Testdurchführung	55
3.3	Infektionsversuch mit Hausstaubmilben	57
3.4	Vergleichende Untersuchung von Serum und Plasmaproben mit dem Sarcoptes ELISA 2001®	59
3.5	Vergleich von Sauenserum und Serum von dazugehörigen Saugferkeln	59
3.6	Statistische Methoden	60

<b>4</b>	<b>ERGEBNISSE</b>	<b>61</b>
4.1	Herdenscreening - Gesamtübersicht	61
4.1.1	Herdenscreening in Kategorien	64
4.1.1.1	Betriebe der Kategorie 1	66
4.1.1.2	Betriebe der Kategorie 2a und 2b	66
4.1.1.3	Betriebe der Kategorie 3	67
4.2	Herdenscreening - Einzelbetriebe	67
4.2.1	Räudeunverdächtige Betriebe ohne Ektoparasitenbehandlung (Kategorie 1)	67
4.2.2	Betriebe mit reproduktionsgebundener Ektoparasitenbehandlung (Kategorie 2a)	70
4.2.3	Betriebe mit zeitorientierter Ektoparasitenbehandlung (Kategorie 2b)	75
4.2.4	Betriebe mit sporadischer Ektoparasitenbehandlung (Kategorie 3)	80
4.3.1	Hautveränderungen	85
4.3.2	Scheuerindex	86
4.4	Alter der Probanden	88
4.5	Infektionsversuch mit Hausstaubmilben <i>Dermatophagoides pteronyssinus</i>	90
4.6	Eignung von Serum und Plasma im <i>Sarcoptes</i> -ELISA-2001®	93
4.7	Vergleich von Sauenserum und Serum von dazugehörigen Saugferkeln	94
<b>5</b>	<b>DISKUSSION</b>	<b>95</b>
5.1	Herdenscreening	95
5.2	Diagnostik	97
5.3	Infektionsversuch Ferkel (mit Hausstaubmilben <i>D. pteronyssinus</i> )	102
5.4	Eignung von Serum und Plasma im <i>Sarcoptes</i> ELISA 2001	102
5.5	Vergleich von Sauenserum und Serum von dazugehörigen Saugferkeln	103
5.6	Zusammenfassung der Ergebnisse - Schlussbetrachtung	105
<b>6</b>	<b>ZUSAMMENFASSUNG</b>	<b>107</b>
<b>7</b>	<b>SUMMARY</b>	<b>109</b>
<b>8</b>	<b>LITERATURVERZEICHNIS</b>	<b>111</b>
<b>9</b>	<b>ANHANG</b>	
9.1	Anhang 1 Titertabellen Infektionsversuch - Serum – Plasmavergleich	133
9.2	Anhang 2 Einzelbetriebliche klinische und serologische Ergebnisse	135

## Verzeichnis der Abkürzungen

Abb.	Abbildung
ADS	<u>a</u> verage <u>d</u> ermatitis <u>s</u> core (durchschnittlicher Hautindex)
AK	Ausjezkysche Krankheit
Ak	Antikörper
Anh	Anhang
APP	Actinobacillus pleuropneumoniae
BHZP	Bundeshybridzuchtprogramm
bzgl.	bezüglich
Cut-off	Grenzwert
Ca EDTA	Calcium-Diamintetraessigsäure
ELISA	enzyme linked immunosorbent assay (enzymgebundener Antikörpernachweis)
EP	enzootische Pneumonie
FM	Futtermilben
ggf.	gegebenenfalls
ggr.	geringgradig
hgr.	hochgradig
IgG	Immunglobulin G
IgE	Immunglobulin E
i. m.	intramuskulär
Kap.	Kapitel
kg	Kilogramm
KGW	Körpergewicht
KOH	Kaliumhydroxid
KM	Körpermasse
NaOH	Natriumhydroxid
OD	optische Dichte
o. g.	oben genannt
PCR	polymerase chain reaction (Polymerasekettenreaktion)
p. i.	post infectionem (nach Infektion)
p. p.	post partum (nach Geburt)
s.	siehe



S.	Sarcoptes
SI	scratching index, Scheuerindex
SPF	spezifiziert pathogen frei
SDS-PAGE	Sodiumdodecylsulfat-Polyacrylamidgelelektrophorese
SGD	Schweinegesundheitsdienst
s. c.	subkutan
T	Tag
Tab.	Tabelle
U	Umdrehungen
Wo.	Woche



## 1 EINLEITUNG

*Sarcoptes (S.) scabiei var suis* ist der Erreger der bedeutendsten Hauterkrankung des Schweines. Wirtschaftliche Verluste entstehen dem Halter durch herabgesetzte Fruchtbarkeit bei Sauen, schlechtere Futtermittelverwertung und verminderte Tageszunahmen bei Mastschweinen.

Die Diagnostik und Bekämpfung der Räude zur Reduktion der Leistungseinbußen wird im Hinblick auf einen zunehmenden europäischen Wettbewerb mit Implementierung von QS-Systemen im vorbeugendem Verbraucherschutz immer wichtiger (BLAHA 2004). Einige Nachbarländer haben bereits mehr oder weniger intensive Maßnahmen zur Tilgung dieser Krankheit mit zusätzlicher Zertifizierung als Qualitätsmerkmal unternommen (RICHTER u. BARTHEL 1999, RAMBAGS 2004).

Da in den meisten Betrieben der größere Teil der Tiere subklinisch bis chronisch erkrankt, stellt dies hohe Anforderungen an die Diagnostik, vor allem bei der Diagnostik von Räudedefreiheit. Zudem sind die Hautsymptome doch oft recht unterschiedlich und wenig spezifisch (MATTHES et al. 1990).

Für die Räudediagnostik wird als Goldstandard meist der direkte Milbennachweis von *Sarcoptes scabiei var. suis* in Hautgeschabselpollen aus dem äußeren Gehörgang oder der Sprunggelenksbeuge verwendet. Diese Methode hat den Vorteil eine Spezifität von 100 % zu erreichen, aber diese Methode hat in Abhängigkeit von Entnahmezeitpunkt, Probenfrequenz und Entnahmelokalisation eine nur geringe Sensitivität (BIRKENFELD 1986, JACOBSSON et al. 1999, SMETS et al. 1999, DECKERT et al. 2000). Es ist daher empfehlenswert bei der Bestandsüberwachung zusätzlich Parameter wie Juckreiz oder die im Dermatitis score quantitativ erfassten Hautveränderungen am Schlachtkörper mit in Betracht zu ziehen (Scheuerindex nach CARGILL 1998, POINTON et al. 1999). Eine höhere Sensitivität lässt jedoch der Nachweis von Antikörpern gegen *Sarcoptes*-Milben im Serum befallener Tiere mittels Enzyme linked immunosorbent assay (ELISA) erwarten (BORNSTEIN u. WALLGREN 1997).

Diese Arbeit beschäftigt sich mit den Antikörperprofilen von Zuchtsauenherden mit unterschiedlichem Räudestatus und unterschiedlicher Bekämpfungsstrategie gegen *Sarcoptes scabiei var. suis*. Dabei sollten Empfehlungen für die Beurteilung des Räudestatus in

Abhängigkeit vom Serumprofil entwickelt werden und Hinweise für die notwendige Probenzahl gegeben werden. Den einzelnen Titern werden dabei klinische Anzeichen von Hautveränderungen sowie ein Bezug zum Alter des Tieres zugeordnet. Ferner sollte in einem Infektionsversuch mit Ferkeln geklärt werden, ob bei Kontakt mit Hausstaubmilben Kreuzreaktionen bei der serologischen Kontrolle auftreten können. Als letztes wurden vergleichende Untersuchungen zum Nachweis von Antikörpern gegen *S. scabiei* v. *suis* in Blutplasma und Blutserum mittels ELISA durchgeführt.

## **2 LITERATURÜBERSICHT**

### **2.1 Morphologie und Entwicklung von *Sarcoptes scabiei* var. *suis***

#### **2.1.1 Morphologie**

Auf die Beschreibung der Sarcoptesmorphologie ist an dieser Stelle verzichtet worden. Entsprechende Literatur findet sich ausführlich bei: GERLACH 1857, HASSLINGER 1985, BIRKENFELD 1986, ARLIAN 1989, ARENDS u. RITZHAUPT 1995, ECKERT et al. 2000.

#### **2.1.2 Entwicklung und Vermehrung**

Der Entwicklungszyklus der Räudemilben (*Sarcoptes scabiei* var. *suis*), die ausschließlich von Gewebsflüssigkeiten leben, verläuft vom Ei über Larven-, Proto- und Telonymphenstadium zu den adulten Formen. Bei den weiblichen Milben dauert dies 21 und bei Männchen 14 Tage (HASSLINGER 1985). Der vollständige Lebenszyklus variiert von 8 bis 25 Tagen (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Die weiblichen Milben paaren sich nur einmal im Leben als Telonymphe auf der Hautoberfläche des Schweins (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Nach der Häutung zur erwachsenen Milbe bohren sich die befruchteten Weibchen zur Eiablage bis ins Stratum germinativum der Epidermis und legen dort die Eier in den Bohrgängen ab (MEHLHORN et al. 1993). Dabei finden sich unterschiedliche Angaben zur Eiablage. Es werden 2 bis 4 Eier einmal bis dreimal täglich abgelegt (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Andere Autoren gehen von 40 bis 50 Eiern täglich aus (CARGILL u. DAVIES 1999). Die Larven schlüpfen nach drei bis vier, unter Laborbedingungen erst nach etwa zehn Tagen. Im Durchschnitt erreichen zehn Prozent von ihnen adulte Stadien (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Die Larven unterscheiden sich von den adulten Milben dadurch, dass sie nur drei Beinpaare haben und halb so groß sind wie die weiblichen Milben. Die Häutung zur Protonymphe mit vier Beinpaaren findet nach etwa drei bis vier Tagen statt. Diese setzen die Grabtätigkeit der erwachsenen Milben fort und entwickeln sich zu Telonymphen. Die Milbenmännchen und die Telonymphen, die ebenfalls nach 14 Tagen entwickelt sind, leben an der Hautoberfläche, wo sie sich paaren (KUTZER 2000).

## 2.2 Epidemiologie und Klinik der Räude

### 2.2.1 Übertragung und Überlebensdauer der Milben

Die *Sarcoptes*-Räudemilbe ist, von wenigen Ausnahmen abgesehen (Übergang von *Sarcoptes scabiei* var. *canis* des Hundes auf Kaninchen), weitgehend wirtsspezifisch (ARLIAN et al. 1988, 1989, ZIMMERMANN u. JEKER 1989). Den wichtigsten Übertragungsweg von *S. scabiei* var. *suis* stellt bei Schweinen der direkte Kontakt zwischen Artgenossen dar. Die Haupteinschleppungsquelle für Räude ist das Verbringen von befallenen Tieren in den Bestand (ZIMMERMANN u. JEKER 1989). Die Schweine infizieren sich durch direkten Hautkontakt (HAUPT u. SIEBERT 1983). So ist die Ausbreitung der *Sarcoptes*-Milbe durch Gruppenhaltung von nieder- und hochtragenden Sauen und von abgesetzten Ferkeln, sowie durch deren angeborenes Sozialverhalten, bei dem sich die Tiere in Gruppen engen Kontakt suchen, um sich zu wärmen, begünstigt (CARGILL u. DAVIES 1999). Saugferkel werden in der Regel von den Muttertieren infiziert. Bei Absetzferkeln konnten in einem Infektionsversuch, in dem 6 Ferkel zu einer verräudeten Sau gestallt wurden, nach 4 Wochen bei allen Ferkeln Milben im Ohrhautgeschabsel nachgewiesen werden (KEßLER et al. 2001, 2003). Der Deckeber ist durch den häufigen Kontakt mit Sauen ebenfalls stark infektionsgefährdet und ist somit ein bedeutender Überträger für Zuchtsauen (SAGELL 1980). Die Verbreitung der *Sarcoptes*-Milbe wird dadurch begünstigt, dass chronisch infizierte Tiere kaum auffallen und dementsprechend übersehen werden, da bei ihnen nur Krusten und Beläge vorhanden sind, ohne dass zusätzlicher Juckreiz ausgeprägt ist (RICHTER u. BARTHEL 1999).

Eine weitere Möglichkeit der Infektion stellt die verseuchte Stallumgebung dar, die jedoch bei der Verbreitung erst an zweiter Stelle zu nennen ist (HAUPT u. SIEBERT 1983, ZIMMERMANN u. KIRCHER 1998 a). Dazu zählen Stallungen und Einstreu, Geräte, Transportmittel, Weiden und der Mensch als zusätzlicher Vektor (SAGELL 1980, HAUPT u. SIEBERT 1983, ZIMMERMANN u. JEKER 1989).

Ohne Wirt können *Sarcoptes*-Milben nur eine bestimmte Zeit überleben (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Die Angaben schwanken von vier Tagen bis maximal drei Wochen (ZIMMERMANN u. JEKER 1989). Unter Laborbedingungen überleben Milben höchstens 96

Stunden bei 25 °C und eine Stunde bei Temperaturen über 30 °C (CARGILL u. DAVIES 1999).

Zur Vermehrung ist aber unbedingt die Anwesenheit von Wirtstieren erforderlich (ZIMMERMANN u. JEKER 1989). HAUPT und SIEBERT (1983) wiesen nach, dass Räudemilben und deren Entwicklungsstadien in Krustenmaterial im Stall je nach Umweltbedingungen bis zu 14 Tage am Leben blieben. Ein leerstehender Stall gilt nach drei Wochen als frei von Räudemilben (KRANEBURG 2000). Neben der Umwelttemperatur stellt auch die relative Luftfeuchtigkeit einen entscheidenden Faktor für die Vitalität und Lebensdauer von *Sarcoptes scabiei var. suis* und ihre Entwicklungsstadien dar. Eine hohe relative Luftfeuchtigkeit von 90 – 97 % mit Temperaturen unter 25 C verlängern, eine geringe Luftfeuchtigkeit und hohe Temperaturen verkürzen ihr Leben (ARLIAN 1989). Deshalb findet man im Winter häufiger mit *Sarcoptes*-Räude befallene Tiere als im Sommer (HASSLINGER u. RESCH 1992).

Epidemiologisch von Bedeutung ist auch der Aktionsradius der Milben, d. h. die Reichweite der Eigenbeweglichkeit. Die Bewegungsmöglichkeiten hängen vom Untergrund, den Lichtverhältnissen und der Außentemperatur ab. Die Eigenbeweglichkeit der Milbe nimmt mit steigender Außentemperatur ab. Auf glatten Flächen sind weitere Bewegungsradien möglich als auf rissigen Unterlagen (HAUPT u. SIEBERT 1983). Der Aktionsradius der Milben übertrifft kaum einen Meter, sodass meist nur für die unmittelbar benachbarte Bucht Infektionsgefahr besteht (KIRCHER 1999, KRANEBURG 2000). Auf der Suche nach einem Wirt orientiert sich *Sarcoptes scabiei var. suis* an der Körperwärme und Geruchsstoffen (ARLIAN 1989).

### **2.2.2 Pathogenese und Krankheitsbild der Räude**

Die Pathogenese soll hier nicht näher beschrieben werden. Zur Krankheitsentstehung finden sich ausführliche Angaben bei: SHEAHAN 1974, SHEAHAN 1975 a, SHEAHAN 1975 b, CARGILL u. DOBSON 1979 a, HAUPT u. SIEBERT 1983, GOTHE 1985, HASSLINGER 1985, ARLIAN 1989, MORSY u. GAAFAR 1989, DAVIS u. MOON 1990, DAVIS u. MOON 1990 a, MATTHES et al. 1990, NÖCKLER et al. 1990, POPP et al. 1991, WIESNER u. RIBBECK 1991, BORNSTEIN u. ZAKRISSON 1993 b, BAKER et al. 1994, ARENDS u. RITZHAUPT 1995, CARGILL 1998, CARGILL u. DAVIES 1999, RICHTER u. BARTHEL 1999, RICHTER 2000.

### 2.2.3 Prädisponierende Faktoren

Räude ist eine Krankheit, die durch das Zusammenwirken vieler verschiedener Faktoren entsteht (NICKEL 1983, KIRCHER 1999).

Schweine aller Altersstufen sind in unterschiedlichem Maße betroffen. Es muss aber nicht immer zu einer sichtbaren Räude kommen. Unspezifische Faktoren tragen häufig zu einer klinischen Manifestation bei. Zu diesen zählen chronische Formen diverser Infektionen, Mangelernährung qualitativer und quantitativer Natur, wie Vitamin- und Mineralstoffmangel oder ein ungünstiges Kalzium-Phosphor-Verhältnis (NICKEL 1983, HASSLINGER 1985, KIRCHER 1999, KUTZER 2000). Ferkel mit Eisenmangelanämie zeigten schwächer ausgeprägten Juckreiz und Urtikaria, als Tiere mit adäquater Eisenversorgung (SHEAHAN 1974). Eine Infektion mit Dünndarmparasiten oder Lungenwürmern begünstigt den Ausbruch der *Sarcoptes*-Räude (KUTZER 2000).

Von Räude befallene Tiere wiederum sind anfälliger für andere Krankheiten und zu einem höheren Prozentsatz mit Läusen und Endoparasiten behaftet (SAGELL 1980). Eine zusätzliche Rolle spielen allergische und immunologische Vorgänge, da Infektionen mit *Sarcoptes scabiei* var. *suis* bei einem Erstbefall besser haften. Bei Ferkeln kommt es oft zu klinisch manifester Räude, scheinbar verursacht durch den Immunstatus der Tiere und das juvenile Hautgewebe, das für die Milbe günstige Wachstums- und Ernährungsbedingungen darstellt (NICKEL 1983, NÖCKLER et al. 1990, KIRCHER 1999).

Ob sich ein Schwein mit der *Sarcoptes*-Milbe infiziert oder nicht, ist von der Zahl der übertragenen Parasiten und ihrer Entwicklungsstadien, der Häufigkeit des Befalls, der individuellen Immunantwort, dem Hauttyp, der Umwelt und biochemischen Vorgängen abhängig (NICKEL 1983, DAVIS u. MOON 1990 a, b, ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Tiefe Falten der Haut, z. B. um die Augen und Vulva und an Stellen wie der Leiste, sowie der Achselhöhlen, der Tarsalbeugen und der äußeren Gehörgänge können bevorzugt Milben als Heimstatt dienen und so zumindest eine äußere Behandlung erschweren (YEOMANN 1984). Auch Haltungsfehler spielen eine Rolle (NICKEL 1983, KIRCHER 1999). Die Bedingungen der intensiven Tierproduktion, vor allem die hohe Belegdichte, der häufige Tiertransport in Zusammenhang mit unzureichender Haltungshygiene und mangelnder klinischer



Überwachung der Tierbestände unterstützen die Ausbildung der *Sarcoptes*-Räude (POPP et al. 1991). Intensiv gehaltene und gut genährte Schweine werden durch Räudemilben wesentlich stärker beeinflusst und zeigen eine ausgeprägtere Hautreaktion als extensiv gehaltene und knapp gefütterte Schweine (CARGILL u. DOBSON 1979 b). Es gibt einen Zusammenhang zwischen der Jahreszeit und der Befallshäufigkeit der Tiere (DAVIES et al. 1991). Im Winterhalbjahr ist eine größere Milbenpopulation zu erwarten, die durch die höhere Luftfeuchtigkeit hervorgerufen wird (HASSLINGER u. RESCH 1992).

### **2.3 Ökonomische Bedeutung der Räude**

*S. scabiei* var. *suis* wird als der weltweit häufigste und wirtschaftlich bedeutsamste Ektoparasit beim Schwein eingestuft (YEOMAN 1984, CARGILL et al. 1997, CARGILL 1998, ZIMMERMANN u. KIRCHER 1998 a, CARGILL u. DAVIES 1999).

Die Bestandsprävalenzen variierten je nach Land. Diese Zahlen lassen sich nicht unmittelbar miteinander vergleichen, da die Erfassung dieser Befallsstärken nach unterschiedlichen Mustern (1. Hautgeschabsel ↔ ELISA, 2. Mastbetriebe ↔ Zuchtbetriebe ↔ Reihenuntersuchung am Schlachtband) durchgeführt wurde. In Tabelle 1 sind beispielhaft jüngere Untersuchungen angeführt.

Wirtschaftliche Bedeutung erlangt die Infektion durch verminderte Tageszunahmen, verschlechterte Futtermittelverwertung und zusätzliche Kosten durch regelmäßigen Einsatz von Akariziden (ZIMMERMANN u. KIRCHER 1998 a).

Weiterhin nicht zu unterschätzen sind Beschädigungen der Stalleinrichtungen durch häufiges Scheuern (KIRCHER 1999). Insgesamt ist durch *Sarcoptes*-Räude die Anfälligkeit für Krankheiten im Bestand erhöht (RICHTER 2000).

**Tabelle 1 Prävalenzen mittels Hautgeschabsel nachgewiesener *Sarcoptes*-Infektionen in Europa (unvollst.)**

Autor	Jahr	Region / Land	Betriebe		Einzeltiere		Untersuchte Zielgruppe
			N	%	N	%	
			unters.	positiv	unters.	positiv	
Hollanders u. Vercruysse	1990	Niederlande			200	5	Zuchtsauen
	1990	Niederlande	88	24	800	8	Mastschweine
Hasslinger u. Resch	1992	Deutschland			407	37	Schlachtschweine
Mcmullin et al.	1992	Grossbritannien	70	67	510	30	Schlachtschweine
Busse und Aka	1997	Weser-Ems			103	4	Zuchtsauen
Kirchner	1998	Niedersachsen	19	42	1153	26	Zuchtschweine
De Vega et al.	1998	Spanien (Südost)			1318	37	Schlachtschweine
Vercruysse u. Smets	2000	Belgien	11	36			Schlachtschweine von 11 Betrieben
Kessler	2001	Deutschland	3	100	165	11,5	Zuchtsauen

Übersicht verschiedener Hautgeschabseluntersuchungen auf Bestandsebene und als Einzeltieruntersuchungen (ohne Betriebsangabe wurden die Tiere am Schlachthof untersucht) Die Prävalenz positiver Ergebnisse ist bei der Einzeltieruntersuchung niedriger als die auf Bestandsebene.

### **2.3.1 Zuchtbestand**

In der Ferkelerzeugung ist das Auftreten von *Sarcoptes*-Räude ein wirtschaftlich wichtiger Störfaktor von erheblicher Bedeutung (NÖCKLER et al. 1990). Saugferkel werden meist von den Muttersauen angesteckt (ZIMMERMANN u. KIRCHER 1998 a). In einem Versuch wurden Ferkel neonatal spontan durch die chronisch an Räude erkrankte Muttersau infiziert (NÖCKLER et al. 1990). An diesem Beispiel konnte gezeigt werden, dass besonders jüngere Ferkel durch diese Krankheit gefährdet sind und sogar Todesfälle auftreten können. Die Letalität dieser Erkrankung ist, nach Aussage der Autoren, von verschiedenen endogenen und exogenen Faktoren abhängig. Dazu gehören die Immunantwort des Wirtsorganismus, die Virulenz des Erregers, der Wegbereiter für andere Infektionen sein kann, und mögliche Sekundärerreger. Der *Sarcoptes*-Milbenbefall wiederum kann zu einer Schwächung des Immunsystems und damit zu einer erhöhten Krankheitsanfälligkeit führen (GINDELE 2000). Unruhe, die durch erhöhten Juckreiz hervorgerufen wird, kann zu erhöhten Ferkelverlusten durch Erdrücken führen. Die Fruchtbarkeit in räudfreien Herden ist durch eine um 0,33 Ferkel je Wurf erhöhte Anzahl lebend geborener Ferkel höher als in infizierten Beständen. Die Anzahl abgesetzter Ferkel ist sogar um 1,34 Ferkel je Wurf erhöht (SMETS et al. 1999). Befallene Eber und Sauen können aggressive Verhaltensweisen aufweisen (ZIMMERMANN u. JEKER 1989, RICHTER 2000, PLONAIT 2004). Erkrankte Muttersauen fallen auch durch eine geringere Milchproduktion auf (FRANC 1995). ARENDS et al. (1990) zeigten Effekte von *Sarcoptes scabiei* var. *suis* auf laktierende Sauen und aufwachsende Tiere. Absetzferkel von verräudeten Muttersauen sind durchschnittlich 4,14 kg leichter, als die von behandelten Sauen (ARENDS et al. 1990). Letztere benötigten 1,95 kg weniger Futter pro aufgezogenes Ferkel als die kranken Muttertiere. Die durch *Sarcoptes*-Räude entstehenden Verluste durch erhöhten Futtermittelverbrauch und tote Ferkel werden in den USA pro Sau und pro Jahr auf bis zu 115 US \$ geschätzt.

### **2.3.2 Mastbestand**

Auswirkungen der *Sarcoptes*-Räude auf die Mastleistung sind in vielen Untersuchungen betrachtet worden, einmal durch den Vergleich von infizierten mit nicht infizierten Schweinen und durch den Vergleich von behandelten mit nichtbehandelten Schweinen (SHEAHAN et al. 1974, CARGILL u. DOBSON 1979 b, ARENDS et al. 1990, DAVIES 1995). Meistens zeigten diese Versuche, dass die Wachstumsdepression eine Folge der hypersensitiven

Reaktion der Tiere auf die Infektion mit *Sarcoptes*-Milben ist (CARGILL et al. 1997). Diese Immunreaktion ist bei gut genährten intensiv gehaltenen Tieren stärker als bei solchen, die extensiv gehalten und restriktiv gefüttert werden (CARGILL u. DOBSON 1979 b).

In der Mast sinkt die Futtermittelverwertung und die Mastdauer verlängert sich (ZIMMERMANN u. JEKER 1989). Befallene Schweine benötigten durchschnittlich 8,6 Masttage mehr als gesunde Tiere bis zum Erreichen der Schlachtreife. Sie waren außerdem 5,79 kg / Tier leichter als die nicht erkrankten Altersgenossen und haben einen höheren Futtermittelverbrauch (ARENDS et al. 1990). Ursächlich ist der durch den permanenten Juckreiz ausgelöste Streß zu sehen. Unruhige Schweine, die sich oft kratzen und scheuern, verbrauchen erhebliche Energiemengen, die folglich für Wachstum und Fleischansatz fehlen (HENKEN et al. 1988, KRANEBURG 2000).

Ferkel ohne Milbenbelastung konnten in der Mast bis zu 28 gr tägliche Zunahmen mehr erreichen (BAIER 2004 b). Die täglichen Zunahmen reduzierten sich sogar bis zu 41g/Tag im Vergleich zu nicht infizierten Tieren (ELBERS et al. 2000). Bei den Tageszunahmen der Mastschweine wird eine Verschlechterung um 9-12 % angenommen (CARGILL u. DOBSON 1979 b). In einer Untersuchung von SMETS (et al. 2002) benötigten befallene Tiere ca. 11 kg mehr Futter, um 100 kg Fleisch zu bilden, als eine behandelte Kontrollgruppe. Ein Rückgang der Mastleistung um bis zu 20 % ist zu erwarten (RICHTER 2000). Bereits ein geringer *Sarcoptes*-Befall senkt die Wachstumsraten einer Herde um ca. 5 Prozent. Starker Befall kann so schwere Veränderungen beim späteren Schlachtkörper auslösen, dass dieser wegen der Hautveränderungen ausgeputzt oder vollständig enthäutet werden muss (CARGILL 1998). Wie folgende Untersuchungen ergaben, können die Auswirkungen einer *Sarcoptes*-Infektion in der Mast unterschiedlich sein. DAVIES (1995) wies in drei Infektionsversuchen eine Tendenz zu einer geringeren Wachstumsrate von erkrankten Schweinen nach, wobei die Milbeninfestation nur in einem Versuch einen signifikanten Effekt auf die durchschnittliche Tageszunahme hatte. SHEAHAN (1974) ermittelte keine Unterschiede bezüglich der Wachstumsrate und der Futtermittelverwertung zwischen den Versuchs- und Kontrollgruppen, dabei waren die Versuchstiere jedoch nur einmal der Infektionsquelle ausgesetzt.

Unter Feldbedingungen kann es immer wieder zu Reinfektion kommen (CARGILL u. DOBSON 1979 b). *Sarcoptes*-Räude bedeutet eine nicht zu unterschätzende, erhebliche Einschränkung, des Wohlbefindens der Tiere, die auch zu gesteigertem Kannibalismus führen kann (ZIMMERMANN u. KIRCHER 1998 a).

## **2.4 Diagnostik der Räude**

Problematisch ist nach wie vor die Abklärung der Frage, ob die Tiere eines Bestandes mit *Sarcoptes*-Milben infiziert sind (KRANEBURG 2000). Bezüglich des Bestandsstatus „frei von Räude“ oder „*Sarcoptes*-infiziert“ sind unterschiedliche Ansätze bezüglich der Untersuchungsstrategie nötig.

Die Diagnose „*Sarcoptes*-Infektion“ für den Bestand ist bei positivem Milbennachweis bei nur einem Tier des Bestandes eindeutig, in diesem Fall sind keine weiteren Untersuchungen erforderlich. Die Diagnose des „Freiseins von Räude“ ist ungleich schwieriger, da ein negativer Milbennachweis nicht 100%ig aussagekräftig ist. Es bestehen dabei starke Schwankungen hinsichtlich der Sensitivität in Abhängigkeit der Entnahmelokalisation (BIRKENFELD 1986). Hier sind Teildiagnosen hilfreich. Die Summe der Befunde der verschiedenen Untersuchungsmethoden führt gegebenenfalls zu der Aussage „räudeunverdächtig“.

### **2.4.1 „Räude“ Begriffsdefinition**

Räude ist ein Sammelbegriff für eine ansteckende, durch parasitierende Milben verursachte Hauterkrankung, die sich unter mittel- bis hochgradigem Juckreiz an bestimmten Prädispositionsstellen als Dermatitis unterschiedlichen Grades und unterschiedlicher Ausdehnung manifestieren (HERRMANN 1995).

### **2.4.2 Direkter Nachweis von *Sarcoptes scabiei* var. *suis***

Der direkte Nachweis der Milbe unter dem Mikroskop oder der Nachweis ihres Genoms macht die Diagnose „*Sarcoptes*-Räude“ sicher.

#### **2.4.2.1 Mikroskopie**

Voraussetzung für eine erfolgreiche Diagnostik ist eine korrekte Entnahme von Hautproben. Hierzu ist jedes scharfe Instrument, wie z. B. eine Skalpellklinge oder ein scharfer Löffel geeignet (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Dabei können Hautgeschabsel von jeder Stelle des Körpers entnommen werden (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Bevorzugte Entnahmelokalisationen für Räudehautgeschabsel sind die Sprunggelenksbeugen, die Innenseiten der Ohrmuscheln und der Bereich hinter den Ohren, der Kronsaum, die

Schwanzwurzel, der Nacken und der Rücken (SAGELL 1980, HOLLANDERS u. CASTRYCK 1988, PRIMM et al. 1992, BORNSTEIN u. ZAKRISSON 1993 b). In der Literatur wird von den meisten Autoren der äußere Gehörgang für ein Geschabsel favorisiert. Dies gilt besonders bei nur subklinisch erkrankten Tieren, wenn am sonstigen Tierkörper keine Hautveränderungen vorhanden sind, da die Schweine nur subklinisch erkrankt sind (SAGELL 1980, TROCKNER 1985, BIRKENFELD 1986, FUJII et al. 1994). Diese Stelle lässt die höchste Milbendichte erwarten (HERRMANN 1995).

Die Meinungen, an welchen Lokalisationen Hautgeschabsel genommen werden sollen, gehen auseinander. Während die einen annehmen, dass besonders in verkrusteten Stellen des Ohres viele Milben zu finden sind, lehnen andere Autoren verschorfte oder abgeschürfte Bereiche für ein Hautgeschabsel ab (SMITH 1988, DAVIS u. MOON 1990 b). Bezirke mit roten Papeln oder den Übergang zwischen gesunden und veränderten Hautpartien werden als geeignet angesehen. Andere wiederum sammelten aus dem äußeren Gehörgang Cerumen und Exsudat, ohne die Haut zu verletzen (TROCKNER 1985, LOGAN et al. 1996). Der Verschmutzungsgrad des Ohres erwies sich aber nicht als sicheres Anzeichen für einen Milbenbefall (CARGILL 1998).

Die Entnahmelokalisation sollte mindestens 2,5 cm<sup>2</sup> groß sein (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Sie wird eine Minute vor Entnahme mit Mineralöl überdeckt, damit die Haut später am Probenentnahmeinstrument haften bleibt. In dieser Zeit wandern die Parasiten an die Hautoberfläche. Geschabt wird bis zum Austritt kapillaren Blutes, danach wird die Haut bis zur Dermis entfernt, sodass der Bereich nach der Probenentnahme nur geringgradig gerötet ist (SMITH 1988, ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Die Entnahme und die Untersuchung von Hautgeschabseln sind relativ zeitaufwändig (KRANEBURG 2000). Diese Methode hat eine niedrige Sensitivität und eine hohe Spezifität (VESSEUR et al. 1998 b). Die Nachweisrate bei infizierten Tieren liegt nur bei 10 bis 30 % (ARENDS u. RITZHAUPT 1995).

Angaben zum benötigten Probenumfang variieren sehr stark. Es wird empfohlen bei etwa 10 % der Sauen ein Ohrhautgeschabsel zu nehmen (KRANEBURG 2000). Im Mastbereich sollten aus jeder 10. Bucht 3 - 10 Läufer für eine Probenentnahme ausgewählt werden (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Nach statistischen Leitsätzen müssten mindestens sechs Tiere einer Herde beprobt werden (CANNON u. ROE 1982, ARENDS u. RITZHAUPT 1995, VESSEUR et al. 1998 b). Diese Angabe setzt eine geschätzte Räudeprävalenz von 40 %, bei einer statistischen Sicherheit von 95 %, voraus. Dabei hat die Bestandsgröße ab einer Anzahl

von 20 Schweinen keinen Einfluss mehr auf die Anzahl der zu nehmenden Proben. Wird angenommen, dass in einer Herde viele Tiere keinen oder nur sehr geringen Befall haben und nur wenige Schweine sehr stark von *Sarcoptes*-Milben befallen sind, sollten mindestens 30 Tiere pro Herde untersucht werden (DAVIES et al. 1996).

Nachteilig an Hautgeschabseln ist, dass in akuten Fällen ein Befall mit *Sarcoptes*-Milben häufig nicht entdeckt wird, da die Räudesymptome in diesem Stadium bereits von sehr wenigen Milben verursacht werden. Im Vergleich zu Hautgeschabseln bei lebenden Tieren, wird mehr Sicherheit durch die Entnahme von Ohrausschnitten bei Schlachtschweinen erreicht (HOLLANDERS et al. 1995, RICHTER 2000). Dabei werden die Proben entnommen, nachdem die Tierkörper das Brühwasser passiert haben. Dieser Verarbeitungsschritt habe keinen großen Einfluss auf die Qualität der Proben. Bei der Untersuchung von Hautgeschabseln bestehen zwei Möglichkeiten, die direkte und die indirekte Methode. Mit der direkten Methode werden lebende Milben im Nativpräparat im Auswanderungsverfahren nachgewiesen. Bei der indirekten Methode werden die Proben vor dem Mikroskopieren mit Hilfe von verschiedenen, thermischen und chemischen Verfahren vorbereitet, wodurch die Sensitivität der Methode steigt (VESSEUR et al. 1998 a, RICHTER u. BARTHEL 1999). Die Parasiten werden dadurch in der Mehrzahl der Fälle abgetötet.

### **Lebendnachweis**

Auf einem Objektträgerglas wird das Hautgeschabsel unter das Mikroskop gegeben und durchgemustert. Große Hautstücke können mechanisch zerteilt werden, um eine größere Anzahl an Milben zu erkennen. Falls die Probe zu dick sein sollte, wird etwas Mineralöl dazugegeben und das Präparat mit einem Deckglas abgedeckt (SMITH 1988). Andere Autoren behandeln das Geschabsel für 24 Stunden mit Wärme und wenig Beleuchtung, um die Milben zum Auswandern zu veranlassen (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Unter Verwendung eines Stereomikroskops werden die Proben, nach 2-3 Stunden Wartezeit bei 30-40 °C, untersucht (TROCKNER 1985). Eine Inkubationszeit von 30 Minuten wird als ausreichend befunden (VERCRUYSSSE u. SMETS 2000).

Auch eine Waschmethode zum quantitativen Nachweis der Milben wird vorgestellt (GUILLOT u. MELENEY 1982). Dabei werden die Hautgeschabsel in eine 70%ige Ethanol-Eosin-Lösung gegeben, geschüttelt und nach 10 Minuten durch 2 Büchnertrichter gesiebt. Der obere Trichter hält Haare und grobe Krustenteile fern, der untere ist mit einem Nylonsieb

versehen, der *Sarcoptes*-Milben zurückhält. Diese werden von dem Sieb auf ein schwarzes Filterpapier gewaschen und mikroskopisch erfasst. Das Filtrat wird ebenso betrachtet. Die Milben und Eier sind leicht zu identifizieren, da sie nicht durch das Eosin (Waschlösung gefärbt) angefärbt werden.

Bei einem Verfahren zur Isolation einer großen Anzahl von Parasiten werden verkrustete Hautbereiche aus dem Innenohr des Tieres geschabt und unter einem Stereomikroskop untersucht. Hautstücke, die Milben enthalten, werden in 1 cm<sup>2</sup> große Stücke auseinandergerissen und in Petrischalen verbracht. Danach werden die Petrischalen für 6 - 24 Stunden auf ein beheiztes Vibrationsgerät gestellt. Wärme und das Schütteln bewegt die Milben dazu, aus den Krusten auszuwandern. Durch Wenden der Petrischalen werden die Hautreste entfernt und die Milben vollständig isoliert (SHEAHAN u. HATCH 1975).

Andere Autoren verwenden eine feuchte Kammer, in der die Hautgeschabsel in einem geschlossenen System aus zwei unterschiedlich großen Petrischalen zwei Tage lang bei 37 °C inkubiert werden. In dieser Zeitspanne wandern die Parasiten aus der Probe auf Filterpapier und auf die Glasoberfläche der kleineren Petrischale aus (NÖCKLER 1992, BECK u. HIEPE 1997).

### **Totnachweis**

Unter Laborbedingungen werden die Hautgeschabsel mit Kalilauge (KOH) oder Natronlauge (NaOH) überschüttet und das Sediment nach dem Zentrifugieren unter dem Mikroskop untersucht (LOGAN et al. 1996, CARGILL u. DAVIES 1999).

Einige Autoren lassen die Proben vorher flotieren oder lassen die Proben im Licht stehen (LOGAN et al. 1996). Bei der Digestionsmethode wird das Hautgeschabsel in ein Zentrifugenröhrchen gegeben, 10%ige Kalilauge hinzugefügt und über einige Zeit - 2 Stunden bis zu 1 Tag - bei 37°C stehengelassen (HOLLANDERS u. CASTRYCK 1988, BORNSTEIN u. ZAKRISSON 1993 b). Die Reaktionszeit kann durch thermische Behandlung unter Schütteln beschleunigt werden (SAGELL 1980, TROCKNER 1985, BIRKENFELD 1986). Danach erfolgt eine Zentrifugation von 3 - 15 Minuten bei 1500 - 3000 U / min (HOLLANDERS u. CASTRYCK 1988, FUJII et al. 1994, ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Anschließend wird der Überstand, bis auf wenige Tropfen, abgegossen und der Rückstand in eine Petrischale oder auf einen Objektträger gegeben (TROCKNER 1985, BIRKENFELD 1986, FUJII et al. 1994). Andere lassen das Sediment im Reagenzglas, geben Zuckerlösung



hinzu und zentrifugieren erneut (HOLLANDERS u. CASTRYCK 1988). Bei weiteren Verfahren ist das Zentrifugieren nicht erforderlich. Zuckerlösung wird hinzugefügt, bis ein konvexer Meniskus entsteht und darauf legt man ein Deckglas, an dem die Milben 2 Stunden später haften (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Eine direkte Zucker-Flotation ist sinnvoll, wenn schnell viele Proben untersucht werden sollen. Dem Hautgeschabsei im Zentrifugenröhrchen wird gesättigte Zuckerlösung zugefügt, das Ganze wird geschüttelt und 2 - 6 Stunden stehengelassen. Die Milben werden durch den Dichtegradienten nach oben geschwemmt und können durch Mikroskopie betrachtet werden (VAN ALSTINE u. DANIELS 1985).

#### **2.4.2.2 PCR**

Ein DNA-Fingerprint-System ist entwickelt worden, um *Sarcoptes scabiei*-Milben („Krätze“) beim Menschen zu identifizieren (WALTON et al. 1997). Dieses Verfahrens hat nicht nur Bedeutung für Diagnose, Behandlung und Kontrolle der Räude, sondern auch für das Verständnis der Epidemiologie des Parasiten. Die PCR zeichnet sich aus durch eine hohe Sensitivität und kann in Zukunft auch für die Diagnostik und Kontrolle von *Sarcoptes scabiei var. suis* von Bedeutung sein. So ist für das Entstehen räudefreier Bestände der frühzeitige direkte Nachweis von Milben oder Milbenantigenen, z. B. nach Reinfektionen, mit empfindlichen Methoden erforderlich. Mittels PCR-Untersuchung von Ohrkratz- oder Ohrschmalzproben geschlachteter oder auch lebender Tiere könnten Aussagen über die An- oder Abwesenheit von Milben zuverlässiger zu erhalten sein, als durch indirekten Nachweis der Parasiten mittels ELISA (ILCHMANN et al. 2000). Bisher ist ein solches Verfahren in der Tiermedizin für das Schwein noch nicht entwickelt worden, da das Genom von *Sarcoptes scabiei var. suis* noch gänzlich unbekannt ist.

### **2.4.3 Indirekter Nachweis von *Sarcoptes scabiei var. suis***

#### **2.4.3.1 Scheuerindex**

Das Scheuern wird als zuverlässiges Signal für einen Befall mit *Sarcoptes scabiei var. suis* angenommen (SMETS et al. 1999). Kratzen und Scheuern gehören nicht zum normalen gewöhnlichen Verhalten von Schweinen (CARGILL 1998). Die Wahrscheinlichkeit einer

Infektion ist umso höher, je häufiger sich die Tiere kratzen (RICHTER 2000). Juckreiz wird durch die Grabaktivität der Milben und durch Irritationen durch den Milbenspeichel verursacht. Er ist Folge einer hypersensitiven Reaktion der Tiere (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Juckreiz ist am besten in Form des sogenannten Scratching-Index (SI = Scheuerindex) zu beurteilen. Die Anzahl der Kratzaktivitäten in 15 Minuten wird durch die Anzahl der beobachteten Tiere dividiert. Es sollten 25 – 50 Schweine, im Mastbereich mindestens 10 % der Tiere, ausgewählt werden (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Die Schweine werden aufgetrieben und die Scheueraktivitäten gezählt (CARGILL 1998, SMETS et al. 1999, KRANEBURG 2000). Wenn der SI unter 0,54 liegt, so bedeutet dies, dass höchst wahrscheinlich keine *Sarcoptes*-Räude im Bestand ist. Sollten Werte zwischen 0,54 - 1,50 erreicht werden, so ist der Betrieb als verdächtig einzustufen. Ein SI von über 1,50 stellt einen deutlichen Hinweis auf eine *Sarcoptes*-Infektion dar (VESSEUR et al. 1998 a).

Eine vereinfachte Systematik (FUJII et al.1994) teilt die Scheueraktivitäten in:

0 = keine Scheueraktivitäten,

1 = geringgradige Scheueraktivitäten (geringe Scheuerfrequenz),

2 = hochgradige Scheueraktivitäten (hohe Scheuerfrequenz ein)

Jedoch macht die geringe Sensitivität den Vorteil der einfachen Durchführbarkeit wieder wett (EBBESEN et al.1999). Der Test wird durch das Alter der Tiere, die Tageszeit, Rauch, Zugluft, das Sozialverhalten der Schweine in der Gruppe und Hautirritationen anderer Genese beeinflusst (VESSEUR et al. 1998 b, ILCHMANN et al. 2000). Der Scheuerindex fällt bei höherer Besatzdichte niedriger aus, und höher bei nassen Tieren (EBBESEN et al. 1999). Die Kratzaktivitäten gehen mit der Zeit zurück. Die Rangordnung eines Tieres beeinflusst dessen Scheuerverhalten, ebenso die Möglichkeit, sich kratzen zu können (DAVIES 1995). In Großanlagen kann der SI durch die Bestimmung eines „Lärmpegels“ ergänzt werden, der dann entsteht, wenn sich die Tiere ständig an der Stallausrüstung scheuern (ILCHMANN et al. 2000).

#### **2.4.3.2 Dermatitis score**

Eine akute Infektion mit *Sarcoptes scabiei var. suis* hat eine hypersensitive Reaktion auf das Milbenantigen zur Folge. Es entsteht eine papuläre Dermatitis. Hautveränderungen können

am Schlachthof nach dem Brühprozess am Körper von Mastschweinen gut beurteilt werden (CARGILL 1998, RICHTER u. BARTHEL 1999, SMETS et al. 1999). Jeder Tierkörper wird auf Hautläsionen an Rumpf, Bauch und den Flanken untersucht und nach Schwere der Dermatitis beurteilt (POINTON et al. 1999):

#### Dermatitis score:

- Grad 0 = keine Läsionen,  
1 = begrenzte Hautveränderungen (Papeln von bis zu fünf Millimeter Durchmesser, hinter den Ohren, am Bauch und an den Schenkelinnenflächen.),  
2 = generalisierte Dermatitis (Papeln sind in mäßiger Dichte über den Schlachtkörper verteilt.)  
3 = generalisierte Dermatitis (Der Körper ist mit Papeln dicht übersät.).

Eine Vereinfachung dieses System ist die Einteilung der Hautveränderungen in: gering- (1), mittel- (2) und hochgradig (3) (CARGILL 1998).

Ein „durchschnittlicher Dermatitis score“ („average dermatitis score“, ADS) ergibt sich aus dem arithmetischen Mittel der individuellen Werte dividiert durch die Anzahl der untersuchten Tiere (HOLLANDERS et al. 1995). Wenn der ADS unter 0,5 liegt, bedeutet dies, dass der Bestand entweder frei von *Sarcoptes*-Räude oder nur latent infiziert ist. Ein Wert über 1,0 ist Anzeichen für eine starke Infektion mit *Sarcoptes*-Milben (CARGILL 1998). Die Schlachtkörperbewertung dient dazu, ein Problembewusstsein für Räude als Bestandsproblem zu schaffen (ILCHMANN et al. 2000). Es besteht eine signifikante Korrelation zwischen der Prävalenz und der Ausprägung der Dermatitis bei Schlachtschweinen sowie der Prävalenz der *Sarcoptes*-Räude in einem Bestand (CARGILL et al. 1996). Allerdings ist zu berücksichtigen, dass eine räudebedingte, generalisierte Dermatitis weniger bei Sauen, als bei Mastschweinen auftritt (HOLLANDERS et al. 1992). Das Verfahren ist einfach und schnell durchzuführen, und weist eine hohe Spezifität (>98 %) für die Grade 2 und 3 auf (WHITE 1994, CARGILL et al. 1997). Es ist außerdem zum Feststellen der Prävalenzen geeignet (EBBESEN et al. 1999). Demgegenüber steht als Nachteil die geringe Spezifität des Grades 1. Hautveränderungen, deren Ursache z. B. Insektenstiche, Läuse oder Flöhe sind, lassen sich differentialdiagnostisch nicht bewerten (DAVIES et al. 1991, EBBESEN et al. 1999).

### 2.4.3.3 Serologischer Nachweis

Bedingt durch einen krankheitstypischen Verlauf der *Sarcoptes*-Räude bei Schweinen, mit oftmals nur latentem Parasitentragertum, ist eine sichere Diagnose mit herkömmlichen Mitteln schwierig und erfordert die Erforschung neuerer Verfahren (MATTHES et al. 1990). Die Antikörperdiagnostik hat gegenüber den übrigen konventionellen Methoden, bezüglich der Sensitivität, eine höhere Aussagekraft (NÖCKLER 1992). Der ELISA ist hoch spezifisch für Sauen, Absatzferkel und Mastschweine und hoch sensitiv für Mastschweine (EBBESEN et al. 1999). *Sarcoptes*-Infektionen lösen eine Reihe immunologischer Wirtsreaktionen aus (BORNSTEIN u. ZAKRISSON 1993 a). Aus den immunpathologischen Zusammenhängen gilt der serologische Nachweis von Antikörpern zum Aufdecken von latenten Krankheitsfällen, als gut geeignet (SCHEIN 1991, NÖCKLER et al. 1992). Die in der Forschung gewonnenen Erkenntnisse über die induzierten Antikörper und die speziesübergreifende Kreuzantigenität endeten in der Entwicklung direkter und indirekter IgG-ELISA-Tests (ARLIAN et al. 1996). Diese zeigen bei einer Herdensensitivität von etwa 80 % und einer Spezifität von über 90 %, besonders am Einzeltier mit einer Sensitivität von 39 % bei Ferkeln und bei 49 % der Sauen, noch keine endgültig zufriedenstellenden Ergebnisse, erscheinen aber für Übersichtsuntersuchungen von Beständen durchaus schon als geeignet (NÖCKLER et al. 1992, BORNSTEIN et al. 1994, BORNSTEIN u. WALLGREN 1997, JACOBSSON et al. 1998 b, WALLGREN u. BORNSTEIN 1998, ZIMMERMANN u. KIRCHER 1998 a, RICHTER u. BARTHEL 1999, SMETS et al. 2000 a, VAN DER HEIJDEN et al. 2000).

In verschiedenen Quellen gehen die Aussagen über die Sicherheit und Zuverlässigkeit unterschiedlicher ELISA-Verfahren weit auseinander. RAMBAGS (2004) konnte im Rahmen einer Tilgungserfolgskontrolle eine Sensitivität von 92 % und eine Spezifität von 99 % auf Herdenbasis ermitteln, während VERCRUYSSSE und SMETS (2000) bei einem Vergleich von verschiedenen Tests nur Werte von 29 % bzw. 64 % bezüglich der Sensitivität ermittelten. LÖWENSTEIN (2004) verglich 4 kommerziell erhältliche *Sarcoptes*-ELISA mit Sensitivitäten von 30 bis zu 88 % in einem verräudeten Bestand.

Der erste ELISA wurde in Schweden entwickelt und basierte auf *Sarcoptes scabiei* var. *vulpes* von Rotfüchsen als Antigenmaterial (VERCRUYSSSE u. SMETS 2000). Weitere Testsysteme benutzen andere Antigene (*Sarcoptes scabiei* var. *canis* oder *suis*), auch

Plattenbeschichtungen und Verdünnungen unterscheiden sich noch in weiteren Details (ZIMMERMANN u. KIRCHER 1998 a).

Bei der Evaluierung eines ELISA ist es erforderlich, einen oder mehrere Goldstandards zu setzen, die mit den Ergebnissen des serologischen Tests verglichen werden können. Für die *Sarcoptes*-Räude existiert kein idealer Referenzstandard, bis auf den Nachweis der Milbe im Hautgeschabsel. Ein modifizierter ELISA erzielte damit eine Sensitivität von 87,8 % und eine Spezifität von 99,5 %, wenn das klinische Bild als Goldstandard gesetzt wurde (BORNSTEIN u. WALLGREN 1997). Eine höhere Sensitivität (100 %), aber niedrigere Spezifität ergab sich, wenn die Ergebnisse der Hautgeschabsel als Referenzstandard genommen wurden. Um die Sensitivität und Spezifität von ELISA-Testsystemen zu vergrößern, sollten nur Komponenten der Milben bzw. deren Metaboliten zum Einsatz kommen, die sarcoptespezifische Epitope besitzen. Eventuelle Kreuzreaktionen, wie z. B. zu Vertretern der Raub-, Futter- und Hausstaubmilben, kommen erschwerend hinzu (ARLIAN et al. 1988, BORNSTEIN u. ZAKRISSON 1993 b). Der Einsatz der entsprechenden Antigenfraktion im Test sollte den Anteil unspezifischer Reaktionen auf ein Minimum beschränken (NÖCKLER 1992).

Für die Durchführung der Serologie ist besondere Sorgfalt bei der Selektion der Probanden nötig. Letztendlich sollte sich der tatsächliche Probenumfang an der vermuteten Räudeprävalenz im Bestand orientieren (RICHTER u. BARTHEL 1999). Wird die geringste beobachtete Seroprävalenz (20 %, bei Stichprobenumfängen von 9 bis 17 Proben je Bestand) zugrunde gelegt, wären zwischen 15 und 20 Proben zu untersuchen (KIRCHER 1999). Die Seroprävalenz schwankt mit dem klinischen Bild in der Herde. Mastschweine mit geringgradiger Räude zeigen 33 %, bei akuter Räude 50 % und bei chronischer Räude 100 % Seroprävalenz (BORNSTEIN u. WALLGREN 1997). Die Art der Haltungssysteme, das Alter der Tiere und der Zeitpunkt der Probenentnahme haben einen erheblichen Einfluss auf das Untersuchungsergebnis. Beim Einsatz des ELISA im Rahmen von Zertifizierungsverfahren (z. B. nach Räudefilgung), spielt die Wahl einer geeigneten Zeitspanne zwischen den einzelnen Untersuchungen eine nicht unerhebliche Rolle (RICHTER u. BARTHEL 1999).

Serologische Bestandsuntersuchungen zur Diagnosestellung sind nur dann sinnvoll, wenn feststeht, zu welchem Expositionszeitpunkt (Alter) ein aussagekräftiges Resultat erwartet werden kann. In chronisch mit RäuDEMILBEN befallenen Beständen sind die Seren der Saugferkel bis zu einem Alter von zwei Wochen und die der Jungsauen, welche nie lokal oder

systemisch gegen Ektoparasiten behandelt wurden, ab dem Alter von 7 Monaten geeignet (KIRCHER 1999). Altsauen sollten nicht beprobt werden, weil bei ihnen die OD-Werte (optische Dichte) sehr niedrig sein können. Ursächlich wird der Aufbau einer Immuntoleranz gegen die Milben, ihre Exkremente und Sekrete, diskutiert (WOOTEN u. GAAFAR 1984 a). Da die meisten ELISA-Methoden bisher nur in Experimenten angewendet wurden, gibt es immer noch Forschungsbedarf hinsichtlich der Bildung und der Persistenz von Räudeantikörpern unter Feldbedingungen (RICHTER u. BARTHEL 1999). Untersuchungen zeigten, dass Antikörperbildung 5 - 7 Wochen p. i. bzw. 3 - 4 Wochen nach Auftreten von klinischen Symptomen, nachzuweisen ist. In experimentell infizierten Ferkelgruppen wurden im Durchschnitt 33 Tage, nachdem im Hautgeschabsel Milben nachgewiesen wurden, auch serologisch positive Antikörperspiegel gefunden (STEGEMAN et al. 2000). Antikörper sind dabei in der akuten und in der chronischen Infektionsphase festzustellen. Bei Saugferkeln p. p. sind maternale Antikörper 6 Stunden nach Kolostrumaufnahme nachweisbar. Der Antikörper-Titer, der in den ersten Lebensstunden ebenso hoch oder höher als der von erwachsenen Tieren ist, fällt bis zur 6. Lebenswoche signifikant ab (ILCHMANN et al. 2000). Der Ak-Spiegel ist vom Alter des Tieres abhängig, ältere Saugferkel haben niedrigere OD-Werte als Sauen (BORNSTEIN u. ZAKRISSON 1993 b, BORNSTEIN u. WALLGREN 1997, HOLLANDERS et al. 1997). Versuche ergaben bei acht Wochen alten, neonatal infizierten Ferkeln, relativ niedrige Titer (BORNSTEIN u. WALLGREN 1997). Dies lässt sich zum einen auf die Interferenz von maternalen Antikörpern, zum anderen darauf, dass bei den Schweinen nach der Infektion noch keine Serokonversion stattgefunden hat, zurückführen (BORNSTEIN u. ZAKRISSON 1993 b). BORNSTEIN u. WALLGREN (1997) beobachteten die Bildung eigener Antikörper bei Schweinen im Alter von 10 - 12 Wochen. Aus diesem Grunde sollten Tiere erst ab einem solchen Alter zur Serologie herangezogen werden. So wurden SPF-Ferkel in einem Infektionsversuch mit sicher räudeinfizierten Sauen in Kontakt gebracht. Dabei waren spätestens 4 Wochen später bei allen Tieren Räudeantikörper nachweisbar (KEßLER 2000 b, 2003).

Mit einem modifizierten ELISA (Acartest P®) wurde die Eignung von Kolostralmilchproben, als gleich gut, zur Überwachung der Räudefreiheit befunden (WEDDE et al. 2004).

Besonders wichtig erscheint der serologische Nachweis von *Sarcoptes scabiei* var. *suis* im Rahmen von Räudeerradikationsprogrammen (RICHTER u. BARTHEL 1999). Um den Sanierungserfolg im Betrieb dauerhaft kontrollieren zu können, muss die Persistenz der

Antikörper nach erfolgten Erradikationsmaßnahmen bekannt sein (KIRCHER 1999). Bei einer Räudetilgung in einer klinischen Studie, nach einer natürlichen Feldinfektion, fallen die Antikörpertiter bei Läufer Schweinen sehr rasch (JACOBSSON et al. 1998 a). Bei Sauen bleiben sie mehr als neun Monate nachweisbar (BORNSTEIN et al. 1994, WENDT et al. 2002). So lautet die Schlussfolgerung, dass zwischen Sanierung und Untersuchung mindestens 9 - 12 Monate liegen müssen, um signifikante Resultate zu erhalten (RICHTER 2000). In diesen Herden ist zu empfehlen, das Serum von Nachzuchtieren oder von Ferkeln zu analysieren, deren Muttertiere nach der Sanierung geboren wurden. (JACOBSSON et al. 1998 b, SMETS et al. 1999, KRANEBURG 2000). Gepaarte Serumproben von Sauen sollten während der Frühträchtigkeit entnommen werden (BORNSTEIN et al. 2000).

Der ELISA, als einzig genutztes Mittel der Räuediagnostik, gilt derzeit noch als nicht sicher genug (JACOBSSON et al. 1998 b, GINDELE 2000). Er ist falsch-negativ, wenn zwischen erfolgter Infektion und Probenentnahme ein zu kurzer Zeitraum (Inkubationsphase, Antikörperlatenz) liegt, da sich dann noch keine Antikörper bilden konnten.

Die Sensitivitäten einzelner, kommerziell erwerblicher ELISA-Testsysteme sind sehr unterschiedlich. In einem Betrieb, in dem davon ausgegangen wurde, dass alle Tiere *Sarcoptes*-infiziert waren, wurden 70 Tiere blutserologisch mit 4 ELISAs und mittels Hautgeschabselproben untersucht. Der *Sarcoptes*-ELISA 2001® (AFOSA GmbH, Luckenwalde, Deutschland) fand bei 88,58 % (n = 70) der untersuchten Schweine in einem verräudeten Bestand positive Antikörperspiegel. Der ELISA des National Veterinary Institute Uppsala, Schweden erzielte 70 %, der Acar-Test P\*-ELISA®, Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin, Freie Universität Berlin 52,86 %, und der CHEKIT Sarcoptest®, Dr. Bommeli AG, Bern: 30 % positive Resultate. Im Hautgeschabsel waren in 48,57 % der Fälle Milben nachweisbar (LÖWENSTEIN 2004). Auch KEBLER (2001, 2003) beschreibt unterschiedliche Güten bei drei verschiedenen ELISA-Testsystemen. So wurden mit dem *Sarcoptes*-ELISA 2001® (AFOSA GmbH, Luckenwalde Deutschland) und dem Acar-Test P\* ELISA®, Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin, Freie Universität Berlin Sensitivitäten von 100 % (Spezifität 86 %) ermittelt, wenn als Basis ein positives Hautgeschabsel gesetzt wurde. Der CHEKIT Sarcoptest®, Dr. Bommeli AG, Bern, erreichte eine Sensitivität von 0 % bei 100%iger Spezifität (gemäß Vierfeldertafel). Auch DECKERT et al. (2000) bescheinigten dem CHEKIT Sarcoptest® nur eine mäßige Sensitivität von 48,3 % im Vergleich zum Milbennachweis.

#### **2.4.4 Weitere Nachweisverfahren**

Dazu zählen Verfahren, die nicht zur Routinediagnostik gehören.

##### **Intrakutantest**

Räudemilben bzw. deren Stoffwechselprodukte besitzen allergene Eigenschaften und sind für das Entstehen hypersensitiver Hautreaktionen verantwortlich (SHEAHAN 1975 b). Zum Nachweis von Räude bei Hunden wurde ein Intrakutantest mit einer *Sarcoptes* - Milbenextrakt - Lösung als Methode benutzt (BECK u. HIEPE 1998). Die Wissenschaftler sehen in dem Verfahren eine Möglichkeit, einen Räudeverdacht zu erhärten, falls die Milbenpopulation mikroskopisch nicht nachweisbar ist. Zur Erkennung subklinisch an Räude erkrankter Schweine ist dieser Test ebenso geeignet. Diese Aussage wird dadurch erhärtet, dass Schweine, denen intrakutan *S. scabiei* var. *suis* - Antigen verabreicht wurde, etwa 15 min. später eine Überempfindlichkeitsreaktion vom Typ 1 (Soforttyp), die auf den Applikationsort begrenzt war, zeigten (NÖCKLER 1992). Bevor diese Methode Einzug in die Routinediagnostik erhält, müssten noch Untersuchungen zur Sensibilisierungszeit bzw. zur Stärke der Antigenexposition durchgeführt werden, um eine hyperergische Reaktion auslösen zu können. Ebenso fehlen Ergebnisse welche Milbenbestandteile allergene Eigenschaften besitzen (NÖCKLER 1992). Zudem ist die Möglichkeit gegeben, dass es durch Kontaktallergene freilebender Raub- und Futtermilben bzw. deren Stoffwechselprodukten zu Kreuzreaktionen kommen kann (NÖCKLER et al. 1992).

##### **Hämatologie**

CARGILL und DOBSON (1979 a) untersuchten Blutproben und wiesen nach, dass die im Blut befindliche Anzahl der eosinophilen Granulozyten bei mit Milben infizierten Schweinen parallel mit dem Juckreiz steigt.

##### **Hämagglutinations-Reaktion**

In Extrakten von *Sarcoptes scabiei* var. *suis* findet sich ein natürlich vorkommender, mit porzinen Erythrozyten hämagglutinierender Faktor, der für die Immunantwort des Wirtes verantwortlich zu sein scheint (WOOTEN u. GAAR 1984 a, b). Diesen Sachverhalt machten sich die Autoren zunutze, indem sie Antikörper gegen *Sarcoptes scabiei* var. *suis* bei ein- und zweifach experimentell infizierten Schweinen mit Hilfe der passiven



Hämagglutinations-Reaktion nachwiesen. Bei natürlich, chronisch befallenen Tieren gelang dieser Nachweis nicht.

### **Immunpathologie**

Hohe Bedeutung im Immunmechanismus des Schweins haben bei *Sarcoptes*-Räude die Langerhans-Zellen. Sie sind in der Haut gelegen, besitzen die funktionellen und morphologischen Eigenschaften von Makrophagen, binden niedermolekulare Antigene an ihrer Oberfläche und können höhermolekulare Antigene phagozytieren. Mit Hilfe der Immunhistochemie oder mit histologischen Spezialfärbungen lassen sich diese Zellen nachweisen (STEMMER et al. 1996). Im Semidünnschnittverfahren können sie in der Haut des Schweins gefunden werden (POPP et al. 1991). Im weiteren Verlauf der Immunreaktion in der Haut kommt es zu einer Proliferation von T- und B-Lymphozyten. Diese bilden Immunglobuline, die sich durch Immunfluoreszenz- und Immunperoxidase-Techniken nachweisen lassen (MORSY u. GAAFAR 1989).

### **Histopathologie**

Durch histologische Untersuchungen lassen sich in makroskopisch unveränderter Haut von mit *Sarcoptes scabiei var. suis* befallenen Schweinen mehr eosinophile Granulozyten und Mastzellen nachweisen, als bei nicht infizierten Kontrolltieren. Hyperkeratotische Hautveränderungen lassen epidermale Grabgänge erkennen, die zahlreiche Milben enthalten (CARGILL u. DOBSON 1979 a). Bei einer nachfolgenden Entzündung werden zusätzlich neutrophile Granulozyten, Makrophagen und Lymphozyten beobachtet (NÖCKLER et al. 1990).

### **Elektrophorese / Immunoblot**

Ein direkter Milbennachweis lässt sich auch durch die Natriumdodecylsulfat-Polyacrylamidgelelektrophorese (SDS-PAGE) und den Immunoblot führen (BECK 1996). Durch dieses Verfahren werden artspezifische Eiweißprofile erstellt. Die Proteinkomponenten werden bei schützender Immunreaktion als Antigene und bei überschießender Immunreaktion auch als Allergene bezeichnet. Sie stammen aus abgestreiften Körperhüllen von Entwicklungsstadien, Speicheldrüsensekreten, Kot und anderen Stoffwechselprodukten der Parasiten (BECK u. HIEPE 1997).

#### **2.4.5 Differentialdiagnosen**

Verschiedene Erkrankungen ergeben in ihrer klinischen Ausprägung ein mit Räude verwechselbares Bild. Sie sollten besonders dann beachtet werden, wenn keine Milben in Hautproben nachgewiesen werden konnten (ARENDS u. RITZHAUPT 1995): Biotinmangel (GLÄTTLI et al. 1975), Dermatitis vegetans (TROCKNER 1985), Pityriasis rosea (EICH 1991), Hypersensitivität gegenüber anderen Ektoparasiten wie Mücken und Stechfliegen (ARENDS u. RITZHAUPT 1995), Schweinepocken, Dermatomykosen, Infektionen mit *Staphylococcus hyicus*, Parakeratose, Läusebefall, Sonnenbrand (PLONAIT 2004) sind differentialdiagnostisch nicht zu unterschätzen.

#### **2.5 Bekämpfung der Räude**

Die Bekämpfung der *Sarcoptes*-Räude sollte durch ein kontinuierliches Kontrollprogramm oder eine Betriebssanierung mittels Tilgung geschehen (RICHTER u. BARTHEL 1999). Die heutzutage praktizierten Verfahren der Räudebehandlung am Einzeltier oder in Kleinstgruppen, meist Abferkelgruppen, hat keinen Einfluss auf das Infektionsgeschehen im Bestand und führten unter ökonomischen Gesichtspunkten auch nicht zu einer Verbesserung der Produktionsergebnisse (RICHTER u. BARTHEL 1999). Eine kontinuierliche Herdenbehandlung erfordert stetigen Aufwand an Arbeit, Zeit und Medikamenteneinsatz. Diese Methoden sind entwickelt worden, um den Befall der Herde mit *Sarcoptes*-Räude so weit zurückzudrängen, dass wirtschaftliche Verluste so klein wie möglich gehalten werden (RICHTER u. BARTHEL 1999). Zuchttiere werden jeweils vor dem Abferkeln gegen Räude behandelt, um so eine Übertragung der Milben auf die neugeborenen Ferkel zu vermeiden (CARGILL 1998, RICHTER u. BARTHEL 1999). Die Reinfektionsrate der Sauen im Warte- und Deckbereich wird damit nicht vermindert (RICHTER 2000). Zuchteber müssen regelmäßig mitbehandelt werden (RICHTER u. BARTHEL 1999). Alternativ behandelt man zweimal im Jahr alle Zuchttiere einer Herde gleichzeitig und die hinzugekauften Jungsauen zusätzlich. Vorteil: es wird kein Tier vergessen (RICHTER 2000). Langfristig ist in vielen Betrieben eine Erradikation der *Sarcoptes*-Räude anzustreben (RICHTER u. BARTHEL 1999). Durch das vollständige Entfernen der Parasiten aus dem Bestand wird eine weitere Behandlung der Herde gegen Räude unnötig (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Hierzu gibt es verschiedene Möglichkeiten:

## 1. Medikamentelle Tilgung

Bislang wurden Räudetilgungsmaßnahmen durch Anwendung von Antiparasitika mit verschiedenen Wirkstoffen, Darreichungsformen und Applikationsarten, z. T. auch Kombinationen, erfolgreich ausgeführt. Dabei wurden in den Herden alle Tiere ein- oder zweimal behandelt (BORNSTEIN et al. 1994, CARGILL et al. 1996, EBBESEN 1998 a, b, JACOBSSON et al. 1998 a, ZIMMERMANN et al. 1998, ZIMMERMANN u. KIRCHER 1998 b, CARGILL et al. 2000, ELIASSON-SELLING et al. 2000, GENCHI et al. 2000, HOUFFSCHMITT et al. 2000, MOHR 2000, RAMBAGS 2001, KEßLER 2000, 2001 a, JENSEN et al. 2002, WENDT et al. 2002). In manchen Betrieben erfolgte zusätzlich eine Umgebungsdesinfektion (JACOBSSON et al. 1998 b). Eine Tilgung ist durch regelmäßige Bestandsbehandlung mit Ivermectin möglich (BUSSE 2004). Für die Bekämpfung der Räudemilben sind Waschlösungen, Aufgussmittel, Fütterungsarzneimittel und Injektionspräparate gebräuchlich (ARENDS u. RITZHAUPT 1995, RICHTER 2000). Pharmakologisch sind in diesen Mitteln die Wirkstoffe Doramectin, Ivermectin oder Phoxim (zur Gruppe der organischen Phosphorsäureester gehörend) enthalten. Für die Auswahl des geeigneten Präparates ist es erforderlich Wirksamkeit, Wirkungsdauer, Darreichungsform und Applikationsart zu beachten (LIEBISCH 1996, LÖSCHER u. KROKER 1999). Milbeneier werden durch keines der momentan zugelassenen Präparate abgetötet. Bei zu kurzer Wirkdauer eines Präparates können sich aus den Eiern noch Milben entwickeln. Die Überlebensfähigkeit der adulten Parasiten in der Umwelt (ca. 3 Wochen) darf nicht vernachlässigt werden (ARENDS u. RITZHAUPT 1995). Ein Medikament muss den Zeitraum der maximalen Dauer der Eientwicklung und zudem auch die Zeitspanne der maximalen Überlebensfähigkeit abseits vom Wirtstier durch einen angemessen lang anhaltenden therapeutischen Wirkstoffspiegel abdecken. Gegebenenfalls muss zweimal im Abstand von 14 Tagen behandelt werden. (RICHTER u. BARTHEL 1999). Das Waschen der Sauen hat mehrere Nachteile. Der Arbeitsaufwand bei einer großen Anzahl von Tieren ist sehr hoch, und Milben, die sich an schlecht zugänglichen Stellen befinden, werden unzureichend bekämpft. Darum ist eine zusätzliche örtliche Behandlung der Ohren erforderlich (RICHTER 2000). Bei den Fütterungsarzneimitteln ist der Vorteil des geringeren Arbeitsaufwandes gegeben, da eine Einzeltierbehandlung entfällt. Bei der Herstellung des Fütterungsarzneimittels muss auf eine hohe Mischgenauigkeit geachtet werden. Die Dosierung muss dem Gewicht der Tiere angepasst sein. Tiere, die zu wenig oder kein Futter

fressen, müssen parenteral nachbehandelt werden, damit keine Therapielücken entstehen. Injektionspräparate stechen durch ihre genaue Dosierbarkeit hervor (RICHTER 2000, MATTHES u. WENDT 2003). Am Beginn der Tilgungsmaßnahme ist ein detaillierter Behandlungsplan zu erstellen (BAIER (2004 b)). Dabei ist eine zweimalige Bestandsbehandlung (Eber, Sauen und Ferkel durch Injektion mit einem Intervall von 14 bis 21 Tagen) bzw. einer insgesamt 14tägigen Futtermedikation (mit einer Pause von sieben Tagen nach einer Woche Medikation) zu empfehlen. Eine einmalige Behandlung birgt Unsicherheiten (GINDELE 2000).

Vor Beginn der Behandlung sollten chronisch erkrankte Tiere aus der Herde entfernt werden, weil die Medikamente bei diesen Tieren ggf. unsicher wirken. Zudem stellen sie eine Gefahr als Reinfektionsquelle dar (ARENDS u. RITZHAUPT 1995)

Zumindest bei älteren Gebäuden sollte eine Umgebungsbehandlung mit Akariziden durchgeführt werden. Ratten und Mäuse, als potentielle Vektoren oder Fehlwirte, müssen bekämpft werden. (ARENDS u. RITZHAUPT 1995, KEßLER 2001 a), Es ist darauf zu achten, dass das Medikament richtig dosiert und verabreicht wird, alle Tiere erfasst werden und die Wartezeiten eingehalten werden. Tiere, die nicht fressen, erhalten eine Injektion (GINDELE 2000).

Nach der Behandlung muss die Wiedereinschleppung verhindert werden (Biosecurity). Mit Hygieneschleusen und dem Wechsel der Kleider für betriebsfremde Personen, durch eine Zutrittsbeschränkung für betriebsfremde Personen, durch Zukauf von Schweinen, die räudefrei sind oder durch Quarantäne und Behandlung neueinzustallender Schweine, durch ein separates Quarantänegebäude mit einer Quarantänedauer von mindestens 14 Tagen (ARENDS u. RITZHAUPT 1995, EBBESEN 1998 a, RICHTER u. BARTHEL 1999, GINDELE 2000, KRANEBURG 2000). Der Tierfluss muss dem Einbahnstraßenprinzip nur in eine Richtung, vom Quarantänestall in die übrigen Stallungen, nicht umgekehrt, erfolgen (KRANEBURG 2000). Die Belegung der Ställe darf nur im Rein-Raus-Verfahren erfolgen (RICHTER u. BARTHEL 1999). Diese Maßnahmen sind nur durch entsprechende Planung der Betriebsabläufe möglich.

Um dieses Ziel der Erradikation zu erreichen, benötigt man einen verhältnismäßig hohen Anfangsaufwand an Arbeit, Zeit und Medikamenten. Andererseits ermöglicht eine solche Tilgungsmaßnahme, den Status „räudeunverdächtig“ zu erreichen. Daraus ergeben sich nicht nur finanzielle Vorteile durch den Wegfall der Verluste.

## **2. Depopulation mit anschließender Repopulation**

In diesem Verfahren werden die Tiere eines Betriebes gegen räudefreie oder SPF-Tiere ersetzt (KRANEBURG 2000). Da die Depopulation bei großen Beständen u. a. aus ökonomischen Gesichtspunkten schwer durchführbar ist, erfolgt die Erradikation meist durch medikamentöse Tilgung (SMETS u. VERCRUYSSSE 2000 b).

## **3. Eradikationsprogramme**

Verschiedene Länder und Organisationen sind dabei, mehr oder weniger systematische Räudefilgungsmaßnahmen mit zusätzlicher Zertifizierung als Qualitätsmerkmal aufzubauen (VESSEUR et al. 1998b, RICHTER u. BARTHEL 1999, BAIER 2004 b)

### Baden-Württemberg:

Folgende Voraussetzungen sind hier z. B. zum Erlangen bzw. zur Aufrechterhaltung des Status „Ektoparasitenfrei“ nötig: Sämtliche Ställe müssen 4 Wochen nach Räumung des Altbestandes leerstehen. Der Bestandsaufbau und die Remontierung erfolgten ausschließlich mit Tieren aus ektoparasitenfreien Herkünften. Nach Aufbau der Herde dürfen keine Ektoparasitenbehandlungen mehr stattfinden. Die erforderlichen Maßnahmen zur Aufrechterhaltung der Betriebssicherheit (Biosecurity) sind installiert, werden praktisch umgesetzt und deren Einhaltung wird laufend kontrolliert (GINDELE 2000). In Kontrolluntersuchungen wird der Zustand nach Tilgung der *Sarcoptes*-Räude überwacht und zertifiziert. Dies geschieht durch Überprüfung der Arzneimittelabgabebelege, klinische Untersuchungen der Haut, Kontrolle des Scheuerindex (<0,4), serologischen Untersuchungen mittels ELISA, Ohrhautgeschabseln, und epidemiologischen Verlaufsuntersuchungen (GINDELE 2000).

### Niedersachsen:

Der Schweinegesundheitsdienst Weser-Ems bemüht sich seit 2001 um den Aufbau „räudeunverdächtiger“ Betriebe (BAIER 2004 a, b) in einer Region mit hoher Schweinedichte.

Mit gut durchorganisierter Tilgungsplanung wurden die Bestände behandelt. Es wurden Verlaufsuntersuchungen (Sarcoptes-ELISA 2001®) zur Zertifizierung durchgeführt. Dabei zeigte sich, dass einmal erworbene Antikörper gegen RäuDEMILben nur sehr langsam fallen

und teilweise bis zu 18 Monaten nachweisbar sind. Einzelne Tiere bleiben problematisch. Der ELISA war ab ca. einem Jahr nach Behandlung als Diagnostikum gut geeignet. Im Juli 2004 wurde der zweite Betriebe in Weser Ems zertifiziert (BAIER 2004 b).

#### Niederlande:

In den Niederlanden wurde mit Räudesanierungen Anfang 1998 durch eine konzertierte Aktion des Schweinegesundheitsdienstes begonnen (RAMBAGS 2004). Dabei standen 4 verschiedene Konzepte der Behandlung zur Auswahl, von denen sich nur die Behandlungsmethoden, mit systemisch wirkenden makrozyklischen Lactonen als brauchbar erwiesen. Auch hier wird als Voraussetzung für eine Bescheinigung der Räudeunverdächtigkeit die Abwesenheit von klinischen Symptomen und Behandlung gefordert. 3x jährlich werden Kontrollen durchgeführt. Seit 2000 wird vom Schweinegesundheitsdienst auch ein eigens entwickelter ELISA zur Überprüfung des Räudestatus eingesetzt.

#### Skandinavien: (Südwest-Finnland)

Im Rahmen eines Programms zur Produktion mit definierten Gesundheitsstatus: „Health class LSO 2000“ sollten Betriebe bezüglich Räude, enzootischer Pneumonie, Dysenterie und Progressive Rhinitis atrophicans saniert werden. Bevor die Betriebe dem Programm beitreten konnten, mussten alle Tiere der teilnehmenden Betriebe (n = 323) mit 2 Ivermectin-Injektionen oder mit drei Waschungen (Phoxim) saniert werden. Andere Betriebe galten schon als räudefrei. Bei Nachkontrollen mittels Ohrhautgeschabseln konnten keine Milben in Betrieben nach Ivermectin - Behandlung gefunden werden. In den meisten dieser Betriebe scheint die Behandlung gelungen zu sein, da in zweifelhaften Betrieben auch mit dem ELISA (Uppsala, Schweden) nur vereinzelt Titer gefunden wurden (HEINONEN et.al 2000).

#### Dänemark:

Hier wurde in den frühen 70er Jahren im Rahmen von SPF-Sanierungen Räudetilgungen in extensiver Weise erreicht. Zum einen wurden Herden im SPF-Verfahren neu aufgebaut zum anderen ist durch Implementierung medikamenteller Sanierungsprogramme die Räude getilgt worden. Durch strenge Biosecurity traten nur 2 Reinfektionen bei mehr als 3000 teilnehmenden Betrieben auf ( JENSEN et al. 2002).

### Vereinigte Staaten von Amerika (USA):

In den USA wurde 1990 ein Räude- und Läuse tilgungsprogramm (herd mange / lice elimination HM / LE, entwickelt von Merck AgVet, Division of Merck & Co inc, Whitehouse Station, NJ, USA) durchgeführt. Einbezogen waren 40.000 Sauen und 300.000 Mastschweine. Diese Tiere wurden bei einem 18-Tage-Intervall zweimal mit Ivermectin behandelt. Anschliessend wurde die Behandlung abgesetzt. 5 Jahre später ließen sich in 95 % der teilnehmenden Betriebe keine Milben mehr nachweisen (BROWN u. MELANCHON 1994, VESSEUR 1998 a).

### Schweiz:

Die medikamentelle Tilgung erfolgte seit 1989 freiwillig nach einem vom schweizerischen Schweinegesundheitsdienst vorgeschriebenen Protokoll (KIRCHER 1999, ZIMMERMANN et al. 1989). Die Revision der Tierseuchenverordnung vom 27. Juni 1995 schuf die rechtlichen Grundlagen zur Durchführung der Flächensanierungen, indem die beiden seuchenhaften Lungenentzündungen der Schweine, die APP und die EP, als „zu bekämpfende Seuchen“ eingestuft wurden (TSV Art. 24). Im Jahr 2001 erfolgten diese Sanierungen auf Anordnung der Kantone. Der SGD (Schweinegesundheitsdienst) ist das ausführende Organ der Sanierungen. 2001 befanden sich landesweit rund 7.000 Betriebe mit insgesamt 79.000 Zuchttieren und knapp 400.000 Mastplätzen in flächensanierten Gebieten. Die Sanierung der Räude war und ist dabei aber freiwillig.

## 2.6 Kreuzreaktive Antikörper gegen Hausstaubmilbenantigene

Die beiden Hausstaubmilbenarten *Dermatophagoides pteronyssinus* und *Dermatophagoides farinae* sind die Hauptquellen für Hausstaubmilbenallergene. Aber auch *Euroglyphus maynei* (in wärmeren Regionen) und *Blomia tropicalis* (in Tropen und Subtropen) stellen wichtige Antigenquellen dar (THOMAS u. SMITH 1998). In vielen Studien wurde mit *Dermatophagoides farinae* gearbeitet, weil diese sich am leichtesten kultivieren lassen (FALK et al. 1981).

Untersuchungen an Kaninchen gaben Hinweise auf Kreuzantigenität von Räude- und Hausstaubmilben. So enthielten Seren von Kaninchen, die mit *Sarcoptes scabiei* var. *canis* infiziert, klinisch erkrankt waren, Antikörper gegen mindestens 6 Proteinfractionen aus Hausstaubmilben. Diese Proteinfractionen wurden aus Milben (*Dermatophagoides farinae* Hughes) extrahierten Probenmaterials hergestellt. Diese Seren reagierten auf Antigenpräparationen von *Sarcoptes scabiei* var. *canis* und Hausstaubmilbenantigenen. (ARLIAN et al. 1988). In einer weiteren Studie, die eigentlich zum Aufdecken geeigneter Antigenfractionen für die Entwicklung eines serologischen Tests (*Sarcoptes scabiei* v. *canis*) ausgerichtet war, wurden schwache Antikörpertiter gegen *Sarcoptes scabiei*, *Dermatophagoides farinae* und *Dermatophagoides pteronyssinus* (IgG, IgE) bei Hunden schon in der Eingangsuntersuchung festgestellt, die auf Hausstaubmilben zurückgeführt wurden (ARLIAN et al. 2000). Übereinstimmungen bezüglich der Antigenstruktur wurden auch zwischen Saugmilben des Schafes (*Psoroptes ovis*) und Gruppe-1-Allergenen von Hausstaubmilben entdeckt (LEE et al. 2002). Somit ist eine serologische Kreuzantigenität zwischen *Sarcoptes scabiei* var. *suis* und *Dermatophagoides pteronyssinus* auch beim Schwein denkbar.



## **3 MATERIAL UND METHODEN**

### **3.1 Beschreibung der Untersuchung (Herdenscreening)**

In der vorliegenden Arbeit sollten Zuchtbetriebe mittels eines serologischen Screenings auf Antikörper gegen *Sarcoptes scabiei* var. *suis* untersucht werden. Zielsetzung der Untersuchung war die Erstellung von Herdenprofilen für 3 verschiedene Kategorien von Betrieben.

#### **3.1.1 Untersuchungskonzeption**

Bei der Suche nach Betrieben wurden einzelne praktizierende Tierärzte im Einzugsgebiet der Tierärztlichen Hochschule Hannover (Norddeutschland) um Mithilfe gebeten. Folgende Einteilung sollte den Tierärzten als Anhaltspunkt dienen, um evtl. geeignete Betriebe herauszusuchen.

#### **Unterteilung der Bestände in 3 Kategorien**

Kategorie 1: Bestände, die als frei von Räude gelten und in denen mindestens seit 18 Monaten keine medikamentelle Ektoparasitenbekämpfung mehr stattgefunden hat (n = 7).

Kategorie 2: Bestände, die eine regelmäßige Ektoparasitenbehandlung durchführen. Hier wurde des Weiteren noch unterschieden, ob die Behandlung als Einzelbehandlung jeweils vor dem Abferkeln (2a (n = 7)) oder als Bestandsbehandlung (2b (n = 7)) vorgenommen wurde.

Kategorie 3: Bestände, die Ektoparasitenbehandlungen nur unregelmäßig durchführen (n = 4)

#### **Vorgehensweise bei der Auswahl der Tiere in den Beständen**

Stichprobenumfang (nach CANNON u. ROE (1982))

In jeder Herde wurde eine Stichprobe von Sauen beprobt. Die Stichprobe war so bemessen, dass bei einer Prävalenz von 5 % und einer Sicherheit von 95 % mindestens ein Tier als krank erkannt würde. Dabei wurden keine Korrekturen in Bezug auf die Sensitivität des ELISA-Testsystems vorgenommen. So wurden von Juli 2002 bis Mai 2004 in Beständen in

Norddeutschland Blutproben gesammelt. Die Bestandsgrößen variierten dabei von 13 bis 2800 Sauen, die Stichprobengrößen dementsprechend von 13 (alle Tiere) bis zu 60 Tieren des Bestandes (genaue Probenzahlen s. Tab. 4).

### **Konkrete Probennahme im Betrieb**

#### Vorgehensweise:

1. Festlegung des Probenumfangs anhand der sich zum Probenzeitpunkt im Betrieb befindlichen Sauen (z.B. bei 2800 im Betrieb befindlichen Sauen 59 Blutproben).
2. Aufteilung des Probenumfangs soweit möglich in vier gleichgroße Altersklassen:
  - a) Jungsauen
  - b) Sauen nach dem 1.Abferkeln
  - c) Sauen zwischen dem 2.und 4..Abferkeln
  - d) Sauen nach dem 4.Abferkeln
3. Die Tiere wurden anhand von Sauenplanerdaten ohne Ansicht der Tiere ausgewählt. Dabei wurden die Tiere gleichmäßig auf die vier obengenannten Altersklassen aufgeteilt.
4. Adspektorische (und palpatorische) Untersuchung auf Hautveränderungen und Juckreiz der beprobten Sauen mit Bewertung auf einem Zählbogen nach der Blutentnahme.

### **3.1.2 Untersuchte Bestände**

Die Bestände sind nach der zeitlichen Reihenfolge der Blutentnahme durchnummeriert worden.

#### **3.1.2.1 Beschreibungen der Kategorie-1-Betriebe (n = 7)**

##### Bestand 1-3

Bei diesen Betrieben handelt es sich um Zuchtbestände in Nordost - Niedersachsen, die strengen seuchenhygienischen Auflagen unterworfen sind. Aufgebaut wurden diese Bestände im SPF-Verfahren.

Das Betreten des jeweiligen Bestandes war nur nach 48-stündiger Karenzzeit ohne Kontakt zu anderen schweinehaltenden Betrieben erlaubt. Die Betriebe mussten durch eine Personenschleuse mit Duschen und vollständigem Kleidungswechsel betreten werden.

Die Betriebe galten als rädefrei, was bislang durch vierteljährliche Hautgeschabselproben überprüft wurde. Behandlungen gegen Ektoparasiten wurden schon mehrere Jahre nicht mehr durchgeführt. Es waren vorberichtlich keine klinischen Erscheinungen von Räude sichtbar.

Die Bestandsgrößen variierten zwischen 300 – 375 Sauen (Aufstallungsform: Gruppenhaltung und Kastenständen auf Betonspaltenboden). Ein Tierquarantänestall war nicht vorhanden, da ausschließlich eigenremontiert wurde.

#### Bestand 6

Hierbei handelte es sich um ein landw. Versuchsgut mit ca. 90 Sauen (Gruppenhaltung mit Transponderfütterung und Kastenstände auf Betonspaltenboden) in Ostniedersachsen. Auch hier galten seuchenhygienische Reglementierungen (Kleidungswechsel). Die Herde wurde seit Jahren nicht gegen Ektoparasiten behandelt und alle bisherigen Untersuchungen auf Räude mittels Hautgeschabsel waren negativ ausgefallen.

#### Bestand 18

Dieser Ferkelerzeugerbetrieb aus dem östlichen Teil Niedersachsens ist ein ehemaliger Zuchtsauenvermehrer mit eigener Nachzucht, der die strengeren Hygieneauflagen der Vermehrungsstufe beibehalten hat (Duschen und vollständiger Kleidungswechsel).

Die Betriebsgröße betrug ca. 185 Zuchtsauen, die in Gruppenhaltung mit Transponderfütterung auf Betonspaltenboden gehalten wurden. Die letzte Ektoparasitenbehandlung fand 1976 statt. Es gab vorberichtlich keine klinischen Anzeichen für Räude.

#### Bestand 24

Dieser Betrieb aus Westniedersachsen hielt 120 Sauen in zwei geschlossenen Gebäuden in Einzelhaltung mit Auslauf (Kastenstände) auf Betonspalten. Es handelte sich hier um einen Jungsauensvermehrerbetrieb. Der Bestand wurde durch einen Umkleideraum (Kleidungswechsel: Overall und Stiefel) betreten.

Die Ektoparasitenbehandlung erfolgte bis 2002 regelmäßig. Im Mai 2003 wurde der Bestand durch den SGD Weser - Ems stichprobenartig serologisch auf Antikörper gegen *Sarcoptes suis* untersucht und aufgrund negativer Ergebnisse (aus 2003) wurde weiterhin auf Behandlung verzichtet. Im Mai 2004 fanden eigene Untersuchungen statt.

## Bestand 12

Hierbei handelte es sich um einen im Jahre 2003 neu aufgebauten Ferkelerzeugerbetrieb in Mecklenburg - Vorpommern mit ca. 2300 Zuchttieren, teils in Kastenständen, teils in Gruppenhaltung auf Spaltenboden gehalten. Dieser Betrieb hatte zwar seit 18 Monaten keine Ektoparasitenbehandlung mehr durchgeführt, ließ sich aber aufgrund des Neuaufbaus nicht gut mit den anderen Betrieben der Kategorie 1 vergleichen, und wird daher gesondert betrachtet.

Beim Neuaufbau des Bestandes wurde allen Sauen 5 ml Doramectin (Dectomax S®, Fa. Pfizer, Karlsruhe) injiziert. Alle später neuzugestellten Tiere wurden ebenso behandelt. Danach wurden die Tiere nicht mehr behandelt. Auch dieser Bestand wurde über eine Personenschleuse (Duschen und vollständiger Kleidungswechsel) betreten. Der Bestand war noch sehr jung. Die ältesten Tiere standen zum Zeitpunkt der Untersuchung zur zweiten Abferkelung an. Klinische Anzeichen von Räude waren nicht erkennbar.

**Tabelle 2 Behandlungsstrategien gegen Ektoparasiten in den Betrieben der Kategorie 2 und 3**

<b>Kategorie *</b>	<b>Betriebrnr.</b>	<b>Behandlungsschema:</b>	<b>Dosierung nach Herstellerangaben (s. u.)</b>
2a	14	10 Tage vor Abferkeln Ivomec Prämix® für ca. 4 Tage	
	15	10 Tage vor Abferkeln Ivomec Prämix® für ca. 4 Tage	
	16	3 Wo. vor Abferkeln Virbamec S® 1x	
	17	10 Tage vor Abferkeln Virbamec S® 1x	
	19	10-17 Tage vor Abferkeln Dectomax S® 1x	
	20	10 Tage vor Abferkeln Ivomec Prämix® für ca. 4 Tage	
	25	Ivomec S® vor dem Abferkeln 1x	
2b	7	24.12.01 & 7.1.02 Sanierung Ivomec S®, zuvor halbjährliche Behandlung	
	8	2x / Jahr für 6 Tage Ivomec Prämix®	
	9	2x / Jahr für 6 Tage Ivomec Prämix®	
	10	2x / Jahr Dectomax S® 1x	
	11	2x / Jahr für 6 Tage Ivomec Prämix®	
	22	Alle 4 Mon. Ivomec S® 1x	
	23	Alle 8 Mon. Ivomec Prämix® für ca. 4 Tage	
3	4	Letzte Behandlung 12.7.01 Dectomax S® 1x	
	5	10-17 T vor Abferkeln Dectomax S® 1x	
	13	Unregelmäßig Sebacil® / Dectomax S®	
	21	Unregelmäßig zuletzt 2000 Ivomec S®	
		Ivomec Prämix® (Fa. Merial, Hallbergmoos)	Dosierung 1 kg / t Mischfutter
		Virbamec S® (Fa Virbac Tierarzneimittel GmbH, Bad Oldesloe)	Dosierung 1 ml / 33 kg KGW i.m.
		Dectomax S® (Fa. Pfizer, Karlsruhe)	Dosierung 1 ml / 33 kg KGW i.m.
		Sebacil® (Fa. Bayer Healthcare, Leverkusen)	pour on

**Neben dem Betrieb ist die Art der Ektoparasitenbehandlung aufgeführt. Die Dosierung ist im unteren Teil grau unterlegt. Nähere Angaben zur Durchführung finden sich für die Kategorie 2 in Kapitel 3.1.2.2 und für Kategorie 3 in Kapitel 3.1.2.3 (\* s. Kap. 3.1.1)**

### **3.1.2.2 Beschreibungen der Kategorie-2-Betriebe**

#### **Kategorie 2a-Betriebe (n = 7)**

##### Bestand 14, 15, 20

Diese drei Bestände in Zentral-Niedersachsen haben sich zu einer arbeitsteiligen Ferkelproduktion zusammengeschlossen. Betrieb 20 war dabei ein reiner Deckbetrieb, auf dem die Zuchtsauen von Betrieb 14 und von Betrieb 15 besamt und gescannt wurden. Betrieb 14 und 15, reine Warte- und Abferkelbetriebe, lagen in einem Umkreis von 10 km um den Deckbetrieb 20. Dabei besaßen beide (14 und 15) nochmals zwei örtlich getrennte Betriebsteile. Für die Blutentnahme wurden daher aus jedem Standort (14 a + 14 b & 15 a + 15 b) etwa die gleiche Anzahl Proben entnommen. Die seuchenhygienischen Maßnahmen bestanden in diesen Betrieben aus Kleidungswechsel (Overall und Stiefel). Die Tiere wurden in Kastenständen in Gruppen mit Auslauf auf Spaltenboden (eine kleine Gruppe (14 a) auf Stroh-Tiefstreu) gehalten. Entwurmt und gegen Räude behandelt wurden die Tiere durch Futtermedikation mit Ivomec Prämix® (s. Tab. 2) etwa 10 Tage vor dem Abferkeln für 3 - 4 Tage.

##### Bestand 16

Dieser Betrieb aus Niedersachsen zählt etwa 300 Sauen und war auf die Ferkelproduktion spezialisiert. Die Ferkel wurden immer an ein und denselben Mäster verkauft. Die Tieren standen in drei Gebäuden in Kastenständen ohne Auslauf auf Spaltenboden. Der Betrieb wurde durch einen Umkleideraum (Overall und Stiefel) an der Straße betreten. Die Sauen wurden etwa 3 Wochen vor dem Abferkeln einmal mit Virbamec S® (s. Tab. 2) behandelt.

##### Bestand 17

Dieser niedersächsische Betrieb arbeitete in einem geschlossenen System mit ca. 500 Sauen und etwa 3000 Mastplätzen. Die Sauen befanden sich im Stallgebäude auf dem Hof (Kastenstände und in Gruppen in einem ehemaligen Maststall auf Spaltenboden auf dem Hofgelände). Die Ferkel wurden zur Mast in den einige Kilometer entfernten Maststall außerhalb des Zuchtbetriebes gebracht. Den Sauen wurde etwa 10 Tage vor dem Abferkeln Virbamec S® (s. Tab. 2) injiziert.

### Bestand 19

Dieser Ferkelerzeuger in Zentral-Niedersachsen hielt 196 Sauen in zwei geschlossenen Gebäuden in Gruppenhaltung mit Transponderfütterung, in Kastenständen und auf Betonspalten. Die Jungsauen waren in einem Quarantänestall in Tiefstreuhaltung untergebracht (direkt neben der Gruppenhaltung). Es bestand eine Erzeuger – Mäster Direktbeziehung, d. h. alle Ferkel wurden an ein und denselben Mäster verkauft. Die Ektoparasitenbehandlung erfolgt 10-17 Tage vor dem Abferkeln durch einmalige Applikation von Dectomax S® (s. Tab. 2).

### Bestand 25

Dieser Betrieb aus Nordwestniedersachsen hielt etwa 160 Sauen und war auf die Ferkelproduktion spezialisiert. Die Ferkel wurden immer an denselben Mäster verkauft. Die Tieren standen in drei Gebäuden in Kastenständen ohne Auslauf auf Spaltenboden. Der Betrieb wurde durch einen Umkleideraum (Overall und Stiefel) durch das Haus betreten. Die Sauen erhielten vor dem Abferkeln Ivomec S® (s. Tab. 2).

## **Kategorie 2b-Betriebe (n = 7)**

### Bestand 7

Bei diesem Bestand handelte es sich um einen Ferkelerzeuger nördlich von Bremen. Der Bestand umfasste etwa 500 Zuchtsauen, die in Kastenständen auf Spaltenboden gehalten wurden. Betreten des Betriebes erfolgte nach Duschen und Wechsel der Kleidung. In diesem Betrieb wurde 2001 klinisch und mikroskopisch Räude nachgewiesen.

Eine Behandlung wurde daraufhin am 24.12.01 und am 7.01.02 durchgeführt. Allen Sauen wurde durch den betreuenden Tierarzt Ivomec S® (s. Tab. 2) injiziert. Neu zugestellte Jungsauen erhielten seitdem zweimal Ivomec S® im Abstand von 14 Tagen und wurden in einem Quarantänestall außerhalb des Sauenstalles für 4 Wochen untergebracht. Der Quarantänestall befand sich allerdings in räumlicher Nähe zu den Flatdeckställen, in dem die Absetzferkel untergebracht waren.

### Bestand 8

In diesem Ferkelerzeugerbetrieb aus dem westlichen Teil Niedersachsens mit etwa 450 Zuchtschweinen beschränkten sich die seuchenpräventiven Maßnahmen auf das Überziehen von bestandseigenem Overall und Stiefeln. Die Sauen waren in Gruppen, größtenteils in Kastenständen (Spaltenboden) und wenige in Gruppenhaltung an zwei örtlich voneinander getrennten Stallgebäuden aufgestellt.

Es wurde zweimal jährlich über einen Zeitraum von 6 Tagen eine Entwurmung und Ektoparasitenbehandlung der Sauen mit Ivomec Prämix® (s. Tab. 2) durchgeführt.

### Bestand 9

Dieser Ferkelerzeugerbetrieb hatte eine Größe von ca. 1700 Sauen und lag im westlichen Niedersachsen. Die Tiere wurden in einem geschlossenen Stallgebäude in Kastenständen und in Gruppen freilaufend gehalten (Spaltenboden). Das Betreten des Betriebes erfolgte nach Duschen und Wechsel der Kleidung in einer Personenschleuse.

Zweimal pro Jahr wurde über einen Zeitraum von 6 Tagen eine Entwurmung und Ektoparasitenbehandlung der Sauen mit Ivomec Prämix® (s. Tab. 2) durchgeführt.

### Bestand 10

Dieser Betrieb in nördlichen Niedersachsen umfasste eine Zuchtsauenherde von etwa 330 Sauen zur Ferkelerzeugung. Die Tiere wurden allesamt in mehreren Abteilen in Kastenständen auf Spaltenboden gehalten. Die seuchenpräventiven Maßnahmen bestanden in diesem Betrieb aus Kleidungswechsel. Die Ektoparasitenbehandlung erfolgte zweimal jährlich durch Applikation von Dectomax S® (s. Tab. 2).

### Bestand 11

Auf dieser Schweinezuchtanlage in West-Niedersachsen mit ca. 1500 Sauen wurden die Sauen in mehren Gruppen in einem geschlossenen Stallgebäude in Massivbauweise in etwa 15 Abteilen in Kastenständen auf Spaltenboden gehalten. Die Absetzferkel wurden auf örtlich getrennten Betrieben aufgezogen. Das Betreten des Betriebes erfolgte nach Duschen und Wechsel der Kleidung. Zweimal pro Jahr wurde über einen Zeitraum von 6 Tagen eine Entwurmung und Ektoparasitenbehandlung der Sauen mit Ivomec Prämix® (s. Tab. 2) durchgeführt.



#### Bestand 22

Dieser Betrieb im nordwestlichen Niedersachsen hielt etwa 140 Sauen in mehreren geschlossenen Stallgebäuden in Massivbauweise. Die Tiere waren in Kastenständen auf Spaltenboden aufgestellt. Der Betrieb war auf die Produktion von Jungsauen spezialisiert. Die Ferkel wurden in einem räumlich getrennten Stall untergebracht. Der Betrieb wurde durch einen Umkleideraum (Overall und Stiefel) durch das Haus betreten. Die Sauen wurden alle 4 Monate mit Ivomec S® (s. Tab. 2) behandelt.

#### Bestand 23

Auf dieser Schweinezuchtanlage im südwestlichen Niedersachsen mit ca. 600 Sauen wurden die Sauen in mehreren Gruppen in einem geschlossenen Stallgebäude in Massivbauweise in etwa 10 Abteilen in Kastenständen auf Spaltenboden gehalten. Die Absatzferkel wurden auf örtlich getrennten Betrieben aufgezogen. Das Betreten des Betriebes erfolgte nach Duschen und Wechsel der Kleidung. Alle 4 Monate fand eine Entwurmung mit Ivomec Prämix® (s. Tab. 2) statt.

### **3.1.2.3. Beschreibungen der Kategorie-3-Betriebe (n = 4)**

#### Bestand 4

Dieser landwirtschaftliche Betrieb aus Zentral-Niedersachsen mit 140 Sauen arbeitete im geschlossenen System. Die Sauen wurden in Gruppen von 17-20 Tieren mit Transponderfütterung auf Spaltenboden gehalten. Flatdeck und Maststall befanden sich in unmittelbarer Nähe auf dem Hofgelände. Die seuchenhygienischen Maßnahmen bestanden in diesem Betrieb aus Kleidungswechsel (Overall und Stiefel). Die letzte Ektoparasitenbehandlung war datiert auf den 12.07.2001 mit Dectomax S® (s. Tab. 2). Die Tiere zeigten nur ggr. klinisch sichtbare Hautveränderungen, die sich nach Angabe des Landwirts auch seit der letzten Behandlung nicht verschlimmert hatten, sodass zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Notwendigkeit der Behandlung gesehen wurde.

### Bestand 5

Auf dieser westniedersächsischen Schweinezuchtanlage mit ca. 2800 Sauen wurden die Sauen in mehren aneinandergereihten Ställen in Massivbauweise in vielen Abteilen in Kastenständen auf Spaltenböden (teils noch Anbindehaltung) gehalten. Einige Ställe waren in Gruppenhaltung auf Spaltenböden ausgelegt. Das Betreten des Betriebes erfolgte nach Wechsel der Kleidung (Overall und Stiefel). Für Lieferfahrzeuge existierte ein Durchfahrbecken, das mit Desinfektionslösung bestückt war. Die Ektoparasitenbehandlung erfolgte unregelmäßig 10-17 Tage vor dem Abferkeln durch Applikation von Dectomax S® (s. Tab. 2). Es waren hochgradige (hgr.) klinisch sichtbare Hautveränderungen erkennbar.

### Bestand 13

Dieser Betrieb aus dem westlichen Niedersachsen mit 13 Sauen arbeitete im geschlossenen System (Zuerwerbsbetrieb). Die Sauen wurden einzeln und kontinuierlich zum Abferkeln gebracht. Es erfolgte keine Reinigung und Desinfektion, Haltungsform: Spaltenboden (Kunststoff, Beton). Abferkelstall und Flatdeck bildeten ein Abteil. Durch eine Verbindungstür gelangte man zum Wartebereich und Maststall, wo auch noch 10 Mastbullen gehalten wurden. Seuchenpräventive Maßnahmen, wie z. B. bestandseigener Overall und Stiefel existierten in diesem Bestand nicht. Es fand nur selten und unregelmäßig eine Ektoparasitenbehandlung mit Sebacil Pour On® und Dectomax S® (s. Tab. 2) statt.

### Bestand 21

Dieser Betrieb aus Niedersachsen mit 13 Sauen arbeitete im geschlossenen System (Zuerwerbsbetrieb). Die Sauen wurden einzeln und kontinuierlich zum Abferkeln gebracht. Es erfolgte keine Reinigung und Desinfektion. Haltungsform: Stroh auf Beton und Holzaufstallung. Abferkelstall und Flatdeck bildeten ein Abteil. Durch eine Tür verbunden gelangte man zum Wartebereich. Seuchenpräventive Maßnahmen wie betriebseigene Overalls und Stiefel existierten in diesem Bestand nicht. Es fanden nur unregelmäßig Parasitenbehandlungen statt: Zuletzt im Jahr 2000 mit Dectomax S® (s. Tab. 2).

### **3.1.3 Klinische Untersuchungen**

Ziel der klinischen Untersuchungen war die Erfassung von „Räude-typischen“ Hautveränderungen, um zu überprüfen, ob anhand einer Vorselektion der zu beprobenden Tiere eine Probenumfangsreduktion ermöglicht werden kann.

#### **3.1.3.1 Hautindex**

Die Qualität der Hautveränderungen wurde der Durchführbarkeit halber nach folgenden einfachen Veränderungen klinisch adspektorisch / palpatorisch erfasst und folgenden Hautindexklassen von 0-4 zugeordnet.

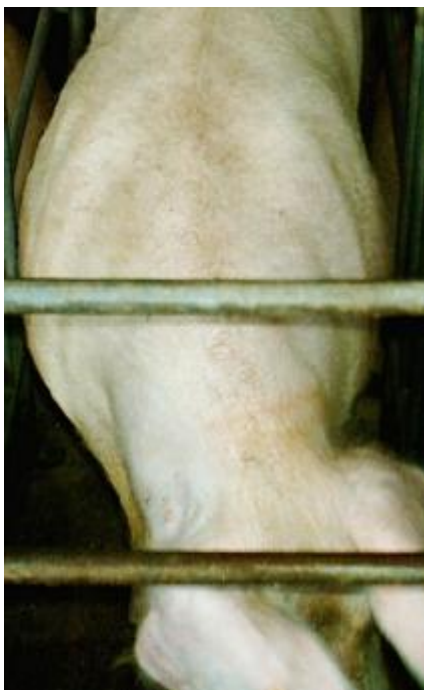
0. ohne krankhafte Veränderungen (Abb. 1)
  
1. grauweiße trockene Schuppen unterschiedlicher Größe (Abb. 2)
  
2. grauweiße Schuppen mit (meist zentralgelegenen) braunen, trockenen bis zäh-schmierigen Punkten (Abb. 3 und Abb 4)
  
3. kleine mittelbraune trockene bis zäh-schmierige dünne Beläge ohne Schuppenbildung (Abb. 5 und Abb. 6)
  
4. größere graubraune bis mittelbraune trockene Krusten (Abb. 7 und Abb. 8)  
(Schlüssel nach BIRKENFELD 1986)



**Abb. 1: Beispiel für Hautindex 0**  
Haut ohne krankhafte Veränderungen



**Abb. 2: Beispiel für Hautindex 1**  
grauweiße trockene Schuppen  
unterschiedlicher Größe



**Abb. 3: Beispiel für Hautindex 2**  
grauweiße Schuppen mit (meist zentralgelegenen) braunen, trockenen bis zäh-schmierigen Punkten



**Abb. 4: Beispiel für Hautindex 2**  
grauweiße Schuppen mit (meist zentralgelegenen) braunen, trockenen bis zäh-schmierigen Punkten



**Abb. 5: Beispiel für Hautindex 3**



**Abb. 6: Beispiel für Hautindex 3**

**kleine mittelbraune trockene bis zähschmierige dünne Beläge ohne Schuppenbildung**



**Abb. 7: Beispiel für Hautindex 4**



**Abb. 8: Beispiel für Hautindex 4**

**größere graubraune bis mittelbraune trockene Krusten**

### **3.1.3.2 Scheuerindex**

Eine Gruppe von 15 – 30 Sauen wurde in jedem Betrieb von unauffälliger Stelle aus beobachtet. Die Anzahl der Kratzaktivitäten in 15 Minuten wurde durch die Anzahl der beobachteten Tiere dividiert. Dabei wurden in einzelnen Betrieben zu wenig Sauen in den Abteilen zusammen gehalten, sodass hier kein Scheuerindex ermittelt werden konnte (Betriebe 7, 13, 12, 17, 21).

### **3.1.3.3 Alter der beprobten Tiere**

Am Ende jeder Bestandsbeobachtung sind zu jedem Tier Alter und Wurfzahl notiert worden. In den meisten Herden standen dabei Sauenplanerdaten zur Verfügung. Da aber in einigen der beprobten Betriebe nur die Anzahl der abgeschlossenen Würfe aufgeschrieben wurden, wurde das Alter der Tiere als Anzahl abgeschlossener Würfe näherungsweise übernommen.

## **3.2 Laboruntersuchungen**

Die Hautgeschabsel wurden auf tote Milben und das Blut auf Antikörper gegen *S. scabiei var. suis* untersucht.

### **3.2.1 Milbennachweis**

Bei einem Teil der serologisch untersuchten Tiere, wurde ein direkter Milbennachweis mittels Hautgeschabsel versucht. Grundsätzlich sollten alle Sauen mit positivem Serotiter untersucht werden. Darüber hinaus sollten ggf. zusätzlich einige Sauen mit auffälligen Hautveränderungen beprobt werden (Anzahl / Betrieb s. Tab. 4). Einige seropositive Sauen konnten nicht nachuntersucht werden, da sie den Betrieb verlassen hatten. In drei Betrieben (7, 12, 17) wurden auf Wunsch der Betriebsleiter keine Nachuntersuchungen per Hautgeschabsel vorgenommen.

#### Entnahme und Verarbeitung der Ohr- und Körperhautgeschabsel:

Die Hautgeschabsel wurden mit Hilfe eines Schlaufenmessers nach Buss aus dem Cavum conchae und zusätzlich an veränderten Hautbezirken der Tiere entnommen, wobei bis zum Blutaustritt gekratzt wurde. Die Hautproben wurden anschließend für den Transport in feuerfeste Reagenzgläser gefüllt. Die Reagenzgläser wurden sofort nach dem Befüllen mit

einem Gummistopfen versehen, um ein potentiell Auswandern der Milben (falsch negatives Ergebnis) zu verhindern. Nach jeder Entnahme erfolgte eine Desinfektion der Instrumente durch thermische Erhitzung mit einem Bunsenbrenner. Die Bearbeitung der Proben im Labor erfolgte am selben oder am darauffolgenden Tag.

Das Probenmaterial wurde für den Totnachweis in feuerfesten Reagenzgläsern mit ca. 8 ml 10%iger Kalilauge (KOH) übergossen und bis zum Sieden erhitzt. Dabei setzt sich das Probenmaterial am Boden ab. Jetzt wurde das Probenmaterial samt KOH in spitze Zentrifugenröhrchen gegeben und 10 Minuten bei 2600 g zentrifugiert. Der Überstand wurde bis auf einige Tropfen abgegossen und das Sediment in der verbliebenen Flüssigkeit aufgeschüttelt. Von dieser Probe wurden einzelne Tropfen auf einen Objektträger gegeben und mit einem Deckgläschen versehen. Im Anschluss daran erfolgte die mikroskopische Untersuchung mit 10-facher Vergrößerung. Verdächtige Strukturen wurden bei stärkerer Vergrößerung untersucht. Die Untersuchungsbefunde wurden einer von zwei Kategorien zugeordnet:

0 = keine *Sarcoptes*-Milben oder Eier nachgewiesen

1 = *Sarcoptes*-Milben bzw. Eier nachgewiesen

### **3.2.2 Serologie**

#### **3.2.2.1 Entnahme und Verarbeitung der Blutproben**

Das Blut wurde bei den Sauen aus der Vena jugularis externa, bei den Ferkeln aus der Vena cava cranialis oder der Vena jugularis externa entnommen. Nach der Koagulation wurden die Proben bei 2600 g 10 Minuten zentrifugiert, der Serumüberstand abpipettiert und in Eppendorfgeläße (2 Aliquots je Serumprobe) gefüllt. Das Serum wurde dann bis zur weiteren Untersuchung bei minus 18 °C aufbewahrt. Mit dem Plasma (CaEDTA-Röhrchen) wurde ebenso verfahren.

#### **3.2.2.2 Testdurchführung**

Die im Rahmen des Herdensch Screenings entnommenen Serumproben wurden nach dem Auftauen bei Zimmertemperatur aufgeschüttelt und kurz zentrifugiert (30 sec bei 4000 U /



min), um die Tropfen auf der Unterseite des Deckels des Eppendorfgefäßes zurück in die Serumprobe zu befördern.

Für die quantitative Bestimmung von IgG-Antikörpern gegen *S. scabiei var. suis* wurde das Testsystem Sarcptes ELISA 2001® (AFOSA GmbH, Luckenwalde) verwendet. Die ELISA - Mikrotiterplatte wurde mit einer *Sarcptes*-Antigen-Präparation beschichtet geliefert.

Von den aufgetauten und aufbereiteten Serumproben wurden 5 µl zu 495 µl des gebrauchsfertig mitgelieferten Probenverdünnungspuffers in Matrixröhrchen gegeben.

Als erstes wurden die Negativ-, Positivkontrollseren und der Leerwert (Probenverdünnungspuffer), die als gebrauchsfertige Lösungen im Testkit enthalten sind, auf die Mikrotiterplatte gegeben. Die verdünnten Proben wurden nun mit einer Eppendorf-Multikanalpipette aus den Matrixröhrchen in die einzelnen Kavitäten der Mikrotiterplatte verbracht. Die Proben wurden dabei als Einzelwertmessungen untersucht. Um Verdunstungsverluste zu vermeiden, wurden die Mikrotitervertiefungen mit einem Klebestreifen verschlossen und 60 Minuten bei Raumtemperatur (18 – 25 °C) inkubiert. Antikörper gegen *S. scabiei var. suis* bilden während der Inkubation von einer Stunde in der beschichteten Vertiefung einen Komplex mit der *Sarcptes*-Antigen-Präparation. Danach wurde nichtgebundenes Material in den Mikrotiterplattenvertiefungen fünfmal mit je 300 µl Waschpuffer entfernt. Hierzu wurde ein Multi-Reagenz-Waschgerät der Fa. Dynatech Laboratories, Sullyfield Cir. Chantilly, USA verwendet.

Anschließend wurde mit der Multikanalpipette 100 µl Enzymkojugat (Anti-Schwein-IgG mit Meerrettichperoxidase konjugiert (gebrauchsfertige Lösung im Testkit)) hinzugefügt (60 min bei Raumtemperatur). Ungebundenes Enzym-Konjugat wurde erneut durch fünfmaliges Waschen (300 µl Waschpuffer) mit dem o. g. Waschgerät entfernt. Nach Substratzugabe mit der Multikanalpipette (100 µl Tetramethylbenzidin (TMB)-Lösung konserviert mit Thiomersal (Testkit)) erfolgte eine Farbentwicklung durch antikörpergebundenes Enzym. Nach genau 15 Minuten wurde die Farbreaktion durch Zugabe von 100 µl 1 N Schwefelsäure gestoppt.

Schlussendlich wurden dann innerhalb von 10 Minuten nach der Stoppreaktion die Extinktionswerte (Optische Dichten) der einzelnen Proben und Kontrollen mit einem Fotometer (MRX Microplate Reader Fa. Dynex Technologies, USA) bei einer Wellenlänge von 450 nm gemessen. Es fand keine Messung einer Referenzwellenlänge statt, da eine solche auch vom Hersteller so nicht vorgesehen ist. Die diagnostische Bewertung erfolgt dabei durch



den Vergleich der Extinktionswerte (Wellenlänge 450 nm) von Proben und Kontrollen, wobei die Negativkontrollen einen 0 % Level bilden, während die Positivkontrollen als 100 % Level anzusehen sind. Die einzelne Probenwerte werden mit den Kontrollen verglichen und als Optische Dichte Prozent (OD %) gemäß folgender Formel berechnet.

$$\text{OD \% der Probe} = \frac{(\text{OD-Probe minus OD-Negativkontrolle}) \times 100}{(\text{OD-Positivkontrolle minus OD-Negativkontrolle})}$$

Durch diese Art der Berechnung sind auch negative OD % Werte möglich. Die Grenze zwischen negativen und grenzwertigen Befunden wird als „Cut-off“ Wert bezeichnet. Zum Sarcptes-ELISA 2001® werden vom Hersteller folgende Wertungsbereiche vorgegeben: Negativbereich <16 OD %, einen grenzwertigen (fraglichen) Bereich von 16–24 OD % und einen Positivbereich >24 OD %.

Um unbeabsichtigten Fehlern vorzubeugen, sind am Ende der Testdurchführung Qualitätskontrollen in Form von Grenzwerten vorgesehen. Diese Proben- und Kontrollwerte dürfen nur in bestimmten Toleranzen über- oder unterschritten werden. So darf bei der Positivkontrolle für die optische Dichte (tatsächlicher Extinktionswert) ein Wert von 1 nicht unterschritten und ein Wert von 2,8 nicht überschritten werden. Der Negativkontrollwert (Extinktion) darf maximal 20 Prozent des Positivkontrolllevels (Extinktion) erreichen. Der Leerwert (Probenverdünnungspuffer) darf einen Extinktionswert von 0,1 nicht übersteigen.

Bei der Durchführung des ELISAs wurden zudem pH-Werte der Waschlösung, sowie die Raumtemperatur aufgezeichnet, um mögliche äußere Einflüsse auf die Testdurchführung zu berücksichtigen. Die pH-Werte der Waschlösungen schwankten zwischen 7,3 und 7,7. Die Raumtemperaturen variierten zwischen 21 und 25 °C.

### **3.3 Infektionsversuch mit Hausstaubmilben (*Dermatophagoides pteronyssinus*)**

Zur Klärung, ob ubiquitär vorkommende Hausstaubmilben (*Dermatophagoides pteronyssinus*) bzw. deren Antigenstruktur kreuzreaktive Antikörper, die auch gegen *Sarcoptes suis* gerichtet sind und somit falsch positive Ergebnisse im Sarcptes ELISA 2001®, hervorrufen, wurde ein Infektionsversuch durchgeführt.

Als Antigenquelle wurde eine entsprechende vitale Hausstaubmilbenkultur der Firma Afosa GmbH, Luckenwalde eingesetzt. Die Kultur für die Gabe über das Futter umfasste 750 ml,

portioniert in 15 Plastikröhrchen mit jeweils 50 ml. Das Kulturmedium für die Hausstaubmilben enthielt Weizenkleie, Hefe und etwa 20 Volumenprozent Daphnien (Wasserflöhe). Zum Zeitpunkt der Verfütterung war das Kulturmedium fast verbraucht, die Milben zeigten mikroskopisch eine hohe Vitalität (über 50 % lebend) und hatten sich stark vermehrt. Angaben zur Milbendichte ließen sich nicht genau treffen. Um eine Verfälschung durch Wasserflohantigene im Kulturmedium auszuschließen, wurden der Negativkontrolle Daphnien über das Futter verabreicht. Für eine zweite Versuchsgruppe wurden die Milben aus der Kultur ausgewaschen und als Suspension in Kochsalzlösung (1,5 ml) zur Verfügung gestellt. Mindestens 60 % der Milben waren unter dem Mikroskop vital (ca. 500 - 900 µl sedimentierte Hausstaubmilben in 1,5 ml). Ein direkter Kontakt der Milben mit den Versuchstieren wurde über Hautskarifikationen durchgeführt.

15 Ferkel aus einem räudefreien Bestand (SPF) wurden in 3 Gruppen zu je 5 Ferkeln eingeteilt. Die Ferkel wurden für den Versuch einzeln aufgestellt (Stroheinstreu, Wasser ad libitum, klinikeigenes Futter 2x / Tag).

**Tabelle 3 Zeitplan des Infektionsversuchs mit Hausstaubmilben**

	<b>Kontrollgruppe</b>	<b>Versuchsgruppe 1</b>	<b>Versuchsgruppe 2</b>
<b>Antigenkontakt</b>	Daphnien p.os	Milben & Kulturmedium p.os	Milben kutan
<b>Zeitraum</b>	Tag 1-10 Tag 22-26	Tag 1-10 Tag 22-26	Tag 1 Tag 22
<b>Blutentnahme</b>	Tag 1 (vor Applikation) Tag 15 Tag 22 (vor Applikation) Tag 36 Tag 50	Tag 1 (vor Applikation) Tag 15 Tag 22 (vor Applikation) Tag 36 Tag 50	Tag 1 (vor Applikation) Tag 15 Tag 22 (vor Applikation) Tag 36 Tag 50

Die Ferkel wurden nach oben stehendem Zeitplan behandelt und beprobt:

### Gruppen:

- a. Kontrollgruppe: per-os-Gabe von Daphnien über das Futter ( 20 gr täglich)
- b. 1. Versuchsgruppe: per-os-Gabe von Dermatophagoides pteronyssinus + Kulturmedium (10 ml (davon ca. 40 Volumenprozent Milben) je Tier und Tag (über insgesamt 15 Tage))
- c. 2. Versuchsgruppe: Jeweils an Tag 1 und Tag 22 s wurden Hautskarifikationen an 4 Stellen vorgenommen (2x Rücken, 2x Ohrgrund) und die Milbensuspension eingerieben (durchschnittlich 800 µl Milbensediment aus einem Eppendorfgefäß je Tier).

### **3.4 Vergleichende Untersuchung von Serum- und Plasmaproben mit dem Sarcptes ELISA 2001®**

Um festzustellen, ob Serum und Plasma gleichermaßen für das Testsystem Sarcptes ELISA 2001® (s. 3.2.2.2) verwendbar sind, wurden 107 Serum und Plasmaproben der selben Tiere aus der Blutserologischen Überwachung im Rahmen der staatlichen Tierseuchenbekämpfung (AK-Monitoring) ausgewählt, deren Plasma (gewonnen mit CaEDTA- Kabavetten, Fa.Sarstedt, Nürmbrecht) und Serum (gewonnen mit Monovetten, Fa. Sarstedt, Nürmbrecht), jeweils aus vena jugularis externa per Blutprobe entnommen, vergleichend untersucht wurde.

### **3.5 Vergleich von Sauenserum und Serum von dazugehörigen Saugferkeln**

Da sich Ferkel einfacher handhaben lassen als Sauen, sollte kontrolliert werden, ob die Bestimmung maternaler Antikörpertiter bei Saugferkeln eine Alternative zur Untersuchung der Sau darstellt. Dazu wurden bei 17 Sauen und von je 4 Ferkeln aus den dazugehörigen Würfen Serumproben gezogen. Die Ferkel waren dabei nicht älter als 5 Tage. 4 Sauen stammten aus einem räudeunverdächtigen Bestand, während 13 aus einer Herde mit positivem Milbennachweis im Hautgeschabsel kamen.

### **3.6 Statistische Methoden**

Für die Betriebe wurde hinsichtlich ihrer Behandlungsstrategie (Kategorie 1, 2a, 2b, 3) eine 1-faktorielle Varianzanalyse (GLM: Generalised linear model) für unabhängige Stichproben (F-Test) mit anschließendem multiplen Mittelwertsvergleich nach Tukey (Tukey's Studentized Range Test HSD)) bezüglich Seroprävalenz positiv getesteter Sauen und bezüglich

Titermittelwert gerechnet (s. 4.1). Beim Tukey-Test wird eine Irrtumswahrscheinlichkeit  $p < 0,05$  vorausgesetzt.

Für jeden einzelnen Betrieb wurde hinsichtlich Titerhöhe eine Berechnung von Mittelwert, Standardabweichung, Maximum, 75 % Quartil, Median, 25 % Quartil und Minimum durchgeführt und als Boxplotgrafik dargestellt.

Für die Hautindexklassen wurde das Odds-Ratio bezüglich des Auffindens seropositiver Testergebnisse berechnet. Hierzu wurden die Tiere nach Hautindex (s. 3.1.3.1) dichotomisiert und das Odds-Ratio zwischen Hautindex (a: [HI = 3, 4: exponiert und HI = 0, 1, 2: nicht exponiert], b: [HI = 4: exponiert und HI = 0 bis 3: nicht exponiert]) und Serologie (positiv = 1; negativ & fraglich = 2) ermittelt (s. 4.3.1).

Für die Variablen Scheuerindex (SI) und Seroprävalenz, sowie für Scheuerindex (SI) und Titermittelwert wurde der Korrelationskoeffizient nach Spearman für nicht normalverteilte Grundgesamtheiten berechnet (s. 4.3.2).

Für die Altersklassen (Wurfnummer, Kap. 4.4) wurde das Odds-Ratio bezüglich des Auffindens seropositiver Testergebnisse berechnet. Dazu wurden die Tiere nach Wurfnummern klassifiziert und das Odds-Ratio zwischen Wurfklassen (a: [Wurf  $\geq 1$ : exponiert und Wurf  $< 1$  (Jungsauen) nicht exponiert], b: [Wurf  $\geq 6$ : exponiert und Wurf  $< 6$  nicht exponiert]), ermittelt.

Beim Infektionsversuch (Kap. 4.5) wurden die Testergebnisse zum einen qualitativ (positiv / negativ) bezüglich einer möglichen Serokonversion beschrieben. Zum anderen wurden für Kontroll- und Versuchsgruppen jeweils Mittelwert und Standardabweichung der optischen Dichten zu den einzelnen Untersuchungszeitpunkten errechnet. Aufgrund der geringen Probenzahlen wurde eine statistische Beurteilung nicht vorgenommen.

Beim Vergleich von Muttertierserum und dazugehörigen Saugferkelseren (s. 4.7) wurde zunächst jeweils der Titermittelwert (OD %) der 4 Saugferkelseren berechnet. Anschließend wurde der Korrelationskoeffizient nach Spearman zwischen Sauentiter (OD %) und Ferkelmittelwert berechnet. Für Serum- und Plasmaproben (s. 4.6) wurde der Korrelationskoeffizient aufgrund der nicht normalverteilten Grundgesamtheiten ebenfalls nach Spearman angegeben.

Es wurden folgende Signifikanzgrenzen gewählt:

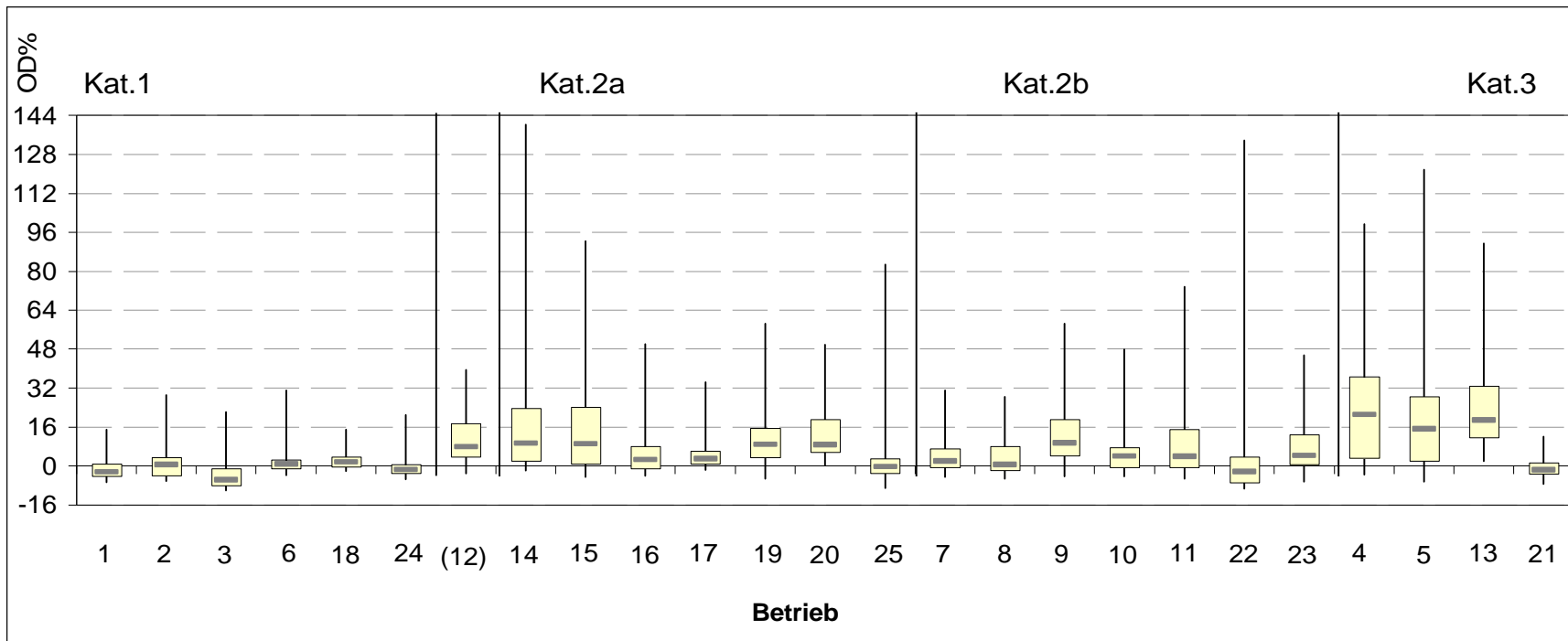
$p < 0,05$	schwach signifikant	$p < 0,001$	hoch signifikant
$p < 0,01$	signifikant		

## 4 ERGEBNISSE

### 4.1 Herdensing - Gesamtübersicht

Insgesamt wurden 25 Sauenherden einmal blutserologisch auf Antikörper gegen *Sarcoptes suis* mit dem Sarcoptes-ELISA 2001®, Afosa GmbH, Luckenwalde untersucht.

In Abb. 9 sind die serologischen Ergebnisse der untersuchten Betriebe im Boxplot - Diagramm dargestellt. Aufgeführt ist der grösste und der kleinste gemessene Titerwert (OD %), der Median und die 25 % und 75 % Quartile, die zugehörigen Mittelwerte und Standardabweichungen. In den Betrieben Nr.: 14, 15, 19, 20, 22, 4, 5 und 13 war der Milbennachweis durch Hautgeschabsel positiv. In den Betrieben 7, 12, und 17 konnten u. a. aus betrieblichen Gründen keine Hautproben genommen werden. In den Betrieben, in denen auch der Milbennachweis geführt werden konnte, finden sich die höchsten Einzeltiter (OD %). Die Mittelwerte der Titerhöhen von Betrieben der Kategorie 1 ( $\bar{x}$ : 0,102  $\pm$  s: 2,364) sind dabei signifikant niedriger (F-Test ( $p < 0.001$ )), als die Titerhöhen der Kategorien 2a ( $\bar{x}$ : 10,809  $\pm$  s: 5,802), 2b ( $\bar{x}$ : 6,976  $\pm$  s: 3,600) und 3 ( $\bar{x}$ : 18,854  $\pm$  s: 13,531). Die Titerhöhen (OD % Mittelwerte) dieser letzten 3 Kategorien unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (Tukey Test).



Betrieb:	1	2	3	6	12	18	24	<u>14</u>	<u>15</u>	16	17	<u>19</u>	<u>20</u>	25	7	8	9	10	11	23	<u>22</u>	4	5	<u>13</u>	21
arithm. Mittel	-1,18	1,12	-3,88	1,70	11,56	2,72	0,13	18,41	16,66	6,56	4,74	12,08	13,28	3,93	5,01	3,50	13,09	6,51	10,10	7,43	3,20	26,23	19,51	30,04	-0,36
Standardabweichung	4,42	6,29	5,69	5,43	11,00	4,29	5,01	27,48	21,21	12,42	6,16	12,58	11,00	16,39	8,15	6,98	11,67	10,60	16,66	10,23	21,48	26,31	23,03	28,15	5,19

**Abb. 9** Boxplot Diagramm: Serologische Befunde zu Antikörpern gegen *Sarcoptes scabiei v. suis* aus 25 Betrieben. Dargestellt ist die Verteilung der OD % Werte für jeden untersuchten Betrieb. (Maximum, 75 %-Quartil, Median, 25 %-Quartil, Minimum). Betriebe mit Milbennachweis sind unterstrichen und grau unterlegt. Unten sind die Titermittelwerte und Standardabweichungen der OD % Werte zu den jeweiligen Betrieben aufgeführt (s. 4.1).

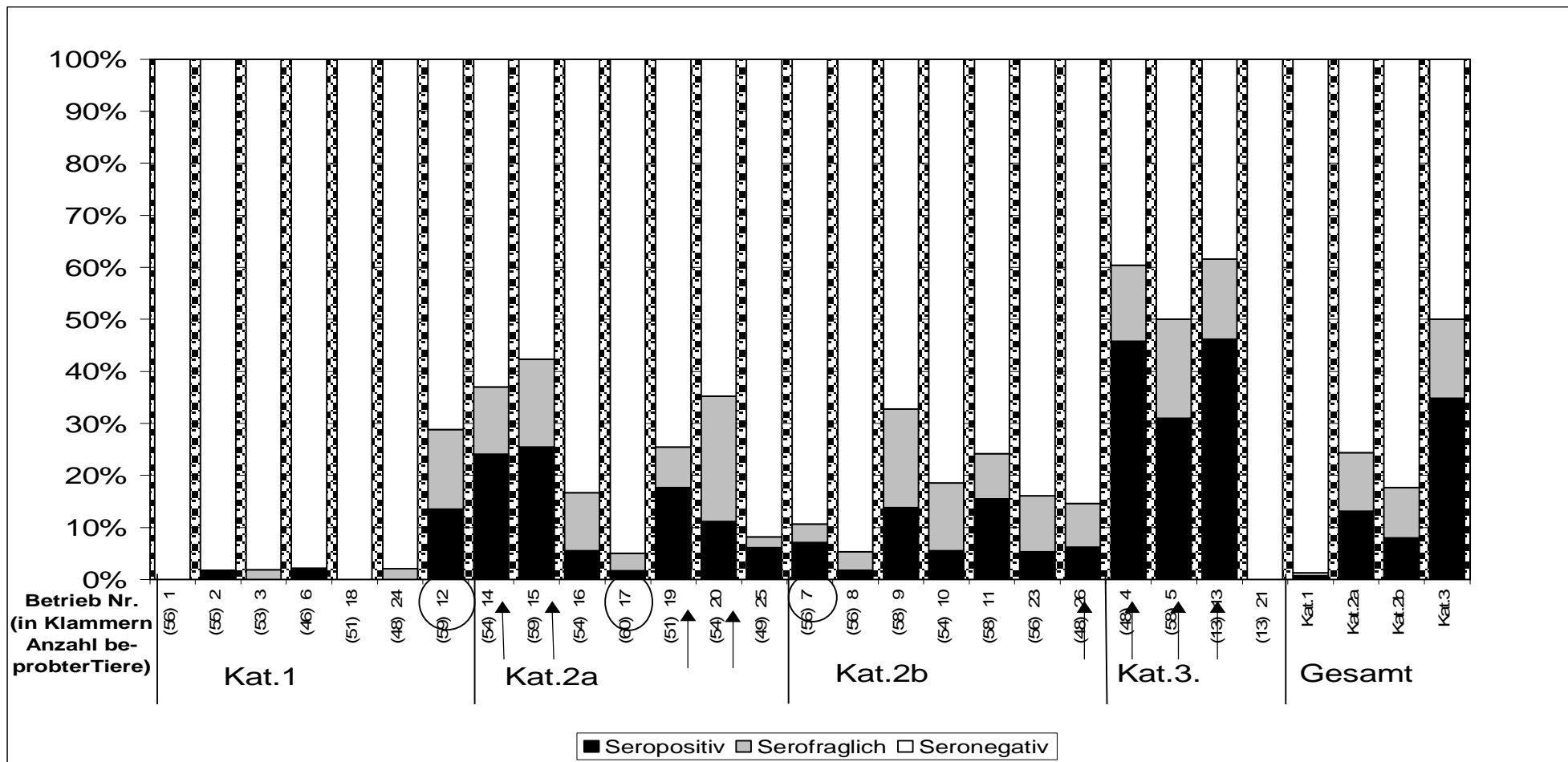


Abb. 10 Seroprävalenzen zu Antikörpern gegen *S. scabiei v. suis* in Einzelbetrieben und nach Bestandskategorien (Kat. 1 (3.1.1) ohne Betrieb 12). Betriebe mit positivem Milbennachweis sind durch Pfeile markiert. Betriebe, in denen keine Hautproben entnommen wurden (s. 4.1), sind eingekreist. Betriebe der Kategorie 1 weisen kaum Seroreagenten auf (s. 4.1.1).

In Abb. 10 ist das Verhältnis von seropositiven, serofraglichen und seronegativen Proben aufgezeigt. Bestände mit positivem Milbennachweis im Hautgeschabsel sind durch Pfeile gekennzeichnet.

Die letzten 4 Säulen in Abb. 10 geben das Verhältnis der Seroprävalenzen in den Stichproben der 4 Kategorien von Betrieben wieder. Vergleicht man seropositive Prävalenzen einzelner Betriebe mittels 1-faktorieller Varianzanalyse hinsichtlich der Bestandskategorien so stellt man fest, dass sich nur die Bestände der Kategorie 1 (Betriebe (1, 2, 3, 6, 18, 24 (mit  $\bar{x}$ : 0,66%  $\pm$  s: 1,03%)) und die Bestände der Kategorie 3 (Betriebe (4, 5, 13, 21 (mit  $\bar{x}$ : 30,76%  $\pm$  s: 21,68%)) signifikant unterscheiden (F-Test ( $p < 0.01$ )) (GLM, Tukey-Test). Die Bestände der Kategorien 2a (Betriebe mit reproduktionsgebundener Behandlung (14, 15, 16, 17, 19, 20, 25 ( mit  $\bar{x}$ : 13,09%  $\pm$  s: 9,43%)) und 2b (Betriebe (7, 8, 9, 10, 11, 22, 23 (mit  $\bar{x}$ : 7,91%  $\pm$  s: 4,92%)) unterscheiden sich hinsichtlich positiver Seroprävalenzen weder signifikant untereinander noch von denen Kategorien 1 bzw. von den Beständen der Kategorie 3 (Tukey-Test).

#### **4.1.1 Herdenscreening in Kategorien**

In Tabelle 4 sind die untersuchten Betriebe mit serologischen und, soweit vorhanden, mikroskopischen Befunden aufgelistet. Die Betriebe sind nach Bestandskategorien geordnet. Die zu den einzelnen Proben in den Betrieben zugehörigen Titerwerte (gemessen in OD %) lassen sich in Anhang 2 (Tab. 8 - 32) wiederfinden. Die angegebenen Prävalenzen in Tabelle 4 beziehen sich nur auf die in der Stichprobe aufgetretenen Reagenten im Verhältnis zur Stichprobengröße.



**Tabelle 4 Einzelbetriebliche Ergebnisse für die serologische Untersuchung (3.2.2.2) auf Antikörper gegen *S. scabiei v. suis*, für den Scheuerindex und für die Untersuchung von Hautgeschabsel auf Milben nach Kategorien (Kap. 3.1.1) geordnet**

Kategorie (1)	Bestandsnr (2)	Bestandsgrösse (n) (3)	Anzahl (n) Blutproben (4)	Prävalenz % positiver Proben in Stichprobe (5)	seropositive Sauen (n) (6)	serofragliche Sauen (n) (7)	seronegative Sauen (n) (8)	Beobacht. Kratzaktivitäten (9)	Anzahl beobacht. Sauen (10)	Scheuerindex (SI) (11)	Hautgeschabsel Gesamt (n) (12)	davon positiv (n) (12)
1	1	375	56	0,00	0	0	56	1	14	0,07	15	0
1	2	350	56	1,79	1	0	55	2	15	0,13	15	0
1	3	300	54	0,00	0	1	53	2	20	0,10	15	0
1	6	90	46	2,17	1	0	45	2	18	0,11	1	0
1	18	185	51	0,00	0	0	51	3	8	0,38	6	0
1	24	120	48	0,00	0	1	47	3	17	0,18	3	0
1	(12)	2300	59	13,56	8	9	42	-	-	-	-	-
2a	14	200	54	24,07	13	7	34	24	15	1,60	15	4
2a	15	300	59	25,42	15	10	34	21	13	1,62	14	4
2a	16	300	54	5,56	3	6	45	17	20	0,85	6	0
2a	17	500	60	1,67	1	2	57	-	-	-	-	-
2a	19	196	51	17,65	9	4	38	17	15	1,13	11	5
a	20	300	54	11,11	6	13	35	24	15	1,60	8	2
2a	25	160	49	6,12	3	1	45	7	15	0,47	6	0
2b	7	500	56	7,14	4	2	50	-	-	-	-	-
2b	8	450	56	1,79	1	2	53	13	15	0,87	7	0
2b	9	1700	58	13,79	8	11	39	10	15	0,67	9	0
2b	10	328	54	5,56	3	7	44	6	15	0,40	6	0
2b	11	1534	58	15,52	9	5	44	14	15	0,93	11	0
2b	22	140	48	6,25	3	4	41	11	16	0,69	5	1
2b	23	600	56	5,36	3	6	47	10	15	0,67	5	0
3	4	130	48	45,83	22	7	19	14	15	0,93	22	2
3	5	2800	58	31,03	18	11	29	26	16	1,63	9	4
3	13	13	13	46,15	6	2	5	-	-	-	6	2
3	21	13	13	0,00	0	0	13	-	-	-	7	0
Gesamt		13884	1269	10,80	137	111	1021	227	307	0,74	202	25

- (1) Kategorie s. 3.1.1  
(2) Bestandsnummer des jeweiligen Betriebes  
(3) Anzahl gehaltener Tiere im Bestand  
(4) Stichprobenumfang des jeweiligen Betriebes 3.1.1  
(5) = (6) dividiert durch (4) x 100 Kategorie s. 3.1.1  
(6) Seroreagenten mit pos. OD%- wert (>24%) s. 3.2.2.2  
(7) Seroreagenten mit fragl. OD%- wert (16-24%) s. 3.2.2.2  
(8) Seroreagenten mit neg. OD%- wert (<16%) s. 3.2.2.2  
(11) Scheuerindex s. 3.1.3.2 = (10) dividiert durch (9)  
(12) Milbennachweis s. 3.2.1

#### **4.1.1.1 Betriebe der Kategorie 1**

In Tabelle 4 sind die Ergebnisse der Betriebe aufgelistet, die vorberichtlich räudeunverdächtig sein sollten (Kategorie 1 (Kap. 3.1.1)). Trotzdem fällt in Betrieb 1 und Betrieb 6 je ein einzelnes Tier mit einem IgG Titer im schwach positiven Bereich (knapp über 24 OD%, 3.2.2.2) auf, in Betrieb 3 und 24 lag jeweils ein fragliches Ergebnis vor. In allen 6 Betrieben, die als räudeunverdächtig galten, wurden serologisch somit nur 2 positive und 2 fragliche Ergebnisse gefunden.

Betrieb 12 ist aus vorberichtlichen Überlegungen in die Kategorie 1 eingestuft worden. Im Unterschied zu den übrigen Betrieben, die schon über längere Zeit bestanden, und in denen Behandlungen gegen Ektoparasiten schon weit länger als 18 Monate zurücklagen, wurde dieser Betrieb gerade neu aufgebaut und die letzte Behandlung fand bei Einstellung der neuen Sauen statt. Somit wurde Betrieb 12 bei allen Berechnungen, welche die Kategorie 1 betrafen, außen vorgelassen und gesondert beschrieben.

#### **4.1.1.2 Betriebe der Kategorien 2a und 2b**

In Betrieben, die zwar regelmäßig gegen Ektoparasiten behandelten, die aber nie den gesamten Tierbestand zeitgleich behandelt haben, wurde eine deutlich höhere Anzahl an Seroreagenten in den Stichproben gefunden, als in Beständen der Kategorie-1 (Abb. 10).

In den Betrieben 14, 15, 19, 20 und 22, in denen auch tatsächlich im Hautgeschabsel *Sarcoptesmilben* nachgewiesen werden konnten, fanden sich Einzelantikörperspiegel (Abb. 9), deren Höhe sonst nur von den Betrieben (4, 5 und 13) mit deutlich klinisch manifester Räude erreicht wurden.

Unterschiede wurden auch im Bezug auf das Behandlungsmanagement gesehen. Während Bestände mit reproduktionsgebundener Ektoparasitenbehandlung (Kategorie 2a: 3 Wochen bis 14 Tage vor dem Abferkeln Behandlung mit makrozyklischen Laktonen) Prävalenzen von 1,67 % bis 25,42 % aufwiesen, lagen die Bestandsprävalenzen in den Betrieben mit zeitorientierter Bestandsbehandlung bei gleicher Wirkstoffklasse (Kategorie 2b) tendenziell niedriger (1,79 % bis 15,2 %).

### **4.1.1.3 Betriebe der Kategorie 3**

In den Beständen mit sporadischer Ektoparasitenbehandlung konnten die höchsten Seroprävalenzen 31 – 46 % in der Stichprobe nachgewiesen werden (Tab. 4). Auffällig war weiterhin, dass auch die Serotiter (Abb. 9) deutlich höher lagen als in regelmäßig behandelnden Betrieben. Nur der Betrieb 21 reagierte in allen Proben serologisch negativ.

## **4.2 Herdenscreening - Einzelbetriebe**

Bei der Beurteilung der einzelnen Betriebe wird die Einschätzung des aktuellen Räudestatus aufgeführt, so wie sie den Betrieben nach Erstellung der serologischen Ergebnisse unter Berücksichtigung des Vorberichtes (Behandlung) mitgeteilt wurde. Dabei sind spätere, weiterführende Untersuchungen noch nicht berücksichtigt (z. B. Hautgeschabsel). Die Beurteilung und weitere Konsequenzen werden später diskutiert.

### **4.2.1 Räudeunverdächtige Betriebe ohne Ektoparasitenbehandlung (Kategorie 1)**

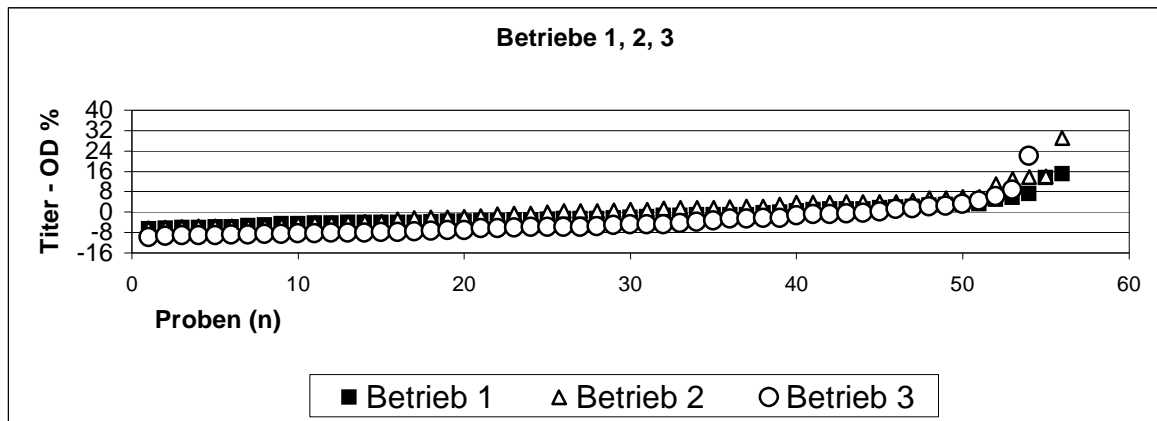
Ein Ziel dieser Dissertation war es, ein Herdenscreening in verschiedenen Kategorien, aber auch auf Betriebsebene, durchzuführen um verschiedene Titerprofile zu erstellen. Deshalb sind hier noch einmal die Ergebnisse für die einzelnen Betriebe aufgeführt. Dabei werden die Betriebe z. T. zusammengefasst beschrieben. Die Bestände sind, wie schon erwähnt, nach der zeitlichen Reihenfolge der Blutentnahme durchnummeriert worden. Ziel des Herdenscreenings war dabei immer die Einschätzung des Räudestatus auf Bestandsebene und nicht der Räudenachweis am Einzeltier.

#### Bestände 1-3

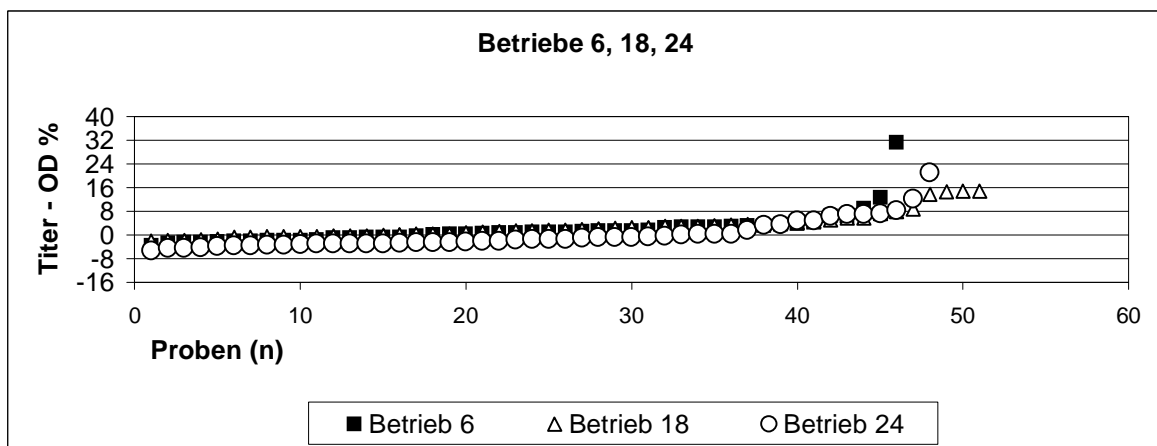
Bei den Beständen 1 bis 3 handelte es sich um Basiszuchtherden. Die Betriebe galten als räudfrei, was bislang durch vierteljährliche Hautgeschabselproben kontrolliert wurde. In diesen drei Betrieben war eine Sau mit einer Titerhöhe von 29,22 OD % durch den Test bei einer ersten Untersuchung als positiv und ein Tier (22,1 %) als fraglich erkannt worden. In einer Nachuntersuchung dieser Proben wurde die positive Probe als fraglich und die fragliche Probe als negativ eingestuft.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Räudeunverdächtig**

Für den Scheuerindex wurde Werte von 0,07 (Betrieb 1), 0,13 (Betrieb 2) und 0,10 (Betrieb 3) ermittelt. Es konnten keine Milben in Hautgeschabseln (je Bestand n = 15) nachgewiesen werden.



**Abb. 11** Ergebnisse der serologischen Untersuchung auf Antikörper gegen *S. scabiei* v. *suis*, Einzeltiter (OD %, s. 3.2.2.2) in den Beständen 1 – 3, der Titerhöhe nach geordnet (Beurteilung: <16 OD % negativ, 16 – 24 OD % fraglich , >24 OD % positiv; absolute Werte der Titer sind in Anhang 2 aufgeführt; Alle Werte fließen in die serologische Gesamtbewertung des jeweiligen Bestandes ein (s. 5.1 Empfehlungen).



**Abb. 12** Ergebnisse der Betriebe 6, 18, 24. Legende s. Abb. 11

### Bestand 6

Hierbei handelte es sich um ein landw. Versuchsgut, welches im SPF Verfahren aufgebaut wurde. Alle Serumwerte bewegten sich im negativen Bereich (Abb. 12) bis auf eine Probe (31,11 OD % ). Bei diesem Tier handelte es sich, wie sich im anschliessend herausstellte, um das älteste Tier des Betriebes (5. Wurf).

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Räudeunverdächtig**

.Der Scheuerindex betrug 0,11 und es konnten keine Milben im Hautgeschabsel (n = 1) nachgewiesen werden.

### Bestand 18

Im Bestand 18 lagen ausschließlich serologisch negative Ergebnisse vor (Abb. 12). Klinisch ließen sich keine Anzeichen erkennen, die auf ein Räudegeschehen hindeuten könnten.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Räudeunverdächtig.**

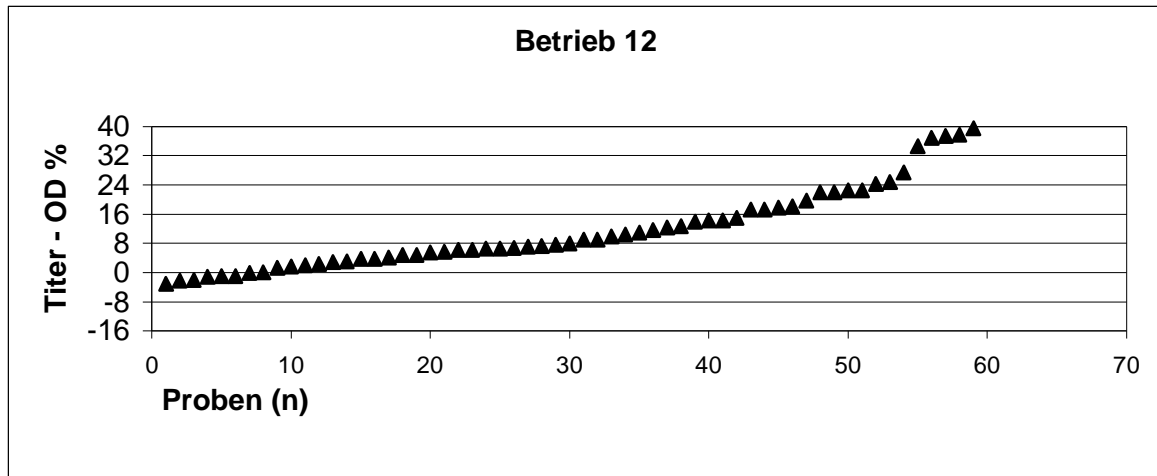
Für den Scheuerindex (3.1.3.2) wurde ein Wert von 0,38 ermittelt. Es konnten keine Milben im Hautgeschabsel (n = 6) nachgewiesen werden.

### Bestand 24

In diesem Jungsauenvermehrerbetrieb wurde im März 2002 das letzte Mal eine Ektoparasitenbehandlung mit Ivermectin durchgeführt. Der Bestand wurde im Mai 2003 blutserologisch seitens des SGD Weser - Ems untersucht und aufgrund der negativen Ergebnisse wurde die Behandlung eingestellt. Im Mai 2004 (Abb. 12) wurde serologisch durch die eigene Kontrolluntersuchung kein erneuter Titeranstieg in dieser Herde beobachtet. Klinisch war der übrige Bestand unauffällig.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Räudeunverdächtig.**

Der Scheuerindex betrug 0,18 und es konnten keine Milben im Hautgeschabsel (n = 3) nachgewiesen werden.



**Abb. 13 Ergebnisse Betrieb 12 Legende s. Abb. 11**

Bestand 12

Beim Neuaufbau des Bestandes wurden allen Jungsauen 5 ml Dectomax S® (s. Tab 2) injiziert. Mit neu zugestellten Tiere wurde ebenso verfahren. Später wurden die Tiere nicht mehr behandelt. Dieser Bestand (Abb. 13) konnte zum Moment der Blutentnahme serologisch nur sehr eingeschränkt beurteilt werden, da die ältesten Tiere gerade erst zur zweiten Abferkelung anstanden. Auffällig war jedoch der hohe Anteil serologisch positiver (13,56 %) und fraglicher Tiere (15,25 %).

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Stark Räudeverdächtig**

Aus betrieblichen Gründen wurde kein Hautgeschabsel genommen. Der Scheuerindex konnte nicht ermittelt werden.

#### 4.2.2 Betriebe mit reproduktionsgebundener Ektoparasitenbehandlung

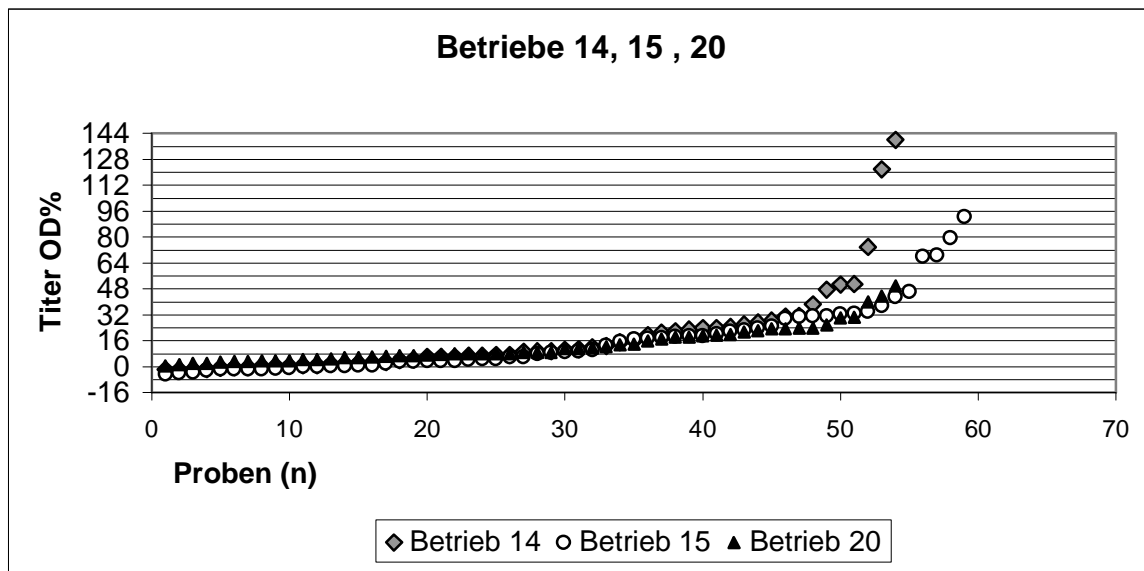


Abb. 14 Ergebnisse der Betriebe 14, 15, 20 Legende s. Abb. 11

#### Bestand 14, 15, 20

Diese drei Bestände arbeiteten in arbeitsteiliger Ferkelproduktion, wobei der Betrieb 20 das Belegen übernahm, während die Betriebe 14 und 15 reine Warte- und Abferkelbetriebe darstellten. Der Anteil seropositiver Proben schwankte in diesen Betrieben zwischen 11,11 % (Betrieb 20) und 24,07 - 25,42 % (Betriebe 15 und 20).

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): Stark Räudeverdächtig

Für den Scheuerindex wurden Werte von 1,60 (Betrieb 14), 1,62 (Betrieb 15) und 1,60 (Betrieb 20) ermittelt. Es konnten Milben im Hautgeschabsel nachgewiesen werden. 4 Positive Proben von 15 Hautgeschabseln (Betrieb 14), 4 von 14 (Betrieb 15) und 2 von 8 (Betrieb 20).

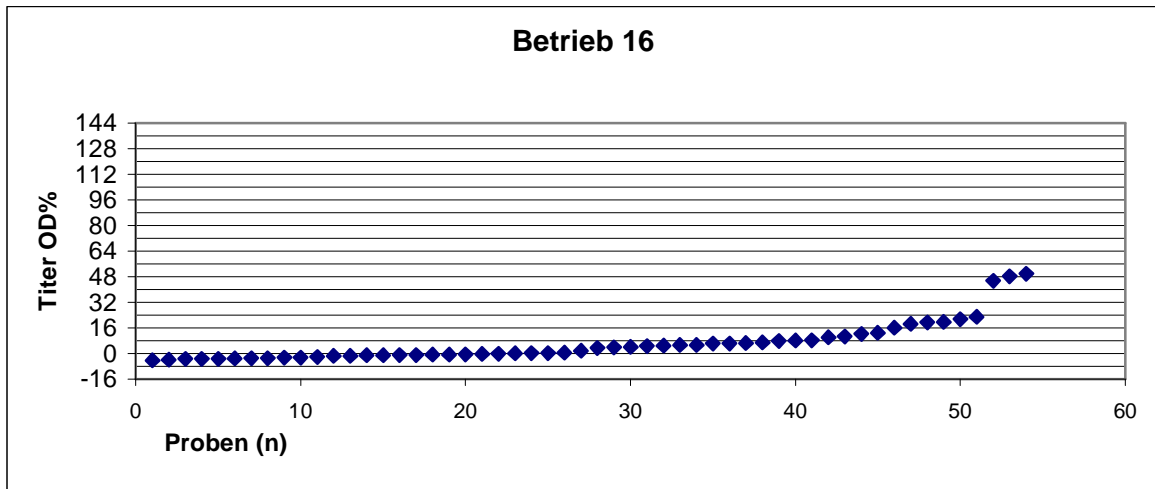


Abb. 15 Ergebnisse Betrieb 16 Legende s. Abb. 11

### Bestand 16

Dieser Betrieb wies nur eine relativ geringe Prävalenz seropositiver Sauen (5,56 %) mit relativ hohen Titern bis zu 50,09 OD % auf. Klinisch war der Betrieb eher unauffällig und auch in Hautgeschabseln ließen sich keine Milben nachweisen.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Räudeverdächtig**

Der Scheuerindex betrug 0,85 und es konnten keine Milben im Hautgeschabsel (n = 6) nachgewiesen werden.

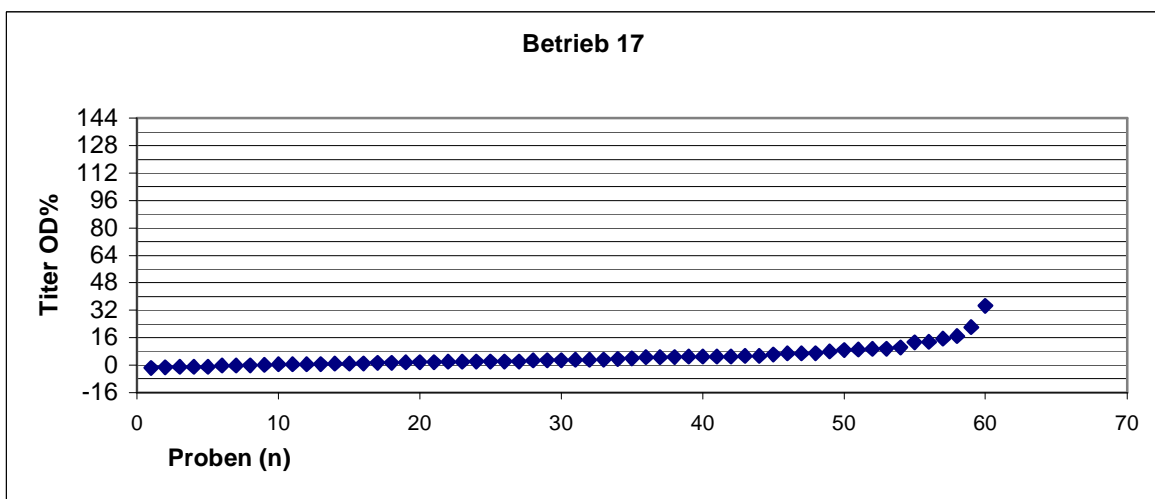


Abb. 16 Ergebnisse Betrieb 17 Legende s. Abb. 11



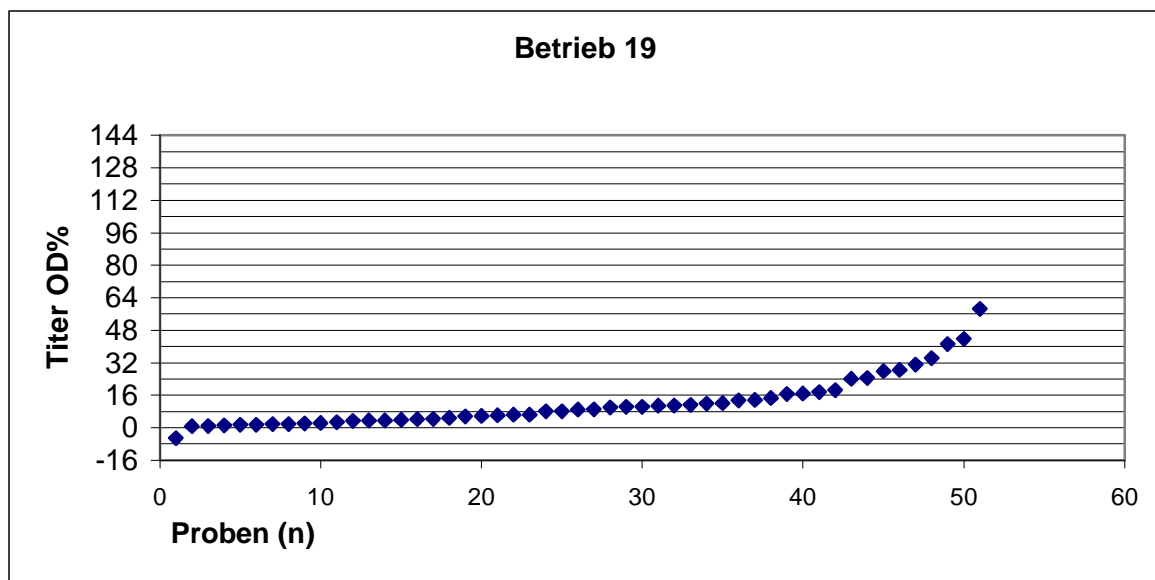
### Bestand 17

In diesem Ferkelerzeugerbetrieb waren zwei fragliche Ergebnisse und ein schwach positives Ergebnis gefunden worden. Somit betrug die serologisch ermittelte Prävalenz 1,67 %.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen):

#### **Vorsichtig (möglicherweise) Räudeunverdächtig**

Aus betrieblichen Gründen konnte kein Hautgeschabsel entnommen werden. Der Scheuerindex konnte ebenfalls nicht ermittelt werden.



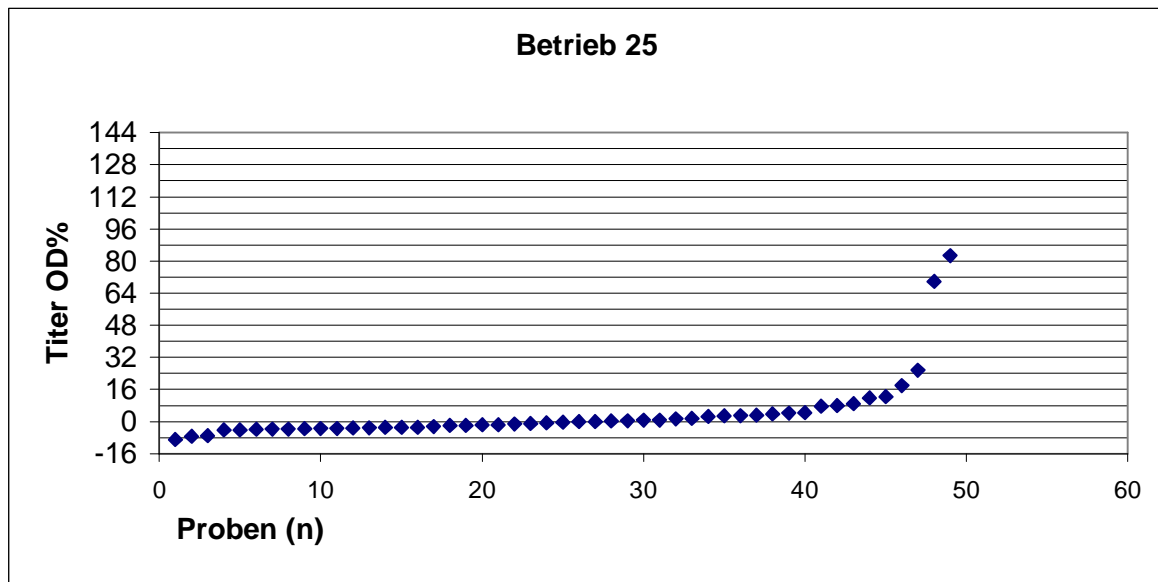
**Abb. 17 Ergebnisse Betrieb 19 Legende s. Abb. 11**

### Bestand 19

Die Ektoparasitenbehandlung erfolgte 10-17 Tage vor dem Abferkeln durch Applikation von Dectomax S® (s. Tab. 2). Serologisch waren 17,65 % der untersuchten Sauen positiv. Die Titer erreichten dabei Höhen von bis zu 58,62 OD %.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Stark Räudeverdächtig**

Für den Scheuerindex wurde ein Wert von 1,13 ermittelt. Es konnten Milben in 5 von 11 Hautgeschabseln nachgewiesen werden.



**Abb. 18 Ergebnisse Betrieb 25** Legende s. Abb. 11

#### Bestand 25

Diese Sauenherde wies 3 positive Serotiter, zwei davon relativ hoch, bei nur relativ geringer Prävalenz (6,25 %) positiver Tiere auf. Klinisch war der Betrieb unauffällig. Die Titer erreichten Höhen von bis zu 82,70 OD %.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Räudeverdächtig**

Für den Scheuerindex wurde ein Wert von 0,47 ermittelt. Es konnten keine Milben im Hautgeschabsel (n = 6) nachgewiesen werden.

#### 4.2.3 Betriebe mit zeitorientierter Ektoparasitenbehandlung (Kategorie 2b)

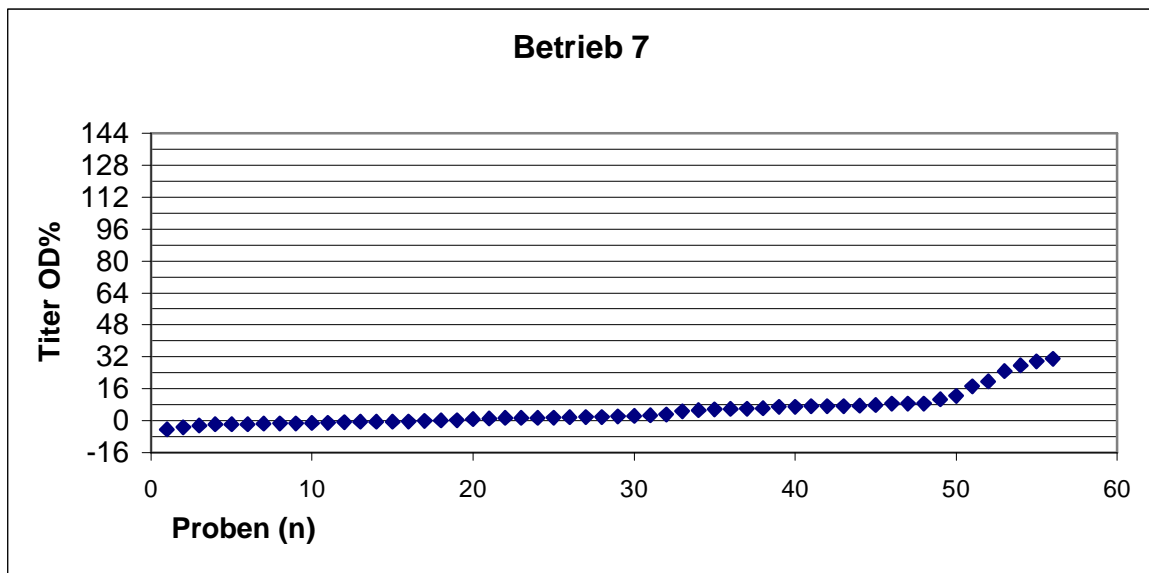


Abb. 19 Ergebnisse Betrieb 7 Legende s. Abb. 11

#### Bestand 7

Tilgungsbehandlungen wurden am 24.12.01 und am 7.01 02 durchgeführt. Allen Sauen wurde durch den betreuenden Tierarzt Ivomec S® (s. Tab. 2) injiziert. In den letzten Jahren behandelte der Betrieb halbjährlich mit Ivermectin. Die ermittelte Seroprävalenz betrug 7,14 % bei Titerhöhen von bis zu 31,08 OD %. Insgesamt wurden bei 4 Sauen positive und bei 2 Tieren fragliche Resultate ermittelt.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Räudeverdächtig**

Aus betrieblichen Gründen wurde kein Hautgeschabsel entnommen. Der Scheuerindex konnte nicht ermittelt werden.

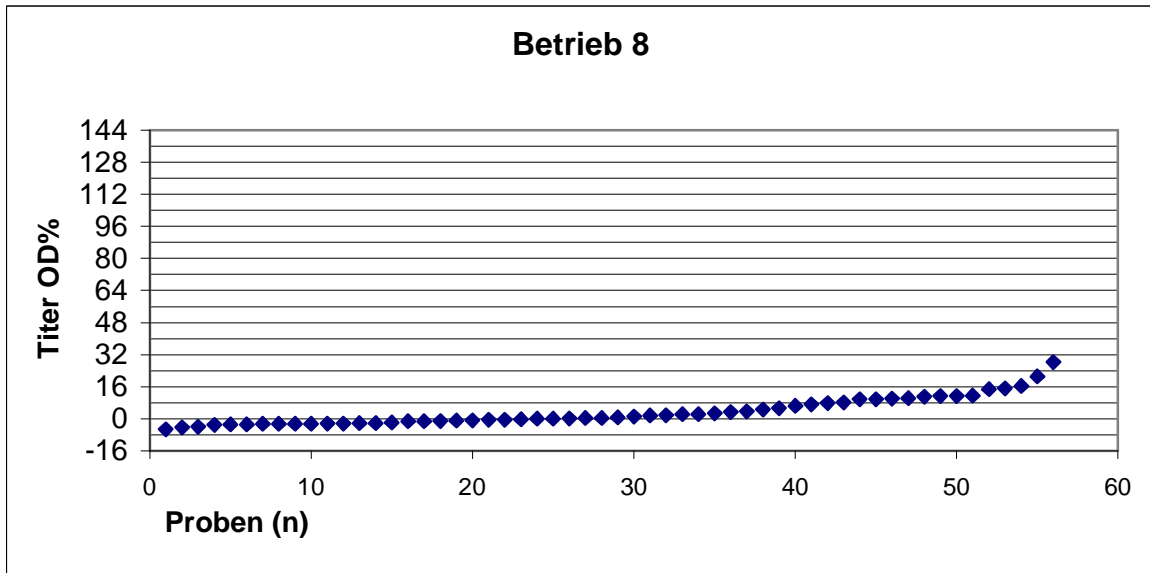


Abb. 20 Ergebnisse Betrieb 8 Legende s. Abb. 11

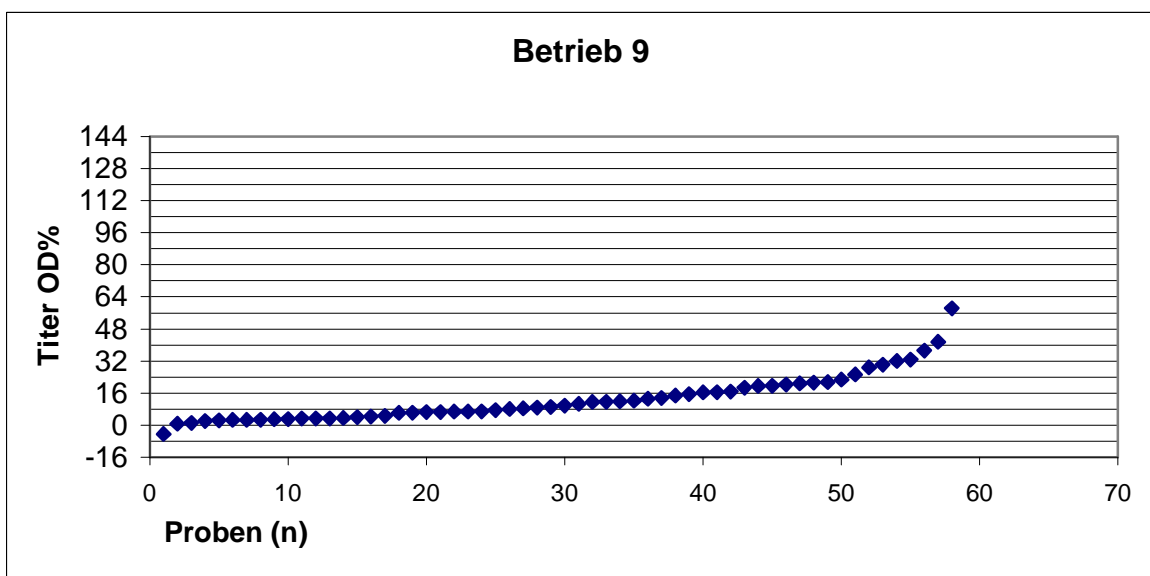
Bestand 8

In diesem Ferkelerzeugerbetrieb lagen ein positives Resultat (28,27 OD %) und zwei fragliche Testergebnisse vor (Seroprävalenz 1.79 %). Klinisch war der Betrieb unauffällig.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen):

**Vorsichtig (möglicherweise) Räudeunverdächtig**

In Hautgeschabseln (n = 7) wurden keine Milben nachgewiesen. Der Scheuerindex lag bei 0,87.



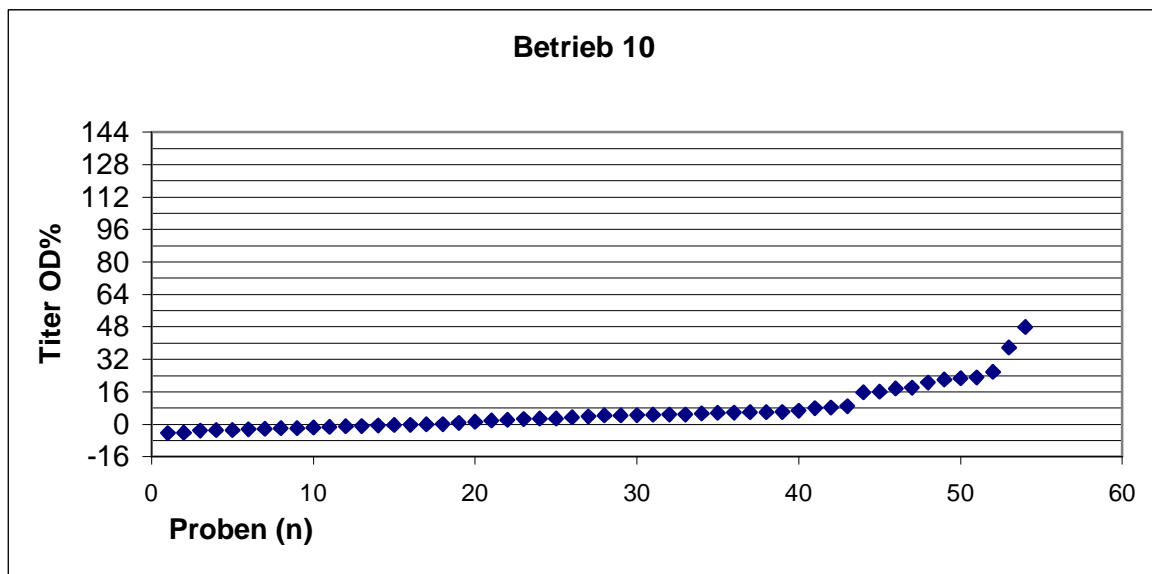
**Abb. 21 Ergebnisse Betrieb 9** Legende s. Abb. 11

Bestand 9

In diesem Bestand waren eine Reihe von positiven (n = 8, Seroprävalenz 13,79 %) und fraglichen (n = 11) Testergebnissen gefunden worden. Die Titerhöhen erreichten dabei Werte von bis zu 58,37 OD %.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): Stark Räudeverdächtig

Der Scheuerindex betrug 0,67 und es konnten keine Milben im Hautgeschabsel (n = 9) nachgewiesen werden.



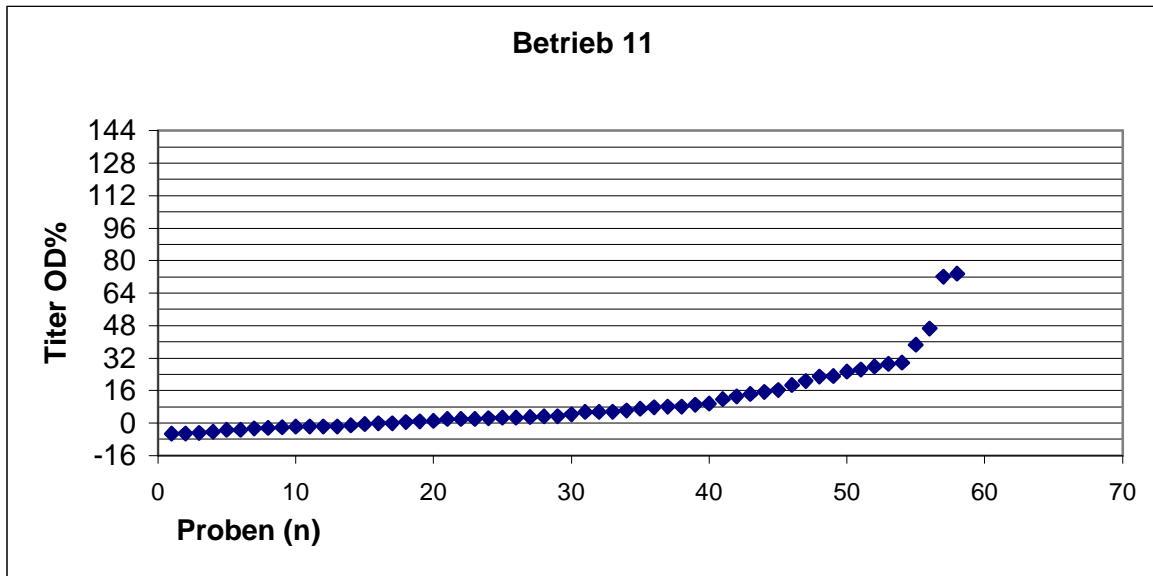
**Abb. 22 Ergebnisse Betrieb 10** Legende s. Abb. 11

Bestand 10

In diesem Ferkelerzeugerbetrieb waren 3 positive und 7 fragliche Ergebnisse gefunden worden. Die Titer erreichten Höhen von 47,97 OD % bei einer Prävalenz von 5,56 %. Der Bestand behandelt halbjährlich durch Injektion von Dectomax S® (s. Tab. 2). Klinisch war der Bestand unauffällig.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): Räudeverdächtig

Der Scheuerindex betrug 0,40 und es konnten keine Milben im Hautgeschabsel (n = 9) nachgewiesen werden.



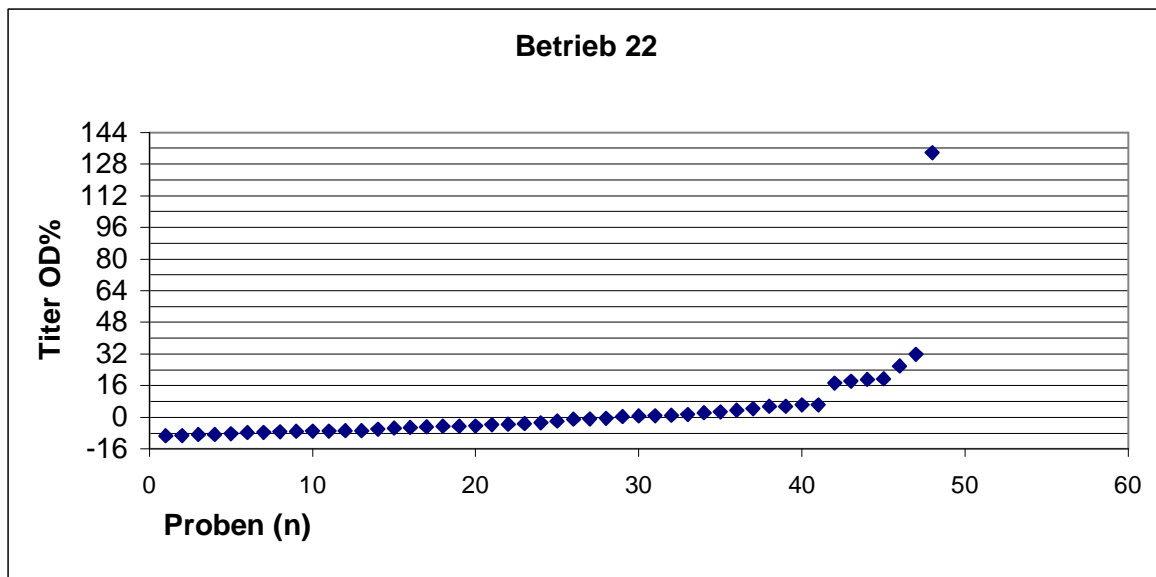
**Abb. 23 Ergebnisse Betrieb 11 Legende s. Abb. 11**

Bestand 11

In diesem Bestand waren viele positive (n = 9 (15,52 %)) und fragliche (n = 5) Testresultate gefunden worden. Vier Einzelproben reagierten relativ hoch (38,52 - 73,60 OD %).

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Stark Räudeverdächtig**

Der Scheuerindex betrug 0,93. Diese Tiere sind mittels Hautgeschabsel (n = 11) untersucht worden, ohne das jedoch *Sarcoptes*-Milben nachgewiesen werden konnten.



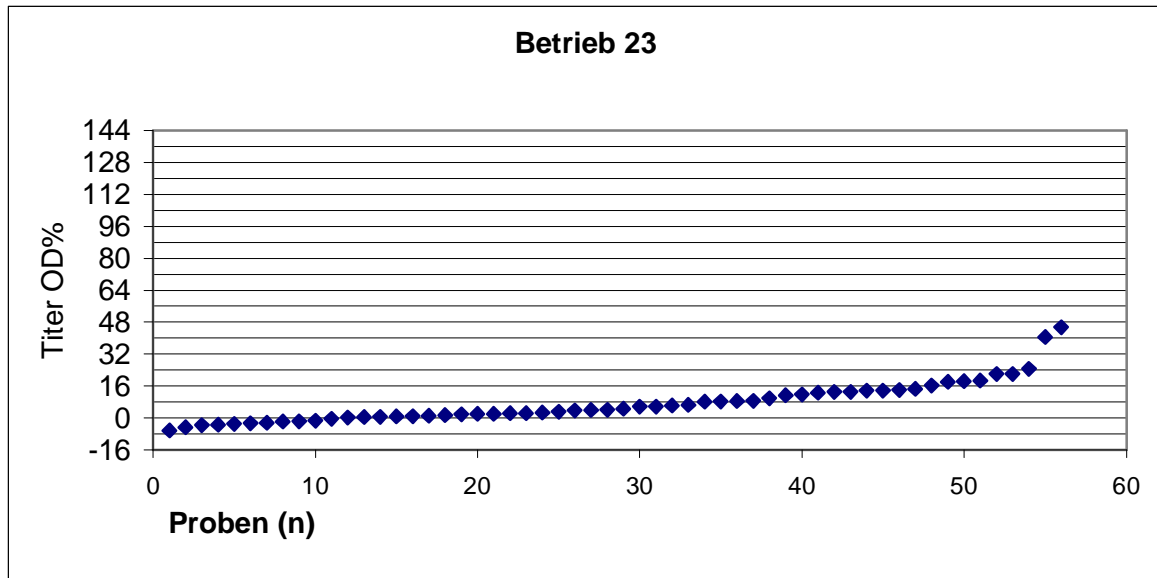
**Abb. 24 Ergebnisse Betrieb 22 Legende s. Abb. 11**

#### Bestand 22

Die Ektoparasitenbehandlung erfolgte alle 4 Monate bestandsweise durch Applikation von Ivomec S® (s.Tab. 2). Serologisch (6,25 % Reagenten) war der Bestand eher unauffällig mit nur einem relativ hoch reagierenden Tier (133,79 OD %), bei dem allerdings auch der Milbennachweis gelang.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Räudeverdächtig**

Über Hautgeschabsel (n = 5, davon 1 positiv) ließ sich in diesem Bestand eine Infektion mit *S. scabiei* var. *suus* sicher nachweisen. Der Scheuerindex betrug 0,69.



**Abb. 25 Ergebnisse Betrieb 23 Legende s. Abb. 11**

### Bestand 23

In diesem Bestand waren einige positive ( $n = 3$  (5,36 %)) und fragliche ( $n = 6$ ) Testresultate gefunden worden. Zwei Einzelproben reagierten dabei relativ hoch (40,44 - 45,43 OD %).

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Räudeverdächtig**

Der Scheuerindex betrug 0,67. Diese Tiere waren mittels Hautgeschabsel ( $n = 5$ ) untersucht worden, ohne das jedoch *Sarcoptes*-Milben nachweisbar waren.



#### 4.2.4 Betriebe mit sporadischer Ektoparasitenbehandlung (Kategorie 3)

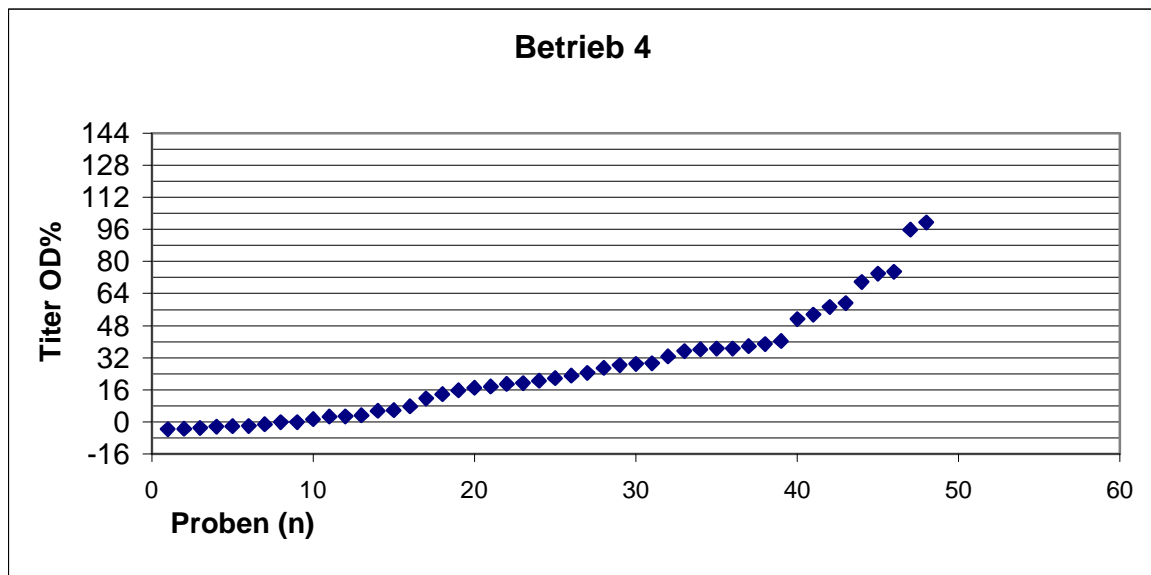


Abb. 26 Ergebnisse Betrieb 4 Legende s. Abb. 11

#### Bestand 4

Die letzte Ektoparasitenbehandlung war datiert auf den 12.07.2001 (s. Tab. 2). Die Blutentnahme erfolgte am 17.09.2002. Die Tiere zeigten nur geringgradige (ggr.) klinisch sichtbare Hautveränderungen, die sich auch seit der letzten Behandlung, nach Angaben des Landwirts, nicht verschlimmert hatten, sodass der Landwirt zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Notwendigkeit der Behandlung sah. Durch die serologische Untersuchung des Bestandes wurden bei fast der Hälfte der Tiere (45,83 %) Räudeantikörper im positivem Testbereich gefunden.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): Stark Räudeverdächtig

Milben waren in 2 von 22 Hautgeschabseln nachweisbar. Der Scheuerindex betrug 0,93.

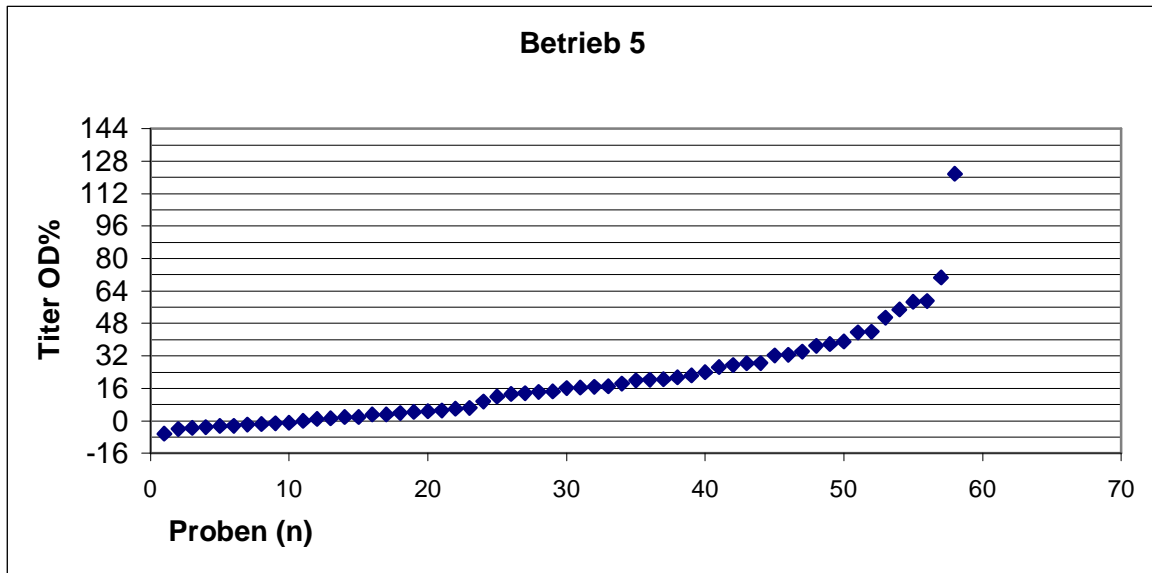


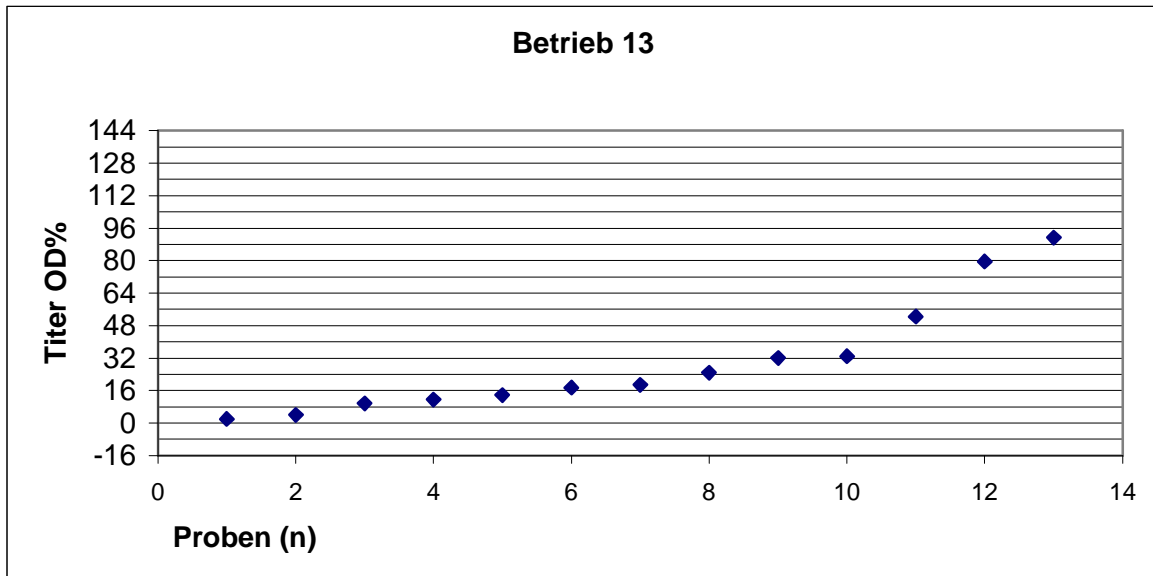
Abb. 27 Ergebnisse Betrieb 5 Legende s. Abb. 11

#### Bestand 5

Es waren hgr. klinisch sichtbare Hautveränderungen erkennbar. Durch die serologische Untersuchung des Bestandes wurden bei fast der Hälfte der Tiere Räudeantikörper im positiven und fraglichen Testbereich gefunden (31,03 % positive Ergebnisse).

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): Stark Räudeverdächtig

Auch in 4 von 9 Hautgeschabseln waren Milben nachweisbar. Allerdings wurden in diesem Bestand die Hautgeschabsel nicht bei den serologisch deutlich reagierenden Tieren, sondern bei Tieren mit auffälligen Hautveränderungen gezogen. Der Scheuerindex betrug 1,63.



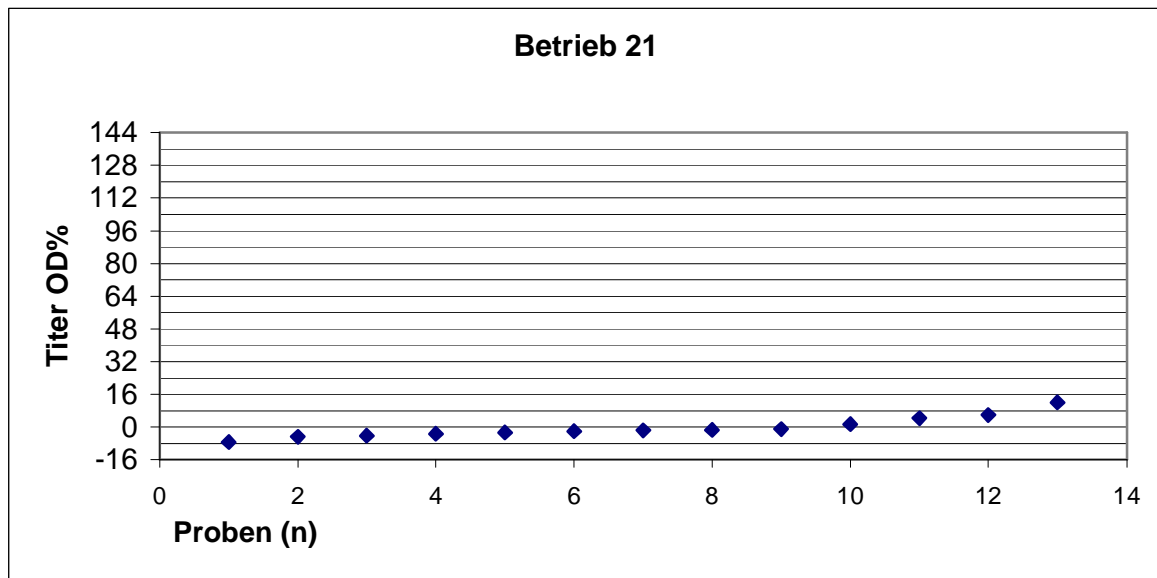
**Abb. 28 Ergebnisse Betrieb 13 Legende s. Abb. 11**

Bestand 13

Dieser Betrieb (n = 13 Sauen) arbeitete im geschlossenen System (Zuerwerbsbetrieb). Die Sauen wurden einzeln und kontinuierlich zum Abferkeln gebracht. Es erfolgte keine Reinigung und Desinfektion. Die Motivation des Betriebsleiters war niedrig. Es fand nur unregelmäßig eine Ektoparasitenbehandlung statt. Es wurden bei über der Hälfte der Tiere Serotiter im fraglichen(15,38 %) und hoch positivem (46,15 %) Bereich gefunden.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): Stark Räudeverdächtig

Auch der Milbennachweis gelang in 2 von 6 Hautgeschabseln. Klinisch war Räude sichtbar. Der Scheuerindex konnte aufgrund der örtlich verteilten Sauenboxen und der niedrigen Gesamtanzahl nicht ermittelt werden.



**Abb. 29 Ergebnisse Betrieb 21** Legende s. Abb. 11

#### Bestand 21

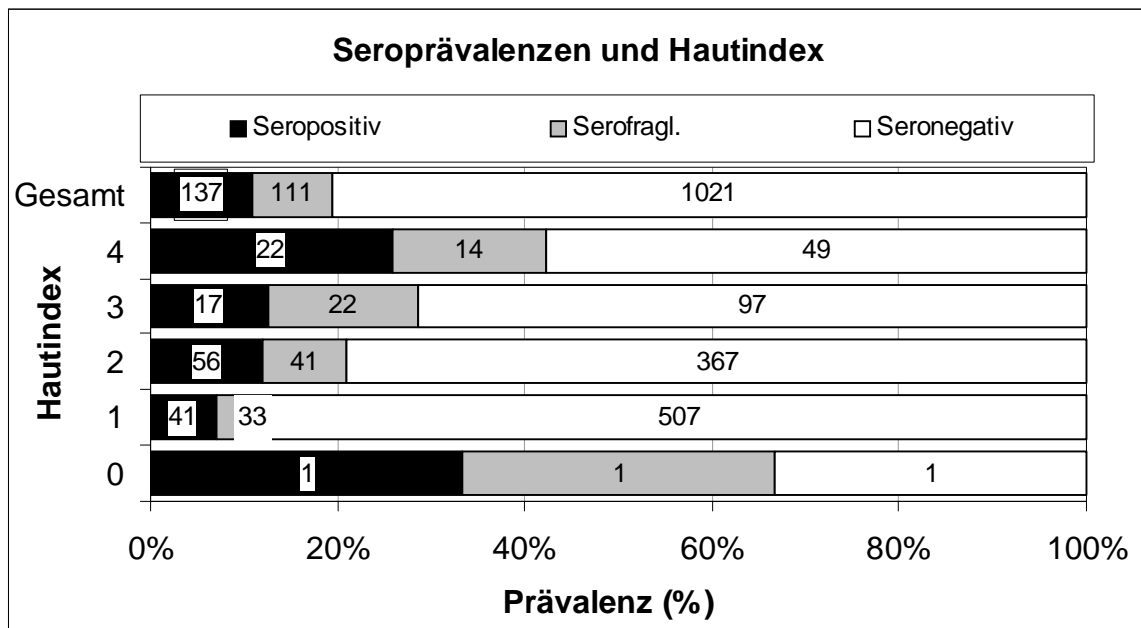
Ektoparasitenbehandlungen fanden nur unregelmäßig statt. Zuletzt erhielten alle Sauen im Jahr 2000 Ivomec S® (s. Tab 2). Die Blutentnahme erfolgte am 11.10.2002. Es wurden ausschließlich Antikörpertiter im negativen Bereich gemessen. Die Tiere zeigten keine Klinik und es konnten auch keine *Sarcoptes*-Milben in Hautgeschabseln (n = 7) nachgewiesen werden. Weitere Nachuntersuchungen waren nicht möglich, da dieser Betrieb die Schweinehaltung zwischenzeitlich aufgegeben hatte.

Einschätzung des aktuellen Räudestatus (siehe 5.1 Empfehlungen): **Räudeunverdächtig:**

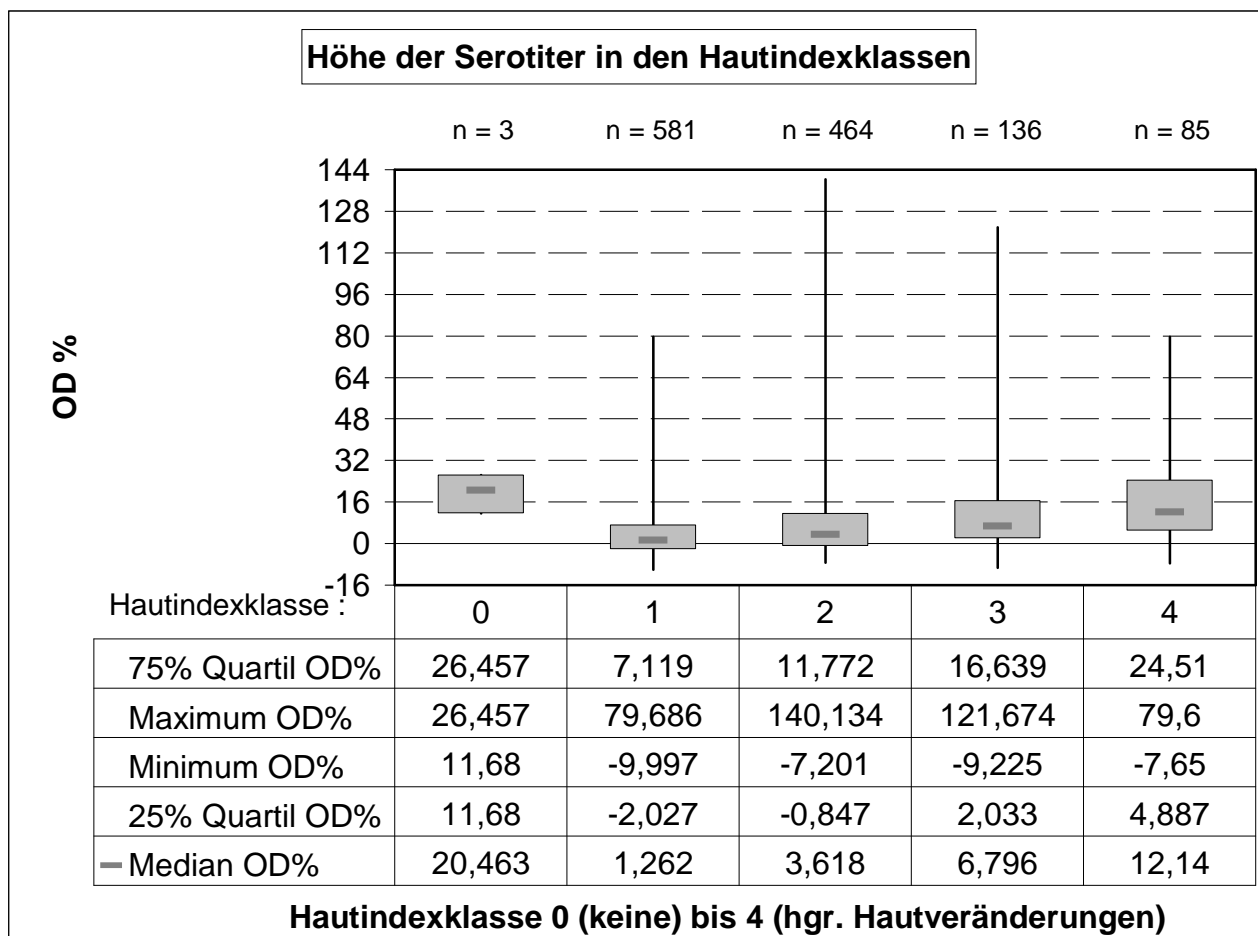
Der Scheuerindex konnte aufgrund der räumlich Stallaufteilung und der niedrigen Gesamtanzahl auch hier nicht ermittelt werden.

### 4.3.1 Hautveränderungen

Die Sauen wurden nach der Blutentnahme adspektorisch und ggf. palpatorisch untersucht. Jedem Tier wurde ein Hautindex von 0 bis 4 (Hautindex 0 = klinisch gesund bis Hautindex 4 = hgr. Hautveränderungen) zugeordnet. Abb. 30 ist zu entnehmen, dass mit zunehmender Intensität der Hautveränderungen auch die Prävalenz seropositiver und serofraglicher Tiere zunimmt. In der Hautindexklasse 0 ist eine zu geringe Anzahl Sauen für eine Bewertung vorhanden. Die Chance seropositive Tiere zu finden, steigt um das 2,08fache (Odds-Ratio), wenn nur Tiere mit auffälligeren Hautindices (3 & 4), statt zufälliger Stichprobe, zur Probennahme herangezogen werden. Bei Sauen mit einem Hautindex von 4 ist die Chance, seropositive Tiere zu finden, um den Faktor 3,25 (Odds-Ratio) erhöht.



**Abb. 30** Beurteilung des Hautindex im Vergleich zum Ergebnis der serologischen Untersuchung auf Antikörper gegen *S. scabiei v. suis* (n = 1269 Sauen). Die Gruppen von Sauen mit stärkeren Hautveränderungen (Hautindex (3.1.3.1) weisen höhere Prävalenzen an Seroreagenten auf. Die Zahlen in den Balken stellen die absoluten Anzahlen gemessener Ergebnisse (OD% positiv, fraglich, negativ: s. 3.2.2.2) in den Hautindexklassen dar.



**Abb. 31** Höhe der Antikörpertiter (OD%, 3.2.2.2) gegen *S. scabiei v. suis* im Vergleich zur Beurteilung von Hautveränderungen (Hautindex; 3.1.3.1). Das Titerniveau steigt mit zunehmenden Hautveränderungen leicht an.

Wie aus Abb. 31 ersichtlich, steigt mit zunehmender Intensität der Hautveränderungen auch das Titerniveau insgesamt an. Da für den Hautindex aber nur eingeschränkt ein linearer Maßstab angelegt werden kann, sollte eigentlich keine Korrelation angegeben werden. Postuliert man jedoch eine Linearität, so beträgt der Korrelationskoeffizient für nicht normalverteilte Grundgesamtheiten nach Spearman  $r = 0,26$  ( $p < 0,001$ ).

#### 4.3.2 Scheuerindex

In 21 Betrieben wurde der Scheuerindex ermittelt (In 5 Betrieben fehlen diese Werte aufgrund betrieblicher Gegebenheiten (u. a. zu kleine Tiergruppen in einem Abteil)). Der Anteil positiver Proben korreliert stark mit dem Scheuerindex. Der Korrelationskoeffizient nach

Spearman beträgt  $r = 0,85$  ( $p < 0,001$ ). Auffällig ist jedoch, dass diejenigen Bestände mit einem Scheuerindex von etwa 1,6 bezüglich der Prävalenz seropositiver Sauen stark schwanken (11-46 %).

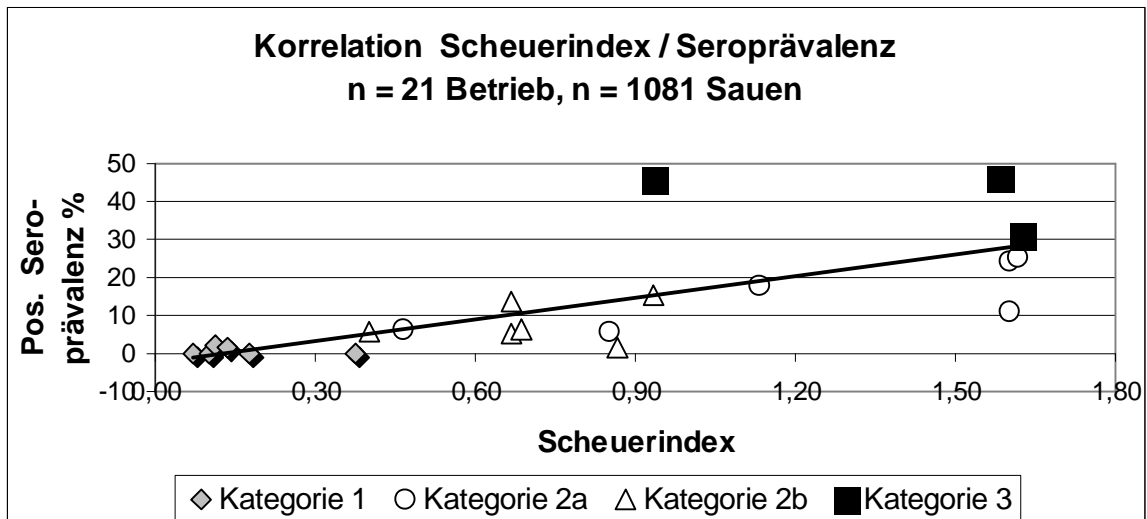


Abb. 32 Graphische Darstellung der Korrelation zwischen Scheuerindex (s. 3.1.3.2) und der Prävalenz seropositiv gegen *S. scabiei var. suis* reagierender Tiere in 21 Betrieben verschiedener Kategorien (s. 3.1.1) ( $r = 0,85$ ,  $p < 0,001$ ). Mit zunehmendem Scheuerindex steigt die Seroprävalenz.

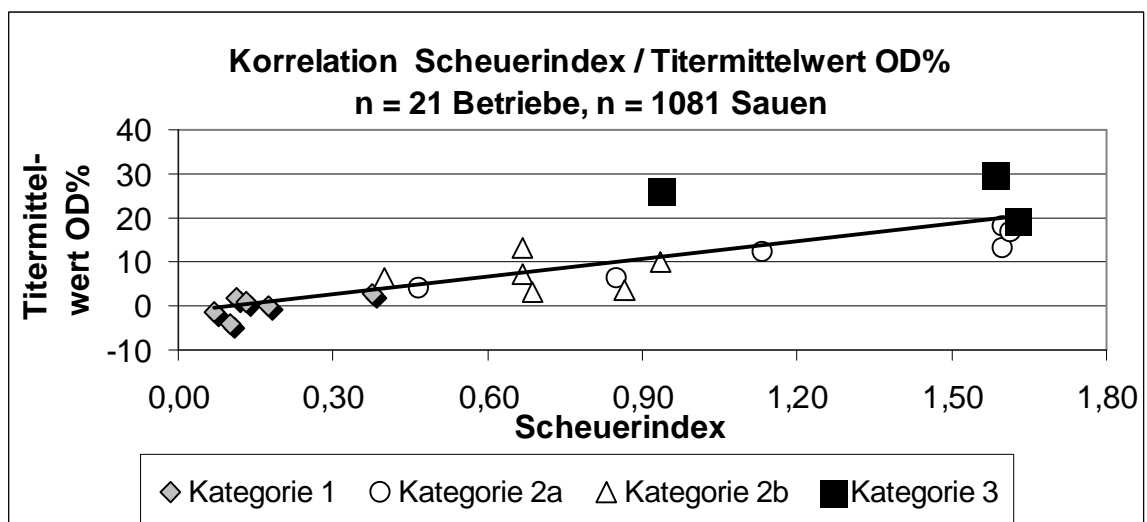


Abb. 33 Graphische Darstellung der Korrelation zwischen Scheuerindex (s. 3.1.3.2) und pro Bestand dem mittleren Antikörpertitern (OD %, 3.2.2.2) gegen *S. scabiei var. suis* ( $r = 0,58$ ,  $p < 0,01$ ). Mit zunehmenden Scheuerindex steigt die Seroprävalenz.

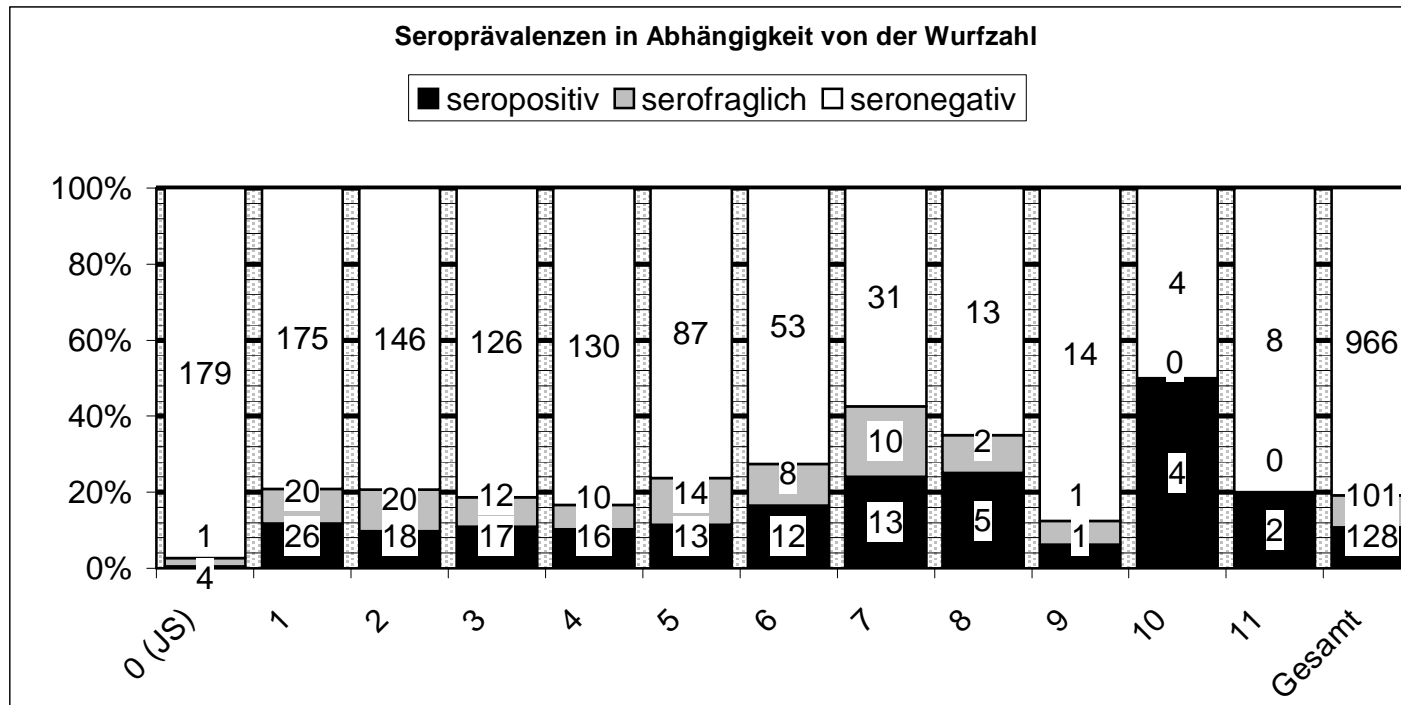
Dagegen korreliert der Titermittelwert (OD %) der einzelnen Betriebe ( $n = 21$ ) nicht ganz so gut: Der Korrelationskoeffizient nach Spearman beträgt hier 0,58 ( $p < 0,01$ ). Die räudeunverdächtigen Betriebe (Kategorie 1) haben die niedrigsten Scheuerindices (Abb. 32 u.. 33).

#### **4.4 Alter der Probanden**

Der Korrelationskoeffizient zwischen Anzahl abgeschlossener Würfe und dem Antikörpertiter OD % beträgt  $r = 0,26$  ( $p < 0,001$  hochsignifikant). Die relative Häufigkeit seropositiver Sauen steigt tendenziell mit deren Alter (Abb. 34). Somit steigt die Wahrscheinlichkeit seropositive Tiere zu finden mit steigender Wurfzahl. Während bei Jungsaunen (Wurf = 0) fast keine seropositiven Tiere zu finden waren (2,2 %), schwankt das Niveau positiver Tiere vom 1.-5. Wurf um etwa 10 % ( $\pm 1,5$  %) relativ konstant. In der Gruppe der Tiere mit 6 abgeschlossenen Würfen waren 16,4 % der Proben seropositiv, bei 7 Würfen wurden 24,1 % positive Ergebnisse beobachtet. Für höhere Wurfzahlen liegt eine zu geringe Anzahl von Beobachtungen vor, um daraus Schlüsse ziehen zu können.

Jungsaunen (0. Wurf) eignen sich nach dieser Darstellung zur Bestandsdiagnostik überhaupt nicht. Die Chance seropositive Tiere zu finden steigt um das 10,23fache (Odds-Ratio), wenn in der zufälligen Stichprobe keine Jungsaunen enthalten sind. Das Odds-Ratio zwischen Sauen die 6 oder mehr abgeschlossene Würfe aufweisen, und Sauen, die weniger als 6 Würfe haben beträgt 1,79, d. h. die Chance, seropositive Tiere zu finden, steigt mit der Wurfzahl und so auch mit dem Alter.





**Abb. 34** Ergebnisse der serologischen Untersuchung auf Antikörper gegen *S. scabiei var. suis* von Sauen (n = 1195) in verschiedenen Altersstufen von Jungsau (JS) bis zum 11. Wurf (abgeschlossene Würfe (s. Anhang 2, s. 3.1.3.3)).

Tendenziell ist eine Zunahme der Seroprävalenz mit steigender Wurfzahl zu beobachten. Die Zahlen in den Säulen sind die absolute Anzahl beobachteter Ergebnisse. Die Abszisse ergibt die relative Seroprävalenz wieder. Die Ordinate zeigt das Alter der Tiere in abgeschlossenen Würfen, sowie die Gesamtzahl aller Sauen. Die Zahlen innerhalb der Säulen stellen die absolute Probenzahl innerhalb der Altersgruppe dar: Schwarze Felder Anzahl der seropositiven Tiere (>24 OD%, 3.2.2.2), graue Felder Anzahl der serofraglichen Tiere (16 - 24 OD%, 3.2.2.2), helle Felder Anzahl der seronegativen Tiere (<16 OD%, 3.2.2.2).

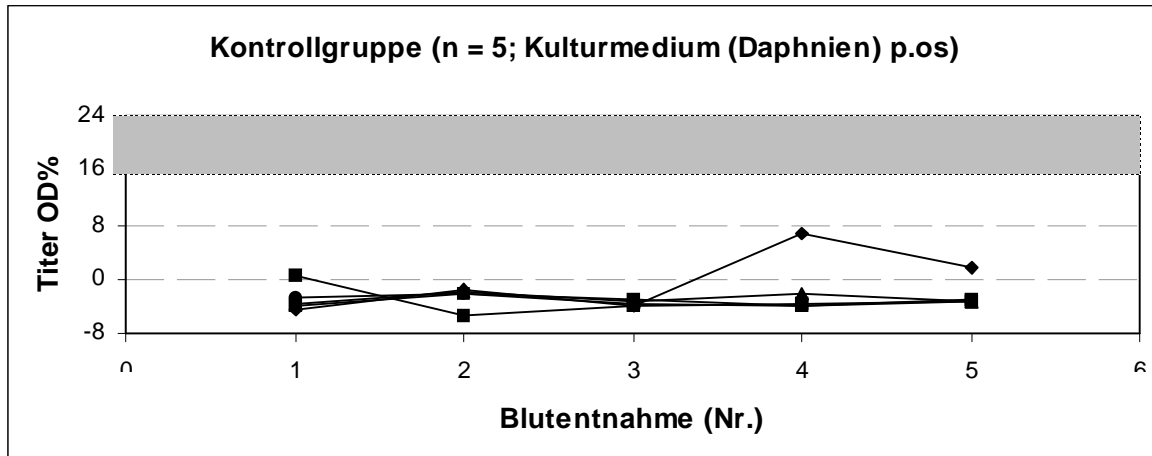
#### 4.5 Infektionsversuch mit Hausstaubmilben (*Dermatophagoides pteronyssinus*)

**Tabelle 5 Mittelwerte und Standardabweichungen der Antikörpertiter (OD%, 3.2.2.2) gegen *S. scabiei var. suis* (Kontrollgruppe n = 5, Kulturmedium (Daphnien p.os, 1. Versuchsgruppe n = 5, Hausstaubmilben + Kulturmedium p.os, 2. Versuchsgruppe n = 5 , Hausstaubmilben perkutan nach Hautskarifikation) inm Versuchszeitraum von 50 Tagen.**

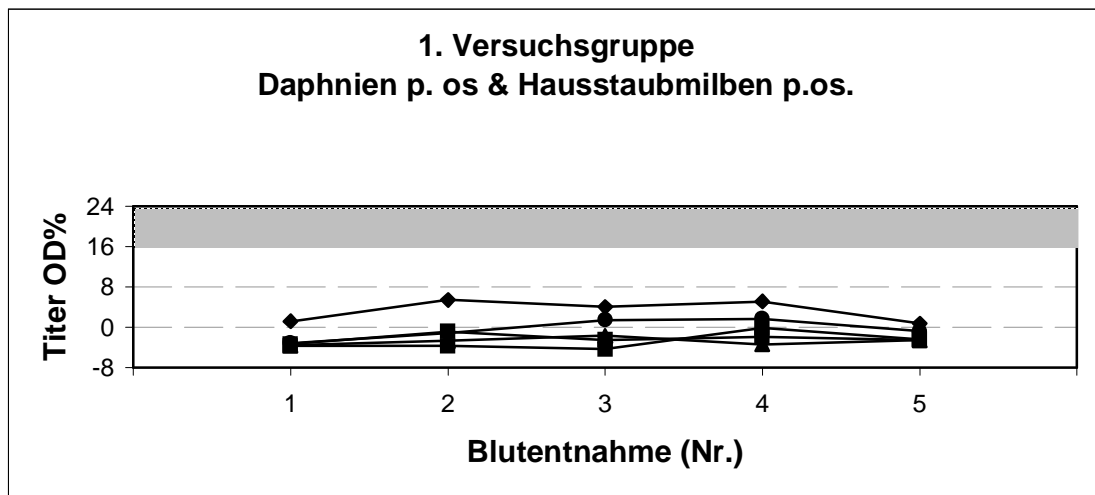
Blutentnahme	Tag 1		Tag 15		Tag 22		Tag 36		Tag 50	
	x	± s	x	± s	x	± s	x	± s	x	± s
Kontrollgruppe OD%	-2,807	1,942	-2,577	1,522	-3,537	0,300	-1,387	4,640	-2,252	2,224
1.Versuchsgruppe OD%	-2,550	2,063	-0,629	3,557	-0,643	3,335	0,250	3,314	-1,535	1,450
2.Versuchsgruppe OD%	0,426	2,136	3,186	4,870	1,725	4,141	0,277	4,960	-0,372	3,974

**Es ist kein Titeranstieg zwischen Tag 1 und Tag 50 zu beobachten.**

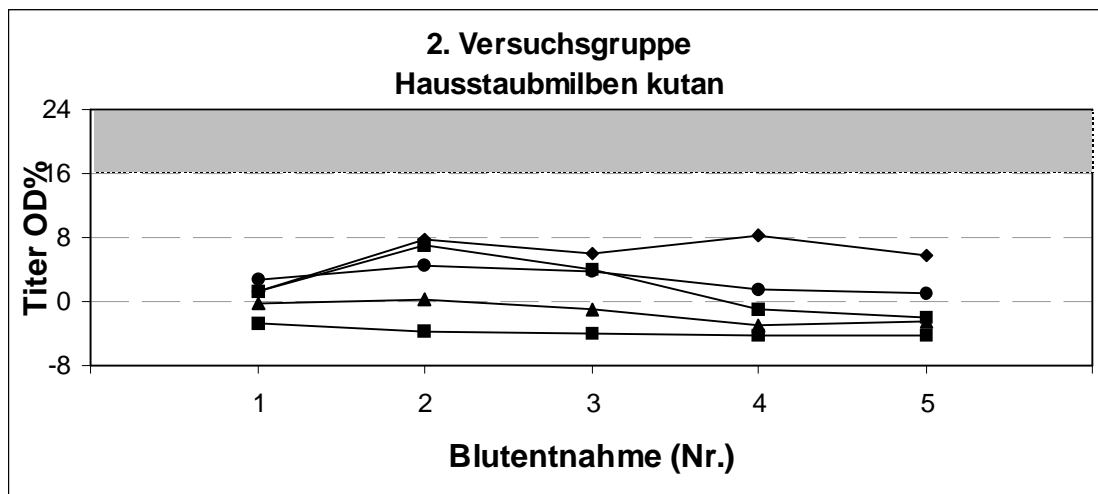
In Tabelle 5 sind die Mittelwerte und Standardabweichungen der serologischen Messwerte von den 15 Versuchsferkel über die verschiedene Blutentnahmetermine aufgelistet. Es war keine Serokonversion in einer der Gruppen zu verzeichnen, d. h. es konnten mit dem verwendeten ELISA-Test-System (Sarcoptes-ELISA 2001®, AFOSA GmbH, Luckenwalde) keine Antikörper gegen die verabreichten Hausstaubmilben (*Dermatophagoides pteronyssinus*) nachgewiesen werden. In Abb. 35 – 37 werden diese Zusammenhänge für jede Versuchsgruppe noch einmal graphisch dargestellt. Alle Werte liegen unterhalb des Cut-offs, ein Titeranstieg war in keiner Gruppe feststellbar.



**Abb. 35** Darstellung des Verlaufs der Titer gegen *S. scabiei var. suis* für die Kontrollgruppe (n = 5), Kulturmedium (Daphnien p.os), (negativ <16 OD %, fraglich 16 – 24 OD %, positiv >24 OD %). Blutentnahme 1 (Tag 1), 2 (Tag 14), 3 (Tag 22), 4 (Tag 36) bis 5 (Tag 50). Fazit: kein Titeranstieg.



**Abb. 36** Darstellung des Verlaufs der Titer gegen *S. scabiei var. suis* für die 1. Versuchsgruppe (n = 5), Hausstaubmilben +Kulturmedium p.os, (negativ <16 OD %, fraglich 16 – 24 OD %, positiv >24 OD %). Blutentnahme 1 (Tag 1), 2 (Tag 14), 3 (Tag 22), 4 (Tag 36) bis 5 (Tag 50). Fazit: kein Titeranstieg.

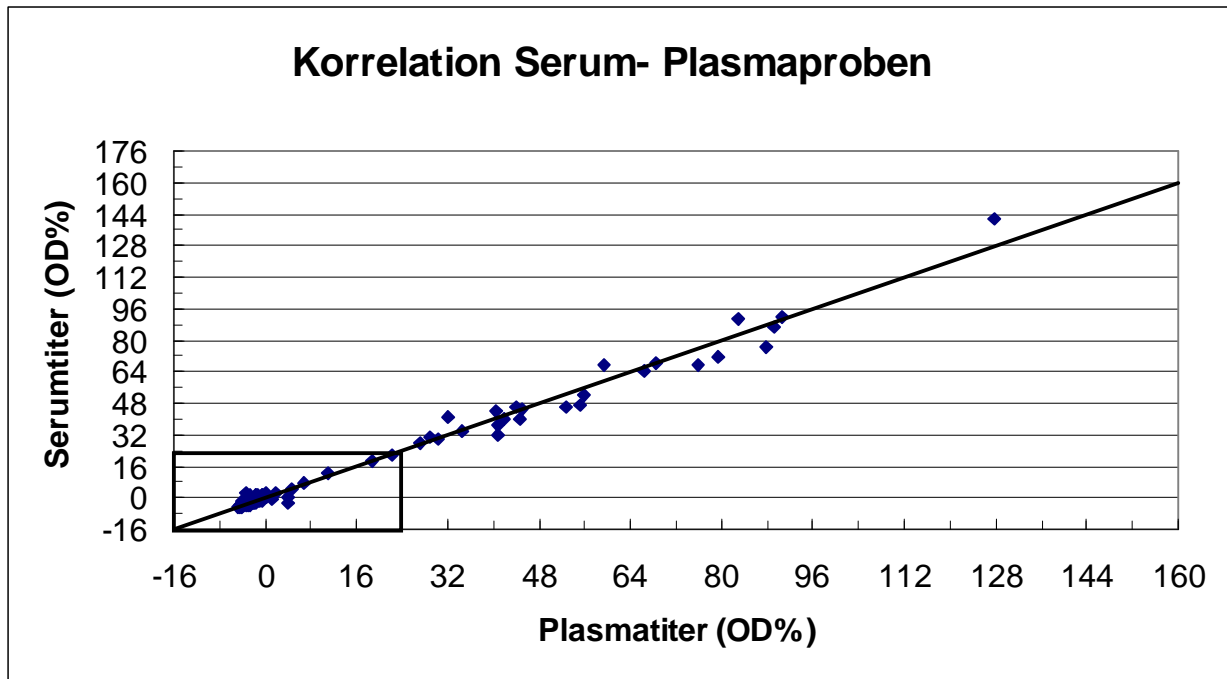


**Abb. 37** Darstellung des Verlaufs der Titer gegen *S. scabiei var. suis* für die 2. Versuchsgruppe n = 5, Hausstaubmilben perkutan nach Hautskarifikation, (negativ <16 OD %, fraglich 16 – 24 OD %, positiv >24 OD %). Blutentnahme 1 (Tag 1), 2 (Tag 14), 3 (Tag 22), 4 (Tag 36) bis 5 (Tag 50). Fazit: kein Titeranstieg.

Die Einzelergebnisse der Titerbestimmung für alle 15 Versuchstiere sind nochmals in Tabelle 6, Anh.1 wiedergegeben.

#### 4.6 Eignung von Serum und Plasma im Sarcoptes-ELISA 2001â

Zum Vergleich der Antikörpertiter gegen *S. scabiei* var. *suis* in Serum und Plasma wurden 107 Tiere untersucht. Die Ergebnisse (OD %) sind in Tabelle 7, Anh.1 aufgelistet.



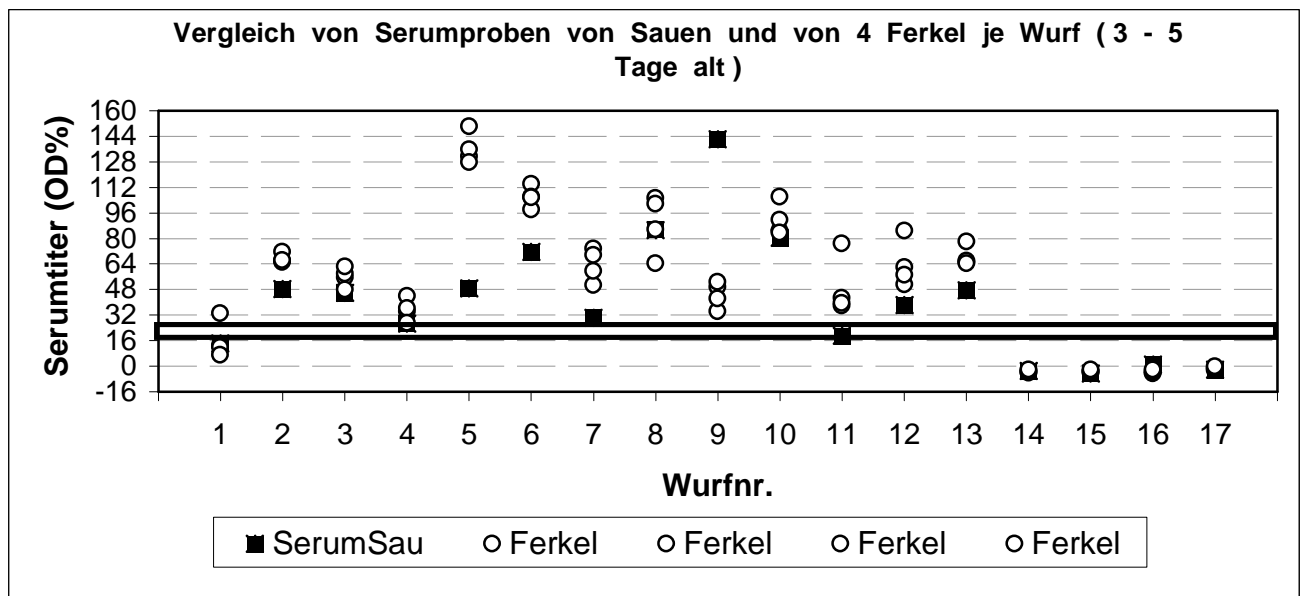
**Abb. 38** Graphische Darstellung der Korrelation zwischen Ergebnissen von Plasma- und Serumproben im Sarcoptes-ELISA 2001® (n = 107). Der Bereich der fraglichen und negativen Ergebnisse ist unten links als Kästchen dargestellt. Zum Vergleich ist die Korrelationsgerade ( $r = 1$ ) eingezeichnet .

80 Seren wiesen Titer im seronegativen Bereich auf (Tabelle 7, Anh.1). Es handelte sich dabei um Seren aus rädeunverdächtigen Betrieben. Zwei Seren waren im serofraglichen (16 - 24 OD %) und 25 Seren im positiven Bereich (>24 OD %) zu finden. Die Proben stammen zum Teil aus rädepositiven Beständen bzw. sind beim AK-Monitoring in einem Betrieb zusätzlich entnommen worden. In allen untersuchten Proben war die Beurteilung (positiv, fraglich, negativ) bei Plasma- und Serumproben gleich. Aus Abb. 38 ist ersichtlich, dass im positivem Bereich die Abweichungen stärker variieren.

Der Korrelationskoeffizient nach Spearman für nicht normalverteilte Grundgesamtheiten beträgt 0,88 ( $p < 0.001$ ).

#### 4.7 Vergleich von Sauenserum und Serum von dazugehörigen Saugferkeln

Um die Seren der Ferkel mit denen der Muttersauen zu vergleichen, ist von den 4 Ferkeln eines Wurfs jeweils zunächst der Mittelwert der Titerhöhe (gemessen in OD %) gebildet worden. In 17 Würfen wurde dieser dann mit dem jeweiligen Serumtiterwert des Muttertieres verglichen. Die Korrelationsberechnung nach Spearman ergibt einen hochsignifikanten Korrelationskoeffizienten von  $r = 0,88$  ( $p < 0,001$ ).



**Abb. 39** Serumtiter gegen *S. scabiei var. suis* bei Sauen (n = 17). Titerhöhen der Ferkel und Sauen aus 17 Würfen. Der fragliche Bereich ist als Kästchen dargestellt. Ferkelseren reagieren oft höher als die Muttersauseren in räudepositiven Beständen.

Auffällig in Abb. 39 ist, dass fast alle Ferkelseren der Sauen aus einem räudepositiven Bestand (Bestand 4, Milbennachweis) höher reagierten als die Seren der dazugehörigen Muttersauen. Nur in Wurf Nummer 9 ließen sich deutlich niedrigere Titer bei den Ferkeln finden. In Wurf 1 reagierten 3 Ferkel und die Sau negativ, während ein Ferkel positiv auffiel. Die Ferkel- und Muttersauseren aus einem räudeunverdächtigen Betrieb (Wurfnr. 14 bis 17 (Betrieb 6)) reagierten alle auf dem gleichen niedrigem Niveau.

## 5 DISKUSSION

### 5.1 Herdenscreening

In der vorliegenden Arbeit sollte abgeklärt werden inwieweit eine Statusbeurteilung durch Herdenscreening mittels serologischer Untersuchung auf Antikörper gegen *S. scabiei var. suis* in Zuchtbetrieben mit unterschiedlichen Voraussetzungen (Behandlungsstrategien) möglich ist. Es sollten Modelle zur Ergebnisinterpretation entwickelt werden.

Hierbei wurden Herdenprofile für 3 verschiedene Bestandskategorien erstellt

- 1.) räudeunverdächtige Betriebe, die langfristig schon keine Ektoparasitenbehandlung mehr durchführen

- 2.) Betriebe, die regelmäßige Ektoparasitenbehandlungen durchführen oder bis vor kurzem durchgeführt haben und

- 3.) Betriebe, die nur sporadisch Ektoparasitenbehandlungen durchführen.

Aufgabe war die Bestandsaufnahme (die in Zukunft ggf. als Eingangsuntersuchung im Rahmen von Erradikationsplänen dienen kann) in einigen ausgewählten Betrieben und daher wurden keine Verlaufsuntersuchungen angestrebt. Nach etwa der Hälfte, der untersuchten Proben in der Kategorie der regelmäßig behandelnden Betriebe (Kategorie 2), deuteten sich Unterschiede in der Seroprävalenz bezüglich der zeitlichen Anwendung der Ektoparasitika an, sodass diese Kategorie noch weiter unterteilt wurde in a.) Betriebe mit reproduktionsgebundener Behandlung (jeweils eine Teil der Herde innerhalb von 10 bis 21 Tage vor dem errechneten Abferkeltermin) und b.) Betriebe mit zeitorientierter gleichzeitiger (halbjährlich, alle 4 - 6 Monate) Behandlung aller Sauen.

Bei der Tierauswahl in den einzelnen Beständen musste vereinzelt geringfügig vom gewählten Probenentnahmeschlüssel abgewichen werden. In einigen Beständen waren nicht genügend Tiere in allen Altersklassen vorhanden, sodass zwar in jedem Betrieb die geforderte Gesamtanzahl an Proben für die statistische Sicherheit 95 % entnommen wurde, jedoch die Zusammensetzung hinsichtlich der 4 Altersgruppen nicht immer ganz eingehalten werden konnte. In anderen Betrieben durften seitens der Betriebsleitung bei hochtragenden Sauen kein Blut genommen werden, sodass auch hier von der rein zufälligen Probenauswahl geringfügig abgewichen wurde.

### Unbehandelte Herden

In Herden der Kategorie 1, die schon jahrelang nicht mehr behandelten, in denen keine klinische Räude auftrat und keine Milben im Hautgeschabsel nachweisbar waren, fiel auch der serologische Nachweis der meisten Proben negativ aus (Gesamtprävalenz positiver Tiere 0,64 %). Dass trotzdem ganz vereinzelt positive Ergebnisse auftraten, lässt sich durch die nicht 100%ige Testspezifität erklären (Herstellerangabe 97 %, ermittelt an SPF-Tieren, dies bedeutet dass von 100 gesunden Tieren durch den Sarcoptes ELISA 2001® 97 Tiere als negativ (nicht infiziert) und 3 Tiere falsch als positiv (infiziert) beurteilt werden).

Durch einen zu niedrigen gewählten Cut-off, der zwar zu einer hohen Sensitivität führt, gleichzeitig aber auch die Spezifität erniedrigt, können einzelne Proben falsch als positiv beurteilt werden. Eine Erhöhung des Cut-offs könnte dieses Problem lösen, jedoch kann dadurch wieder die Testsensitivität sinken (möglicherweise mehr falsch negative Beurteilungen).

Kreuzreaktive Antikörper auf bisher noch unbekannte Antigenquellen sind bis heute noch weitgehend unerforscht, dürfen aber als Möglichkeit bei der Bewertung einzelner positiver Proben nicht ganz außer Acht gelassen werden (VAN DER HEIJDEN et al. 2000).

Altiter aus Zeiten vor der Einstellung der Behandlung (Bestand 24: ein fragliches Resultat) kommen ebenfalls als Ursache für einzelne Reagenten in Frage. Altiter bei Sauen sind nach erfolgreicher Therapie zumeist nach 6 Monaten nicht mehr nachweisbar, können aber nach HERRMANN (1995), BORNSTEIN et al. (1994, 2000), KEßLER (2001 a), ZIMMERMANN et al. (2001) und WENDT et al. (2002) im Einzelfall noch bis zu 12,5 Monate im Blut gefunden werden. BAIER (2004 b) beschreibt einzelne positive Titer sogar noch 18 Monate nach erfolgter Doppelbehandlung.

Schlussendlich sollte aber auch die Möglichkeit einer Neu- bzw. Reinfektion des Bestandes (z. B. Bestand 12 ) in Erwägung gezogen werden. Einzelne positive Titer in „räudeunverdächtigen“ Betrieben sollten daher nicht einfach beiseite geschoben werden, sondern Anlass für eine aufmerksame weitere Überwachung des Bestandes sein (BAIER 2004 a, RAMBAGS 2004). Dabei sollten Einzelfälle wiederholt untersucht werden (Serologie, Hautgeschabsel, Hautveränderungen), eine Nachkontrolle des Bestandsstatus sollte eine abnehmende Seroprävalenz zeigen.

### Bestände mit Behandlung



Betrachtet man nun Bestände, die eine regelmäßige Ektoparasitenbehandlung durchführten, so fällt auf, dass hier die durchschnittliche Seroprävalenz insgesamt niedriger ausfällt als in Herden, die unregelmäßig behandelten und in denen zum Teil Räude klinisch schon erkennbar war. Neben hohen Seroprävalenzen (bis zu 46 %) sind jedoch auch auffallend hohe Einzeltiter ein wichtiges Indiz für die *Sarcoptes*-Infektion, wie der positive Milbennachweis in den Betrieben 14, 15, 19, 20, 22, 4, 5 und 13 zeigt. Die ständige Stimulation des Immunsystems durch *Sarcoptes*-Milbenantigene induziert höhere Antikörperspiegel und Seroprävalenzen.

LÖWENSTEIN et al. (2004) fanden in einem sicher *Sarcoptes*-befallenen Bestand, in dem viele Tier-zu-Tier-Kontakte unter den Schweinen bestanden und davon ausgegangen wurde, dass sehr viele Tiere mit Räudemilben befallen waren, mit dem Sarcoptes ELISA-2001® sogar 88,58 % seropositive Ergebnisse bei 70 untersuchten Tieren (Hautgeschabsel 48,57 % positiv). *Sarcoptes*-Milben erreichen bei „ungehinderter“ Ausbreitung, in diesem Fall auch noch bei schlechten hygienischen Bedingungen, somit sehr hohe Bestandsprävalenzen.

Der insgesamt sehr unterschiedliche Serostatus der einzelnen Betriebe der Kategorie 2 zeigt, dass der hemmende Einfluss einer regelmäßigen Behandlung auf die Infestation der Räudemilben nur tendenziell sichtbar wird. Eine Tilgung der Räude wird selten erreicht, weil bei einmaliger Behandlung bzw. zu kurzer Wirkdauer des Präparates der Entwicklungszyklus der Milben nicht vollständig unterbrochen wird und Infektionen, wenn auch oft nur latent, bestehen bleiben. Außerdem können nicht mitbehandelte Tiere im Betrieb (Ferkel, Eber, „vergessene Sauen“) zu schneller Reinfektion der behandelten Schweine führen. Auch die Haltungsbedingungen spielen eine Rolle bei Reinfektionen. Da der Aktionsradius der Milben selbst nur klein ist, sind Tier-zu-Tier-Kontakte von besonderer Bedeutung. So begünstigt die Gruppenhaltung, im Gegensatz zur Einzelaufstallung der Sauen, die Milbenübertragung (HAUPT u. SIEBERT 1983, KIRCHER 1999, KRANEBURG 2000).

Andererseits scheint in Einzelfällen eine Räudetilgung allein durch konsequente regelmäßige Behandlung bei günstigen Haltungsbedingungen möglich (BUSSE 2004). Dies könnte auch bei einzelnen hier untersuchten Betrieben (17, 7, 8) der Fall sein.

Eine unterschiedliche Auswirkung der bestandsgebundenen gleichzeitigen Behandlung aller Sauen (Kategorie 2b, mittlere Seroprävalenz 7,77 %) im Vergleich zur reproduktionsgebundenen Behandlung einzelner Sauen oder Sauengruppen (Kategorie 2a, mittlere Seroprävalenz 13,91 %) auf den Räudestatus konnte nur tendenziell ausgemacht werden. Die Bestandsbehandlung sollte durch die gleichzeitige Therapie eine stärkere

Unterdrückung der Milbenpopulation im Betrieb ermöglichen. Das arbeitsteilige System der Betriebe 14, 15 und 20 lässt erkennen, dass die Prävalenzen bei den Sauen im Deckbetrieb am niedrigsten sind (20 = 11,1 %), da die Sauen erst kürzlich vor der Abferkelung behandelt wurden, während in den beiden anderen Betrieben (Warte- und Abferkelbetriebe) die Seroprävalenzen deutlich höher liegen (14 = 24,1 %; 15 = 25,4 %), da sich die Milbenpopulation im Bereich der tragenden Sauen wieder aufbauen kann.

**Es wurde versucht, die unterschiedlichen, mit dem Sarcoptes-ELISA 2001 erhobenen Seroprofile hinsichtlich des Räudestatus zu beurteilen und im Einzelfall Empfehlungen für das weitere Vorgehen zu geben:**

- **alle untersuchten Proben negativ oder ganz vereinzelt positive / fragliche Proben**

Betriebe, die seit mindestens 18 Monaten keine Ektoparasitenbehandlung durchgeführt haben (Kategorie 1), können als räudeunverdächtig eingestuft werden, wenn die Titer negativ oder bei Einzelproben (Seroprävalenz <3 %) maximal als schwach positiv beurteilt wurden, außerdem ein niedriger Scheuerindex sowie nur geringgradige Hautveränderungen festgestellt wurden. Sicherheitshalber sollten jedoch die serologisch aufgefallenen Probanden in jedem Fall intensiv nachuntersucht werden (Serologie, Hautgeschabsel). Für die diagnostische Absicherung dieses Räudestatus sind jedoch regelmäßige Verlaufsuntersuchungen (halbjährlich bis jährlich) bei weiterer Abwesenheit von Ektoparasitenbehandlungen erforderlich.

Betriebe, die bis zum Untersuchungszeitpunkt noch Ektoparasitenbehandlungen durchgeführt haben, sollten nur als „möglicherweise räudeunverdächtig“ eingestuft werden (hier einzelne Betriebe aus Kategorie 2a und 2b (8, 17) sowie ein Betrieb aus Kategorie 3 (21)). Voraussetzung sind wiederum negative oder im Einzelfall niedrige positive Titer (Seroprävalenz <3 %). Hier ist es erforderlich, die Ektoparasitenbehandlung abzusetzen, die serologisch auffälligen Sauen kurzfristig nachzuuntersuchen und ebenfalls regelmäßige Folgeuntersuchungen für den gesamten Betrieb durchzuführen. Wenn keine Titeranstiege feststellbar sind, kann der Betrieb entsprechend als räudeunverdächtig zertifiziert werden.

- **mehrere fragliche / positive Proben**

Dieser Serostatus trifft auf einige Bestände der Kategorie 2 zu (Seroprävalenz 3 bis 10 %), die als räudeverdächtig eingestuft wurden, zumal manchmal einzelne Titer stärker positiv waren

und insgesamt eine Korrelation zwischen Titerhöhe und Seroprävalenz festgestellt werden konnte. Serologisch auffällige Probanden sollten entsprechend nachuntersucht werden (Blut, Hautgeschabsel). So konnte z. B. bei Betrieb 22 ein direkter Milbennachweis geführt werden und eine endgültige Beurteilung vorgenommen werden. Bei den übrigen Betrieben, in denen keine Milben gefunden wurden, müssen für eine eindeutige Klärung des Status wiederum die Ektoparasitenbehandlung eingestellt werden serologische Folgeuntersuchungen vorgenommen werden.

- **zahlreiche fraglich / positive Proben**

Eine Reihe von Beständen aus Kategorie 2 (n = 6), der Betrieb 12 und 3 Betriebe der Kategorie 3 wurden als stark räudeverdächtig eingeschätzt. Die höhere Seroprävalenz (>10 %), sowie hohe Einzeltiter und ein erhöhter Scheuerindex machten einen Milbenbefall wahrscheinlich. In 8 Fällen konnte die Verdachtsdiagnose durch direkten Milbennachweis auch bestätigt werden. In solchen Betrieben sollte die Behandlung zielgerichtet auf eine Tilgung der *Sarcoptes*-Räude hin ausgerichtet werden und eine erneute serologische Beprobung nicht vor Ablauf von mindestens 12 Monaten durchgeführt werden, da die Altiter nur langsam abnehmen (KEßLER 2001 a, ZIMMERMANN et al. 2001, WENDT et al. 2002).

## **5.2 Diagnostik**

Aufgrund der nach Herstellerangaben hohen Sensitivität (94 %) und Spezifität (97 %) des *Sarcoptes*-ELISA 2001® und der Erfahrungen anderer Arbeitsgruppen wurde dieses Testsystem als Basis für die serologischen Untersuchungen in der vorliegenden Arbeit gewählt. So konnten KEßLER et al. (2001 a, b, 2003) sowie LÖWENSTEIN et al. (2004) die gute Sensitivität und Spezifität des Testes im Vergleich zu anderen kommerziellen ELISAs bestätigen. MATTHES et al. (2004) untersuchten die am höchsten reagierenden Seren aus 6 Beständen mit positivem Milbennachweis parallel mit dem Chekit Sarcopstest® (Bommeli AG, Liebefeld-Bern) und dem *Sarcoptes* ELISA 2001®. Seren, von Tieren, denen eindeutig ein positiver Milbennachweis zuzuordnen war, wurden mit dem Chekit Sarcopstest® in ca. 60 % der Proben als positiv eingestuft, während mit dem *Sarcoptes* ELISA 2001® ca. 90 % der Proben als positiv erkannt wurden.

Es wurde außerdem in den eigenen Untersuchungen darauf geachtet, dass mögliche labortechnische Einflussfaktoren konstant gehalten wurden (z. B. Raumtemperaturen, pH-Wert der Waschlösung).

Ein weiteres großes Problem bei der Diagnostik der Räudefreiheit durch serologische Nachweisverfahren ist die geringe Prävalenz in behandelnden Beständen. Zudem reagiert nicht jede befallene Sau mit messbaren Antikörpertitern oder Titer bauen sich nach einiger Zeit ab. Ursächlich wird der Aufbau einer Immuntoleranz gegen die Milben, ihre Exkremente und Sekrete diskutiert (WOOTEN u. GAAFAR 1984 a). Je geringer die erwartete Prävalenz einer Erkrankung im Bestand ist, desto höher muss die Probenzahl gewählt werden, um mindestens ein erkranktes Tier zu finden (CANNON u. ROE 1982). Angaben zum benötigten Probenumfang variieren in der Literatur sehr stark. KRANEBURG (2000) empfiehlt, bei etwa 10 % der Sauen ein Ohrhautgeschabsel zu nehmen. VESSEUR et al. (1998 b) berechneten, dass nach den statistischen Leitsätzen von CANNON und ROE (1982) mindestens sechs Tiere einer Herde beprobt werden müssten. Diese Angabe setzt jedoch eine geschätzte Räudeprävalenz von 40 %, bei einer statistischen Sicherheit von 95 %, voraus. Dabei hat die Bestandsgröße ab einer Anzahl von 20 Schweinen keinen Einfluss mehr auf die Anzahl der zu nehmenden Proben. Nach DAVIES et al. (1996) sind in einer Herde viele Tiere mit keinem oder nur sehr geringem Befall vorhanden und nur wenige Schweine sehr stark von *Sarcoptes*-Milben befallen. Deshalb empfehlen diese Autoren mindestens 30 Tiere pro Herde zu untersuchen. Wird die geringste von KIRCHER (1999) beobachtete Seroprävalenz (20 %) zugrunde gelegt, so sollten zwischen 15 und 20 Proben zur Untersuchung herangezogen werden.

Da es in den eigenen Untersuchungen um eine mögliche Bestätigung des „Freiseins von Räude“ ging, wurde eine Prävalenz von nur 5 % bei einer statistischen Sicherheit von 95 % angenommen und somit wurde eine deutlich höhere Probenzahl (bis zu 60 Proben) in den Betrieben entnommen. Gleichzeitig sollte jedoch geprüft werden, ob durch Vorauswahl von Tieren (klinisches Bild, Alter) die Probenzahl unter Beibehaltung der diagnostischen Sicherheit gesenkt werden kann, da hohe Probenzahlen andererseits ein Kostenproblem für den Landwirt darstellen.

Hautveränderungen können neben den *Sarcoptes*-bedingten (hypersensitiven, akut bis chronisch verlaufenden) Veränderungen durch verschiedenste Faktoren verursacht werden (MATTHES et al. 1990, 2004). Von allergischen Reaktionen, Haltungsfehlern, der

Futterqualität, Medikamenten, Superinfektionen, Wurmparasitenbefall und Genetik über chemisch- physikalische Noxen, sowie Verletzungen durch Rangordnungskämpfe gibt es viele Einflüsse auf die Hautbeschaffenheit von Sauen (NICKEL 1983, GOTHE 1985, HASSLINGER 1985, KIRCHER 1999, KUTZER 2000, 2004). Chronisch an Räude infizierte Tiere können aber auch leicht übersehen werden, da bei ihnen oft nur geringgradig Krusten und Beläge vorhanden sind, ohne dass zusätzlich Juckreiz ausgeprägt ist (RICHTER u. BARTHEL 1999). Hinweise, dass die Seroprävalenz mit dem klinischen Bild in der Herde schwankt, geben BORNSTEIN u. WALLGREN (1997). Mastschweine mit geringgradiger Räude zeigten 33 %, bei akuter Räude 50 % und bei chronischer Räude 100 % Seroprävalenz. Dies wurde auch bei der vorliegenden Untersuchung, wenn auch in abgeschwächter Form beobachtet. Dabei war jedoch die genaue Anzahl notwendiger Probanden bei Vorselektion statistisch nicht sicher zu bestätigen. Somit kann hier nur deskriptiv eine Empfehlung zur Probenreduktion gegeben werden. Die Chance, seropositive Tiere zu finden, steigt um das 2,08fache (Odds Ratio), wenn man nur Tiere mit deutlich auffälligen Hautindices (3 und 4) zur Probennahme heranzieht. Wählt man ausschließlich Sauen mit einem Hautindex von 4, ist die Chance seropositive Tiere zu finden gegenüber der Grundgesamtheit sogar um den Faktor 3,25 erhöht. Auch der Juckreiz stellt ein wichtiges Auswahlkriterium dar. Mit Hilfe des Scheuerindex konnte gezeigt werden, dass ein signifikanter Zusammenhang zur Anzahl der Seroreagenten und der Höhe der Serotiter im Betrieb besteht. Außerdem konnte gezeigt werden, dass bei älteren Sauen, die mindestens 6 Würfe gehabt haben, eine um das 1,79fache höhere Chance besteht, Seroreagenten zu finden. Am seltensten wurden positive Titer bei Jungsauern festgestellt. Bei der abschließenden Bewertung sollte die Antikörperdynamik jedoch nie unbeachtet bleiben, da Altiter sehr lange persistieren können. Insgesamt können in der Bestandskontrolle Hautveränderungen, Juckreiz und Alter der Tiere hilfreiche Anhaltspunkte für eine gezielte Beprobung sein, die eine Probenreduktion im Vergleich zum hier angewendeten Schema vertretbar macht.

Ausgehend davon, dass die nachweisbare Prävalenzgrenze durch Vorauswahl der Sauen nach klinischen Symptomen und dem Alter etwa um 5 % gesenkt werden kann, wird ein Probenumfang für das Herdenscreening empfohlen, der nach CANNON und ROE (1982) zunächst eine nachweisbare Prävalenzgrenze von 10 % (95 % Sicherheit) gewährleistet.

### **5.3 Infektionsversuch mit Hausstaubmilben (*Dermatophagoides pteronyssinus*)**

Um die Sensitivität und Spezifität von ELISA-Testsystemen zu vergrößern, sollten nur Komponenten der Milben bzw. deren Metaboliten zum Einsatz kommen, die milbenspezifische Epitope besitzen. Der Einsatz der entsprechenden Antigenfraktion im Test sollte den Anteil unspezifischer Reaktionen auf ein Minimum beschränken (NÖCKLER 1992). Dabei sind Raub-, Futter- und Hausstaubmilben ubiquitär vorkommende Parasiten, deren mögliche Anwesenheit in der Umgebung der Tiere und im Futter durch ihre antigenen Eigenschaften eine mögliche Kreuzreaktivität mit *Sarcoptes*-Antigenen induzieren könnten (ARLIAN et al. 1988, 1989, 2000, BORNSTEIN u. ZAKRISSON 1993 b, VAN DER HEIJDEN et al. 2000). Hausstaubmilbenantigene, die eine kreuzreaktive Immunantwort mit IgE-Antikörpern von einem mit *Sarcoptes scabiei* var. *canis* infizierten Kaninchen auslösten, sind in vitro (SDS-PAGE) bereits isoliert worden (ARLIAN et al. 2000). Für *Psoroptes ovis*, eine beim Schaf vorkommende Milbenart, wurde ein Antigen nachgewiesen, das den Allergenen von Hausstaubmilben homolog ist (LEE et al. 2002).

Durch Kontakt mit Hausstaubmilben über das Futter und per Hautskarifikation konnte in den eigenen Untersuchungen bei keinem Tier ein signifikanter Titeranstieg beobachtet werden. Mit dem Sarcoptes-ELISA-2001® ließen sich somit keine spezifischen kreuzreaktiven IgG-Antikörper, die durch Hausstaubmilben hervorgerufen sein könnten, nachweisen. Allerdings wurde auch nicht untersucht, ob überhaupt eine Serokonversion durch Bildung hausstaubmilbenspezifischer Antikörper erfolgte. Deshalb kann keine Aussage über eine Kreuzreaktion zwischen Antikörpern gegen Hausstaubmilben und solchen gegen Räude milben gemacht werden. Darüber hinaus können andere Kreuzreaktionen, z. B. durch Futtermilben, nicht völlig ausgeschlossen werden. Diese Möglichkeiten müssen noch durch weitere Versuche überprüft werden.

### **5.4 Eignung von Serum und Plasma im Sarcoptes ELISA 2001®**

Da Serum und Plasma sich im Prinzip nur durch die Gerinnungsbestandteile und Gerinnungshemmer unterscheiden, wurde vermutet, das hinsichtlich der serologischen Antikörperuntersuchung kein nennenswerter Unterschied zu erwarten ist. Qualitativ wurden in der vergleichenden Untersuchung bei allen 107 Proben die gleichen Ergebnisse ermittelt.

Quantitativ schwankten die Ergebnisse lediglich im positiven Bereich etwas stärker. Es ergab sich eine sehr gute Korrelation zwischen Serum- und Plasmawerten ( $r = 0,88$ ,  $p < 0,001$ ). Die Gründe für quantitative Schwankungen sind schon aus der Testdurchführung (5  $\mu$ l Probenmaterial in 495  $\mu$ l Probenverdünnungspuffer) ableitbar, da kleinste Pipettierfehler schon zu großen Änderungen in der Probenverdünnung führen und bei hohen Titern höhere Schwankungen auslösen.

### **5.5 Vergleich von Sauenserum und Serum von dazugehörigen Saugferkeln**

Die Ferkelseren lieferten in den meisten Fällen qualitativ (positiv / negativ) das gleiche Ergebnis wie das dazugehörige Muttertierserum. Quantitativ lieferten 3 - 5 Tage alte Ferkel in der Regel höhere Werte als ihre Mütter, wenn diese positive Titer aufwiesen. Dies deckt sich auch mit Beobachtungen von BORNSTEIN und ZAKRISSON (1993 b), die bei Saugferkeln p. p. maternale Antikörper 6 Stunden nach Kolostrumaufnahme nachwiesen. Der Antikörpertiter war dabei in ersten Lebensstunden ebenso hoch oder höher als derjenige von erwachsenen Tieren. Nach ILCHMANN et al. (2000) fällt der maternale Antikörpertiter bei Ferkeln bis zur 6. Lebenswoche signifikant ab, was auch BORNSTEIN u. ZAKRISSON (1993 b) beschrieben. Ältere Saugferkel haben deshalb niedrigere Titer als Sauen (BORNSTEIN u. WALLGREN 1997, HOLLANDERS et al. 1997). So konnte auch KEßLER (2001a) zunächst bei Ferkeln, die bis zu zwei Wochen alt waren, positive Titer nachweisen, aber 14 Tage später nicht mehr.

In Wurf 1 reagierten 3 Ferkelproben und das Mutterserum negativ während ein Ferkelserum positiv auffiel. In Wurf 9 fand sich ein sehr hoher Sauentiter, während der Antikörperspiegel der 4 dazugehörigen Ferkel niedriger, aber immer noch deutlich positiv war. Bei einer seronegativen Sau (Wurf 11) konnten Ferkel mit positiven Antikörpertitern ermittelt werden.

Für diese Unterschiede gibt es mehrere Erklärungsansätze. Eine plausible Möglichkeit ist, dass einzelne Ferkel von anderen Sauen stammen, da die Landwirte Saugferkel zum Wurfausgleich häufig umsetzen. Außerdem kann es sein, dass die einzelne Ferkel oder der ganze Wurf zu wenig Kolostrum aufnehmen konnten und dadurch weniger Antikörper erhalten haben. Dies kann insbesondere bei Puerperalstörungen und Hypogalaktie der Fall sein. Untersuchungen von BORNSTEIN und ZAKRISSON (1993 b) ergaben, dass die maternalen Antikörper bei Ferkeln 24 – 48 Stunden nach der Geburt die höchsten Werte

erreichten und dann sanken. Möglicherweise waren die beprobten Ferkel auch schon älter als 3 - 5 Tage (zurückgesetzte Ferkel).

Bei Studien von KEßLER (2001 a) reagierten untersuchte Sauen blutserologisch negativ, während im Kolostrum Antikörper nachgewiesen werden konnten. In einer Arbeit von ZIMMERMANN et al. (1986), die ähnliche Untersuchungen zur Überwachung der enzootischen Pneumonie durchgeführt hatten, finden sich bezüglich der Antikörperdynamik ähnliche Phänomene. Auch hier fielen durch die Konzentration von Immunglobulinen in der Kolostralmilch mehr positive Proben an als beim Serum. Dies lässt darauf schließen, dass mehrere Ferkel, wie in Wurf 11, mit sehr hoher Kolostrumaufnahme auch positive Titer aufweisen können, während der Titer der Sau blutserologisch negativ, im Kolostrum aber positiv reagiert. Nach ZIMMERMANN et al. (2001) sinken in Kolostralmilchproben Antikörpertiter schnell ab. Schon drei Tage post partum waren sämtliche OD-Werte, die vorher positiv waren, in der Milch negativ. Kolostrum kann nur zur Beurteilung des Räudestatus verwendet werden, wenn die Proben frühzeitig genommen werden.

Der Vergleich von Sauen und Ferkelblut im Hinblick auf die Beurteilung der serologischen Ergebnisse lässt folgende Schlüsse zu:

1. Ferkel, die in einem Betrieb geboren wurden, von dem ausgegangen werden konnte, dass er „räudefrei“ ist, reagierten auf dem gleichen niedrigen Titerniveau wie die zugehörigen negativen Muttertiere.
2. Dagegen reagierten Ferkelseren aus einem mit *Sarcoptes*-Milben infizierten Bestand in der Regel höher als die zugehörigen Muttertierseren. Im Einzelfall wurden Ferkelseren und Sauenserren jedoch unterschiedlich beurteilt.

Daraus lässt sich für die Überwachung von Herden sagen, dass Ferkelblut von 3 - 5 Tage alten Tieren, das im *Sarcoptes*-ELISA-2001® eher höher reagierte als das Mutterserum, deshalb genauso geeignet zur Räudediagnostik auf Bestandsebene erscheint. Für die Beurteilung sollte im Verdachtsfall auch das Titerniveau bei vermeintlich negativen Sauen beachtet werden, da die Titerhöhen von Sauen und Ferkeln (Wurf 14 bis 17) aus der „räudefreien“ Herde deutlich niedriger lag als bei der negativ reagierenden Sau aus Wurf 1 (positiver Bestand). Hier besteht allerdings aufgrund zu geringer Probenzahl noch weiterer Klärungsbedarf.



## 5.6 Zusammenfassung der Ergebnisse – Schlussbetrachtung

1. In „räudefreien“ Betrieben sind einzelne schwach positive Titer möglich, die auf Altstitter, Kreuzreaktionen oder zu niedrige Testspezifität beruhen können. Solche einzelnen Proben sind als falsch positiv einzuschätzen. Empfohlen wird jedoch die Nachuntersuchung solcher Seroreagenten (Serologie, Hautgeschabsel). Ferner sollte über die Heraufsetzung des Cut-offs für den Sarcoptes-ELISA 2001® nachgedacht werden.
2. In „infizierten“ Betrieben werden meist mehrere positive und fragliche Probanden gefunden. Hier sollte zusätzlich nach der Serologie die Entnahme von Hautgeschabseln bei seropositiven bzw. klinisch auffälligen Tieren angestrebt werden. Werden dort Milben gefunden, so ist die Beurteilung eindeutig. Bei negativen Befund im Hautgeschabsel ist keine sichere Beurteilung möglich, jedoch lassen eine überdurchschnittlich hohe Bestandsprävalenz, sowie hohe positive Einzeltiter eine Verdachtsdiagnose zu.  
Bei geringerer Anzahl positiver Proben sollte die Behandlung abgesetzt und durch serologische Nachuntersuchungen die Entwicklung des serologischen Status im Bestand verfolgt werden, um eine eindeutige Beurteilung zu ermöglichen.
3. Eine Sanierung durch regelmäßige Behandlung scheint nur in Ausnahmefällen möglich. Ferner ist aus dieser Untersuchung hervorgegangen, dass eine regelmäßige Bestandsbehandlung nicht eindeutig (höchstens tendenziell) effektiver ist, als die reproduktionsgebundene Behandlung jeweils eines Teils der Herde.

### Empfehlung für die Probenzahl:

Aus Durchführbarkeits- und Kostengründen sollte man sich an einer nachweisbaren Prävalenzgrenze von 10 % (95 % Sicherheit, CANNON und ROE (1982)) orientieren. Dazu werden folgende Probenzahlen vorgeschlagen:

- Bestände ab 100 Sauen mindestens 30 Proben
- Bestände zwischen 50 und 100 Sauen mindestens 25 Proben
- Bestände zwischen 30 und 50 Sauen mindestens 20 Proben
- Bestände zwischen 15 und 30 Sauen – 13 bis 19 Proben

- Bestände bis 15 Sauen – sämtliche Tiere beproben

Eine Senkung der Prävalenzgrenze kann durch selektive Auswahl der Probanden nach Hautindex, Juckreiz und Alter erfolgen. Jedoch sollte berücksichtigt werden, dass auch Altiter gefunden werden können und dann zu einem falsch positiven Ergebnis führen. Ferner sollte bei der Selektion von Probanden und der Gesamtbeurteilung auf Juckreiz geachtet werden, da der Scheuerindex mit Seroprävalenz und Titerhöhe auf Bestandesebene gut korreliert.

4. Es wurden keine Hinweise auf Kreuzreaktionen des Sarcoptes-ELISA 2001® mit möglicherweise durch Hausstaubmilben (*Dermatophagoides pteronyssinus*) induzierten Antikörpern gefunden. Weitere Untersuchungen für Futtermilben sind aber notwendig.
5. Blutplasma ist zur serologischen Untersuchung auf Antikörper gegen *S. scabiei v. suis* genauso geeignet wie Serum.
6. Serum von 3 - 5 Tage alten Ferkeln ist zur Räudediagnostik mit dem Sarcoptes-ELISA 2001® als Ersatz für Sauenproben geeignet. Bei Einzelproben ist jedoch eine Fehlbeurteilung möglich, wenn die Kolostrumaufnahme mangelhaft ist oder Ferkel umgesetzt wurden.
7. Serologische Untersuchungen sind bei der Beurteilung des Räudestatus auf Herdenbasis hilfreich und können in Verbindung mit anderen klinisch ermittelbaren Ergebnissen (Scheuerindex, Hautveränderungen, Hautgeschabsel) die Überwachung des Bestandes nach Tilgungsmaßnahmen bzw. das frühzeitige Erkennen von *Sarcoptes*-Infektionen im Bestand erleichtern.

## 6 Zusammenfassung

### **Dockmann, J. : Serologische Untersuchungen auf Antikörper gegen *Sarcoptes scabiei* v. suis in sauenhaltenden Betrieben mit unterschiedlichen Behandlungsstrategien gegen Ektoparasiten**

Das Ziel dieser Arbeit war ein serologisches Herdenscreening zur Feststellung von Antikörpern gegen *Sarcoptes scabiei* var. *suis* in Betrieben mit unterschiedlichen Behandlungskonzepten. Verwendung fand der Sarcoptes-ELISA 2001® (AFOSA GmbH, Luckenwalde), der aufgrund von Sensitivität und Spezifität früherer Untersuchungen am geeignetsten erschien.

Die verschiedenen Bestände wurden in Kategorie 1 (räudeunverdächtige Betriebe, die langfristig schon keine Ektoparasitenbehandlung mehr durchführen, n = 7), Kategorie 2 (Betriebe, die regelmäßige Ektoparasitenbehandlungen (unterteilt in 2a: reproduktionsgebundene Behandlung n = 7 und 2b: bestandsweise Behandlung n = 7) durchführen oder bis vor kurzem durchgeführt haben), und Kategorie 3 (Betriebe, die nur sporadisch Ektoparasitenbehandlungen durchführen, n = 4) eingeteilt. Insgesamt wurden 1269 Blutproben in 25 Betrieben mit 13884 gehaltenen Sauen untersucht. Die Betriebsgrößen variierten von 13 bis 2800 Sauen.

Betriebe der Kategorie 1 wurden serologisch als räudeunverdächtig eingestuft, jedoch wurden in 2 Betrieben dieser Kategorie je 1 positives Ergebnis ermittelt. In Beständen der Kategorien 2a und 2b war die Einstufung aufgrund der serologischen Ergebnisse oft nicht sicher. Diese Bestände waren oft noch infiziert und die Prävalenzen positiv getesteter Tiere schwankten zwischen 1,67 und 25,42 %. Betriebe der Kategorie 3 waren bis auf eine Ausnahme serologisch als stark räudeverdächtig einzustufen. Eine Infektion mit *Sarcoptes*-Milben wurde in 3 von 4 untersuchten Beständen durch Ohrhautgeschabsel bestätigt. Seroprävalenzen von 31 – 46 % wurden hier in den Stichproben ermittelt. Die höchsten Einzeltiter wurden ebenfalls in diesen Betrieben der Kategorie 3 gemessen.

Zusätzlich wurde geprüft ob Zusammenhänge von Hautveränderungen (Hautindex), Scheuerindex und Alter in Bezug auf das serologische Ergebnis bestehen. Dabei war die Wahrscheinlichkeit seropositive Tiere zu finden erhöht, wenn eine Vorselektion der Probanden auf hochgradige Hautveränderungen und das Alter vorgenommen wurde. So zeigten Sauen mit sechs oder mehr Würfen häufiger positive Serotiter als jüngere Tiere. Der Scheuerindex korrelierte mit der Prävalenz der Seroreagenten und mit der mittleren Titerhöhe

in den Beständen. Es wurden weiterhin Empfehlungen für geeignete Probenzahlen für das Herdenscreening gegeben.

Ein Infektionsversuch sollte abklären, ob durch Hausstaubmilben (*Dermatophagoides pteronyssinus*) möglicherweise kreuzreaktive Antikörper hervorgerufen werden. Zwei Gruppen von je 5 Ferkeln wurden mit Hausstaubmilben in Kontakt gebracht (p. os oder durch Hautskarifikation), 5 Tiere dienten als Kontrollgruppe. Blutserologisch waren auch 7 Wochen post infectionem mit dem Sarcoptes-ELISA 2001® keine Antikörper gegen *Sarcoptes scabiei* var. *suis* nachzuweisen. Da ein Nachweis auf Antikörper gegen Hausstaubmilben unterblieb, kann keine Aussage über eine mögliche Kreuzreaktion zwischen Hausstaub- und Räudemilben gemacht werden.

Im Vergleich zu Serumproben kann auch Blutplasma als gut geeignet zur Antikörperdiagnostik mit dem Sarcoptes-ELISA 2001® angesehen werden. Bei parallelen Untersuchungen von 107 Proben wurden gute Übereinstimmungen bezüglich des serologischen Testergebnisses erreicht.

Vergleichende serologische Untersuchungen von 17 Sauen und jeweils 4 Saugferkeln (3 - 5 Tage alt) aus dem dazugehörigen Wurf erzielten eine ebenso gute Übereinstimmungen der serologischen Testergebnisse. Die Ferkel- und Sauenproben aus Würfen (n = 4) eines räudeunverdächtigen Betriebes reagierten alle deutlich seronegativ, während die Ferkelseren in Würfen eines Betriebes mit nachgewiesener *Sarcoptes*-Infektion in der Regel höhere Titer als die zugehörigen Muttertierseren aufwiesen.

Insgesamt lieferte der Sarcoptes-ELISA 2001® brauchbare und nachvollziehbare Ergebnisse und kann in der Räuiediagnostik als empfindliches Instrument bei der Kontrolle der Räudefreiheit von Sauenbeständen eingesetzt werden.

## **7 Summary Dockmann, J.**

### **Serologic examinations of antibodies against *sarcoptes scabiei v. suis* in pig breeding farms with different treatment regimes for ectoparasites**

The aim of this study was a serologic screening in pig breeding farms with different treatment concepts for the detection of antibodies against *Sarcoptes scabiei var. suis*. The diagnostic test used was the Sarcoptes-ELISA 2001 ® (AFOSA GmbH, Luckenwalde). This assay appeared most suitable for the investigations due to sensitivity and specificity described earlier. The different breeding farms were divided into three categories (category 1: not suspicious for mange, no treatment against ectoparasites for a longer time (n = 7), category 2: with regular treatment against ectoparasites (n = 14), and category 3: with irregular treatment against ectoparasites (n = 4)). From these 25 herds, with 13884 sows in total, altogether 1269 blood samples were examined. The herd size varied from 13 to 2800 sows.

Breeding farms of the category 1 were classified serologically as “not suspicious for mange”, however in each of 2 breeding herds (category 1) 1 positive result were obtained.

In herds of the categories with regular treatment (category 2 : category 2a with treatment by reproduction and category 2b with herd treatment two or three times a year) the serological classification often was difficult. Some of these farms were still infected and therefore the prevalence of positively tested animals varied between 1,67 and 25,42 %. Three of four breeding herds of the category 3 were serologically classified as strongly suspicious for mange. An infection with sarcoptic mites was confirmed in these 3 herds by examination of ear skin scrapings and the prevalence of seropositive tested samples in these herds varied between 31 and 46 %. Also the highest single serotiters were measured in these farms of category 3.

Additionally correlations between skin lesions (skin index), scratching index, age as well as the serological results were investigated. The probability to find seropositive animals increases, when a preselection of sows is made by marked skin lesions and the age of the animals. Older Sows were more suitable for finding antibodies against *S. scabiei v. suis*. The scratching index showed a high correlation to the prevalence of seropositive results and to the average height of antibody levels in the examined farms. Recommendations for practicable sample numbers are made.

An experimental infection should clarify whether cross-reactive antibodies are induced by house dust mites (*Dermatophagoides pteronyssinus*). Two groups of 5 specific pathogene free piglets each were exposed to house dust mites by feeding or by skin scarification, 5 specific pathogene free animals served as untreated control group. Up to 7 weeks post infection no antibodies (maybe caused by house dust mites) against *Sarcoptes scabiei var. suis* could be detected by the Sarcoptes-ELISA 2001®, but it was not examined whether any antibody reaction against house dust mites took place.

Bloodserum and bloodplasma samples of 107 sows were tested comparative using the Sarcoptes-ELISA 2001®. Plasma titers showed good corresponding results.

Comparative serological investigations harvesting sera from 17 sows and from 4 suckling piglets (3-5 days old) from each litter monitoring their colostral antibodies obtained good agreements regarding serum antibody titers against *Sarcoptes scabiei var suis*. Samples of piglets and sows from a breeding herd unsuspecting for mange reacted all clearly seronegative, while serum of piglets from breeding herds with a proven *Sarcoptes* infection usually demonstrated even higher antibody levels than the associated sow serum. Altogether the Sarcoptes-ELISA 2001® supplied useful and comprehensible results and may be used as a sensitive instrument of mange control.

## 8 LITERATURVERZEICHNIS

ARENDS, J. J. u. L. K. RITZHAUPT (1995):

Mange in swine – a technical update.

Pfizer Inc., 1995

ARENDS, J. J., C. M. STANISLAW u. D. GERDON (1990):

Effects of sarcoptic mange on lactating swine and growing pigs.

J. Anim. Sci. 68, 1495 - 1499

ARLIAN, L. G. (1989):

Biology, host relations, and epidemiology of *Sarcoptes scabiei*.

Ann. Rev. Entomol. 34, 139 - 161

ARLIAN, L. G. u. M. S. MORGAN (2000):

Serum antibody to *sarcoptes scabiei* and house dust mite prior to and during infestation with *S scabiei*.

Vet. Parasitol. 90, 315 – 326

ARLIAN, L. G., M. S. MORGAN u. J. J. ARENDS (1996):

Immunologic cross-reactivity among various strains of *Sarcoptes scabiei*.

J. Parasitol. 82, 66 – 72

ARLIAN, L. G., D. L. VYSZENSKI-MOHER u. A. M. GILMORE (1988):

Cross-antigenicity between *Sarcoptes scabiei* and the house dust mite, *Dermatophagoides farinae* (Acarii: Sarcoptidae and Pyroglyphidae).

J. Med. Entomol. 25, 240 - 247

BAKER, D. G., J. D. BRYANT, J. F. URBAN u. J. K. LUNNEY (1994):

Swine immunity to selected parasites.

Vet. Immunol. and Immunopathol. 43, 127 – 133

BAIER S. (2004 a):

Erster Schweinebetrieb in Weser-Ems mit Zertifizierung des Räudestatus.

In: Tagung der DVG-Fachgruppe „Parasitologie und Parasitäre Erkrankungen“, Starnberg, 9.-11. Juni 2004 Kongr.Ber.

BAIER S. (2004 b):

Zweiter Schweinebetrieb in Weser-Ems mit Zertifizierung des Räudeunverdächtiger Betrieb.

Landwirtschaftsblatt Weser-Ems 151, Nr. 30, 28 - 29

BECK, W. (1996):

Strukturanalyse der Milbenextrakte von *Chorioptes bovis*, *Psoroptes ovis*, *Sarcoptes suis* und *Notoedres cati* mit der SDS-PAGE und dem Immunoblot – Ein Beitrag zur Untersuchung der Proteinmuster von Räudemilben.

Berlin, Freie Univ., Fachber. Veterinärmed., Diss.

BECK, W. u. T. HIEPE (1997):

Untersuchungen zur allergenisierenden Wirkung und zum spezifischen Proteinmuster der Räudemilben *Chorioptes bovis*, *Psoroptes ovis* (Acari: Psoroptidae), *Sarcoptes suis* und *Notoedres cati* (Acari: Sarcoptidae) mit der SDS-PAGE und dem Immunoblot.

Berl. Münch. tierärztl. Wochenschr. 110, 128 – 133

BECK, W. u. T. HIEPE (1998):

Untersuchungen zu einem Intrakutantest mit einer *Sarcoptes*-Milbenextrakt-Lösung (Acari: Sarcoptidae) als Methode zum Nachweis an *Sarcoptes*-Räude erkrankter Hunde.

Berl. Münch. tierärztl. Wochenschr. 111, 175 - 179

BIRKENFELD, O. (1986):

Beziehungen zwischen klinischen Erscheinungen und Befall mit *Sarcoptes*-Milben beim Schwein.

Hannover, Tierärztl. Hochsch., Diss.



BLAHA, T. (2004):

Einführung in das Thema oder: Warum in aller Welt denn Tilgung ?

In: Die Tilgung der *Sarcoptes*-Räude des Schweines auf Bestandsebene.  
Fortbildungsveranstaltung der Außenstelle für Epidemiologie Tierärztliche Hochschule  
Hannover Bakum 27. Februar 2004 Tagungsber.

BORNSTEIN, S., L. ELIASSON-SELLING, K. NÄSLUND u. P. WALLGREN (2000):

Evaluation of a serodiagnostic ELISA for swine sarcoptic mange.

In: 16th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Melbourne, 17. - 20. September 2000, Proc., S. 269

BORNSTEIN, S., C. FELLSTRÖM, P. THEBO u. P. WALLGREN (1994):

Eradication of sarcoptic mange in a herd of pigs monitored by skin scrapings and ELISA.

In: 13th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Bangkok, 26. - 30. June 1994, Proc., S. 251

BORNSTEIN, S. u. P. WALLGREN (1996):

Serum antibody responses to *Sarcoptes scabiei* infections in young pigs following acaricidal treatment.

In: 14th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Bologna, 7. - 10. July 1996, Proc., S. 355

BORNSTEIN, S. u. P. WALLGREN (1997):

Serodiagnosis of sarcoptic mange in pigs.

Vet. Rec. 141, 8 – 12

BORNSTEIN, S. u. G. ZAKRISSON (1993 a):

Humoral antibody response to experimental *Sarcoptes scabiei* var. *vulpes* infection in the dog.

Vet. Dermatol. 4, 107 – 110

BORNSTEIN, S. u. G. ZAKRISSON (1993 b):

Clinical picture and antibody response in pigs infected by *Sarcoptes scabiei* var. *suis*.

Vet. Dermatol. 4, 123 – 131

BROWN, J.R.u. MELANCHON J. (1994):

The Role of Biosecurity in Maintaining a Mange and Lice Free Herd Following Implementation of the Herd Mange / Lice Elimination (HM / LE Program).

In: 13th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Bangkok, 26. - 30. June 1994, Proc., S. 245.

BUSSE F.W. (2004):

Ergebnisse der Räudeserologie (Blut und Kolostrumproben säugender Sauen) nach regelmäßiger Injektionsbehandlung der tragenden Sauen mit Ivomec S® in einem Dalland® Zuchtbestand.

In: Tagung der DVG-Fachgruppe „Parasitologie und Parasitäre Erkrankungen“, Starnberg, 9.-11. Juni 2004, Kongr.Ber.

BUSSE F.W. und E. AKA (1997):

Vorkommen von Endo- und Ektoparasiten bei Schweinen im Weser-Ems-Gebiet sowie Behandlungsstrategien.

Prakt. Tierarzt 78: 686-691

CANNON, R. M. u. R. T. ROE (1982):

Livestock Disease Surveys: A Field Manual for Veterinarians. Canberra, Australian Bureau of Animal Health

CARGILL, C. F. (1998):

Innovative mange assessment.

Pig International 28, 23 – 26

CARGILL, C. F. u. P. R. DAVIES (1999):

External Parasites.

In: B. E. STRAW, S. D`ALLAIRE, W. L. MENGELING u. D. J. TAYLOR (Hrsg.):

Diseases of Swine. 8th ed., Blackwell Science, Ames, Iowa State University Press, S. 669 – 684

CARGILL, C. F., P. DAVIES, I. CARMICHAEL, F. HOOKE u. M. MOORE (1996):  
Treatment of sarcoptic mite infestation and mite hypersensitivity in pigs with injectable doramectin.

Vet. Rec. 138, 468-471

CARGILL, C. F. u. K. J. DOBSON (1979 a):  
Experimental scabiei infestation in pigs: (1) Pathogenesis.

Vet. Rec. 104, 11 – 14

CARGILL, C. F. u. K. J. DOBSON (1979 b):  
Experimental scabiei infestation in pigs: (2) Effects on production.

Vet. Rec. 104, 33 – 36

CARGILL, C., R. GARCIA, W. RYAN, S. GROSS u. M. WEBSTER (2000):  
Evaluating the efficacy of doramectin and ivermectin against sarcoptic mange in pigs.  
In: 16th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Melbourne, 17. - 20. September 2000, Proc., S. 271

CARGILL, C. F., M. J. MOORE, A. M. POINTON u. R. GARCIA (1996):  
A retrospective evaluation based on slaughter monitoring of using ivermectin to control and eradicate sarcoptic mange.

In: 14th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Bologna, 7. - 10. July 1996, Proc., S. 356

CARGILL, C. F., A. M. POINTON, P. R. DAVIES u. R. GARCIA (1997):  
Using slaughter inspections to evaluate sarcoptic mange infestation of finishing swine.

Vet. Parasitol. 70, 191 - 200

DAVIES, P. R. (1995):  
Sarcoptic mange and production performance of swine: a review of the literature and studies of associations between mite infestation, growth rate and measures of mange severity in growing pigs.

Vet. Parasitol. 60, 249 – 264

DAVIES, P. R., P. B. BAHNSON, J. G. GRASS, W. E. MARSH, R. GARCIA, J. MELANCON u. G. D. DIAL (1996):

Evaluation of the monitoring of papular dermatitis lesions in slaughtered swine to assess sarcoptic mite infestation.

Vet. Parasitol. 62, 143 – 153

DAVIES, P. R., M. J. MOORE u. A. M. POINTON (1991):

Sarcoptic mite hypersensitivity and skin lesions in slaughtered pigs.

Vet. Rec. 128, 516 – 518

DAVIS, D. P. u. R. D. MOON (1990 a):

Density of itch mite, *Sarcoptes scabiei* (Acari: *Sarcoptidae*) and temporal development of cutaneous hypersensitivity in swine mange.

Vet. Parasitol. 36, 285 - 293

DAVIS, D. P. u. R. D. MOON (1990 b):

Dynamics of swine mange: A critical review of the literature.

J. Med. Entomol. 27, 727 - 737

DECKERT, A., R. NIXON, J. DAIGENAULT, P. PENTNEY u. C. DEWEY (2000):

The evaluation of the Bommeli ELISA Sarcoptest for *Sarcoptes scabiei* var. *suis* and the prevalence of mange in Ontario, Canada.

In: 16th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Melbourne, 17. - 20. September 2000, Proc., S. 268

DE VEGA, F.A., J.M. DE VIGO, J.O. SANCHEZ, C.M.C. PLEITE, A.A. SERRANO und M.R.R. DE YBANEZ CARNERO (1998):

Evaluation of the prevalence of sarcoptic mange in slaughtered fattening pigs in southeastern Spain.

Vet. Parasitol. 76 : 203-219

EBBESEN, T. (1998 a):

Eradication of sarcopitc mange in farrow-to-finish herds with Ivomec\_ Vet. Premix and Ivomec\_ Vet. Inj.

In: 15th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Birmingham, 5. - 9. July 1998, Proc., S. 120

EBBESEN, T. (1998 b):

Mange eradication. Part 3. A new treatment against *Sarcoptes scabiei*... convenient and economic.

Pig Progress 14, 36 – 37

EBBESEN, T., J. VERCRUYSSSE u. K. SMETS (1999):

Monitoring mange from a European perspective.

Pig International 29, 52 – 56

ECKERT, J., M. ROMMEL u. E. KUTZER (2000):

Allgemeines: Stamm: Arthropoda (Gliederfüßler).

In: M. ROMMEL, J. ECKERT, E. KUTZER, W. KÖRTING u. T. SCHNIEDER (Hrsg.):

Veterinärmedizinische Parasitologie.5. Auflage, Parey Verlag, Berlin, Hamburg, S. 36

EICH, K.-O. (1991):

Handbuch der Schweinekrankheiten.

3. Aufl., Landwirtschaftsverlag, Münster - Hiltrup

ELBERS, A.R.W., P.G.M. RAMBAGS, H.M.J.F. VAN DER HEIJDEN u. W.A. HUNNEMAN (2000):

Production performance and pruritic behaviour of pigs naturally infected by *sarcoptes scabiei* var. *suis* in a contact transmission experiment

The veterinary Quarterly 22. No. 3 S.145-149

ELIASSON-SELLING, L., V. SKURE-ERIKSSON, P. JERNELD u. P. WALLGREN (2000):

Evaluation of an attempt to eradicate sarcoptic mange in a swedish sow pool.

In: 16th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Melbourne, 17. - 20. September 2000, Proc., S. 274

FALK E.S., S. DALE, R.BOLLE u. B. HANEBERG (1981):

Antigens Common to scabies and House Dust Mites

Allergy 36, S.233-238.

FRANC, M. (1995):

Le parasitisme chez la truie diminue l'efficacité alimentaire et favorise lacontamination des porcelets.

Rev. Med. vétérinaire 146, 549 - 554

FUJII, T., T. FURUYA, Y. YAMADA, Y. NAKAMURA u. K. KAGOTA (1994):

Field efficacy trials of doramectin against ectoparasites of swine in Japan.

In: 13th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Bangkok, 26. - 30. June 1994, Proc., S. 239

GERLACH, A. C.(1857):

Krätze und Räude.

Verl. Hirschwald. Berlin

GENCHI, C., L. H. KRAMER, M. TERRENI, G. LEOTTI u. M. GENCHI (2000):

Combination of injectable and in-feed ivermectin for the eradication of sarcoptic mange from a farrow-to-finish pig farm in Italy.

In: 16th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Melbourne, 17. - 20. September 2000, Proc., S. 276

GINDELE, H. R. (2000):

Zur Diskussion der medikamentellen Räudetilgung und derzeitige Möglichkeiten der Zertifizierung »Räudefreier Schweinebestand«.

Tierärztl. Umsch. 3, 123 – 126

GLÄTTLI, H. R., J. POHLENZ, K. STREIFF u. F. EHRENSPERGER (1975):  
Klinische und morphologische Befunde beim experimentellen Biotinmangel.  
Zentralbl. Veterinärmed. A 22, 102 – 116

GOTHE, R. (1985):  
Pathogenese beim Befall mit Arthropoden.  
Berl. Münch. tierärztl. Wochenschr. 98, 274 – 279

GUILLOT, F. S.u. W. P. MELENEY (1982):  
The infectivity of surviving *Psoroptes ovis* (Hering) on cattle treated with ivermectin.  
Vet. Parasitol. 10, 73 – 78

HASSLINGER, M.-A. (1985):  
Bedeutsame Parasiten in der Schweinehaltung.  
Prakt. Tierarzt 66, 897 - 910

HASSLINGER, M.-A.u. J. RESCH (1992):  
Studies on endoparasite infection and ectoparasite infestation in slaughter pigs.  
In: 12th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Den Haag, 17. - 20. August 1992, Proc., S. 375

HAUPT, W.u. W. SIEBERT (1983):  
Untersuchungen zur Lebensdauer von Grabmilben und deren Entwicklungsstadien in  
Hautgeschabseln von Schweinen unter verschiedenen Umweltbedingungen.  
Arch. exp. Veterinärmed. 37, 623 - 628

HEINONEN, M., S. BORNSTEIN, R. KOLHINEN, H. SALONIEMI u. TUOVINEN (2000):  
Eradication of porcine sarcoptic mange with a health declared production model.  
Acta vet. scand. 41, 41-50

HENKEN, A. M., M. W. A. VERSTEGEN, W. VAN DER HEL u. J. H. BOON (1988):  
A pilot study of parasite worry and restlessness caused by sarcoptic mange in swine.  
In: 10th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Rio de Janeiro, 14. - 17. August 1988, Proc., S. 257

HERRMANN, S. (1995):

Antikörpernachweis gegen *Sarcoptes suis* beim Schwein mit verschiedenen serologischen Methoden.

Berlin, Freie Univ., Fachbereich Veterinärmed., Diss.

HOLLANDERS, W.u. F. CASTRYCK (1988):

Survey of the prevalence of *Sarcoptes scabiei* in fatteners in Belgium.

In: 10th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Rio de Janeiro, 14. - 17. August 1988, Proc., S. 255

HOLLANDERS, W., J. und S. VERCRUYSSSE (1990):

Sarcoptic mite hypersensitivity: a cause of dermatitis in fattening pigs at slaughter.

Vet. Rec. 126, 308 – 310

HOLLANDERS, W., A. HARBERS, J. C. M. HUIGE, P. MONSTER, P. RAMBAGS u. W. M. L. HENDRIKX (1995):

Control of *Sarcoptes scabiei var. suis* with ivermectin: influence on scratching behaviour of fattening pigs and occurrence of dermatitis at slaughter.

Vet. Parasitol. 58, 117 – 127

HOLLANDERS, W., S. A. HENRIKSEN u. T. J. EBBESEN (1992):

*Sarcoptes scabiei* infestation and generalized papular dermatitis in danish slaughter pigs.

In: 12th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Den Haag, 17. - 20. August 1992, Proc., S. 372

HOLLANDERS, W., J. VERCRUYSSSE, S. RAES u. S. BORNSTEIN (1997):

Evaluation of an enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for the serological diagnosis of sarcoptic mange in swine.

Vet. Parasitol. 69, 117 – 123



HOUFFSCHMITT, P., L. FRAYSSINET, P. MERCIER u. R. FARKAS (2000):

Efficacy of a novel long acting ivermectin against sarcoptic mange in pigs submitted to a high natural challenge.

In: 16th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Melbourne, 17. - 20. September 2000, Proc., S. 278

ILCHMANN, G., E. SCHEIN, J. RESCH, S. EGER u. U. KÖHLER (2000):

Problematik der Räudediagnostik beim Schwein.

VETimpulse 9, Nr. 4, 8 – 10

JACOBSSON, M., S. BORNSTEIN, E. PALMÉR u. P. WALLGREN (1998 a):

Eradication of *Sarcoptes scabiei* using one or two treatments of doramectin in swine herds with natural infestations of this disease.

Acta Vet. Scand. 41, 227-255

JACOBSSON, M., S. BORNSTEIN u. P. WALLGREN (1998 b):

Experiences from eradication systems directed against *Sarcoptes scabiei*.

In: 15th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Birmingham, 5. - 9. July 1998, Proc., S. 118

JACOBSSON, M., S. BORNSTEIN u. P. WALLGREN (1999):

The efficacy of simplified eradication strategies against sarcoptic mange mite infections in swine herds monitored by an ELISA.

Vet. Parasitol. 81, 249 – 258

JENSEN, J. C. E., L. H. NIELSEN, ARNASON, T. u. V. CRACKNELL (2002):

Elimination of mange mites (*Sarcoptes scabiei* var. *swis*) from two natural infested danish sow herds using a single injection regime with doramectin.

Acta vet. Scand. 2002 43 75-84

KEBLER, E. (2000):

Schweinegesundheit: Nur Bestandsbehandlung vertreibt Milben.

Landwirtschaftsblatt Weser-Ems 147, Nr. 34, 17 - 19

KEBLER, E. (2001 a):

Räudediagnostik in Schweinezuchtbetrieben bei Bestandssanierung durch einmalige Behandlung mit Doramectin

Hannover, Tierärztl. Hochsch., Diss.

KEBLER, E., H.F. MATTHES u. M.WENDT (2001 b):

Antikörpernachweis bei Absatzferkeln nach Kontaktinfektion mit *Sarcoptes scabiei var. suis* sowie nach Behandlung mit einem Antiparasitikum mit Hilfe von zwei verschiedenen indirekten ELISAs.

Tierärztl. Praxis 29, S 361-365

KEBLER, E., H.F. MATTHES, E.SCHEIN u. M.WENDT (2003):

Detection of antibodies in sera of weaned pigs after contact infection with *Sarcoptes scabiei var. suis* and after treatment with an antiparasitic agent by three different ELISAs.

Vet. Parasit. 114, S 63-73

KIRCHER, P. R. (1999):

*Sarcoptes scabiei var. suis*-Infektion: eine sero-epidemiologische Studie zur Kontrolle der Räude in Schweinebeständen.

Bern, Univ., Veterinär-med. Fak., Diss.

KIRCHER, P. R. u. W. ZIMMERMANN (1999):

Serologische Bestandsuntersuchung und Sanierungsüberwachung der *Sarcoptes scabiei var. suis*-Infektion: eine seroepidemiologische Studie in räudefreien und chronisch infizierten Beständen.

Schweiz. Arch. Tierheilk. 141, 567-573

KIRCHNER, W. (1998):

Untersuchung der Eignung von drei Wirkstoffen in verschiedenen Applikationsformen zur Behandlung der Schweineräude (*Sarcoptes suis*).

Hannover, Tierärztl. Hochsch., Diss.

KRANEBURG, W. (2000):

Schweineräude lässt sich tilgen.

Landwirtschaftliches Wochenblatt Westfalen-Lippe 2000, Nr. 18, 39

KUTZER, E. (2000):

Parasitosen des Schweines: Räude.

In: M. ROMMEL, J. ECKERT, E. KUTZER, W. KÖRTING u. T. SCHNIEDER (Hrsg.):  
Veterinärmedizinische Parasitologie. 5. Auflage, Parey Verlag, Berlin, Hamburg, S. 487 – 489

LEE A.J., J. MACHELL, A.H.M.VAN DEN BROEK, A.J.NISBET, H.R.P.MILLER, R.E.  
ISAAK u. J.F. HUNTLEY (2002):

Identification of an antigen from the sheep scab mite, *psoroptes ovis*, homologous with house  
dust mites group 1 allergens.

Parasit. Immun. 24, S. 413-422

LIEBISCH, A. (1996):

Parasitenbekämpfung und ihre Auswirkungen auf die Umwelt.

Dtsch. tierärztl. Wochenschr. 103, 268 - 273

LÖSCHER, W. u. R. KROKER (1999):

Allgemeine Einleitung.

In: W. LÖSCHER, F. R. UNGEMACH u. R. KROKER: Grundlagen der Pharmakotherapie  
bei Haus- und Nutztieren.

4. Aufl., Parey Verlag, Berlin, Hamburg, S. 34

LÖWENSTEIN, M. (2004):

On the substantial variation in serological responses in pigs to *Sarcoptes scabiei var. suis*  
using different commercially available indirect enzyme linked immunosorbent assays

Parasit. Research (unveröffentlicht Online) seit 28.07.2004

LOGAN, N. B., A. J. WEATHERLEY u. R. M. JONES (1996):

Activity of doramectin against nematode and arthropod parasites of swine.

Vet. Parasitol. 66, 87 – 94

MATTHES, H.-F., K. NÖCKLER u. T. HIEPE (1990):

Klinischer Verlauf spontaner und experimenteller *Sarcoptes-suis*-Infektionen beim Schwein.

Monatsh. Veterinärmed. 45, 706 – 709

MATTHES, H.-F. u. M. WENDT . (2003):

Räude-Sanierung: Der Aufwand lohnt sich!

Top agrar 2003, Nr. 6, S 10 - S 13

MATTHES, H.-F., M. WENDT u. J. DOCKMANN (2004):

Die Diagnostik der Schweineräude.

In: Die Tilgung der *Sarcoptes*-Räude des Schweines auf Bestandsebene.  
Fortbildungsveranstaltung der Außenstelle für Epidemiologie Tierärztliche Hochschule  
Hannover Bakum 27. Februar 2004 Tagungsber.

MCMULLIN P.F., J. GUISE, C. CUTHBERTSON und M.A. JONES(1992):

A survey of the prevalence of *Sarcoptes scabiei* var *suis* in finishing pigs in Great Britain  
(1990).

12<sup>th</sup> Proc. Pig Vet. Soc. Congr., Den Haag, Momentum (Technical information from MSD  
Agvet), Vol. 2, Special edition

MEHLHORN, H., D. DÜWEL u. W. RAETHER (1993):

Diagnose und Therapie der Parasitosen von Haus-, Nutz- und Heimtieren.

2. Auflage, Fischer Verlag, Stuttgart.

MOHR, M. F. (2000):

Eradication of *Sarcoptes scabiei* var. *suis* with Ivomec® Premix and Ivomec injectable.

In: 16th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Melbourne, 17. - 20. September 2000, Proc., S. 275

MORSY, G. H. u. S. M. GAAFAR (1989):

Responses of immunoglobulin-secreting cells in the skin of pigs during *Sarcoptes scabiei* infestation.

Vet. Parasitol. 33, 165 - 175

MORSY, G. H., J. J. TUREK u. S. M. GAAFAR (1989):

Scanning electron microscopy of sarcoptic mange lesions in swine.

Vet. Parasitol. 31, 281 – 288

NICKEL, E.-A. (1983):

Experimentelle Untersuchungen über Verlauf und Auswirkungen der Grabmilbenräude der Schweine.

Arch. exp. Veterinärmed. 37, 617 – 621

NÖCKLER, K. (1992):

Untersuchungen zum serologischen Nachweis von Anti-*Sarcoptes-suis*-IgG bei der Räude des Schweines mit dem indirekten ELISA sowie Strukturanalyse des *Sarcoptes*-Milbenextraktes mit der SDS-PAGE und dem Immunoblot.

Berlin, Humbolt-Univ., Veterinärmed. Fak., Diss.

NÖCKLER, K., H.-F. MATTHES, T. HIEPE u. H. ZIEGLER (1992):

Nachweis von Anti-*Sarcoptes-suis*-IgG im Blutserum von neonatal mit *Sarcoptesmilben* infizierter Ferkel mit dem indirekten ELISA.

Monatsh. Veterinärmed. 47, 415 – 421

NÖCKLER, K., A. POPP u. H.-F. MATTHES (1990):

Klinische und histopathologische Hautuntersuchungen neonatal spontan mit *Sarcoptes suis* infizierter Ferkel.

Monatsh. Veterinärmed. 45, 888 – 891

PLONAIT, H. (2004):

Hautkrankheiten und Hautveränderungen:

In: K.-H. WALDMANN u. M. WENDT (Hrsg.): Lehrbuch der Schweinekrankheiten 4. Aufl., Parey Verlag in MVS Medizinverlage, Stuttgart, S. 61 - 91

POINTON, A. M., P. R. DAVIES u. P. B. BAHNSON (1999):

Disease surveillance at slaughter.

In: B. E. STRAW, S. D`ALLAIRE, W. L. MENGELING u. D. J. TAYLOR (Hrsg.): Diseases of Swine.

8th ed., Blackwell Science, Ames, Iowa State University Press, S. 1111 – 1132

POPP, A., B. DÜVIER u. K. NÖCKLER (1991):

Wirt-Parasit-Interaktionen bei der *Sarcoptes-suis*-Infektion des Schweines.

Monatsh. Veterinärmed. 46, 144 - 146

PRIMM, N. D., W. F. HALL, J. A. DI PIETRO u. D. P. BANE (1992):

Efficacy of an in-feed preparation of ivermectin against endoparasites and scabiei mites in swine.

Am. J. Vet. Res. 53, 508 - 512

RAMBAGS, P. G. M. (2001):

Dutch eradication programmes for mange in pig farms and the certification of mange freedom: an evaluation after 3 years.

In: COST 833 Agriculture, "Mange and Myiasis in livestock", 4th Annual Meeting, Toulouse, 3- – 6. October 2001, Abstr

RAMBAGS, P. G. M. (2004):

Der „räudefreie“ Schweinebestand: Sanierungskonzepte, Zertifizierungsansätze und Kosten-Nutzen-Bewertung.

Der praktische Tierarzt 85, Nr. 3, S 98-201

RICHTER, L. (2000):

Sagen Sie der Räude den Kampf an!

Top agrar 2000, Nr. 10, S 12 - S 15

RICHTER, L. u. H. BARTHEL (1999):

Diagnostik und Bekämpfung der Räude beim Schwein.

Tierärztl. Umsch. 54, 585 – 595

SAGELL, B. (1980):

*Sarcoptes*-Räude und Endoparasitenbefall der Schweine. Untersuchungsergebnisse von Hautgeschabseln und Kotproben.

Dtsch. tierärztl. Wochenschr. 87, 209 - 228

SCHEIN, E. (1991):

Der *Sarcoptes-suis*- und *Haematopinus-suis*- Befall beim Schwein.

Tierärztl. Umsch. 46, 425 - 426

SHEAHAN, B. J. (1974):

Experimental *Sarcoptes scabiei* infection in pigs: Clinical signs and significance of infection.

Vet. Rec. 94, 202 - 209

SHEAHAN, B. J. (1975 a):

Pathology of *Sarcoptes scabiei* infection in pigs. I. Naturally occurring and experimentally induced lesions.

J. comp. Pathol. 85, 87- 95

SHEAHAN, B. J. (1975 b):

Pathology of *Sarcoptes scabiei* infection in pigs. II. Histological, histochemical and ultrastructural changes at skin test sites.

J. comp. Pathol. 85, 97 - 110

SHEAHAN, B. J. u. C. HATCH (1975):

A method for isolating large numbers of *Sarcoptes scabiei* from lesions in the ears of pigs.  
J. Parasitol. 61, 350

SHEAHAN, B. J., P. J. O'CONNOR u. E. P. KELLY (1974):

Improved weight gains in pigs following treatment for sarcoptic mange.  
Vet. Rec. 94, 169 - 170

SMETS, K. u. J. VERCRUYSSSE (2000 a):

Evaluation of different methods for the diagnosis of scabies in swine.  
Vet. Parasitol. 90, S.137-145

SMETS, K. u. J. VERCRUYSSSE (2000 b):

The control of swine mange: a european perspective.  
In: 16th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Melbourne, 17. - 20. September 2000, Proc., S. 265

SMETS, K. u. J. VERCRUYSSSE (2002):

Economic aspects of controlling scabies on an open fattening farm with ivermectin in feed  
Vet. Rec. 150, 379-380  
In: 16th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Melbourne, 17. - 20. September 2000, Proc., S. 265

SMETS, K., I. PEELAERS, J. VERCRUYSSSE, A. LEIN u. T. PARMENTIER (1999):

Mange eradication. Part 4. Improving the reliability of diagnosis.  
Pig Progress 15, Nr.1 32 - 33

SMITH, E. K. (1988):

How to detect common skin mites through skin scrapings.  
Vet. Med. 83, 165 - 170



STEGEMAN, J.A., RAMBAGS, P.G.M., H. M. J. F. VAN DER HEIJDEN u. W. A. HUNNEMANN (2000):  
Experimental quantification of the transmission of *Sarcoptes scabiei* var. *suis* among finishing pigs.  
Veterinary Parasitology 93, S.57-67

STEMMER, B. L., L. G. ARLIAN, M. S. MORGAN, C. M. RAPP u. P. F. MOORE (1996):  
Characterization of antigen presenting cells and T-cells in progressing scabietic skin lesions.  
Vet. Parasitol. 67, 247 - 258

THOMAS W.R. u. W. SMITH (1998):  
An update on allergens House-dust-mite allergens.  
Allergy 53, S. 821-832

TROCKNER, F. (1985):  
Über den Einfluß der Behandlung räudekranker Zuchtsauen mit Ivomec auf die Gewichtsentwicklung der Saugferkel.  
Wien, Univ., Veterinärmed. Fak., Diss.

VAN ALSTINE, W.G. u. DANIELS, G.N. (1985):  
Detect sarcoptic mange mites in swine with this simple flotation technique.  
Vet. Med.80,(1):S.88-90.

VAN DER HEIJDEN, H. M. J. F., P. G. M. RAMBAGS, A. R. W. ELBERS, C. VAN MAANEN u. W. A. HUNNEMANN (2000):  
Validation of ELISAs for the detection of antibodies to *Sarcoptes scabiei* in pigs.  
Vet. Parasitol. 89, 79 – 94

VERCRUYSSSE, J. u. K. SMETS (2000):  
The diagnosis of swine mange: a european perspective.  
In: 16th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Melbourne, 17. - 20. September 2000, Proc., S. 266

VESSEUR, P. C., P. G. M. RAMBAGS u. H. M. J. F. VAN DER HEIJDEN (1998 a):  
*Sarcoptes scabiei* var. *suis* status and eradication on seven combined farrow to finish farms,  
the base for an eradication programme.

In: Proc. 15th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Birmingham, 5. - 9. July 1998, Proc. Vol. 2 S. 121

VESSEUR, P. C., P. G. M. RAMBAGS u. H. M. J. F. VAN DER HEIJDEN (1998 b):  
Mange eradication. Part 1. An important aspect of quality assurance.

Pig Progress 14, Nr. 8. 28 - 30

WALLGREN, P. u. S. BORNSTEIN (1998):

The spread of sarcoptic mange during the rearing of finishing pigs.

In: 15th Congr. Int. Pig Vet. Soc., Birmingham, 5. - 9. July 1998, Proc., Vol 2, S. 117

WALTON, S. F., B. J. CURRIE u. D. J. KEMP (1997):

A DNA fingerprinting system for the ectoparasite *Sarcoptes scabiei*.

Mol. Biochem. Parasitol. 85, 187 - 196

WEDDE, E. , E. SCHEIN u. G. ILCHMANN (2004):

Vergleichende Untersuchungen zum Nachweis von Serum- und Kolostralmilchantikörpern  
von Muttersauen bei *Sarcoptes*-Räude.

In: Tagung der DVG-Fachgruppe „Parasitologie und Parasitäre Erkrankungen“, Starnberg, 9.-  
11. Juni 2004 Kongr. Ber.

WENDT, M., E. KEßLER u. H.F.MATTHES (2002):

Attempts to eradicate sarcoptic mange with doramectin from two breeding herds.

In: 17<sup>th</sup> Int. Pig Vet. Soc.(IPVS) Congr., Ames 2.-5.6.2002, Proc. Vol. 2, S. 277

WENDT, M., E. KEßLER, H.F.MATTHES u. E. SCHEIN (2002):

Comparison of three different ELISAs for the detection of antibodies to *Sarcoptes scabiei* var.  
*suis*.

In: 17<sup>th</sup> Int. Pig Vet. Soc.(IPVS) Congr., Ames 2.-5.6.2002, Proc. Vol. 2, S. 293

WHITE, M. E. C. (1994):

A clinical update of parasites in the pig.

Pig Journal 33, 41 - 53

WIESNER, E. u. R. RIBBECK (1991):

Wörterbuch der Veterinärmedizin.

3., neu bearbeitete Auflage. Fischer Verlag, Jena

WOOTEN, E. L. u. S. M. GAAFAR (1984 a):

Detection of serum antibodies to sarcoptic mange mite antigens by the passive hemagglutination assay in pigs infested with *Sarcoptes scabiei var. suis*.

Vet. Parasitol. 15, 309 - 316

WOOTEN, E. L. u. S. M. GAAFAR (1984 b):

Hemagglutinating factor in an extract of *Sarcoptes scabiei var. suis* (De Geer).

Vet. Parasitol. 15, 317 – 323

YEOMAN, G. H. (1984):

Pig mange: new concepts in control.

Vet. Annual 24, 132 – 137

ZIMMERMANN, W., S. BOSS u. P. KIRCHER (1998):

Räudetilgungsversuch mit dem Ivomec Prämix® in vier Schweinezuchtbetrieben.

In: Steirischer Schweinegesundheitsdienst und Schweizerische Vereinigung für Schweinemedizin, Intensivseminar, Fürigen, April 1998, Kongr.ber.

ZIMMERMANN, W. u. V. JEKER (1989):

Neue Möglichkeit zur Tilgung der Hautparasiten beim Schwein.

UFA-Revue 89, Nr. 6, 31 – 33

ZIMMERMANN, W. u. P. KIRCHER (1998 a):

Serologische Bestandesuntersuchung und Sanierungsüberwachung der *Sarcoptes-scabiei*-var.-*suis*-Infektion: erste vorläufige Resultate.

Schweiz. Arch. Tierheilk. 140, 513- 517

ZIMMERMANN, W. u. P. KIRCHER (1998 b):

Räudetilgungsversuch mit Dectomax in einem Bio-Freiland-Schweinezuchtbetrieb.

Intensivseminar des steirischen Schweinegesundheitsdienstes und der Schweizerischen Vereinigung für Schweinemedizin in Fürigen, April 1998, Kongr.ber.

ZIMMERMANN, W.,F. NEFF u. S. BIRRER (2001):

Serologische Bestandesuntersuchung der *Sarcoptes scabiei* var. *suis*- Infektion mit Kolostralmilchproben: vorläufige Resultate.

Schweiz. Arch. Tierheilk. 143, 70 – 76.

ZIMMERMANN, W., P. TSCHUDI u. J. NICOLET (1986):

ELISA-Serologie in Blut und Kolostralmilch: eine Möglichkeit zur Überwachung der enzootischen Pneumonie (EP) in Schweine-Beständen.

Schweiz. Arch. Tierheilk. 128, 299 – 306.

## Anhang 1 Titertabellen Infektionsversuch / Serum - Plasmavergleich

**Tabelle 6 Infektionversuch mit Hausstaubmilben (Titerübersicht)**  
**Einzelergebnisse der 2 Versuchsgruppen und der Kontrollgruppe**  
 (s. 4.5)

Serotiter zu verschiedenen Entnahmezeitpunkten		OD %	OD %	OD %	OD %	OaD %
		12.5.03 Tag 1	26.5.03 Tag 14	2.6.03 Tag 22	16.6.03 Tag 36	30.6.03 Tag 50
74	Daphnien p.os	-4,363	-1,454	-3,821	6,797	1,725
75	Daphnien p.os	-3,686	-1,792	-3,416	-2,131	-3,280
76	Daphnien p.os	-2,739	-2,198	-3,619	-4,024	-3,213
77	Daphnien p.os	0,507	-5,242	-3,754	-3,551	-3,348
78	Daphnien p.os	-3,754	-2,198	-3,077	-4,024	-3,145
123	Daphnien & Hausstaubmilben p.os	1,116	5,377	4,024	5,107	0,710
124	Daphnien & Hausstaubmilben p.os	-3,619	-2,739	-1,725	-3,416	-2,604
125	Daphnien & Hausstaubmilben p.os	-3,145	-1,116	1,387	1,657	-0,845
126	Daphnien & Hausstaubmilben p.os	-3,754	-3,754	-4,363	-0,169	-2,401
127	Daphnien & Hausstaubmilben p.os	-3,348	-0,913	-2,536	-1,928	-2,536
128	Hausstaubmilben kutan	1,319	7,812	6,121	8,218	5,851
129	Hausstaubmilben kutan	-0,304	0,372	-1,048	-3,010	-2,469
130	Hausstaubmilben kutan	2,739	4,565	3,686	1,589	1,048
131	Hausstaubmilben kutan	-2,875	-3,821	-4,024	-4,295	-4,295
132	Hausstaubmilben kutan	1,251	7,000	3,889	-1,116	-1,995

**Tabelle 7 Vergleich von Serum- und Plasmaproben mit dem Sarcptes ELISA 2001â**  
**107 Testergebnisse untersuchter Proben siehe (Kap. 4.6)**

Nr.	Plasma (OD%)	Serum (OD%)	Differenz	Nr.	Plasma (OD%)	Serum (OD%)	Differenz	Nr.	Plasma (OD%)	Serum (OD%)	Differenz
1	-4,81	-4,64	0,17	37	-3,08	-2,30	0,78	73	-1,70	1,33	3,04
2	-4,13	-4,47	-0,33	38	-1,20	-2,27	-1,07	74	-0,63	1,58	2,21
3	-4,27	-4,33	-0,07	39	-3,62	-2,27	1,35	75	-3,53	1,87	5,40
4	-3,86	-4,04	-0,18	40	-2,48	-2,20	0,28	76	0,15	2,06	1,91
5	-3,92	-3,98	-0,06	41	-3,32	-2,18	1,14	77	1,93	2,07	0,13
6	-3,68	-3,87	-0,19	42	-2,07	-2,13	-0,07	78	4,80	4,20	-0,60
7	-4,10	-3,80	0,30	43	-2,07	-2,07	0,00	79	6,78	7,81	1,03
8	-3,40	-3,53	-0,13	44	-2,24	-2,06	0,18	80	10,85	12,69	1,84
9	-4,40	-3,53	0,86	45	-3,50	-2,00	1,50	81	18,66	18,76	0,11
10	-4,04	-3,44	0,60	46	-3,38	-1,94	1,44	82	22,13	21,26	-0,87
11	-3,14	-3,33	-0,19	47	-3,32	-1,87	1,45	83	27,20	27,63	0,42
12	-2,54	-3,32	-0,78	48	-3,08	-1,82	1,26	84	30,21	29,28	-0,92
13	-2,93	-3,27	-0,33	49	-0,80	-1,73	-0,93	85	28,83	30,67	1,84
14	-3,98	-3,26	0,72	50	-1,67	-1,73	-0,07	86	40,88	31,74	-9,14
15	-2,87	-3,20	-0,33	51	-0,45	-1,64	-1,20	87	34,54	33,84	-0,70
16	-3,38	-3,14	0,24	52	-2,24	-1,58	0,66	88	40,79	37,25	-3,54
17	-3,44	-3,14	0,30	53	-1,47	-1,47	0,00	89	41,75	39,75	-2,00
18	-3,67	-3,13	0,53	54	-2,84	-1,47	1,38	90	44,68	39,88	-4,80
19	-3,08	-3,13	-0,05	55	-3,14	-1,47	1,67	91	31,91	40,56	8,65
20	-3,62	-3,08	0,54	56	-3,14	-1,47	1,67	92	40,43	44,11	3,68
21	-3,73	-3,00	0,73	57	-4,04	-1,47	2,57	93	45,07	44,74	-0,33
22	-3,80	-3,00	0,80	58	-2,78	-1,00	1,78	94	44,04	46,23	2,19
23	-2,67	-2,93	-0,27	59	-1,76	-0,93	0,84	95	52,81	46,44	-6,37
24	-2,93	-2,80	0,13	60	-1,05	-0,87	0,18	96	55,29	46,88	-8,40
25	-1,45	-2,80	-1,34	61	-2,42	-0,69	1,73	97	55,85	51,89	-3,96
26	-1,88	-2,78	-0,90	62	-0,69	-0,57	0,12	98	66,36	63,95	-2,40
27	4,00	-2,73	-6,74	63	-1,23	-0,39	0,84	99	75,76	66,82	-8,94
28	-2,47	-2,53	-0,07	64	1,05	-0,39	-1,44	100	59,29	67,22	7,94
29	-3,50	-2,48	1,02	65	0,27	-0,15	-0,42	101	68,49	68,36	-0,13
30	-2,27	-2,40	-0,13	66	0,27	-0,07	-0,34	102	79,29	71,29	-8,00
31	-2,07	-2,40	-0,33	67	0,21	0,15	-0,06	103	87,83	76,44	-11,39
32	-3,20	-2,40	0,80	68	4,10	0,51	-3,59	104	89,32	86,13	-3,18
33	-2,78	-2,33	0,45	69	-1,47	0,87	2,33	105	82,97	90,67	7,70
34	-3,80	-2,30	1,50	70	-0,75	1,00	1,75	106	90,52	91,30	0,78
35	-2,24	-2,30	-0,06	71	-1,11	1,05	2,15	107	127,66	140,96	13,30
36	-3,02	-2,30	0,72	72	-2,63	1,06	3,69				

**Anhang 2 Einzelbetriebliche Übersicht klinischer und serologischer Ergebnisse (Kap 4.1) Die Tabellen 8 – 32 beinhalten die Resultate der klinischen und serologischen Untersuchungen. Diese sind nach Kategorien sortiert.**

**Tabelle 8 Klinische und serologische Ergebnisse Betrieb 1**

Kategorie				1							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	1	0,219	5,728	-	2	29	1	0,161	2,996	-	3
2	1	0,095	-4,419	-	1	30	1	0,148	-0,082	-	2
4	1	0,100	-4,010	-	1	32	1	0,130	0,304	-	2
5	1	0,075	-4,472	-	1	33	1	0,134	-1,227	-	3
6	1	0,150	2,041	-	1	34	1	0,072	-6,301	-	1
7	1	0,096	-2,649	-	1	35	1	0,091	-3,083	-	1
8	1	0,140	1,172	-	1	36	1	0,136	-1,064	-	1
9	1	0,089	-3,257	-	1	37	1	0,113	-1,172	-	1
10	1	0,151	2,128	-	1	38	1	0,114	-1,086	-	1
11	1	0,120	-2,373	-	0	39	1	0,136	0,825	-	1
12	1	0,079	-4,125	-	0	40	1	0,082	-3,865	-	1
13	1	0,058	-5,949	-	0	41	1	0,123	-0,304	-	1
14	1	0,093	-2,909	-	0	42	1	0,089	-3,257	-	1
15	1	0,159	2,822	-	3	43	1	0,110	-3,191	-	1
16	1	0,080	-4,038	-	0	44	1	0,118	-2,537	-	1
17	1	0,162	1,064	-	3	45	1	0,183	4,907	-	1
18	1	0,076	-5,974	-	0	46	1	0,098	-4,173	-	1
19	1	0,075	-6,056	-	0	47	1	0,086	-3,517	-	1
20	2	0,072	-4,733	-	0	48	1	0,101	-2,215	-	1
21	1	0,065	-5,341	-	0	49	1	0,104	-1,954	-	1
22	1	0,067	-6,710	-	0	50	1	0,137	-0,982	-	1
23	1	0,072	-4,733	-	0	51	1	0,332	14,975	-	4
24	1	0,079	-4,125	-	3	52	1	0,164	3,257	-	4
25	1	0,073	-6,219	-	0	53	1	0,145	1,607	-	4
26	1	0,118	-2,537	-	3	54	1	0,156	2,562	-	3
27	1	0,088	-4,992	-	0	55	1	0,283	13,591	-	3
28	1	0,084	-3,691	-	0	56	1	0,236	7,119	-	3

**Tabelle 9 Klinische und serologische Ergebnisse**
**Betrieb 2**

Kategorie				1							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	1	0,253	10,986	-	3	29	1	0,132	0,478	-	1
2	1	0,463	29,223	+	3	30	1	0,118	-0,738	-	1
3	1	0,172	3,951	-	3	31	1	0,286	13,851	-	5
4	1	0,287	13,938	-	3	32	1	0,194	5,862	-	1
5	1	0,189	5,428	-	3	33	1	0,146	1,693	-	1
6	1	0,136	0,825	-	2	34	1	0,172	3,951	-	1
7	1	0,168	3,604	-	2	35	1	0,152	2,215	-	1
8	1	0,120	-0,564	-	2	36	1	0,196	6,036	-	3
9	1	0,083	-3,778	-	2	37	1	0,076	-4,386	-	0
10	1	0,134	0,651	-	2	38	1	0,095	-2,736	-	0
11	1	0,130	0,304	-	4	39	1	0,081	-3,951	-	0
12	1	0,275	12,896	-	4	40	1	0,073	-4,646	-	0
13	1	0,126	-0,043	-	4	41	1	0,066	-5,254	-	0
14	1	0,168	3,604	-	4	42	1	0,061	-5,688	-	0
15	1	0,104	-1,954	-	2	43	1	0,067	-5,167	-	0
16	1	0,109	-1,520	-	1	44	1	0,078	-4,212	-	0
17	1	0,161	2,996	-	2	45	1	0,075	-4,472	-	0
18	1	0,142	1,346	-	2	46	1	0,059	-5,862	-	0
19	1	0,146	1,693	-	2	47	1	0,062	-5,601	-	0
20	1	0,100	-2,301	-	2	48	1	0,055	-6,209	-	0
21	1	0,171	3,865	-	4	49	1	0,063	-5,515	-	0
22	1	0,190	5,515	-	2	50	1	0,061	-5,688	-	0
23	1	0,102	-2,128	-	0	51	1	0,054	-6,296	-	0
24	1	0,145	1,607	-	0	52	1	0,149	1,954	-	1
25	1	0,168	3,604	-	3	53	1	0,102	-2,128	-	1
26	1	0,177	4,386	-	1	54	1	0,131	0,391	-	1
27	1	0,173	4,038	-	1	55	1	0,152	2,215	-	1
28	1	0,136	0,825	-	1	56	1	0,121	-0,478	-	3



Tabelle 10 Klinische und serologische Ergebnisse

Betrieb 3

Kategorie				1							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	1	0,138	-4,966	-	3	28	1	0,075	-9,082	-	0
2	1	0,308	6,142	-	3	29	1	0,074	-9,147	-	0
3	1	0,092	-7,971	-	2	30	1	0,092	-7,971	-	0
4	1	0,126	-5,750	-	3	31	1	0,078	-8,886	-	0
5	1	0,116	-6,403	-	2	32	1	0,192	-1,437	-	0
6	1	0,551	22,019	0	2	33	1	0,076	-9,017	-	0
7	1	0,140	-4,835	-	2	34	1	0,127	-5,684	-	0
8	1	0,115	-6,468	-	2	35	1	0,085	-8,429	-	0
9	1	0,134	-5,227	-	2	36	1	0,156	-3,790	-	0
10	1	0,282	4,443	-	1	37	1	0,080	-8,755	-	0
11	1	0,089	-8,167	-	1	38	1	0,210	-0,261	-	0
12	1	0,177	-2,418	-	1	39	1	0,180	-2,221	-	0
13	1	0,099	-7,514	-	1	40	1	0,119	-6,207	-	0
14	1	0,231	1,111	-	1	41	1	0,176	-2,483	-	0
15	1	0,124	-5,880	-	1	42	1	0,202	-0,784	-	0
16	1	0,102	-7,318	-	1	43	1	0,061	-9,997	-	0
17	1	0,175	-2,548	-	1	44	1	0,139	-4,900	-	0
18	1	0,077	-8,951	-	1	45	1	0,348	8,755	-	0
19	1	0,215	0,065	-	0	46	1	0,246	2,091	-	3
20	1	0,091	-8,037	-	0	47	1	0,123	-5,946	-	3
21	2	0,164	-3,267	-	0	48	1	0,126	-5,750	-	2
22	1	0,083	-8,559	-	0	49	1	0,235	1,372	-	2
23	1	0,104	-7,187	-	0	50	1	0,202	-0,784	-	2
24	1	0,087	-8,298	-	0	51	1	0,103	-7,253	-	1
25	1	0,070	-9,409	-	0	52	1	0,264	3,267	-	1
26	1	0,090	-8,102	-	0	53	1	0,206	-0,523	-	1
27	1	0,147	-4,378	-	0	54	1	0,251	2,418	-	1

Tabelle 11 Klinische und serologische Ergebnisse

Betrieb 6

Kategorie				1							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	1	0,123	1,353	-	4	24	2	0,080	-2,525	-	2
2	1	0,453	31,109	+	5	25	2	0,138	2,705	-	2
3	1	0,124	1,443	-	4	26	1	0,118	0,902	-	2
4	1	0,116	0,721	-	4	27	1	0,177	6,222	-	3
5	4	0,139	2,795	-	4	28	1	0,083	-2,254	-	1
6	1	0,118	0,902	-	4	29	1	0,119	0,992	-	1
7	1	0,100	-0,721	-	3	30	1	0,111	0,271	-	1
8	1	0,207	8,927	-	4	31	4	0,086	-1,984	-	1
9	1	0,116	0,721	-	3	32	2	0,087	-1,894	-	1
10	1	0,248	12,624	-	4	33	1	0,084	-2,164	-	1
11	4	0,136	2,525	-	4	34	2	0,097	-0,992	-	0
12	2	0,178	6,312	-	3	35	1	0,081	-2,435	-	0
13	1	0,111	0,271	-	3	36	1	0,108	0,000	-	0
14	1	0,113	0,451	-	4	37	1	0,097	-0,992	-	1
15	1	0,141	2,976	-	4	38	1	0,121	1,172	-	0
16	1	0,122	1,262	-	4	39	1	0,078	-2,705	-	0
17	2	0,153	4,058	-	3	40	1	0,085	-2,074	-	0
18	1	0,100	-0,721	-	3	41	1	0,150	3,787	-	0
19	4	0,142	3,066	-	3	42	1	0,100	-0,721	-	
20	1	0,067	-3,697	-	3	43	1	0,138	2,705	-	
21	1	0,103	-0,451	-	2	44	1	0,088	-1,803	-	
22	2	0,148	3,607	-	2	45	2	0,138	2,705	-	
23	1	0,089	-1,713	-	2	46	1	0,125	1,533	-	

Tabelle 12 Klinische und serologische Ergebnisse

Betrieb 18

Kategorie				1							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
2	1	0,117	-0,626	-	0	28	2	0,360	14,784	-	5
3	2	0,128	0,020	-	0	29	2	0,159	2,377	-	5
4	2	0,094	-1,975	-	0	30	1	0,247	7,809	-	7
5	2	0,114	-0,802	-	0	31	1	0,112	-0,525	-	4
6	1	0,192	3,773	-	0	32	2	0,184	3,920	-	6
7	1	0,153	1,486	-	0	33	2	0,091	-1,821	-	6
8	2	0,134	0,371	-	0	34	2	0,115	-0,340	-	5
9	1	0,223	5,591	-	0	35	2	0,141	1,265	-	3
10	1	0,150	1,310	-	0	36	1	0,085	-2,191	-	5
11	1	0,223	5,591	-	0	37	1	0,361	14,846	-	5
12	2	0,207	4,653	-	3	38	1	0,095	-1,574	-	5
13	2	0,214	5,064	-	0	39	1	0,166	2,809	-	5
14	1	0,361	13,685	-	3	40	1	0,140	1,204	-	2
15	2	0,185	3,363	-	2	41	1	0,151	1,883	-	5
16	2	0,156	1,662	-	2	42	1	0,167	2,870	-	1
17	1	0,113	-0,860	-	1	43	1	0,236	7,130	-	5
18	1	0,101	-1,564	-	3	44	2	0,117	-0,216	-	0
19	1	0,142	0,841	-	3	45	2	0,154	2,068	-	1
20	1	0,121	-0,391	-	5	46	1	0,357	14,599	-	3
21	1	0,276	8,700	-	5	47	1	0,116	-0,278	-	3
22	1	0,139	0,665	-	3	48	1	0,158	2,315	-	3
23	2	0,169	2,424	-	4	49	1	0,167	2,870	-	1
24	1	0,132	0,254	-	5	50	1	0,112	-0,525	-	5
25	1	0,188	3,539	-	4	51	1	0,110	-0,648	-	1
26	2	0,181	3,128	-	4						

Tabelle 13 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 24

Kategorie				1							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	2	0,145	0,146	-	2	25	2	0,103	-2,914	-	4
3	2	0,108	-2,550	-	6	27	2	0,091	-3,789	-	7
4	2	0,241	7,140	-	3	28	2	0,240	7,067	-	8
5	2	0,108	-2,550	-	4	29	2	0,147	0,291	-	6
6	2	0,231	6,412	-	7	30	2	0,103	-2,914	-	6
7	2	0,112	-2,259	-	5	31	2	0,124	-1,384	-	6
8	2	0,257	8,306	-	6	32	2	0,080	-4,590	-	5
9	2	0,097	-3,352	-	6	33	2	0,190	3,424	-	5
10	2	0,239	6,995	-	6	34	2	0,104	-2,842	-	8
11	2	0,113	-2,186	-	3	35	2	0,085	-4,226	-	5
12	3	0,092	-3,716	-	6	36	2	0,094	-3,570	-	4
13	2	0,130	-0,947	-	3	37	2	0,136	-0,510	-	1
14	2	0,210	4,882	-	8	38	2	0,069	-5,392	-	1
15	2	0,107	-2,623	-	5	39	2	0,124	-1,384	-	1
16	2	0,131	-0,874	-	5	40	2	0,165	1,603	-	2
17	2	0,102	-2,987	-	5	41	2	0,122	-1,530	-	5
18	2	0,146	0,219	-	9	42	3	0,103	-2,914	-	5
19	2	0,138	-0,364	-	4	43	2	0,096	-3,424	-	5
20	4	0,102	-2,987	-	2	44	3	0,120	-1,676	-	3
21	2	0,309	12,095	-	3	45	2	0,187	3,206	-	2
22	2	0,209	4,809	-	4	46	2	0,133	-0,729	-	2
23	2	0,080	-4,590	-	4	47	2	0,115	-2,040	-	2
24	2	0,148	0,364	-	5	48	3	0,432	21,056	0	2

Tabelle 14 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 12

Kategorie				1 (gesonderte Betrachtung)							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	1	0,416	22,456	0	1	31	2	0,267	10,377	-	1
2	1	0,222	6,729	-	0	32	2	0,410	21,970	0	1
3	2	0,219	6,486	-	1	33	2	0,237	7,945	-	1
4	1	0,362	18,079	0	1	34	2	0,111	-2,270	-	1
5	1	0,102	-3,000	-	1	35	2	0,251	9,080	-	1
6	2	0,358	17,754	0	1	36	1	0,444	24,726	+	1
7	1	0,227	7,134	-	1	37	1	0,600	37,373	+	1
8	1	0,351	17,187	0	1	38	1	0,273	10,863	-	1
9	2	0,156	1,378	-	1	39	1	0,159	1,621	-	1
10	1	0,565	34,536	+	1	40	1	0,316	14,349	-	1
11	1	0,416	22,456	0	1	41	1	0,295	12,647	-	1
12	1	0,438	24,240	+	1	42	1	0,176	3,000	-	1
13	2	0,262	9,972	-	1	43	1	0,114	-2,027	-	1
14	2	0,382	19,700	0	1	44	3	0,215	6,161	-	1
15	2	0,220	6,567	-	1	45	1	0,169	2,432	-	1
16	1	0,605	37,779	+	1	46	1	0,232	7,540	-	0
17	2	0,310	13,863	-	1	47	2	0,189	4,054	-	0
18	2	0,477	27,402	+	1	48	3	0,199	4,864	-	0
19	1	0,164	2,027	-	1	49	2	0,125	-1,135	-	0
20	1	0,627	39,562	+	0	50	2	0,174	2,837	-	0
21	2	0,216	6,242	-	1	51	2	0,291	12,323	-	0
22	1	0,185	3,729	-	1	52	2	0,206	5,432	-	0
23	1	0,323	14,917	-	1	53	2	0,209	5,675	-	0
24	1	0,315	14,268	-	1	54	2	0,126	-1,054	-	0
25	1	0,411	22,051	0	1	55	2	0,282	11,593	-	0
26	2	0,127	-0,973	-	1	56	1	0,250	8,999	-	0
27	2	0,352	17,268	0	1	57	2	0,140	0,081	-	0
28	2	0,198	4,783	-	1	58	1	0,228	7,215	-	0
29	1	0,185	3,729	-	1	59	3	0,138	-0,081	-	0
30	2	0,595	36,968	+	1						

Tabelle 15 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 14

Kategorie				2a							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	2	0,464	28,49	+	7	28	2	0,107	-1,29	-	9
2	2	0,196	6,13	-	1	29	4	0,129	0,54	-	4
3	2	0,235	9,39	-		30	4	0,197	6,22	-	4
4	3	0,247	10,39	-	6	31	4	0,409	23,90	+	4
5	3	0,235	9,39	-		32	4	0,234	9,30	-	6
6	2	0,210	7,30	-		33	4	0,268	12,14	-	6
7	3	0,436	26,16	+	2	34	4	0,102	-1,71	-	6
8	2	0,203	6,72	-	1	35	3	0,120	-0,21	-	5
9	3	0,147	2,04	-	4	36	1	0,128	0,46	-	9
10	2	1,583	121,86	+	8	37	2	0,203	6,72	-	9
11	2	1,802	140,13	+	7	38	2	0,375	21,07	0	5
12	2	0,210	7,30	-	11	39	2	0,408	23,82	0	2
13	1	0,416	24,49	+	10	40	4	0,449	27,24	+	3
14	2	0,386	21,99	0		41	4	0,143	1,71	-	7
15	2	0,101	-1,79	-	1	42	4	0,734	51,02	+	4
16	4	0,276	12,81	-	5	43	1	0,129	0,54	-	3
17	3	1,008	73,88	+	5	44	2	0,158	2,96	-	2
18	4	0,171	4,05	-	4	45	2	0,135	1,04	-	5
19	1	0,500	31,50	+	6	46	1	0,585	38,59	+	5
20	2	0,693	47,60	+	1	47	4	0,358	19,65	0	3
21	2	0,176	4,46	-		48	1	0,495	31,08	+	7
22	1	0,115	-0,63	-	2	49	4	0,397	22,90	0	2
23	2	0,315	16,06	0	3	50	2	0,131	0,71	-	6
24	3	0,151	2,38	-	1	51	2	0,252	10,81	-	5
25	2	0,730	50,69	+		52	1	0,117	-0,46	-	
26	2	0,156	2,80	-	9	53	1	0,104	-1,54	-	
27	2	0,303	15,06	-	4	54	1	0,197	6,22	-	

Tabelle 16 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 15

Kategorie						2a					
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	2	0,449	19,02	0	2	31	2	0,153	-1,64	-	2
2	2	0,226	3,46	-	2	32	2	0,163	-0,94	-	1
3	2	0,247	4,92	-	1	34	2	0,838	46,18	+	2
4	2	1,163	68,87	+	2	35	2	0,127	-3,46	-	2
5	2	0,603	29,77	+	2	36	2	0,110	-4,64	-	4
6	2	0,314	9,60	-	2	37	1	0,190	0,94	-	4
7	2	0,447	18,88	0	2	38	2	0,124	0,125	-	5
8	2	0,517	23,77	0	3	39	2	0,499	31,414	+	1
9	3	0,264	6,11	-	5	40	2	0,168	3,796	-	1
10	2	1,151	68,03	+	4	41	2	0,181	4,881	-	1
11	2	1,500	92,39	+	8	42	2	0,096	-2,211	-	1
12	2	0,467	20,28	0	0	43	2	0,165	3,546	-	4
13	2	0,158	-1,29	-	0	44	2	0,511	32,416	+	4
14	2	0,224	3,32	-	1	45	2	0,147	2,044	-	1
15	2	0,363	13,02	0	7	46	2	0,124	0,125	-	3
16	2	0,183	0,45	-	4	47	2	0,345	18,565	0	7
17	2	0,153	-1,64	-	5	48	2	0,176	4,464	-	4
18	2	0,715	37,59	+	3	49	2	0,107	-1,293	-	5
19	2	0,303	8,83	-	1	50	2	0,309	15,561	-	5
20	2	0,424	17,28	0	1	51	2	0,333	17,564	0	4
21	2	0,487	21,68	0	7	52	2	0,245	10,221	-	2
22	2	0,624	31,24	+	5	53	2	0,135	1,043	-	2
23	2	0,164	-0,87	-	2	54	2	0,166	3,630	-	5
24	2	0,120	-3,94	-	4	55	2	0,193	5,882	-	2
25	2	0,307	9,11	-	2	56	2	0,127	0,375	-	1
26	2	0,622	31,10	+	7	57	2	0,218	7,968	-	2
27	1	0,667	34,24	+	6	58	2	0,339	18,064	0	7
28	1	0,648	32,91	+	3	59	2	0,394	22,653	0	6
29	2	0,795	43,18	+	10	60	2	0,420	24,823	+	6
30	1	1,318	79,69	+	2						

Tabelle 17 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 16

Kategorie				2a							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	1	0,147	-2,06	-	6	28	1	0,142	-2,41	-	6
2	1	0,183	0,45	-	2	29	2	0,135	-2,90	-	1
3	1	0,277	7,02	-	4	30	2	0,254	5,41	-	2
4	2	0,156	-1,43	-	2	31	1	0,237	4,22	-	1
5	2	0,182	0,38	-	3	32	1	0,268	6,39	-	2
6	1	0,894	50,09	+	3	33	1	0,227	3,53	-	3
7	2	0,157	-1,36	-	5	34	2	0,830	45,62	+	7
8	2	0,296	8,34	-	3	35	2	0,202	1,78	-	3
9	3	0,322	10,16	-	3	36	1	0,143	-2,34	-	3
10	2	0,235	4,08	-	2	37	2	0,460	19,79	0	6
11	1	0,505	22,93	0	6	38	1	0,122	-3,80	-	6
12	1	0,135	-2,90	-	5	39	1	0,177	0,03	-	4
13	1	0,291	7,99	-	2	40	1	0,130	-3,25	-	4
14	1	0,161	-1,08	-	2	41	3	0,178	0,10	-	4
15	2	0,184	0,52	-	3	42	3	0,247	4,92	-	2
16	3	0,246	4,85	-	2	43	1	0,166	-0,73	-	2
17	4	0,354	12,39	-	7	44	1	0,173	-0,24	-	6
18	2	0,363	13,02	-	3	45	2	0,409	16,23	0	3
19	3	0,871	48,48	+	2	46	1	0,271	6,60	-	3
20	1	0,457	19,58	0	8	47	1	0,294	8,20	-	7
21	1	0,132	-3,11	-	8	48	1	0,169	-0,52	-	4
22	4	0,131	-3,18	-	3	49	1	0,165	-0,80	-	4
23	1	0,444	18,67	0	4	50	1	0,268	6,39	-	2
24	1	0,170	-0,45	-	1	51	1	0,253	5,34	-	4
25	1	0,330	10,72	-	7	52	1	0,117	-4,15	-	5
26	1	0,485	21,54	0	2	53	1	0,169	-0,52	-	4
27	2	0,134	-2,97	-	4	54	1	0,161	-1,08	-	7



Tabelle 18 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 17

Kategorie				2a							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	2	0,157	1,72	-	0	31	2	0,173	2,66	-	7
2	1	0,142	0,84	-	0	32	2	0,218	5,30	-	6
3	3	0,196	4,01	-	0	33	4	0,290	9,52	-	6
4	2	0,134	0,37	-	0	34	2	0,287	9,35	-	11
5	3	0,111	-0,98	-	0	35	4	0,359	13,57	-	9
6	1	0,242	6,71	-	0	36	3	0,139	0,66	-	2
7	4	0,208	4,71	-	4	37	3	0,100	-1,62	-	2
8	4	0,206	4,59	-	3	38	3	0,162	2,01	-	1
9	4	0,211	4,89	-	6	39	3	0,181	3,13	-	2
10	4	0,142	0,84	-	4	40	3	0,204	4,48	-	2
11	4	0,503	22,01	0	6	41	3	0,416	16,91	0	4
12	1	0,109	-1,09	-	2	42	4	0,262	7,88	-	4
13	2	0,158	1,78	-	2	43	1	0,165	2,19	-	4
14	2	0,136	0,49	-	1	44	2	0,163	2,07	-	5
15	4	0,277	8,76	-	1	45	2	0,210	4,83	-	4
16	1	0,245	6,88	-	2	46	2	0,144	0,96	-	5
17	1	0,165	2,19	-	0	47	3	0,135	0,43	-	10
18	2	0,176	2,83	-	0	48	2	0,177	2,89	-	4
19	1	0,129	0,08	-	0	49	2	0,161	1,96	-	5
20	1	0,233	6,18	-	0	50	2	0,155	1,60	-	6
21	4	0,218	5,30	-	5	51	3	0,305	10,40	-	1
22	3	0,121	-0,39	-	3	52	3	0,105	-1,33	-	1
23	3	0,211	4,89	-	3	53	2	0,281	8,99	-	1
24	4	0,389	15,33	-	4	54	2	0,150	1,31	-	0
25	3	0,242	6,71	-	4	55	2	0,163	2,07	-	0
26	4	0,184	3,30	-	11	56	2	0,150	1,31	-	1
27	4	0,212	4,95	-	5	57	3	0,181	3,13	-	0
28	3	0,189	3,60	-	11	58	2	0,122	-0,33	-	0
29	2	0,716	34,51	+	11	59	2	0,109	-1,09	-	0
30	3	0,355	13,33	-	4	60	2	0,125	-0,16	-	0

**Tabelle 19 Klinische und Serologische Ergebnisse**

**Betrieb 19**

Kategorie				2a							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	2	0,116	0,765	-	6	27	1	0,131	1,858	-	3
2	2	0,127	1,566	-	2	28	1	0,533	31,148	+	8
3	2	0,136	2,222	-	2	29	2	0,436	24,080	+	9
4	2	0,117	0,838	-	6	30	1	0,121	1,129	-	3
5	2	0,183	5,647	-	5	31	2	0,193	6,375	-	4
6	2	0,127	1,566	-	2	32	1	0,164	4,262	-	3
7	2	0,163	4,189	-	6	33	2	0,184	5,719	-	1
8	2	0,193	6,375	-	3	34	2	0,254	10,820	-	0
9	1	0,255	10,893	-	3	35	1	0,243	10,018	-	0
10	1	0,910	58,616	+	7	36	2	0,143	2,732	-	2
11	2	0,216	8,051	-	3	37	2	0,327	10,375	-	0
12	1	0,134	2,077	-	4	38	1	0,352	11,853	-	0
13	2	0,271	12,058	-	2	39	2	0,064	-5,173	-	0
14	2	0,159	3,898	-	3	40	2	0,212	3,577	-	0
15	2	0,247	10,310	-	8	41	1	0,234	4,877	-	4
16	2	0,575	34,208	+	6	42	1	0,632	28,407	+	6
17	2	0,189	6,084	-	4	43	3	0,383	13,686	-	2
18	2	0,131	1,858	-	3	44	1	0,289	8,129	-	5
19	2	0,151	3,315	-	3	45	1	0,305	9,075	-	4
20	2	0,360	18,543	0	6	46	1	0,567	24,564	+	1
21	1	0,336	16,794	0	6	47	3	0,398	14,573	-	4
22	2	0,706	43,752	+	11	48	1	0,623	27,875	+	5
23	2	0,334	16,648	0	4	49	1	0,380	13,509	-	2
24	2	0,260	11,257	-	5	50	4	0,848	41,176	+	3
25	2	0,154	3,534	-	5	51	2	0,449	17,588	0	5
26	2	0,228	8,925	-	4						

Tabelle 20 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 20

Kategorie				2a							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	2	0,218	8,20	-	3	28	3	0,149	3,17	-	5
2	2	0,296	13,88	-	7	29	2	0,293	13,66	-	2
3	4	0,702	43,46	+	3	30	1	0,156	3,68	-	5
4	3	0,184	5,72	-	5	31	4	0,156	3,68	-	3
5	2	0,157	3,75	-	5	32	4	0,338	16,94	0	0
6	2	0,458	25,68	+	5	33	3	0,274	12,28	-	2
7	2	0,527	30,71	+	1	34	4	0,365	18,91	0	3
8	3	0,654	39,96	+	5	35	4	0,521	30,27	+	6
9	1	0,371	19,34	0	5	36	4	0,226	8,78	-	7
10	1	0,189	6,08	-	1	37	3	0,789	49,80	+	1
11	2	0,264	11,55	-	3	38	3	0,148	3,10	-	2
12	3	0,184	5,72	-	1	39	3	0,355	18,18	0	1
13	2	0,226	8,78	-	1	40	3	0,399	21,38	0	1
14	2	0,171	4,77	-	1	41	2	0,224	8,63	-	1
15	4	0,110	0,33	-	4	42	1	0,125	1,42	-	0
16	3	0,132	1,93	-	5	43	1	0,164	4,26	-	0
17	3	0,326	16,07	0	4	44	1	0,260	11,26	-	0
18	2	0,409	22,11	+	1	45	1	0,214	7,91	-	0
19	2	0,430	23,64	+	3	46	2	0,218	8,20	-	4
20	4	0,164	4,26	-	4	47	4	0,134	2,08	-	5
21	3	0,200	6,89	-	0	48	3	0,427	23,42	0	5
22	2	0,218	8,20	-	5	49	3	0,354	18,11	0	3
23	4	0,213	7,83	-	2	50	3	0,425	23,28	0	4
24	4	0,434	23,93	0	4	51	2	0,210	7,61	-	3
25	2	0,377	19,78	0	5	52	2	0,147	3,02	-	1
26	3	0,197	6,67	-	6	53	1	0,194	6,45	-	2
27	2	0,256	10,97	-	4	54	3	0,205	7,25	-	4

Tabelle 21 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 25

Kategorie				2a							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	2	0,133	-0,729	-	0	26	2	0,187	3,206	-	1
2	2	0,095	-3,497	-	1	27	1	0,181	2,769	-	1
3	2	0,178	2,550	-	1	28	2	0,117	-1,894	-	3
4	2	0,098	-3,279	-	4	29	2	0,305	11,803	-	3
5	2	0,091	-3,789	-	0	30	2	0,264	8,816	-	7
6	2	0,092	-3,716	-	2	31	1	0,142	-0,073	-	7
7	2	0,109	-2,477	-	6	32	1	0,185	3,060	-	7
8	2	0,121	-1,603	-	4	33	2	0,165	1,603	-	2
9	2	0,086	-4,153	-	0	34	2	0,163	1,457	-	4
10	2	0,097	-3,352	-	0	35	1	0,085	-4,226	-	3
11	2	0,153	0,729	-	0	36	1	0,120	-1,676	-	7
12	2	0,130	-0,947	-	1	37	1	0,102	-2,987	-	7
13	1	0,104	-2,842	-	9	38	2	1,278	82,696	+	6
14	2	0,102	-2,987	-	4	39	1	0,390	17,996	0	1
15	2	0,101	-3,060	-	4	40	1	0,127	-1,166	-	2
16	2	0,201	4,226	-	0	41	2	0,314	12,459	-	2
17	2	0,194	3,716	-	2	42	2	0,203	4,372	-	5
18	1	0,089	-3,934	-	3	43	1	0,145	-7,463	-	4
19	2	0,148	0,364	-	6	44	1	0,152	-7,006	-	5
20	2	0,143	0,000	-	4	45	1	0,121	-9,030	-	3
21	2	0,097	-3,352	-	2	46	2	0,271	0,762	-	8
22	2	0,115	-2,040	-	7	47	2	0,653	25,696	+	1
23	2	0,147	0,291	-	2	48	1	1,329	69,822	+	1
24	2	0,139	-0,291	-	5	49	2	0,381	7,942	-	1
25	2	0,247	7,577	-	2						

Tabelle 22 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 7

Kategorie				2b							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	1	0,107	-0,090	-	0	29	2	0,071	-3,336	-	2
2	1	0,108	0,000	-	0	30	1	0,058	-4,509	-	3
3	1	0,110	0,180	-	0	31	1	0,383	24,797	+	4
4	2	0,120	1,082	-	0	32	2	0,299	17,223	0	3
5	1	0,189	7,304	-	0	33	1	0,202	8,476	-	4
6	1	0,172	5,771	-	1	34	1	0,101	-0,631	-	3
7	2	0,175	6,041	-	1	35	1	0,087	-1,894	-	0
8	1	0,414	27,592	+	3	36	3	0,087	-1,894	-	0
9	1	0,142	3,066	-	3	37	1	0,122	1,262	-	0
10	1	0,115	0,631	-	0	38	3	0,132	2,164	-	4
11	1	0,171	5,681	-	0	39	3	0,087	-1,894	-	3
12	1	0,203	8,566	-	0	40	3	0,185	6,943	-	4
13	1	0,161	4,779	-	1	41	2	0,123	1,353	-	1
14	1	0,102	-0,541	-	4	42	1	0,122	1,262	-	1
15	1	0,185	6,943	-	4	43	4	0,188	7,214	-	1
16	1	0,093	-1,353	-	4	44	1	0,091	-1,533	-	5
17	2	0,246	12,444	-	2	45	1	0,176	6,132	-	5
18	1	0,124	1,443	-	4	46	2	0,104	-2,457	-	3
19	1	0,129	1,894	-	2	47	3	0,270	7,740	-	11
20	1	0,099	-0,812	-	0	48	3	0,229	5,221	-	5
21	1	0,101	-0,631	-	4	49	1	0,628	29,730	+	10
22	1	0,128	1,803	-	1	50	3	0,283	8,538	-	6
23	1	0,094	-1,262	-	3	51	2	0,187	2,641	-	4
24	1	0,134	2,344	-	0	52	2	0,318	10,688	-	8
25	1	0,191	7,484	-	2	53	1	0,172	1,720	-	3
26	1	0,092	-1,443	-	2	54	1	0,262	7,248	-	4
27	1	0,096	-1,082	-	3	55	2	0,464	19,656	0	2
28	1	0,103	-0,451	-	4	56	1	0,650	31,081	+	3

Tabelle 23 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 8

Kategorie				2b							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
2	1	0,278	11,468	-	1	30	1	0,327	15,303	-	0
3	1	0,237	8,258	-	4	31	1	0,101	-2,765	-	0
4	1	0,341	16,399	0	1	32	1	0,243	7,992	-	2
5	1	0,104	-2,153	-	4	33	1	0,124	-1,023	-	0
6	1	0,162	2,387	-	6	34	1	0,106	-2,386	-	2
7	1	0,104	-2,153	-	2	35	1	0,108	-2,235	-	1
8	1	0,117	-1,135	-	2	36	1	0,284	11,098	-	0
9	1	0,155	1,840	-	1	37	1	0,108	-2,235	-	2
10	1	0,101	-2,387	-	5	38	1	0,144	0,492	-	0
11	1	0,257	9,824	-	2	39	1	0,105	-2,462	-	2
12	2	0,065	-5,205	-	2	40	1	0,140	0,189	-	0
13	1	0,141	0,744	-	2	41	2	0,223	6,477	-	0
14	2	0,078	-4,188	-	2	42	1	0,332	14,735	-	3
15	1	0,082	-3,875	-	3	43	1	0,209	5,417	-	0
16	1	0,097	-2,701	-	8	44	3	0,512	28,371	+	0
17	1	0,127	-0,352	-	3	45	1	0,122	-1,174	-	0
18	1	0,127	-0,352	-	1	46	2	0,289	11,477	-	4
19	1	0,109	-1,761	-	7	47	2	0,175	2,841	-	7
20	1	0,280	11,624	-	3	48	1	0,127	-0,795	-	0
21	1	0,179	3,718	-	7	49	1	0,139	0,114	-	1
22	1	0,094	-2,935	-	3	50	1	0,199	4,659	-	3
23	1	0,257	9,824	-	2	51	1	0,143	0,417	-	1
24	1	0,264	10,372	-	7	52	1	0,416	21,098	0	1
25	1	0,176	3,483	-	6	53	1	0,168	2,311	-	5
26	1	0,134	0,196	-	5	54	1	0,272	10,189	-	1
27	2	0,225	7,319	-	2	55	1	0,106	-2,386	-	1
28	1	0,122	-0,744	-	6	56	1	0,134	-0,265	-	3

Tabelle 24 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 9

Kategorie				2b							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	1	0,225	6,629	-	2	30	1	0,295	11,932	-	5
3	1	0,172	2,614	-	5	32	1	0,176	2,917	-	5
4	1	0,312	13,220	-	1	33	1	0,267	9,811	-	5
5	1	0,354	16,402	0	1	34	1	0,219	6,174	-	3
6	1	0,293	11,780	-	1	35	1	0,407	20,417	0	2
7	1	0,228	6,856	-	4	36	1	0,244	8,068	-	3
8	1	0,299	12,235	-	5	37	1	0,439	22,841	0	0
9	1	0,412	20,795	0	2	38	1	0,171	2,538	-	0
10	1	0,201	4,811	-	5	39	1	0,183	3,447	-	0
11	1	0,361	16,932	0	5	40	1	0,167	2,235	-	0
12	2	0,226	6,705	-	5	41	1	0,399	19,811	0	0
13	1	0,344	15,644	-	5	42	2	0,192	4,129	-	0
14	2	0,186	3,674	-	5	43	1	0,518	28,826	+	6
15	1	0,259	9,205	-	5	44	1	0,229	6,932	-	0
16	1	0,178	3,068	-	2	45	1	0,153	1,174	-	1
17	1	0,222	6,402	-	4	46	2	0,184	3,523	-	1
18	1	0,238	7,614	-	3	47	2	0,908	58,371	+	1
19	1	0,629	37,235	+	2	48	1	0,418	21,250	0	1
20	1	0,183	3,447	-	3	49	1	0,255	8,902	-	1
21	1	0,290	11,553	-	4	50	1	0,396	19,583	0	1
22	1	0,386	18,826	0	2	51	1	0,356	16,553	0	1
23	1	0,570	32,765	+	4	52	1	0,536	30,189	+	1
24	1	0,249	8,447	-	2	53	1	0,195	4,356	-	1
25	1	0,319	13,750	-	2	54	1	0,686	41,553	+	1
26	1	0,333	14,811	-	4	55	1	0,172	2,614	-	1
27	2	0,472	25,341	+	3	56	1	0,147	0,720	-	1
28	1	0,175	2,841	-	2	57	1	0,279	10,720	-	1
29	1	0,561	32,083	+	5	58	1	0,080	-4,356	-	1

Tabelle 25 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 10

Kategorie				2b							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	1	0,132	0,04	-	3	28	1	0,336	16,01	0	5
2	1	0,147	1,21	-	2	29	1	0,167	2,78	-	4
4	1	0,140	0,67	-	6	31	2	0,428	23,21	0	3
5	1	0,102	-2,31	-	4	32	2	0,208	5,99	-	1
6	1	0,175	3,41	-	4	33	2	0,217	6,69	-	6
7	1	0,413	22,04	0	5	34	2	0,187	4,34	-	6
8	1	0,246	8,96	-	5	35	2	0,131	-0,04	-	1
9	1	0,125	-0,51	-	8	36	2	0,200	5,36	-	7
10	2	0,188	4,42	-	1	37	2	0,192	4,74	-	1
11	1	0,233	7,95	-	3	38	2	0,095	-2,86	-	0
12	3	0,154	1,76	-	2	39	1	0,420	22,58	0	1
13	1	0,189	4,50	-	4	40	2	0,204	5,68	-	3
14	1	0,164	2,54	-	7	41	2	0,208	5,99	-	6
15	2	0,395	20,63	0	7	42	2	0,115	-1,29	-	6
16	2	0,101	-2,39	-	4	43	2	0,121	-0,82	-	8
17	2	0,182	3,95	-	7	44	2	0,094	-2,94	-	1
18	1	0,166	2,70	-	3	45	1	0,107	-1,92	-	2
19	2	0,128	-0,27	-	3	46	3	0,357	17,65	0	2
20	2	0,092	-3,09	-	3	47	3	0,940	47,97	+	4
21	2	0,119	-0,98	-	6	48	2	0,572	25,87	+	1
22	2	0,077	-4,27	-	1	49	1	0,159	2,15	-	2
23	2	0,333	15,77	-	6	50	2	0,238	8,34	-	7
24	1	0,206	5,83	-	6	51	2	0,127	-0,35	-	3
25	1	0,193	4,81	-	3	52	1	0,106	-2,00	-	1
26	1	0,111	-1,60	-	7	53	1	0,242	6,05	-	1
27	1	0,363	18,12	0	2	54	1	0,078	-4,19	-	1



Tabelle 26 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 11

Kategorie				2b							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
2	1	0,149	-2,149	-	3	31	2	0,176	-0,077	-	1
3	2	0,132	-3,454	-	2	32	2	0,209	2,456	-	3
4	2	0,184	0,537	-	4	33	2	0,115	-4,758	-	2
6	4	0,521	26,401	+	8	35	1	0,475	22,870	0	1
7	1	0,169	-0,614	-	1	36	2	0,555	29,010	+	1
8	2	0,506	25,249	+	4	37	2	0,234	4,375	-	1
9	1	0,120	-4,375	-	1	38	2	0,248	5,449	-	1
10	1	0,565	29,777	+	1	39	2	0,203	1,995	-	1
11	1	0,188	0,844	-	1	40	2	0,202	1,919	-	1
12	1	0,259	6,293	-	1	41	4	0,331	11,819	-	6
13	1	0,783	46,508	+	1	42	2	0,249	5,526	-	2
14	1	0,378	15,426	-	1	43	1	0,220	3,300	-	2
15	3	0,221	3,377	-	2	44	4	0,540	27,859	+	6
16	3	0,211	2,609	-	1	45	2	0,478	23,101	0	5
17	1	0,248	5,449	-	1	46	2	0,283	8,135	-	3
18	1	0,162	-1,151	-	1	47	4	0,296	9,133	-	4
19	2	0,348	13,124	-	1	48	2	0,278	7,751	-	3
20	2	0,108	-5,295	-	1	49	3	0,389	16,270	0	7
21	1	0,156	-1,612	-	1	50	3	0,268	6,984	-	5
22	1	0,156	-1,612	-	1	51	4	0,282	8,058	-	4
23	1	0,145	-2,456	-	1	52	4	0,679	38,526	+	10
24	2	0,190	0,998	-	1	53	2	0,211	2,609	-	2
25	1	0,133	-3,377	-	1	54	1	0,176	-0,077	-	3
26	1	0,216	2,993	-	1	55	2	1,136	73,599	+	2
27	1	0,153	-1,842	-	1	56	2	0,302	9,593	-	2
28	2	0,421	18,726	0	1	57	2	0,447	20,721	0	2
29	1	0,144	-2,533	-	1	58	1	0,110	-5,142	-	2

Tabelle 27 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 22

Kategorie				2b							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	2	0,265	0,370	-	1	25	1	0,315	3,634	-	4
2	2	0,557	19,430	0	1	26	2	0,153	-6,941	-	4
3	4	0,281	1,414	-	5	27	2	0,149	-7,202	-	4
4	2	0,552	19,104	0	5	28	4	0,356	6,310	-	10
5	2	0,748	31,897	+	7	29	2	0,186	-4,787	-	4
6	4	0,657	25,957	+	7	30	2	0,539	18,255	0	6
7	4	0,345	5,592	-	5	31	2	0,344	5,527	-	4
8	2	0,154	-6,876	-	1	32	4	0,142	-7,659	-	6
9	1	0,176	-5,440	-	1	33	2	0,206	-3,481	-	2
10	2	0,125	-8,768	-	2	34	2	0,273	0,892	-	2
11	2	0,192	-4,395	-	4	35	2	0,217	-2,763	-	2
12	3	0,302	2,785	-	4	36	2	0,294	2,263	-	2
13	2	0,274	0,957	-	3	37	2	0,211	-3,155	-	2
14	2	0,251	-0,544	-	3	38	2	0,134	-8,181	-	4
15	2	0,326	4,352	-	2	39	2	0,248	-0,740	-	3
16	2	0,181	-5,113	-	1	40	1	0,156	-6,745	-	0
17	3	0,118	-9,225	-	1	41	1	0,125	-8,768	-	0
18	1	0,245	-0,936	-	1	42	1	0,270	0,696	-	0
19	2	2,309	133,790	+	1	43	1	0,151	-7,071	-	0
20	4	0,356	6,310	-	5	44	1	0,231	-1,849	-	0
21	2	0,167	-6,027	-	3	45	1	0,203	-3,677	-	0
22	2	0,141	-7,724	-	1	46	1	0,190	-4,526	-	0
23	2	0,190	-4,526	-	1	47	1	0,117	-9,291	-	0
24	2	0,525	17,341	0	7	48	2	0,156	-6,745	-	4

Tabelle 28 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 23

Kategorie				2b							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	3	0,207	0,96	-	1	29	3	0,433	13,652	-	2
3	3	0,290	5,62	-	1	31	3	0,226	2,022	-	2
4	2	0,231	2,30	-	5	32	3	0,194	0,225	-	2
5	2	0,129	-3,43	-	4	33	2	0,214	1,348	-	4
6	3	0,272	4,61	-	2	34	3	0,239	2,627	-	2
8	3	0,423	13,09	-	5	36	3	0,142	-3,589	-	4
9	2	0,399	11,74	-	9	37	2	0,541	21,980	0	5
10	3	0,165	-1,40	-	6	38	3	0,229	1,987	-	9
11	3	0,342	8,54	-	3	39	3	0,351	9,805	-	4
12	3	0,204	0,79	-	6	40	3	0,412	13,714	-	8
13	2	0,146	-2,47	-	10	41	3	0,286	5,639	-	12
14	2	0,156	-1,91	-	4	42	2	0,150	-3,076	-	9
15	3	0,223	1,85	-	3	43	3	0,325	8,138	-	9
16	2	0,256	3,71	-	8	44	3	0,490	18,712	0	7
17	3	0,305	6,46	-	6	45	3	0,829	40,436	++	2
18	3	0,422	13,03	-	7	46	3	0,907	45,434	+++	6
19	3	0,478	16,18	0	2	47	3	0,485	18,392	0	8
20	3	0,511	18,03	0	9	48	2	0,171	-1,730	-	9
21	3	0,449	14,55	-	11	49	3	0,328	8,331	-	4
22	2	0,300	6,18	-	6	50	3	0,098	-6,408	-	11
23	3	0,202	0,67	-	6	51	3	0,261	4,037	-	4
24	2	0,181	-0,506	-	9	52	3	0,374	11,278	-	7
25	2	0,105	-4,775	-	2	53	3	0,543	22,108	0	7
26	2	0,440	14,045	-	9	54	2	0,326	8,202	-	8
27	2	0,246	3,146	-	2	55	3	0,235	2,371	-	4
28	2	0,142	-2,697	-	4	56	3	0,259	3,909	-	7

Tabelle 29 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 4

Kategorie				3							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	3	0,273	13,900	-	2	25	2	0,467	32,625	+	7
2	2	0,209	7,722	-	2	26	2	0,546	40,251	+	7
4	2	0,430	29,054	+	2	28	1	0,852	69,788	+	6
5	1	0,312	17,664	0	2	29	2	0,906	75,000	+	7
6	1	0,521	37,838	+	2	30	2	0,661	51,351	+	4
7	0	0,341	20,463	0	1	31	2	0,306	17,085	0	3
8	0	0,250	11,680	-	1	32	2	0,531	38,803	+	4
9	1	0,407	26,834	+	1	33	3	0,422	28,282	+	4
10	1	0,330	19,402	0	1	34	3	0,292	15,734	-	4
11	2	0,508	36,583	+	1	35	1	0,107	-2,124	-	0
12	3	0,508	36,583	+	1	36	1	0,163	3,282	-	0
13	1	0,724	57,432	+	1	37	1	0,117	-1,158	-	0
14	1	0,504	36,197	+	1	38	1	0,093	-3,475	-	0
15	1	0,325	18,919	0	1	39	1	0,186	5,502	-	0
16	2	0,895	73,938	+	1	40	1	0,099	-2,896	-	0
17	2	1,121	95,753	+	3	41	1	0,105	-2,317	-	0
18	2	0,190	5,888	-	2	42	1	0,092	-3,571	-	0
19	4	0,368	23,069	0	2	43	1	0,108	-2,027	-	0
20	3	1,159	99,421	+	3	44	1	0,128	-0,097	-	0
21	2	0,744	59,363	+	3	45	1	0,128	-0,097	-	0
22	4	0,383	24,517	+	2	46	1	0,159	2,896	-	0
23	2	0,433	29,344	+	5	47	1	0,144	1,448	-	0
24	2	0,355	21,815	0	6	48	1	0,157	2,703	-	0

Tabelle 30 Klinische und Serologische Ergebnisse

Betrieb 5

Kategorie						3					
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	2	0,181	3,064	-	0	30	4	0,874	54,858	+	5
2	2	0,152	0,897	-	0	31	3	0,645	37,743	+	2
3	3	0,118	-1,644	-	0	32	3	0,924	58,595	+	2
4	2	0,126	-1,046	-	0	33	3	0,460	23,916	+	2
5	2	0,098	-3,139	-	0	34	4	0,573	32,362	+	3
6	1	0,191	3,812	-	0	35	4	0,662	39,013	+	3
7	1	0,164	1,794	-	0	36	4	0,728	43,946	+	5
8	1	0,124	-1,196	-	0	37	0	0,494	26,457	+	3
9	1	0,199	4,410	-	0	38	4	0,439	22,347	0	1
10	2	0,093	-3,513	-	0	39	4	0,208	5,082	-	3
11	1	0,105	-2,616	-	0	40	4	0,522	28,550	+	1
12	3	0,086	-4,036	-	0	41	2	0,508	27,504	+	1
13	1	0,115	-1,868	-	0	42	2	1,084	70,553	+	1
14	1	0,107	-2,466	-	0	43	2	0,930	59,043	+	1
15	2	0,156	1,196	-	0	44	1	0,322	13,602	-	6
16	4	0,427	21,450	0	4	45	2	0,597	34,155	+	5
17	4	0,332	14,350	-	3	46	2	0,520	28,401	+	4
18	3	0,219	5,904	-	5	47	4	0,267	9,492	-	3
19	4	0,054	-6,428	-	4	48	3	0,164	1,794	-	3
20	3	0,412	20,329	0	1	49	3	0,413	20,404	0	7
21	3	0,225	6,353	-	3	50	3	1,768	121,674	+	3
22	4	0,366	16,891	0	3	51	3	0,359	16,368	0	4
23	4	0,821	50,897	+	4	52	3	0,725	43,722	+	4
24	4	0,576	32,586	+	5	53	3	0,408	20,030	0	3
25	4	0,299	11,883	-	6	54	3	0,333	14,425	-	5
26	4	0,387	18,460	0	2	55	2	0,636	37,070	+	2
27	3	0,356	16,143	0	5	56	2	0,181	3,064	-	2
28	4	0,316	13,154	-	4	57	2	0,203	4,709	-	2
29	4	0,367	16,966	0	7	58	2	0,139	-0,075	-	4

**Tabelle 31 Klinische und Serologische Ergebnisse**

**Betrieb 13**

Kategorie				3							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	3	0,355	11,579	-	3	8	4	1,624	79,603	+	4
2	3	0,752	32,860	+	7	9	1	1,116	52,372	+	2
3	4	0,490	18,815	0	5	10	3	0,465	17,475	0	5
4	4	0,738	32,109	+	1	11	1	0,396	13,776	-	2
5	1	0,102	-1,983	-	4	12	2	1,842	91,289	+	8
6	4	0,320	9,702	-	1	13	2	0,215	4,074	-	1
7	4	0,602	24,819	+	4						

**Tabelle 32 Klinische und Serologische Ergebnisse**

**Betrieb 21**

Kategorie				3							
Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr	Probe	Hautindex	OD-Wert	% OD	Ergebnis	Wurf Nr
1	2	0,126	-2,04	-	11	9	3	0,110	-3,27	-	5
2	2	0,132	-1,58	-	3	10	2	0,209	4,34	-	4
3	2	0,056	-7,41	-	4	11	2	0,134	-1,42	-	2
5	2	0,090	-4,80	-	2	12	2	0,171	1,42	-	3
6	2	0,098	-4,19	-	6	13	2	0,310	12,10	-	2
7	2	0,139	-1,04	-	5	14	2	0,229	5,88	-	4
8	2	0,117	-2,73	-	6						

## **Epilog**

Bei Prof. Dr. M. Wendt möchte ich mich für die freundliche Überlassung dieses interessanten Themas und die Unterstützung bedanken. In dem Zusammenhang bedanke ich mich auch bei Frau Röhrich und Frau Schwert für die Hilfe bei der Durchführung der Laboruntersuchungen. Ich danke auch Herrn PD Dr. Matthes von der Fa. AFOSA GmbH für die Bereitstellung des Sarcptes-ELISA-2001® und der Hausstaubmilbenkultur. Weiterhin danke ich Herrn Klaus Schlotter und den anderen Tierpflegern aus der Klinik für kleine Klautiere, ohne die der Infektionsversuch nicht möglich gewesen wäre. Ein Dank gilt auch Herrn Prof. Ganter für wertvolle Ratschläge. Herrn Beyerbach und Frau Glaser vom Institut für Biometrie und Epidemiologie der Tierärztlichen Hochschule Hannover danke ich für die freundliche Beratung. Danken möchte ich an dieser Stelle auch den Tierarztpraxen, den Betriebsleitern und ihren Familien für die Bereitschaft, bei diesem Projekt mitzuwirken und für die gute Zusammenarbeit. Ein ganz besonderer Dank gilt Gabriele Knagge die durch ihre ermutigende Art so manchen Rückschlag abgefedert hat.