

Lehrstuhl für Physiologie  
Wissenschaftszentrum Weihenstephan für Ernährung, Landnutzung und Umwelt  
Technische Universität München

Eine Praxisstudie zur  
**Fertilität bei Pferden in der künstlichen Besamung**

Dieter Rappold

Vollständiger Abdruck der von der Fakultät Wissenschaftszentrum Weihenstephan für Ernährung, Landnutzung und Umwelt der Technischen Universität München zur Erlangung des akademischen Grades eines Doktors der Agrarwissenschaften genehmigten Dissertation.

**Vorsitzender:** *Univ.-Prof. Dr. Franz-Xaver Roth*

Prüfer der Dissertation:

1. Univ.-Prof. Dr. Drs. h. c. H. Karg, em.
2. Univ.-Prof. Dr. E. Schallenberger,  
Christian-Albrechts-Universität zu Kiel
3. Univ.-Prof. Dr. H.H.D. Meyer

Die Dissertation wurde am 30.1.2002 bei der Technischen Universität München eingereicht und durch die Fakultät Wissenschaftszentrum Weihenstephan für Ernährung, Landnutzung und Umwelt am 15.5.2002 angenommen.

	<b>Seite</b>
<b>Inhaltsverzeichnis</b>	<b>2</b>
<b>Abkürzungsverzeichnis</b>	<b>6</b>
<b>Abbildungsverzeichnis</b>	<b>7</b>
<b>Tabellenverzeichnis</b>	<b>10</b>
<b>Einleitung</b>	<b>11</b>
<b>1 Stand des Wissens</b>	<b>13</b>
<b>1.1 Zuchtstuten</b>	<b>13</b>
1.1.1 Anatomie der Geschlechtsorgane	13
1.1.2 Geschlechtszyklus	14
1.1.2.1 Hormonelle Steuerung der Sexualfunktionen	15
1.1.2.2 Äußere Einflüsse auf die Sexualfunktionen	16
1.1.2.3 Hormoneinsatz zur Beeinflussung der Sexualfunktionen	17
1.1.3 Follikelkontrolle	18
1.1.4 Fortpflanzungsstörungen	19
1.1.4.1 Bakterien als Krankheitserreger	19
1.1.4.2 Viren als Krankheitserreger	21
1.1.4.3 Protozoen als Krankheitserreger	22
1.1.4.4 Begünstigende Faktoren für Infektionskrankheiten	22
1.1.4.5 Genetisch und durch Tumoren bedingte Unfruchtbarkeit	23
1.1.5 Prüfung der Zuchttauglichkeit	23
1.1.6 Trächtigkeit	24
1.1.6.1 Trächtigkeitsstörungen	24
1.1.6.2 Trächtigkeitsuntersuchung	25
<b>1.2 Deckhengste</b>	<b>26</b>
1.2.1 Anatomie der Geschlechtsorgane	26
1.2.2 Hormonelle Steuerung der Sexualfunktionen	27
1.2.3 Natürliches Sexualverhalten und Sexualfunktionen	28
1.2.4 Nicht infektiös bedingte Fortpflanzungsstörungen	28
1.2.5 Prüfung der Zuchttauglichkeit, Zuchthygiene	29
<b>1.3 Künstliche Besamung</b>	<b>30</b>
1.3.1 Geschichte der künstlichen Besamung beim Pferd	30
1.3.2 Gesetzliche Bestimmungen zur künstlichen Besamung	31

<b>2</b>	<b>Material und Methoden</b>	<b>35</b>
<b>2.1</b>	<b>Zuchtmanagement der Stuten</b>	<b>35</b>
2.1.1	Kontrolle des Rosseverhaltens	35
2.1.2	Kontrolle der Ovarfunktionen	36
2.1.3	Durchführung der Insemination	37
2.1.4	Inseminationszeitpunkt	37
2.1.5	Untersuchung und Behandlung der Stuten	38
<b>2.2</b>	<b>Zuchtmanagement der Hengste</b>	<b>39</b>
2.2.1	Samenabnahme	39
2.2.2	Künstliche Scheiden	41
2.2.3	Samenuntersuchung	42
<b>2.3</b>	<b>Frischsamentechnik</b>	<b>45</b>
2.3.1	Frischsamen	45
2.3.2	Frischsamenaufbereitung und Portionierung	45
2.3.3	Frischsamenlagerung und -Verwendung	46
2.3.4	Frischsamenversand	47
<b>2.4</b>	<b>Tiefgefriersamentechnik</b>	<b>47</b>
2.4.1	Tiefgefriersamen	47
2.4.2	Tiefgefriersamenproduktion	48
2.4.3	Lagerung, Versand und Verwendung von Tiefgefriersamen	50
<b>2.5</b>	<b>Datenaufzeichnung und -Auswertung</b>	<b>51</b>
2.5.1	Ausgangsdaten	51
2.5.1.1	Stutenstammbblatt	51
2.5.1.2	Samenprotokoll	52
2.5.1.3	Tagesliste	52
2.5.1.4	Samenversand- und Verwendungsnachweis	52
2.5.2	Zusammenfassung der Ausgangsdaten	53
2.5.3	Bewertung der Ausgangsdaten	54
2.5.3.1	Besonderheiten	54
2.5.3.2	Fehlerquellen	55
2.5.4	Statistische Datenerfassung	55
2.5.5	Berechnungsverfahren	56
<b>3</b>	<b>Ergebnisse</b>	<b>57</b>
<b>3.1</b>	<b>Darstellung der Ausgangsdaten</b>	<b>57</b>
3.1.1	Verteilung der Stuten auf die Hengste	57
3.1.2	Anzahl der Stuten und Besamungsperioden	58
3.1.3	Anzahl der Absamungen und Besamungen	59
3.1.4	Jahresverteilung der Stuten	60
3.1.5	Rosseperioden im Jahresvergleich	61

<b>3.2</b>	<b>Vergleiche zwischen den Hengsten</b>	<b>62</b>
3.2.1	Geschlechtslust	62
3.2.2	Aufsprünge pro Ejakulat	63
3.2.3	Samenvolumen des Ejakulats	64
3.2.4	Schleimvolumen des Ejakulats	65
3.2.5	Samendichte des Ejakulats	66
3.2.6	Motilität der Spermien	67
3.2.7	Gesamtspermienzahl pro Ejakulat	68
3.2.8	Besamungsportionen pro Ejakulat	69
3.2.9	Besamungen pro Ejakulat	70
3.2.10	Rosseperioden pro Hengst	71
3.2.11	Besamungen pro Rosseperiode	72
<b>3.3</b>	<b>Zusammenhänge zwischen den Beurteilungskriterien der Ejakulate</b>	<b>73</b>
3.3.1	Volumenhäufigkeit	73
3.3.2	Volumen und Dichte	74
3.3.3	Volumen und Motilität	75
3.3.4	Volumen und Gesamtspermienzahl	76
3.3.5	Volumen und Portionen	77
3.3.6	Ejakulat- und Schleimvolumen	78
3.3.7	Gesamtspermienzahl und Dichte	79
3.3.8	Spermienmotilität und Verdünnerzugabe	80
<b>3.4</b>	<b>Einflussfaktoren auf die Trächtigkeits- und Abfohrate</b>	<b>81</b>
3.4.1	Hengstvergleich	81
3.4.2	Libido	82
3.4.3	Aufsprünge	83
3.4.4	Spermienmotilität	84
3.4.5	Besamungsportionen	85
3.4.6	Jahreszeit	86
3.4.7	Rosseperiode	87
3.4.8	Alter der Stuten	88
3.4.9	Samenverdünnung	89
3.4.10	Versand- oder Stationsbesamung	90
3.4.11	Besamungshäufigkeit	91
3.4.12	Follikelkontrolle	92
<b>3.5</b>	<b>Einflüsse auf die Abort- und Totgeburtrate</b>	<b>93</b>
3.5.1	Jahreszeit	93
3.5.2	Trächtigkeitsuntersuchung	94
<b>3.6</b>	<b>Einflüsse auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen</b>	<b>95</b>
3.6.1	Hengstvergleich	95
3.6.2	Spermienmotilität	96
3.6.3	Versand- oder Stationsbesamung	97
3.6.4	Jahreszeit	98

<b>4</b>	<b>Diskussion</b>	<b>99</b>
<b>4.1</b>	<b>Stuteneinflüsse auf den Besamungserfolg</b>	<b>99</b>
4.1.1	Rosseperiode	99
4.1.2	Besamungszeitpunkt und Besamungshäufigkeit	100
4.1.3	Follikelkontrolle	101
4.1.4	Trächtigkeitsuntersuchung	101
4.1.5	Stutenalter	102
<b>4.2</b>	<b>Hengsteinflüsse auf den Besamungserfolg</b>	<b>102</b>
4.2.1	Hengstvergleich	102
4.2.2	Geschlechtslust, Aufsprünge	103
4.2.3	Samenqualität	103
<b>4.3</b>	<b>Sonstige Einflüsse auf den Besamungserfolg</b>	<b>105</b>
4.3.1	Besamungsstation	105
4.3.2	Jahreszeit	106
4.3.3	Besamungsdosis und Samenverdünnung	107
4.3.4	Samenversand und Stationsbesamung	107
<b>4.4</b>	<b>Empfehlungen für die Praxis</b>	<b>108</b>
4.4.1	Stutenmanagement	108
4.4.2	Hengstmanagement	109
<b>5</b>	<b>Zusammenfassung</b>	<b>110</b>
<b>6</b>	<b>Abstract</b>	<b>113</b>
<b>7</b>	<b>Literaturverzeichnis</b>	<b>116</b>
<b>8</b>	<b>Anhang</b>	<b>121</b>
	<b>Danksagung</b>	
	<b>Lebenslauf</b>	

## Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung
Aqua bidest.	zweifach destilliertes Wasser
Art.	Artikel
BayTierZV	Bayerische Tierzuchtverordnung
Bes.	Besamung
bzw.	beziehungsweise
CEM	Contagious equine metritis
eCG	equines Choriongonadotropin
EHV	equines Herpesvirus
et al.	und andere
FN	Deutsche Reiterliche Vereinigung
FSH	Follikel-stimulierendes Hormon
g	Erdbeschleunigung
ges.	gesamt
GnRH	Gonadotropin-Releasinghormon
GSZ	Gesamtspermienzahl
hCG	humanes Choriongonadotropin
i.m.	intramuskulär
i.v.	intravenös
incl.	inklusive
KB	Künstliche Besamung
KM	Körpermasse
LH	Luteinisierungshormon
p.appl.	post Applikation
PGF <sub>2α</sub>	Prostaglandin F <sub>2α</sub>
PGFM	Prostaglandin F <sub>2α</sub> Metabolit
PMSG	Pregnant Mare Serum Gonadotropin
Rosseper.	Rosseperiode
s.c.	subkutan
Sp.	Spermien
TG	Tiefgefriersamen
TierZG	Tierzuchtgesetz
U/min	Umdrehungen pro Minute
usw.	und so weiter
Verd.	Verdünner
vorwärtsb.	vorwärtsbeweglich(e)
ZNS	zentrales Nervensystem

**Abbildungsverzeichnis**

<b>Abb. Nr.</b>		<b>Seite</b>
1	Entwicklung der künstlichen Besamung innerhalb der Warmblutbedeckungen im Zeitraum von 1988 bis 1998 in Deutschland	11
2	Schematische Darstellung des Geschlechtsapparates der Stute	13
3	Graphische Zusammenfassung der peripheren Blutplasmakonzentrationen von FSH, LH, Progesteron, Östradiol-17 $\beta$ und PGFM und des ovariellen Zyklus bei der Stute während des Rossezyklus	16
4	Schematische Darstellung des Geschlechtsapparates des Hengstes	26
5	Follikelkontrolle mit Ultraschalluntersuchung (Foto)	36
6	Insemination einer Stute (Foto)	38
7	Stimulierung eines Hengstes (Foto)	40
8	Samenabnahme auf dem Phantom (Foto)	40
9	Künstliche Scheide (Foto)	41
10	Relative Verteilung der Stuten auf die Hengste	57
11	Hengstvergleich hinsichtlich Anzahl besamter Stuten und Anzahl Rosseperioden in denen eine Besamung stattfand	58
12	Anzahl Absamungen und Anzahl Besamungen im Hengstvergleich	59
13	Jahresverteilung der besamten Stuten untergliedert nach Rosseperioden	60
14	Prozentanteile der Rosseperioden innerhalb der Monate	60
15	Einstufung der Geschlechtslust im Hengstvergleich	62
16	Anzahl der Aufsprünge pro Ejakulat im Hengstvergleich	63
17	Samenvolumen der Ejakulate im Hengstvergleich	64
18	Schleimvolumen der Ejakulate im Hengstvergleich	65
19	Samendichte der Ejakulate im Hengstvergleich	66
20	Motilität (Vorwärtsbeweglichkeit) der Spermien im Hengstvergleich	67
21	Gesamtspermienzahl der Ejakulate im Hengstvergleich	68
22	Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat im Hengstvergleich	69
23	Anzahl der Besamungen pro Ejakulat im Hengstvergleich	70

<b>Abb. Nr.</b>	<b>Seite</b>	
24	Anzahl der Rosseperioden im Hengstvergleich, in denen eine Stute besamt wurde	71
25	Anzahl der Besamungen pro Rosseperiode	72
26	Prozentuale Verteilung der unterschiedlichen Ejakulatvolumina	73
27	Zusammenhang zwischen Volumen und Dichte der Ejakulate	74
28	Zusammenhang zwischen Ejakulatvolumen und Spermienmotilität	75
29	Zusammenhang zwischen Ejakulatvolumen und Gesamtspermienzahl	76
30	Zusammenhang zwischen Ejakulatvolumen und Besamungsportionen	77
31	Zusammenhang zwischen Ejakulat- und Schleimvolumen	78
32	Zusammenhang zwischen Gesamtspermienzahl und Dichte im Ejakulat	79
33	Zusammenhang zwischen Verdünnerzugabe und Spermienmotilität	80
34	Trächtigkeits- und Abfohlrate im Hengstvergleich	81
35	Einfluss der Geschlechtslust auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	82
36	Einfluss der benötigten Aufsprünge auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	83
37	Einfluss der Spermienmotilität auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	84
38	Einfluss der Besamungsportionen pro Ejakulat auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	85
39	Einfluss der Jahreszeit auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	86
40	Einfluss der Rosseperiode auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	87
41	Einfluss des Stutenalters auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	88
42	Einfluss der Verdünnerzugabe auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	89
43	Einfluss des Samenversands auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	90
44	Einfluss der Besamungshäufigkeit auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	91
45	Einfluss der Follikelkontrolle auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate	92
46	Einfluss der Jahreszeit auf die Abort- und Totgeburtrate	93
47	Einfluss der Trächtigkeitsuntersuchung auf die Abort- und Totgeburtrate	94
48	Hengsteinflüsse auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen	95

<b>Abb. Nr.</b>		<b>Seite</b>
49	Einfluss der Spermienmotilität auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen	96
50	Einfluss von Versand- und Stationsbesamung auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen	97
51	Einfluss der Jahreszeit, in der die Stuten besamt wurden, auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen	98

**Tabellenverzeichnis**

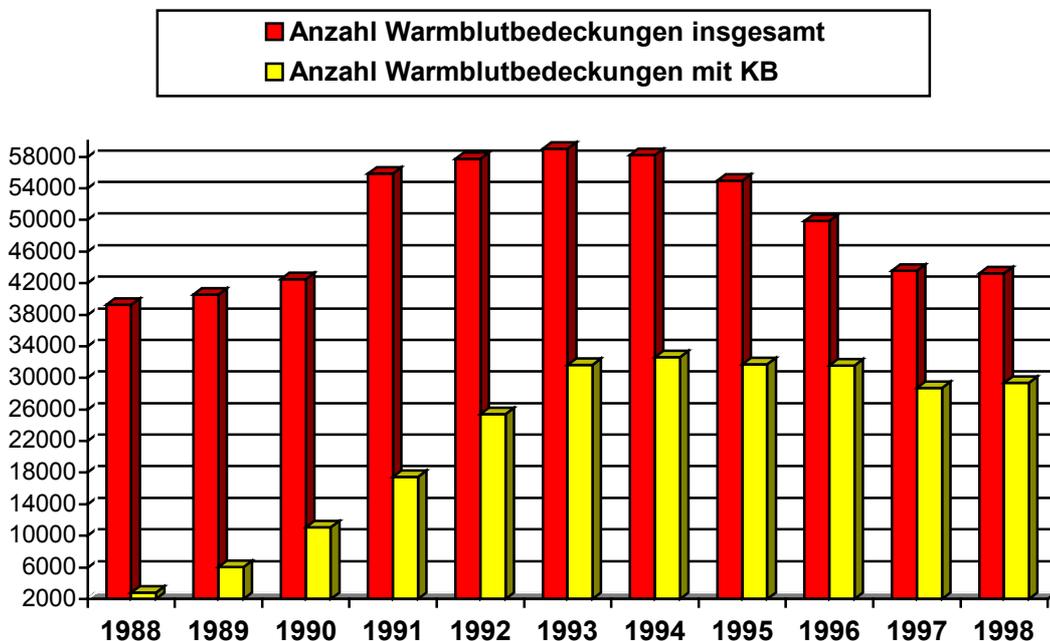
<b>Tabelle Nr.</b>		<b>Seite</b>
1	Impfschema für Pferde gegen Stutenabort und Rhinopneumonitis	21
2	Entwicklung der Warmblutbedeckungen in den Jahren 1988-1998	30
3	Normalwerte von Hengstsperma	43
4	Mindestanforderungen für Hengstsperma für die künstliche Besamung	44
5	Alter, Farbe und Vollblutanteil der Hengste	53
6	Stuten und Fohlen pro Hengst	53
7	Stutenanzahl, Anzahl aller Einzelbesamungen und Mittelwert der Besamungen pro Rosseperiode im Hengstvergleich	72
8	Besamungen pro Rosse im Vergleich zwischen Versand- und Stationsbesamung mit Bezug zum Besamungserfolg	97
9	Erforderliche Rosseperioden zur erfolgreichen Besamung von 265 Stuten	99

## Einleitung

- *Problemstellung:*

Die künstliche Besamung hat sich trotz hartnäckiger Gegner aus Züchterkreisen nun auch in der deutschen Reitpferdezucht fest etabliert (siehe Abb. 1). Vor allem stark gefragte Deckhengste sind fast nur noch in der künstlichen Besamung zu haben. Auch bei anderen Pferderassen, z.B. Arabisches Vollblut, Friesse, Haflinger, Kaltblut, Pony, Paint, usw., gibt es immer mehr Hengste, die in der künstlichen Besamung eingesetzt werden.

Lediglich beim englischen Vollblut ist die künstliche Besamung bis heute nicht zugelassen, da sich sonst alle Stuten auf nur wenige Hengste mit hervorragender Rennleistung verteilen würden, und es dadurch zu einer sehr starken Zunahme der Inzucht in der vergleichsweise kleinen Vollblutpopulation kommen könnte.



**Abb. 1:** *Entwicklung der künstlichen Besamung (KB) innerhalb der Warmblutbedeckungen von 1988 bis 1998 in Deutschland (Quelle: Deutsche Reiterliche Vereinigung (FN), Jahresberichte 1988–1998)*

Für den Pferdezüchter gibt es eine Vielzahl von Gründen, die eine instrumentelle Samenübertragung gegenüber dem Natursprung interessant werden lassen. Die Ausbreitung von Deckseuchen und die Übertragung von Infektionskrankheiten wird deutlich verringert oder sogar verhindert. Außerdem entfällt das Verletzungsrisiko für den Hengst und die Stute beim Deckakt. Einem Hengst können mehr Stuten als im Natursprung zugeführt werden. Dadurch können auch stark frequentierte Hengste einer großen Nachfrage entsprechen. Ferner besteht die Möglichkeit, leistungsstarke Hengste während der Decksaison im Turniersport einzusetzen. Den Stuten und besonders den Fohlen bei Fuß kann der Transport zum Hengst erspart werden und durch den Samenversand können auch weiter entfernte Hengste für eine Stute ausgewählt werden.

Obwohl die Vorteile nicht von der Hand zu weisen sind, gibt es nach wie vor Gegner der künstlichen Besamung, die weiterhin den Natursprung vorziehen. Sie lehnen die künstliche Besamung beim Pferd immer noch vehement ab. Durch die künstliche Besamung verändert sich ihrer Meinung nach das Sexualverhalten. Die Stuten würden nach einiger Zeit nur noch stille Rossen aufweisen, die nicht mehr eindeutig zu erkennen sind. In bestimmten Rosseperioden sind die Rossesymptome abhängig von der Anwesenheit eines Hengstes (Busch et al. , 1991). Bei der künstlichen Besamung wird ein Probierhengst benötigt (Oeppert, 1993). Wegen der fehlenden Stimulation soll die Resorptions- und Abortrate der Stuten erhöht sein. Eine Ursache für Trächtigkeitsstörungen ist die verminderte Spermienqualität bei der künstlichen Besamung (Wintzer, 1997).

- *Zielsetzung:*

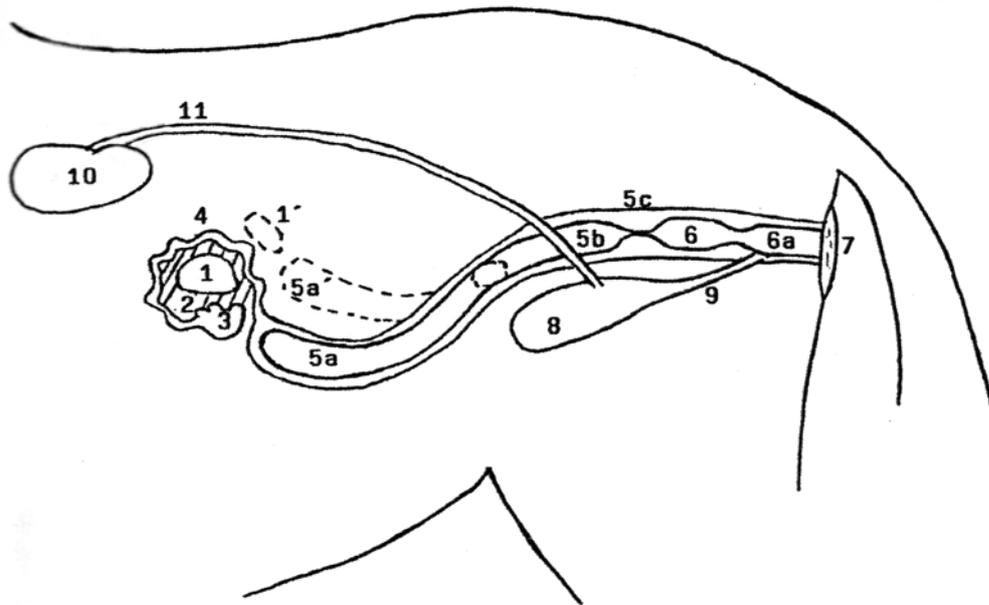
Ziel dieser Arbeit ist es, den Einsatz der künstlichen Besamung in der Praxis zu untersuchen. Durch die konsequente Aufzeichnung aller Daten, die an einer privaten Besamungsstation für Pferde gemacht werden konnte, sollen Erkenntnisse über die Fertilität bei Pferden in der künstlichen Besamung unter Praxisbedingungen gewonnen werden. Dabei soll schwerpunktmäßig untersucht werden, welche Einflussfaktoren (z.B. Besamungszeitpunkt, Jahreszeit, Follikelkontrolle, Libido, Samenqualität, Trächtigkeitsuntersuchungen, Gestütsmanagement usw.) in der Praxis einen nachweislichen Einfluss auf den Erfolg der künstlichen Besamung haben und wo praktische Ansatzmöglichkeiten zur Verbesserung des Besamungserfolges bestehen.

## 1 Stand des Wissens

### 1.1 Zuchtstuten

#### 1.1.1 Anatomie der Geschlechtsorgane

Die Fortpflanzungsorgane der Stute bestehen aus zwei Eierstöcken (Ovarien), den zwei Eileitern (Tuba uterina), der Gebärmutter (Uterus), der Scheide (Vagina) und der Scham (Vulva) (Nickel et al., 1987).



**Abb. 2: Schematische Darstellung des Geschlechtsapparates der Stute (Seitenansicht von links)**

1 linker Eierstock; 1' rechter Eierstock; 2 Eierstockstasche; 3 trichterförmige Öffnung des Eileiters; 4 Eileiter; 5 Gebärmutter: 5a linkes Horn, 5a' rechtes Horn, 5b Körper, 5c Hals; 6 Scheide: 6a Scheidenvorhof (Vestibulum); 7 Scham mit Kitzler (Klitoris, wird von den Schamlippen bedeckt); 8 Harnblase; 9 Harnröhre; 10 linke Niere; 11 linker Harnleiter (nach Waibl, 1994)

Die Ovarien der Stute sind ungefähr bohnenförmig und durchschnittlich 5 bis 8 cm lang und haben 2 bis 4 cm Durchmesser. Ihre Größe schwankt individuell und bei der gleichen Stute auch zu bestimmten Jahreszeiten. Als Besonderheit bei den Einhufern (Equiden) ist der größte Teil der Oberfläche von Bauchfell (Peritoneum) überzogen, während die das Keimepithel tragende Ovulationsfläche in die Tiefe einer Grube verlegt ist. In das Keimepithel sind verschieden große, flüssigkeitsgefüllte Blasen, die Follikel, eingebettet. In diesen befinden sich die schon während der Embryonalphase gebildeten Eizellen (Nickel et al., 1987).

Nur ein Bruchteil der Follikel wird nach Eintritt der Geschlechtsreife bis zum Verlust der Fortpflanzungsfähigkeit unter der Einwirkung von Hormonen in bestimmten Zeitabständen (ovarieller Zyklus) in einen Wachstums- und Reifeprozess einbezogen, dessen Endprodukt

der sprungreife Brunstfollikel (Graafscher Follikel) ist, der beim Pferd eine Größe von mehreren Zentimetern besitzt (Nickel et al., 1987). Sprungreife Follikel sind in der Regel zwischen 30 mm bis maximal 58 mm im Durchmesser und haben eine weiche, fluktuierende Konsistenz (Ginther, 1979 a).

Beim Eisprung (Ovulation), der meist am letzten Tag der Rosse stattfindet (Wintzer, 1997), wird die Oberfläche des Brunstfollikels an einer prädisponierten Stelle enzymatisch eröffnet, und der Inhalt läuft aus. Über die trichterförmige Öffnung des Eileiters gelangt die Eizelle in den Eileiter (Tuba uterina), wo es nun zur Befruchtung kommen kann. Wenn die Eizelle nicht befruchtet wird, verbleibt sie im Eileiter und wird dort resorbiert, ansonsten beginnt sie die Wanderung zum Uterus. Während dieser Wanderung finden bereits die ersten Reifeteilungen statt. Im Uterus angekommen, nistet sich die Eizelle in die durch Progesteron vorbereitete, stark proliferierende Uterusschleimhaut ein, und es kommt zur Ausbildung der Trächtigkeit (Gravidität) (Nickel et al., 1987).

An der Stelle des geplatzten Follikels bildet sich zunächst ein Blutgerinnsel, aus dem sich durch Einwanderung spezieller Zellen der Gelbkörper (Corpus luteum) bildet, der das Hormon Progesteron produziert (Nickel et al., 1987). Er bleibt während der Gravidität bestehen oder bildet sich nach Ausbleiben der Befruchtung innerhalb der nächsten 2 bis 3 Wochen unter der Einwirkung von Prostaglandin  $F_{2\alpha}$  zurück (Busch et al., 1991).

### 1.1.2 Geschlechtszyklus

Die Stute ist ein saisonal polyöstrisches Tier, das heißt, innerhalb einer gewissen Zeitspanne (Saison) durchläuft sie mehrere Brunstzyklen, die im Durchschnitt 21 bis 22 Tage dauern (Merkt, 1970; Ginther, 1979 a). Der Sexualzyklus der Stute unterliegt jahreszeitlichen Einflüssen (Hughes et al. 1972; Ginther, 1979 b).

#### 1) komplette Zyklusruhe

Bei den meisten Stuten kommt es während der Wintermonate (November bis Januar) zur kompletten Zyklusruhe (Anöstrus). In dieser Zeit zeigt die Stute keine Anzeichen einer Rosse, die Ovarien sind sehr klein, von derber Beschaffenheit und zeigen bei der Ultraschalluntersuchung weder Follikel noch Gelbkörper (Busch et al. 1991; Medl, 1993).

#### 2) Übergangsphase zur Decksaison

In dieser Phase (Februar bis April) zeigt die Stute langandauernde bzw. unregelmäßige Rossen mit unklaren Brunstsymptomen (Medl, 1993).

#### 3) Decksaison

In der Decksaison (Mai bis September) sind Zyklus- und Rossedauer weitgehend konstant und die Rossesymptome deutlich ausgeprägt (Merkt, 1970; Medl, 1993).

#### 4) Übergangsphase zur Anzyklie

Die Zyklen in dieser Zeit (Oktober bis Dezember) werden unregelmäßiger und vereinzelte Rossen laufen ohne Eisprung (Ovulation) ab, bis wieder die vollständige Zyklusruhe eintritt (Medl, 1993).

Der Brunstzyklus besteht aus zwei unterschiedlichen Zeitabschnitten, dem Diöstrus (Lutealphase) und dem Östrus (Follikelphase) (Busch et al., 1991; Rossdale, 1994). Der Östrus (die Rosse) ist im Durchschnitt ca. 5 (3 bis 9) Tage lang. Der Höhepunkt der Rosse ist meistens der 4. Tag nach Rossebeginn. Lange Rossen treten häufig zu Beginn des Jahres

auf. Bei kurzen Rosseperioden konzipieren die Stuten besser (Haring und Miesner, 1992). In dieser Zeit zeigt die Stute Rosse Symptome, deren Ausprägung oft von der Anwesenheit eines Hengstes abhängt (Busch et al., 1991).

#### 1) Äußere Rossezeichen:

- Schwellung der Vulva mit Schleimabsonderung
- Duldung der Annäherung des Hengstes („Stehen“)
- Anheben des Schweifes
- Rhythmisches Öffnen des ventralen Schamwinkels mit Aufrichten der Klitoris („Blitzen“)
- Absetzen von kleinen Harnmengen und Schleimausfluss im Scheidenbereich („Schleimen“)

#### 2) Innere Rossezeichen:

- gerötete Schleimhäute der Vulva und des Vestibulums
- starke Schleimbildung im Scheidenbereich
- Follikelanbildung (durch rektale Kontrolle festzustellen)

(Haring und Miesner, 1992; Medl, 1993; Rossdale, 1994)

Im Diöstrus (dem Zeitabschnitt zwischen zwei Rossen) zeigt die Stute keinerlei Rossezeichen (Rahlke, 1994; Rossdale, 1994).

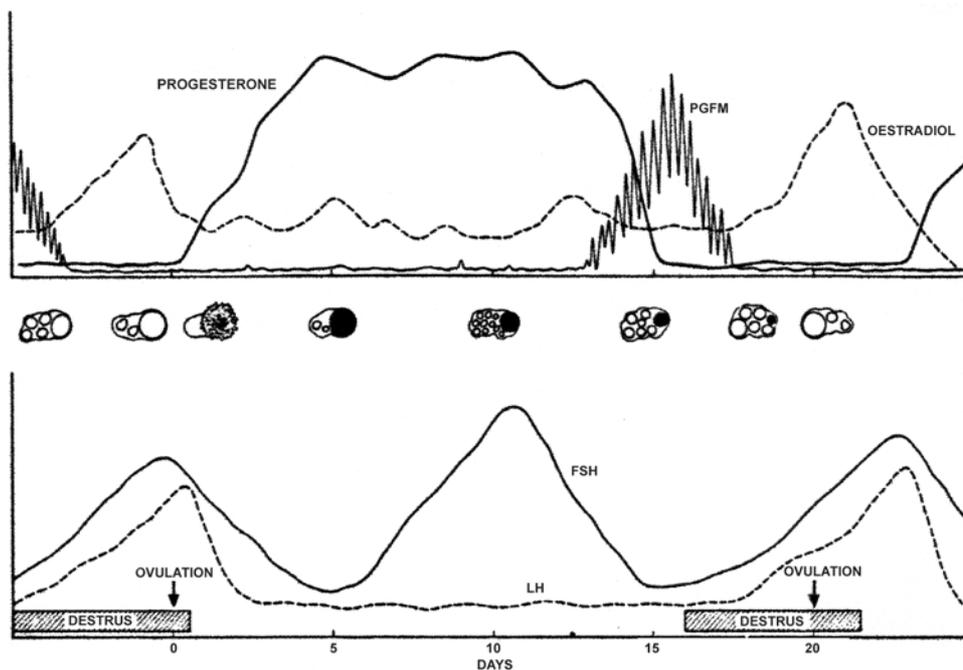
### **1.1.2.1 Hormonelle Steuerung der Sexualfunktionen**

Durch die verlängerte Tageslichtdauer kommt es zu einer verstärkten Lichteinwirkung auf die Netzhaut (Retina). Die entstehenden Nervenreize gelangen über den Retino-hypothalamischen Trakt und das Ganglion fenae cervicale zum Großhirn und zur Epiphyse. In der Epiphyse wird dadurch die Bildung des Melatonins unterdrückt, dessen Synthese bei Dunkelheit abläuft. Melatonin indes hat einen negativen Einfluss auf die Ausschüttung des Gonadotropin-Releasingshormons (GnRH) aus dem Hypothalamus, das die Synthese und Ausschüttung der beiden Gonadotropine LH (Luteinisierungshormon) und FSH (Follikelstimulierendes Hormon) in dem Hypophysenvorderlappen bewirkt (Ginther, 1979 a; Palmer et al., 1982;).

Die Gonadotropine (LH und FSH) haben eine direkte Wirkung auf die Geschlechtsdrüsen. Vor und nach dem Zeitpunkt des Östrus ist FSH nicht nur lange in erhöhter Konzentration nachzuweisen, sondern zeigt im Zyklusverlauf zwei Konzentrationsmaxima, nämlich kurz nach der Ovulation und ca. um den 12. Tag des Zyklus (Evans und Irvine, 1977). FSH stimuliert am Ovar die Reifung des Graafschen Follikels (Ginther, 1979 a). Dieser bildet vermehrt Östrogene (Östradiol-17 $\beta$ ), die neben den äußeren und inneren Brunstsymptomen eine Proliferation der Gebärmutter Schleimhaut (Endometrium) bewirken. Östradiol bereitet zusammen mit dem Progesteron aus dem Gelbkörper die Gebärmutter Schleimhaut auf eine eventuelle Implantation vor (Ginther, 1979 a). Weiterhin erhöht Östradiol die LH-Freisetzung (Pantke, 1990). Die LH-Konzentration beginnt vor dem Ovulationszeitpunkt zu steigen, erreicht ihren Höhepunkt 24 Stunden nach der Ovulation und fällt dann langsam auf den Ausgangspunkt zurück (Daels und Hughes, 1992). Durch LH kommt es zur Endreifung des durch FSH vorbereiteten Brunstfollikels (Leidl et al., 1978). In der Ovulationsgrube beginnt sich durch Zelleinsprossung das Corpus luteum zu entwickeln. In diesem wird das

Progesteron gebildet, welches das schon proliferierende Endometrium auf die Implantation der befruchteten Eizelle vorbereitet. Progesteron hat eine hemmende Wirkung (neg. Feedback) auf die LH- und FSH-Sekretion und verhindert dadurch eine weitere Ovulation (Merkel und Klug, 1979). Wichtig ist dies im Falle einer Trächtigkeit, bei dem das Corpus luteum durch die Progesteronabgabe die Gravidität schützt (Schwangerschaftsschutz-hormon). Ab dem 40. bis 60. Tag wird es von den funktionstüchtigen, sekundären Corpora lutea abgelöst, die sich im Laufe der Trächtigkeit zurückbilden. Erst ab dem 4. Trächtigungsmonat übernimmt das Endometrium diese Funktion allein (Allen, 1974).

Wenn keine Embryonenimplantation erfolgt, beginnt das Endometrium  $PGF_{2\alpha}$  zu bilden, das am Ovar die Luteolyse des Gelbkörpers bewirkt. Durch die sinkenden Progesteronwerte wird vermehrt FSH aus dem Hypophysenvorderlappen freigesetzt und ein neuer Follikel kann heranreifen (Leidl et al., 1978).



**Abb. 3:** *Graphische Zusammenfassung der peripheren Blutplasmakonzentrationen von FSH, LH, Progesteron, Östradiol-17 $\beta$  und PGFM (einem Metaboliten von Prostaglandin  $F_{2\alpha}$ ) und des ovariellen Zyklus (Follikel: weiß; Corpus luteum: schwarz) bei der Stute während des Rosseyklus (Allen und Cooper, 1992)*

### 1.1.2.2 Äußere Einflüsse auf die Sexualfunktionen

Der UV-Anteil des Sonnenlichts ist ein wesentlicher Faktor für die Zyklusinduktion. Daher ist es wichtig, dass Zuchtstuten auch im Winter regelmäßigen Weidegang bzw. Auslaufmöglichkeiten im Freien erhalten. Weidegang wirkt sich vor allem zu Beginn der Rosseperiode positiv auf das Zyklusgeschehen aus (Palmer et al., 1982).

Auch die Ernährung hat Auswirkungen auf die Sexualfunktionen der Stute. Sowohl Stuten in schlechtem Ernährungszustand als auch adipöse Stuten haben oft Probleme beim Konzipieren. Daher ist es wichtig, den Ernährungszustand vor der Besamungsperiode zu optimieren (Oeppert, 1993).

Die Eierstockstätigkeit kann drei bis vier Wochen vor dem Belegungsstermin durch tägliche Kraffutterzugabe von 1 bis 2 kg, kombiniert mit  $\beta$ -Carotin-Gaben angeregt werden (Flushing-Effekt). Diese Ernährung wird während der Frühträchtigkeit beibehalten (Lutz, 1992).

Auch eine optimale Versorgung mit Vitaminen (wichtig ist vor allem  $\beta$ -Carotin), Mineralstoffen und Spurenelementen wirkt sich positiv aus. Daher ist auf eine richtige Futterzusammenstellung zu achten, um eine Fehl- oder Mangelernährung zu verhindern (Lutz, 1992; Oepfert, 1993).

Der Kontakt mit einem Geschlechtspartner trägt ebenfalls zur psychischen Stimulation der Stute bei (Medl, 1993; Oepfert, 1993).

### 1.1.2.3 Hormoneinsatz zur Beeinflussung der Sexualfunktionen

Bei Stuten, die ein unregelmäßiges Rossegeschehen haben oder bei denen der Ovulationszeitpunkt schlecht zu bestimmen ist, kann eine Hormonbehandlung angebracht sein. Nachfolgend werden die am häufigsten verwendeten Hormone und ihre Anwendung beschrieben (nach Löscher et al., 1994; Wintzer, 1997).

#### 1) Prostaglandin (PGF<sub>2 $\alpha$</sub> ) oder Analoga

- Präparate: PGF<sub>2 $\alpha$</sub>  (*Dinolytic*<sup>®</sup>; Vertrieb: Upjohn, Erlangen)  
PGF<sub>2 $\alpha$</sub> -Analoga: Luprostiol (*Pronilen*<sup>®</sup>; Vertrieb: Intervet, Unterschleißheim)  
Tiaprost (*Iliren*<sup>®</sup>; Vertrieb: Intervet, Unterschleißheim)
- Indikation: Rosseinduktion bei persistierendem Gelbkörper
- Anwendung: Injektion i.m., s.c.  
Rosse nach 2 bis 4 Tagen; Ovulation nach 8 bis 10 Tagen
- Dosierung: *Dinolytic*<sup>®</sup>: 0,01 mg/kg/KM (Körpermasse)  
*Pronilen*<sup>®</sup>: 1 ml (enthält 7,5 mg Luprostiol)/Tier  
*Iliren*<sup>®</sup>: 1 bis 2 mg/kg/KM

#### 2) Gonadotropin-Releasinghormon (GnRH) oder Analoga

- Präparat: GnRH-Analog: Buserelin (*Receptal*<sup>®</sup>; Vertrieb: Intervet, Unterschleißheim)
- Indikation: Ovulationsinduktion bei Follikelzysten und Azyklie
- Anwendung: Injektion i.m., i.v., s.c.  
Ovulationsinduktion: 24 Stunden p.appl. erfolgt Ovulation, falls keine Gelbkörperfunktion vorliegt  
Follikelzysten: 8 bis 10 Tage p.appl. Erfolgskontrolle, eventuell Wiederholung nötig  
Azyklie: 10 bis 12 Tage p.appl. Erfolgskontrolle, eventuell Wiederholung nötig
- Dosierung: 10 ml (entspricht 0,04 mg Buserelin)/Tier

#### 3) Luteinisierungshormon (LH)

- Präparat: da kein LH-Präparat zur Behandlung vorliegt, wird humanes Choriongonadotropin (hCG) mit LH-Wirkung eingesetzt (*Choriolutin*<sup>®</sup>; Vertrieb: Albrecht, Aulendorf)

- Indikation: Ovulationsinduktion und -terminierung, Follikel-Theka-Zysten,
- Anwendung: Injektion i.m., i.v.  
Follikel muss mind. 50 mm groß sein,  
Ovulation nach 24 bis 36 Stunden
- Dosierung: einmalig 2500 bis 3000 I.E./Tier

#### 4) Progesteron

- Präparat: synthetisches Gestagen Chlormadinonacetat (*Gestafortin*®; Vertrieb: Bayer Vital, Leverkusen)
- Indikation: Rosseinduktion bei symptomloser Sterilität und Nymphomanie
- Anwendung: a) Injektion i.m. danach orale Gabe über 10 Tage  
4 bis 8 Tage nach Beendigung der Behandlung werden 60 % der Stuten rossig, Verbesserung des Therapieerfolges durch zusätzliche Gabe von PGF<sub>2a</sub> im Anschluss an die Gestagentherapie, 2 Tage später 2 bis 4 GnRH-Injektionen im 6-stündigen Abstand (siehe oben)  
b) orale Gabe über 17 bis 20 Tage
- Dosierung: Injektion: 50 bis 100 mg/Tier  
oral: 10 bis 20 mg/Tier (0,02 mg/kg/KM)
- Präparat: Progesteron (*Progesteron-I.B.V*®; Vertrieb: Albrecht, Aulendorf)
- Indikation: Rosseinduktion bei Follikelzysten, Follikelpersistenz, Nymphomanie
- Anwendung: Injektion i.m., s.c.
- Dosierung: Follikelpersistenz: 3 – 10 ml  
Nymphomanie: 10 – 15 ml

### 1.1.3 Follikelkontrolle

Die Follikelkontrolle kann auf zwei Arten erfolgen. Entweder mit der rektalen Methode, bei der die Ovarien vorsichtig mit den Fingern abgetastet werden, oder mit der Ultraschalluntersuchung, bei der mit einem rektal eingeführten Ultraschallkopf die Eierstöcke auf einem Bildschirm sichtbar gemacht werden können. Heutzutage wird vor allem die Ultraschallmethode angewendet, weil die Untersuchungsergebnisse in der Regel genauer und zuverlässiger sind. Wichtige Erkenntnisse aus der Ultraschalluntersuchung sind die Feststellung von Ovulationszeitpunkt, Doppelovulationen, Flüssigkeitsansammlungen in der Gebärmutter und Endometriumszysten (Medl, 1993). In der Kombination mit der rektalen Untersuchung ermöglicht die Ultraschalluntersuchung eine zu 91 % gesicherte Vorhersage der Ovulation (Will, 1988).

Stuten sollten nicht nur aufgrund der äußeren Rossesymptome besamt werden, da auf diese Weise nur selten der optimale Inseminationszeitpunkt getroffen wird. Die Bestimmung dieses Zeitpunktes ist nur durch die Kenntnis der inneren Rossesymptome an den inneren Geschlechtsorganen möglich (Rahlke, 1994).

Eine absolut zuverlässige Voraussage des Ovulationszeitpunktes über mehrere Tage ist nicht möglich. Aus diesem Grund empfiehlt es sich, die Stute mehrmals kontrollieren zu lassen und sobald der Follikel genügend reif erscheint, die Ovulationsbereitschaft der Stute mit Hilfe eines Probihhengstes zu ermitteln (Oepfert, 1993).

Zeichen für eine bevorstehende Ovulation sind Größenzunahme (55 bis 58 mm) und Form-

Veränderungen am Follikel (er wird unregelmäßig). Eine Ovulation ist sonographisch daran zu erkennen, dass ein kurz zuvor beobachteter Follikel nicht mehr sichtbar ist (Kähn, 1991).

#### 1.1.4 Fortpflanzungsstörungen

Genitalinfektionen beeinflussen entscheidend die Fruchtbarkeit der Stute. Als Erreger kommen Bakterien, Viren, Protozoen und Pilze in Frage. Im Anschluss werden die wichtigsten Krankheitserreger, ihre Symptomatik und ihre Therapie vorgestellt (nach Rolle und Mayr, 1993).

##### 1.1.4.1 Bakterien als Krankheitserreger

###### Erreger: Tayorella equigenitalis (Haemophilus-ähnlich)

- primär pathogen
- hochinfektiös
- Ansteckung: - Deckakt
- Schmierinfektion durch mangelnde Deckhygiene
- Symptome:
  - Stuten: - CEM (Contagious equine metritis)
  - schleimig-eitriger Ausfluss
  - Endometritis, Vaginitis, Cervicitis
  - verlängerte Rosse, Umrossen
  - Hengste: - symptomlos
- Therapie:
  - Stuten : - gründliche Reinigung und Desinfektion der Vulva und der Klitorisfurche
  - Chlorhexinapplikation intravaginal und intrauterin
  - Antibiotikatherapie intrauterin, parenteral  
(nach Resistenztest; z.B. Benzylpenicillin, Ampicillin)
  - Hengste: - sorgfältige Reinigung von Penis und Präputium mit 1% Chlorhexinlösung
  - danach über Einreiben von Nitrofurazonsalbe an 4 aufeinanderfolgenden Tagen (bzw. 3 mal im Abstand von 2 bis 3 Tagen)
- Prognose: - günstig

###### Erreger: Streptococcus equi (subsp. zooepidemicus)

- bedingt pathogen
- Ansteckung: - Deckakt
- Symptome:
  - Stuten: - bei 50 % symptomlos
  - milchig-weißer, schleimiger Ausfluss (mit Flockenbeimengungen)
  - Cervicitis, eitrige Endometritis
  - Fruchtbarkeitsstörungen
  - Aborte
  - Erreger der Fohlenlähme

- Therapie: - Antibiotikatherapie lokal und systemisch  
(nach Resistenztest; z.B. Langzeitpenicilline wie Tardomyocel<sup>®</sup>;  
Vertrieb: Bayer Vital, Leverkusen)  
- desinfizierende Uterusspülungen (z.B. 2 %-ige Jodlösung)  
- Prophylaxe: Zervixtupferproben
- Prognose: - günstig

Erreger: Klebsiella aerogenes

- Keim gehört zur Normalflora der Scheide;
  - bei Resistenzminderung kommt es zur Massenbesiedlung
- Ansteckung: - Deckakt (Hengst als Überträger ohne Symptome)
- Symptome:
- Stuten: - gelbbrauner schleimiger Ausfluss  
- Schleimhautentzündungen  
- Fruchtbarkeitsstörungen, Umrossen  
- eventuell Abort
- Hengste: - meist symptomlos
- Therapie:
- Stuten: - Antibiotikatherapie  
(nach Resistenztest; z.B. Tetracycline, Erythromycin)
- Hengste: - desinfizierende Spülungen (z.B. 2 %-ige Jodlösung)
- Prognose: - günstig

Erreger: Escherichia coli

- fakultativ pathogen (Darmbakterium)
- Ansteckung: - Faktorenkrankheit  
- Kontakt
- Symptome: - chronische Endometritis
- Therapie: - Immunsystem stärken  
- Antibiotikatherapie (nach Resistenztest; z.B. Streptomycin, Ampicillin,  
Gentamicin)
- Prognose: - vorsichtig

Erreger: Pseudomonas aeruginosa

- fakultativ pathogen (Sekundär- bzw. Mischerreger)
  - Infektionen treten oft nach Antibiotika-Langzeitbehandlungen auf, da der Erreger eine hohe Antibiotikaresistenz aufweist
- Ansteckung: - Deckakt  
- Mensch, Abwasser
- Symptome: - in der Regel symptomlos  
- lokale Infektionen verlaufen chronisch, schleichend  
- generalisierte Infektionen verlaufen septikämisch und führen zum Tod

- Therapie: - Antibiotikatherapie intrauterin, intravaginal  
(nach Resistenztest; z.B. Gentamicin, Polymycin)
- Prognose: - günstig bis zweifelhaft

Erreger: Staphylococcus aureus

- fakultativ pathogener Sekundärkeim
- Ansteckung: - direkter Kontakt, Schmierinfektion
- Symptome: - eitrige Endometritis
- Therapie: - Antibiotikatherapie intrauterin, intravaginal  
(nach Resistenztest; z.B. Penicillin, Cloxacillin, Oxacillin, Sulfonamide)  
- desinfizierende Spülungen (z.B. 1 %-ige Jodlösung)
- Prognose: - günstig

#### 1.1.4.2 Viren als Krankheitserreger

Erreger: Equines Herpesvirus 1 (EHV-1)

- hochkontagiös
- Ansteckung: - direkter Kontakt, Deckakt  
- Tröpfcheninfektion
- Symptome: - Inkubationszeit 3 Wochen bis 4 Monate  
- Abort zwischen dem 7. und 10. Trächtigkeitmonat  
- eventuell Rhinopneumonitis und ZNS-Störungen
- Therapie: - Impfprophylaxe mit Lebendvakzinen, monovalent (Leb-M)  
(z.B. Prevaccinol<sup>®</sup>; Vertrieb: Intervet, Unterschleißheim)  
- Impfprophylaxe mit Kombinationsvakzinen mit inaktiver  
EHV-Komponente (In-K) (z.B. Resequin<sup>®</sup>; Vertrieb: Intervet,  
Unterschleißheim, Cavallon<sup>®</sup>; Vertrieb: Rhone Merieux, Laupheim)  
- alle Tiere im Bestand müssen immunisiert werden
- Prognose: - günstig

**Tabelle 1: Impfschema für Pferde gegen Stutenabort und Rhinopneumonitis  
(aus Rolle und Mayr, 1993)**

	Fohlen	adulte Pferde	trächtige Stuten
Impfstoff	Leb-M oder In-K	Leb-M oder In-K	nur Leb-M
1. Impfung	3./4. Lebensmonat	beliebiger Termin	3./4. Trächtigkeitmonat
2. Impfung	6./7. Lebensmonat	3 bis 4 Monate nach 1. Impfung	7./8. Trächtigkeitmonat
3. Impfung	13./14 Lebensmonat	---	---
Wiederholungs- impfung	im Abstand von 6 Monaten	im Abstand von 6 Monaten	im Abstand von 6 Monaten

Erreger: Equines Herpesvirus Typ 3 (EHV-3)

- Ansteckung: - Deckakt (anzeigepflichtige Deckseuche)
- Symptome: - Koitalexanthem (Bläschenausschlag)  
 - Bläschen, Pusteln und Erosionen der Haut und Schleimhaut des Genitaltraktes von Stute und Hengst  
 - spontane Heilung nach 2 bis 3 Wochen  
 - nach Abheilung besteht nur wenige Monate ein Immunschutz, pigmentlose Flecken bleiben zurück
- Therapie: - Prophylaxe: Decksperre und Ausschluss infizierter Tiere von der Zucht
- Prognose: - günstig

**1.1.4.3 Protozoen als Krankheitserreger**Erreger: Trypanosoma equiperdum

- Ansteckung: - Deckakt
- Symptome: - Dourine (anzeigepflichtige Deckseuche)  
 - die Erkrankung verläuft in 3 Phasen  
 1. Phase: ödematöse, schmerzhafte Schwellung und geschwürige Veränderungen beim Hengst an Penis, Skrotum und Unterhaut, bei der Stute an Vulva und Vulvaumgebung, der Vaginalausfluss ist trüb, rötlich-gelb zuweilen auch eitrig  
 2. Phase: Hautexantheme (Talerflecken), Mattigkeit, Schwäche, Nachhandlähmung  
 3. Phase: schwere ZNS-Störungen, erhöhte Reizempfindlichkeit (Hyperästhesie), übermäßige Schmerzempfindlichkeit (Hyperalgesie), Lähmungen (Paralysen) der Nachhand und Tod
- Therapie: - Decksperre, Kastration und Zuchtausschluss betroffener Tiere  
 - eventuell kann eine Therapie mit Antryciden versucht werden
- Prognose: - vorsichtig

**1.1.4.4 Begünstigende Faktoren für Infektionskrankheiten**

Die natürlichen Barrieren gegen das Eindringen von Erregern in die Genitalien der Stute sind der Verschluss der Schamlippen (Labien), der Zervikalverschluss und die antimikrobielle Schutzfunktion der Schleimhäute. In der Rosse (Östrus) ist die antimikrobielle Funktion der Genitalschleimhäute durch die Östrogeneinwirkung deutlich erhöht und unterdrückt somit die bei der Paarung inokulierten Mikroorganismen (Tillmann, 1973).

Durch einen fehlerhaften Verschluss der Scheide werden Luft sowie Staubpartikel und Keime in den Genitaltrakt eingezogen, dieser Zustand wird Pneumovagina genannt. Als Ursachen dafür sind Geburtsverletzungen, Deckverletzungen, durch häufige Geburten erschlafftes Gewebe und auch angeborene anatomische Fehlstellungen zu nennen. Durch den fehlenden Schutz können Keime eindringen, welche Infektionen verursachen, die dann sogar zur Unfruchtbarkeit führen können. Der Zustand der Pneumovagina kann durch eine

Operation nach Caslick behoben werden, bei dem der obere Teil der Schamlippen durch eine Naht aneinander adaptiert wird oder durch die Methode nach Götze, bei dem auch das Vestibulum vaginae verengt wird (Rossdale, 1994; Wintzer, 1997).

Eine weitere Form von pathologischen Veränderungen des weiblichen Genitales ist die Urovagina. Hier sammelt sich aufgrund eines anatomischen Defekts der Urin auf dem Scheidenboden. Auch in diesem Fall ist das Abwehr-Reaktionsvermögen der Scheide deutlich herabgesetzt bis aufgehoben. Durch eine Urethroplastik kann eine Verbesserung der Situation angestrebt werden (Wintzer, 1997).

#### **1.1.4.5 Genetisch und durch Tumoren bedingte Unfruchtbarkeit**

Durch Chromosomenabweichungen kann es zu einem Fehlen (Aplasie) oder einer Unterentwicklung (Hypoplasie) der Eierstöcke kommen. In der Regel ist auch der Uterus unterentwickelt. Diese ansonsten phänotypisch normalen Stuten fallen durch uninteressiertes Verhalten gegenüber Hengsten und das Fehlen der Rosse auf. Eine Behandlung ist nicht möglich (Wintzer, 1997).

Bei der Stute können die Eierstöcke tumorös entarten. In der Regel handelt es sich um Granulosazelltumore, die mehrere Kilogramm schwer werden können. Das Tumorgewebe kann unterschiedliche Hormone (Östrogene, Progesteron, Androgene) produzieren, was zu einem sehr unterschiedlichen Geschlechtsverhalten führen kann. Die Stuten sind dauerrossig (Nymphomanie), rossen überhaupt nicht mehr, oder nehmen sogar das Verhalten eines Hengstes an. Durch die operative Entfernung des entarteten Eierstocks normalisieren sich in der Regel die Verhaltensstörungen und auch die Zyklusanomalien (Wintzer, 1997).

#### **1.1.5 Prüfung der Zuchttauglichkeit**

Bei jeder Stute, die zur Bedeckung gebracht wird, gilt es zunächst festzustellen, ob die gesundheitlichen Voraussetzungen für den Zuchteinsatz (insbesondere Geschlechts-gesundheit, daneben aber auch Erb- und Allgemeingesundheit) gegeben sind. Wichtig ist hier vor allem die Anamnese über den bisherigen Zuchteinsatz, den Ablauf der letzten Trächtigkeit und der Geburt und bisherige Störungen der Fruchtbarkeit.

Die allgemeine Untersuchung hat extragenitale, erbliche oder erworbene Krankheitszustände zu erfassen, die einer Zuchtverwendung entgegenstehen könnten (Merkt, 1994). Die Untersuchung auf Geschlechts-gesundheit umfasst die Überprüfung des äußeren Brunstverhaltens, die Beurteilung des äußeren Genitales und eine innere Untersuchung bei der der weibliche Geschlechtsapparat rektal, meist mit Hilfe eines Ultraschallgerätes untersucht wird (Wintzer, 1997).

Da der wirtschaftliche Erfolg in hohem Maße von der Fruchtbarkeit der Stute abhängt, fordern Zuchtverbände, Landgestüte und Privathengsthalter für alle Stuten, mit Ausnahme der Maiden- und Fohlenstuten, den Nachweis der Zuchttauglichkeit aus hygienischer Sicht. Hierzu nimmt der Tierarzt eine Tupferprobe (Haring und Miesner, 1992).

Alle güsten Stuten sollen daher einer bakteriologischen Untersuchung unterzogen werden. Es ist zumindest eine Tupferprobe (Cervix- bzw. Uterustupfer) vor der ersten Bedeckung und weitere nach Ermessen des Tierarztes vorzunehmen. Grundsätzlich sollten nur Stuten gedeckt werden, bei denen keine Krankheitserreger festgestellt werden konnten. Da auch

tragende Stuten infiziert sein können, empfiehlt es sich bei diesen ebenfalls einen Abstrich vornehmen zu lassen, wenn der Tierarzt es für nötig befindet. Stuten ohne tierärztliche und mikrobiologische Untersuchung sollten nicht gedeckt bzw. besamt werden (Rossdale, 1994).

### **1.1.6 Trächtigkeit**

Die durchschnittliche Trächtigkeitsdauer der Stute beträgt 335 Tage, wobei erhebliche Schwankungen auftreten können (Wintzer, 1997). Vollblüter tragen in der Regel länger (320 bis 360 Tage), kleinere Rassen etwas kürzer (315 bis 340 Tage) (Rossdale, 1994).

Da Pferde leicht verfohlen, sind größere Anstrengungen, z.B. Turnierteilnahme oder Jagdreiten, mit tragenden Stuten zu vermeiden. Dagegen ist leichte Bewegung bis zum Abfohlen nützlich (Haring und Miesner, 1992).

Während der letzten drei Trächtigkeitsmonate wird von einer hochtragenden Stute gesprochen. Der Fetus nimmt in den letzten beiden Trächtigkeitsmonaten 50 % an Gewicht zu. Daraus ergeben sich in dieser Zeit höhere Anforderungen an die Fütterung der Mutterstuten. So steigt der Bedarf an Calcium und Phosphor ab dem 8. bis zum 10. Trächtigkeitsmonat auf das Doppelte an. Mit der Bildung des Euters sollten etwa 100 mg  $\beta$ -Carotin pro Tag gegeben werden. Dies kann mit guter Anwelksilage, Möhren oder synthetischen  $\beta$ -Carotinträgern erreicht werden (Lutz, 1992).

#### **1.1.6.1 Trächtigkeitsstörungen**

Die embryonale Resorption tritt meist vor dem 60. Trächtigkeitstag auf. Als Ursachen dafür werden unter anderem chromosomale Aberrationen bei der Frucht, Störungen in der Gebärmutterwand, hormonelle Einflüsse, Unterversorgung und die verminderte Qualität der Spermien bei alten Hengsten oder bei der künstlichen Besamung diskutiert (Wintzer, 1997).

Das Abstoßen einer nicht lebensfähigen Frucht aus der Gebärmutter wird als Verwerfen (Abort) bezeichnet. Fohlen, die vor dem 300. Trächtigkeitstag zur Welt kommen, haben keine Überlebenschance. Aborte treten zu jeder Zeit der Trächtigkeit auf. Frühaborte werden wegen der geringen Größe der Frucht (am 150. Tag etwa 20 cm) vom Betreuer der Stute leicht übersehen. Ursachen für das Verwerfen sind Zwillingsträchtigkeit, Infektionen mit Bakterien, Pilzen und Viren (siehe 1.1.4), hormonelles Versagen, Entwicklungsstörungen und Haltungseinflüsse. Durch äußere Einwirkungen wie Stoß, Schlag, Sturz, Springen und abnorme Anstrengung kann ebenfalls ein Abort ausgelöst werden. Die Anzeichen für ein Verwerfen richten sich nach dem Stadium der Trächtigkeit. Erfolgt ein Frühabort bis zum 200. Trächtigkeitstag, wird die Stute noch einmal rossig werden. Erfolgt das Verwerfen nach dem 325. Trächtigkeitstag, wird die Stute für längere Zeit nicht wieder rossig. Bis etwa zur Hälfte der Trächtigkeit setzt das Verwerfen ohne Vorboten ein. In späteren Stadien der Trächtigkeit entdeckt der geübte Beobachter etwa 12 bis 36 Stunden vor dem Verwerfen eine geringe Schwellung vor dem Euter und des Euters selbst, gelegentlich auch Milchabsonderung. Die Pferde zeigen Unruhe und legen sich hin (Hertsch, 1992).

Etwa 1 % aller Graviditäten sind Zwillingsträchtigkeiten, die in der überwiegenden Zahl der Fälle mit einem Abort oder einer Frühgeburt enden. Bei Zwillingsträchtigkeiten kann auch Milchfluss beobachtet werden, wenn einer der Zwillinge abstirbt. Diese Milchproduktion kann Tage und Wochen dauern, bevor das Verwerfen stattfindet. Nach dem Abort besteht

Ausfluss aus der Scham. Teile der Nachgeburt können heraushängen. Die Tendenz zur Nachgeburtshaltung ist nach dem Verwerfen sehr groß (Hertsch, 1992).

Es gibt heute recht sichere Methoden, eine Zwillingssträchtigkeit in eine Einlingsträchtigkeit zu überführen. Dies geschieht durch eine Hungerkur oder durch das Abdrücken eines der beiden Embryonen. Nur in sehr seltenen Fällen kommt es beim Abdrücken eines Zwillinges zum Abgang beider Zwillinge. Wenn der Eingriff vor dem 32. Tage der Gravidität erfolgt, kommt es im Falle eines Abgangs beider Zwillinge sofort wieder zu einer fruchtbaren Rosse (Medl, 1993).

### **1.1.6.2 Trächtigkeitsuntersuchung**

Das Ausbleiben der Rosse kann ein Indiz für eine bestehende Trächtigkeit sein (Haring und Miesner, 1992).

Ab dem 18. Tag nach Insemination ist eine rektale Trächtigkeitsuntersuchung möglich (Haring und Miesner, 1992; Rahlke, 1994). Ab diesem Zeitpunkt kann ein erhöhter Uteruston festgestellt werden. Dieser verliert sich nach 60 bis 65 Tagen (Wintzer, 1997).

Die in der Uteruswand entstehende Fruchtblase kann mit Hilfe einer Ultraschalluntersuchung schon ab dem 9. Trächtigkeitstag (Größe 3 bis 5 mm), sicher aber ab dem 12. Tag (Größe 10 bis 12 mm) diagnostiziert werden (Ginther, 1986).

Manuell ist sie erst deutlich ab dem 35. bis 40. Tag zu fühlen, sie hat dann die Größe einer Apfelsine (Rossdale, 1994; Wintzer, 1997). Ab dem 4. Monat befindet sich der Uterus im Ballonstadium, ab dem 5. Monat sind in der Regel Fruchtteile zu fühlen (Wintzer, 1997). Eine Nachuntersuchung nach ca. 3 Monaten ist sinnvoll, um Trächtigkeitsstörungen frühzeitig zu erkennen (Stechele, 1992; Oeppert, 1993).

Der Nachweis des Hormons equines Choriongonadotropin (eCG, PMSG) im Blut ist zwischen dem 45. und 120. Graviditätstag möglich, wobei das Verfahren bis zum 90. Tag (Rossdale, 1994) bzw. zum 100. Tag sehr zuverlässig ist. Falsch positive Ergebnisse können sich bei dieser Methode ergeben, wenn es nach dem 40. Tag zu einem Fruchttod kam (Wintzer, 1997).

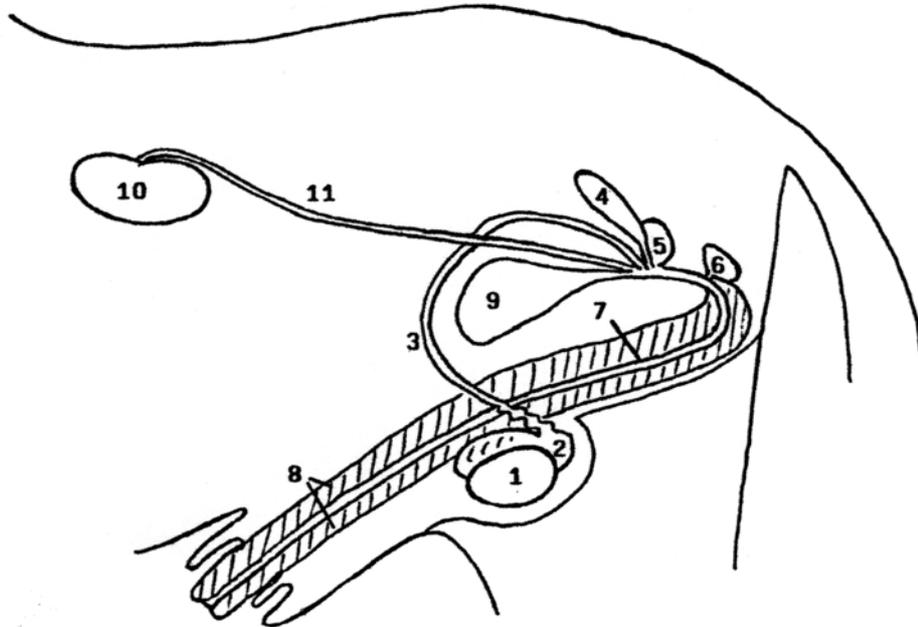
Im Harn können Östrogene ab dem 120. Tag der Trächtigkeit nachgewiesen werden. Ein positives Testergebnis kann Aufschluss über das Vorhandensein einer Trächtigkeit geben (Haring und Miesner, 1992).

## 1.2 Deckhengste

### 1.2.1 Anatomie der Geschlechtsorgane

Zu den Geschlechtsorganen des Hengstes gehören die beiden Hoden (Testes), die Nebenhoden (Epididymis), die akzessorischen Geschlechtsdrüsen, wie die Samenblasendrüsen (Glandulae vesiculosae), die Vorsteherdrüse (Prostata), die Harnröhrenzwiebeldrüse (Glandula bulbourethralis) und die Samenleiterampulle (Ampulla ductus deferentis) sowie der Penis (Nickel et al., 1987).

Die Hoden befinden sich im Hodensack (Skrotum), mit ihrer Längsachse in horizontaler Richtung. Der Hodensack umhüllt und beschützt seinen Inhalt und spielt auch eine entscheidende Rolle bei der Thermoregulierung von Hoden und Nebenhoden. Die Hoden erfüllen sowohl exokrine als auch endokrine Funktionen. Die exokrine ist die Spermatogenese, die Produktion von männlichen Keimzellen. Die Hoden produzieren endokrin Androgene (Testosteron) und Östrogene und eine Vielzahl von Peptiden und Wachstumsfaktoren, die für die Spermatogenese, die sexuelle Differenzierung, die Entwicklung der sekundären Geschlechtsmerkmale und die Geschlechtstlust wichtig sind. Die Nebenhoden liegen den Hoden eng an und sind anatomisch unterteilt in Kopf, Körper und Schwanz. Der Kopf liegt ganz am kranialen Pol des Hodens an, der Körper verläuft über der dorsolateralen Oberfläche des Hodens, und der knollige Schwanz ist lose am kaudalen Pol des Hodens über dem Hodenband angeheftet (Varner et al., 1991).



**Abb. 4:** Schematische Darstellung des Geschlechtsapparates des Hengstes (Seitenansicht von links)

1 Hoden; 2 Nebenhoden, 3 Samenleiter mit Samenleiterampulle; 4 Samenblasendrüse; 5 Prostata; 6 Harnröhrenzwiebeldrüse; 7 Harnröhre; 8 Penis; 9 Harnblase; 10 Niere; 11 Harnleiter (nach Waibl, 1994)

Der Nebenhodenkopf besteht aus einer Vielzahl enger Kanälchen, die durch Zusammenfließen den Nebenhodenkanal (Ductus epididymis) bilden. Der Nebenhodenkanal legt sich in zahlreiche enge Schlingen und bildet den Nebenhodenkörper und -schwanz. Hier findet die Reifung, Speicherung und der Transport der Samenzellen statt. Der Nebenhoden endet im Samenleiter (Ductus deferens), der in das Beckenstück der Harnröhre (Urethra) einmündet. Hier befinden sich auch die Einmündungsgänge der akzessorischen Geschlechtsdrüsen. Ihr Sekret (Seminalplasma) vermischt sich mit den ausgetriebenen Samenzellen und bildet die Samenflüssigkeit (Sperma, Ejakulat).

Das Sekret der Samenblasendrüse enthält Zitronensäure und Fruktose. Fruktose dient als Energielieferant, die Zitronensäure schafft ein Milieu, das die Motilität der Samenzellen spontan fördert (Liebich, 1990). In der Samenleiterampulle wird Ergothionein gebildet, das eine Schutzwirkung auf die Spermien hat (Wintzer, 1997). Das Prostatasekret ist reich an Elektrolyten, Zitronensäure, Glukuronidase und Saurer Phosphatase, sowie Fibrolysin und Prostaglandinen; es initiiert die aktive Vorwärtsbewegung der Spermien und neutralisiert das Milieu der Vagina (Liebich, 1990). Die Harnröhrenzwiebeldrüse bildet das muköse, fadenziehende Vorsekret, das zur Neutralisation der Harnröhre und der Benetzung der Vagina dient (Liebich, 1990).

Durch die Harnröhre gelangt der Samen in das Kopulationsorgan, den Penis. Dieser lässt sich anatomisch in Wurzel, Schaft und Eichel unterteilen. Die paarigen Schwellkörper bewirken die Versteifung des Penis bei einer Erektion und damit die Stütze der samenübertragenden Urethra (Nickel et al., 1987).

### **1.2.2 Hormonelle Steuerung der Sexualfunktionen**

Wie auch bei der Stute (siehe 1.1.2.1) ist das Sexualverhalten beim Hengst von der Tageslichtlänge abhängig. Die verlängerte Sonnenscheindauer zu Beginn der Decksaison induziert höhere und frequentere GnRH-Ausschüttungen aus dem Hypothalamus, die dann eine Freisetzung von FSH und LH aus der Hypophyse bewirken. LH stimuliert in den Leydigischen Zwischenzellen des Hodens die Synthese von Androgenen wie Testosteron und Dihydrotestosteron, wobei Testosteron seinerseits durch ein negatives Feedback die LH-Ausschüttung reguliert. Das FSH beeinflusst neben der Spermatogenese in den Sertolizellen des Hodens die Produktion von Inhibin, einem Hormon, das wiederum in negativer Rückkoppelung die FSH-Freisetzung hemmt (Wintzer, 1997).

Unter dem Einfluss von Testosteron kommt es zur Ausbildung der primären und sekundären Geschlechtsmerkmale. Der Testosteron Gehalt im Blut ist individuell verschieden und jahreszeitlichen Schwankungen unterworfen. Am höchsten ist die Konzentration im Mai, am niedrigsten in der anöstrischen Periode (Stabenfeldt und Hughes, 1976). Da Testosteron auch eine direkte Wirkung auf die akzessorischen Geschlechtsdrüsen und ihre Sekretion hat, wird in der Decksaison zweimal soviel Vorsekret produziert wie in den Ruhemonaten (Wintzer, 1997).

Die Spermienmotilität ist jedoch nicht so stark von diesen saisonalen Schwankungen betroffen, daher kann beim Hengst unabhängig von der Jahreszeit Samen konserviert werden (Busch et al., 1991).

### 1.2.3 Natürliches Sexualverhalten und Sexualfunktionen

In der Natur wächst der Hengst innerhalb einer Herde auf. In diesem sozialen Verband kann das Tier die artspezifischen Verhaltensmuster erlernen. Da in der heutigen Zeit Hengste fast ausschließlich in Einzelboxen, d. h. relativ isoliert gehalten werden, kann das Sozial- und auch das Sexualverhalten gestört sein (Rossdale, 1994). Bei Vollbluthengsten zeigen sich gelegentlich Farbpräferenzen und Reaktionen auf Duftstoffe und den Geruch der Stuten. Dies lässt sich auf eine präpubertale Prägung zurückführen (Wintzer, 1997).

Die Geschlechtslust (Libido) ist genetisch festgelegt und kann durch verschiedene Ursachen positiv oder negativ beeinflusst werden. Hengste mit starker körperlicher Beanspruchung (hohe Deckfrequenz, Wettkampf) oder mit schlechtem Allgemeinbefinden (Ernährung, Haltung) zeigen oft einen verminderten Geschlechtstrieb (Wintzer, 1997). Gestörtes Sexualverhalten kann aber auch durch Schmerz und Angst hervorgerufen und durch schlechte Erfahrungen verursacht werden (Pickett, 1993). Werden diese Ursachen beseitigt, kann der Geschlechtstrieb allmählich wiederhergestellt werden (Wintzer, 1997).

Sieht ein Hengst eine rossige Stute, dauert es in der Regel weniger als 10 Minuten, um die Geschlechtsreflexe auszulösen. Die Begattung selbst verläuft in einer Reflexkette und wird immer in dieser Reihenfolge ausgeführt:

Excitatio (Erregung), Emissio (Ausschachtung), Erectio (Erektion), Ascensus (Aufsprung), Amplexus (Umklammerung), Contractio und Adjustatio (Suchbewegungen), Immissio (Einstoßen), Frictio (Friktionsbewegungen), Propulso cum/sine ejaculatione (Nachstoß mit/ohne Ejakulation, Detractio (Erschlaffung), Descensus (Abstieg), Calmatio (Beruhigung) (Wintzer, 1997).

### 1.2.4 Nicht infektiös bedingte Fortpflanzungsstörungen

Beim Kryptorchismus fehlt ein oder fehlen beide Hoden im Skrotum. Er kann ein- oder beidseitig auftreten, wobei der nicht vollständig abgestiegene Hoden intraabdominal, unvollständig abdominal oder inguinal lagert (Wintzer, 1997). Der verlagerte Hoden ist unfruchtbar, da die Spermatogese bei Temperaturerhöhung gehemmt ist. Meist sind diese Hoden stark unterentwickelt. Sind beide Hoden betroffen ist der Hengst steril. Das Leiden ist auch erblich (Hertsch, 1992).

Die Unterentwicklung eines oder beider Hoden steht meist im Zusammenhang mit einem verzögerten Hodenabstieg. Diese Hengste sollten nicht zur Zucht verwendet werden.

Bei älteren Zuchthengsten kann es zu einer degenerativen Hodendystrophie kommen. Dabei sind beide Hoden verkleinert und von harter Konsistenz. Als Ursachen dafür werden sowohl eine senile Degeneration des Hodengewebes als auch eine chronische Orchitis gesehen. Aufgrund des pathologischen Spermienbildes, bei dem ein hoher Prozentsatz der Spermien morphologische Veränderungen aufweist, ist der betroffene Hengst nicht mehr zur Zucht geeignet (Wintzer, 1997).

Hodentumoren sind bei Hengsten selten, aber das tatsächliche Auftreten kann nicht genau festgestellt werden, da die meisten männlichen Pferde bereits jung kastriert werden. Die Entartung der Hoden hat eine Vielzahl von Gründen.

Jedes Ereignis, wodurch das kritische Temperaturgefälle des Hodens gestört wird, kann die normale Spermatogenese beeinträchtigen. Die Empfindlichkeit des Keimepithels für

Schäden macht die Entartung der Hoden zu einem Hauptgrund für Unfruchtbarkeit oder verminderte Fruchtbarkeit bei Hengsten (Varner et al., 1991).

Durch Infektionen (z.B. durch Influenza-Viren,  $\beta$ -hämolytische Streptokokken und Salmonellen) kann es zu einer Entzündung des Hodens (Orchitis) und des Nebenhodens kommen. Der betroffene Hodensack ist vermehrt warm und schmerzhaft. Durch die erhöhte Wärme kommt es fast immer zu einem zumindest zeitweisen Ausfall der Spermiogenese. Tritt die Krankheit nur einseitig auf und wird der betroffene Hoden rechtzeitig entfernt, kann die Funktion des verbliebenen Hodens meist erhalten bleiben. Die Fertilität nach chronischer und beidseitiger Orchitis ist hingegen als infaust zu beurteilen (Wintzer, 1997).

Bei der tierärztlichen Definition der verminderten Fruchtbarkeit müssen zusätzlich Störungen des Deckverhaltens (z.B. Veränderungen im Ablauf der Begattungsreflexe, Störungen der Libido) und Mängel in der Samenqualität berücksichtigt werden (Rossdale, 1994). Die ungenügende Samenqualität ist eine der Hauptursachen für die gestörte Fruchtbarkeit beim Hengst.

### **1.2.5 Prüfung der Zuchttauglichkeit, Zuchthygiene**

Laut Merkt und Klug (1989) soll ein gekörter Hengst nur dann zur Zucht zugelassen werden, wenn er folgende Voraussetzungen erfüllt:

1. Phänotypische Erbgesundheit (d. h. Freisein von nutzungsbeschränkenden Erbfehlern oder Krankheitsdispositionen).
2. Allgemeine Gesundheit (d. h. Freisein von extragenitalen Gesundheitsstörungen, die die Zuchtverwendung beeinflussen könnten).
3. Erbgesundheit (d. h. Freisein von erblich bedingten Störungen oder klinischen Erkrankungen des Genitalapparates sowie der Genitalfunktionen).
4. Begattungsvermögen, *Potentia coeundi* (d. h. den Paarungsakt in allen Phasen ungestört ausführen zu können).
5. Befruchtungsfähigkeit, *Potentia generandi* (d. h. Nachweis durch laboranalytische Samenuntersuchung und/oder tragende Stuten).

Die andrologische Untersuchung umfasst die Identitätssicherung und eine ausführliche Anamnese über die Haltung, Fütterung, die bisherige Zuchtnutzung und die Fruchtbarkeit. Bei der speziellen Untersuchung werden die Geschlechtsorgane nach Vorhandensein, Vollständigkeit und Ausbildung geprüft und das Paarungsverhalten (z. B. bei der Samenabnahme) beobachtet und beurteilt. Das Ejakulat wird hinsichtlich seiner Qualität geprüft, ob es den standardisierten Mindestanforderungen entspricht. Durch die mikrobielle Untersuchung des Vorhautsekretes, Vorsekretes und der Samenflüssigkeit kann ein Vorhandensein von Genitalinfektionserregern festgestellt werden (Merkt und Klug, 1989).

### 1.3 Künstliche Besamung

Der Begriff künstliche Besamung (KB) bezeichnet die Deponierung von männlichen Samenzellen in den weiblichen Geschlechtsapparat mit Hilfe von Instrumenten (instrumentelle Samenübertragung) ohne direkte Beteiligung des Vattertieres. Das Ejakulat des Vattertieres wird mit einer künstlichen Scheide gesammelt.

#### 1.3.1 Geschichte der künstlichen Besamung beim Pferd

- 1322 erste Überlieferung einer erfolgreichen künstlichen Besamung einer Stute mit gestohlenem Samen eines prämierten Araberhengstes (Medl, 1993)
- 1938 Bericht über 150.000 Stutenbesamungen in Russland (Klug, 1993)
- 1972 in Deutschland erste Gewinnung von Tiefgefrierperma (TG) (Medl, 1993)
- 1977 Verbot der KB in der Vollblutzucht (Medl, 1993)
- 1985 30.000 durchgeführte Stutenbesamungen in China (Medl, 1993)
- 1986 das Landgestüt in Celle arbeitet mit Frischsamen (Medl, 1993)
- 1990 40 % aller Stuten wurden im Hannoverschen Zuchtgebiet besamt (Busch et al., 1991)
- 1991 10 % Besamungen in der Trakehner-Zucht (Medl, 1993)
- 1992 50 % Besamungen der Trakehner-Zucht (Medl, 1993)
- 1992 73 % Besamungen (1 % Gefriersperma, 72 % Frischsperma) in der niederländischen Warmblutzucht (Schön, 1993).
- 1992 in Bayern wurden 1000 Stuten mit Frischsamen und 150 mit Gefriersperma besamt (Medl, 1993)
- 1992 Durchbruch der KB in Deutschland (Medl, 1993)

**Tabelle 2: Entwicklung der Warmblutbedeckungen in den Jahren 1988 bis 1998**

Jahr	BAYERN			DEUTSCHLAND		
	Anzahl Bedeckungen insgesamt	Anzahl KB	Relativer Anteil KB in %	Anzahl Bedeckungen insgesamt	Anzahl KB	Relativer Anteil KB in %
1988	3367	136	4,04	39229	2817	7,18
1989	3251	197	6,06	40593	6017	14,82
1990	3848	772	20,06	42478	11060	26,04
1991	4423	1073	24,26	55890	17438	31,20
1992	4873	1961	40,24	57702	25442	44,09
1993	4349	2131	49,00	58995	31641	53,63
1994	4135	2193	53,03	58241	32611	55,99
1995	3532	1679	47,53	54944	31713	57,72
1996	2981	1493	50,08	49853	31571	63,34
1997	2109	1052	49,88	43577	28753	65,98
1998	2287	1451	63,45	43211	29390	68,02

Quelle: Deutsche Reiterliche Vereinigung (FN), Jahresberichte; bis 1990 nur Bundesrepublik-West, ab 1991 Deutschland incl. Neue Bundesländer

### 1.3.2 Gesetzliche Bestimmungen zur künstlichen Besamung

Der Bundestag hat mit Zustimmung des Bundesrates das Tierzuchtgesetz (TierZG) vom 22.12.1989 beschlossen. Dieses Gesetz gilt für die Zucht von Rindern, Schweinen, Schafen, Ziegen und Pferden. Unter § 2 Begriffsbestimmungen ist eine Besamungsstation als eine Einrichtung, in der männliche Zuchttiere zur Gewinnung, Behandlung und Abgabe von Samen zur künstlichen Besamung gehalten werden, definiert. Unter § 3 wird festgelegt, dass Samen nur von oder an Besamungsstationen und nur dann angeboten oder abgegeben werden darf, wenn er

1. in einer Besamungsstation gewonnen worden ist,
2. von einem Zuchttier stammt,
3. gekennzeichnet ist und
4. bei der Abgabe zwischen Besamungsstationen, im innergemeinschaftlichen Handel und beim Verbringen von einem Staat außerhalb der Europäischen Gemeinschaft in den Geltungsbereich dieses Gesetzes von einer Zucht- oder Herkunftsbescheinigung für das Spendertier, aus der dessen Blutgruppe ersichtlich ist, und von einem Samenschein der Besamungsstation begleitet ist.

Die Erlaubnis für eine Besamungsstation (§ 9) wird erteilt, wenn

1. das für einen ordnungsgemäßen Betrieb erforderliche Personal und die hierfür erforderlichen männlichen Zuchttiere sowie Einrichtungen und Geräte vorhanden sind,
2. ein Tierarzt die Besamungsstation tierärztlich-fachtechnisch leitet (Stationstierarzt) oder die Wahrnehmung der tierärztlich-fachtechnischen Aufgaben durch einen vertraglich an die Besamungsstation gebundenen Tierarzt (Vertragstierarzt) gewährleistet ist und
3. sichergestellt ist, dass die notwendigen seuchenhygienischen Anforderungen eingehalten werden.

Samen darf an einen Empfänger im Geltungsbereich dieses Gesetzes nur abgegeben werden, wenn für das Zuchttier, von dem der Samen stammt, eine Besamungserlaubnis (§ 10) erteilt ist. Die Besamungserlaubnis wird von der zuständigen Behörde erteilt, wenn

1. Der Zuchtwert des Spendertieres über dem durchschnittlichen Zuchtwert vergleichbarer Tiere liegt;
2. sich an dem Spendertier keine
  - a) Erscheinungen einer Krankheit zeigen, die durch den Samen übertragen werden kann, oder
  - b) Erscheinungen zeigen, die den Ausbruch einer solchen Krankheit befürchten lassen, und
3. die von dem Spendertier entnommenen Samen- und sonstigen Proben ergeben haben, dass keine durch Rechtsverordnung nach § 13 Abs. 1 Nr. 2 Buchstabe c Doppelbuchstabe bb bestimmte übertragbare Krankheit vorliegt (Tierzuchtgesetz vom 22. Dezember 1989).

Nach dem Bayerischen Tierzuchtgesetz (BayTierZG) vom 10. August 1990 ist das Staatsministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten die zuständige Behörde für die Erteilung der Erlaubnis zum Betrieb einer Besamungsstation nach § 9 Abs. 5 Satz 1 TierZG. Die zuständige Behörde für die Erteilung der Besamungserlaubnis nach § 10 Abs. 2 TierZG für den Bereich der Pferdezucht ist das Landesamt für Pferdezucht und Pferdesport (Art. 10).

Die veterinärhygienische Überwachung der Besamungsstationen obliegt dem Veterinäramt (Art. 15) (Bayerisches Tierzuchtgesetz vom 10. August 1990).

Das Bayerische Staatsministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten erlässt im Einvernehmen mit dem Bayerischen Staatsministerium des Innern die Verordnung über den Vollzug des Tierzuchtrechts (Bayerische Tierzuchtverordnung – BayTierZV) vom 7. September 1990. § 3 regelt die Führung der Deckunterlagen, die folgenden Mindestinhalt aufweisen müssen:

1. Name und Anschrift der jeweiligen Halter des weiblichen Tieres,
2. Nummer und – soweit bekannt – Name des weiblichen Tieres,
3. Deckdatum (Tag, Monat, Jahr),
4. Name und Nummer des männlichen Tieres, von dem das weibliche Tier gedeckt wurde,
5. Zahl der durchgeführten Bedeckungen,
6. Unterschrift der jeweiligen Halter des männlichen Tieres.

Die Besamungsstation hat, getrennt für jedes männliche Tier, von dem Samen gewonnen oder erworben wurde, folgende Aufzeichnungen (§ 12) zu machen:

1. Datum der Samengewinnung oder des Samenerwerbs,
2. Art der Aufbereitung,
3. Verbleib der Besamungsportionen,
4. Zahl der abgegebenen Besamungsportionen und der Name der jeweiligen Empfänger,
5. Umfang der Rücknahme ausgelieferten Samens.

Alle Aufzeichnungen sind so vorzunehmen, dass eine einwandfreie Identifizierung des Samens jederzeit möglich ist (Verordnung über den Vollzug des Tierschutzrechts vom 7. September 1990).

Vor der Tiefgefrierspermagewinnung muss eine Deckpause eingehalten werden. Ferner sind bestimmte Blut- und bakteriologische Untersuchungen durchzuführen, und das Sperma ist regelmäßig durch eine staatliche Institution zu kontrollieren und zu beurteilen (Genn, 1992).

Für die Spermagewinnung kommen nur Hengste in Frage, die zur Zufriedenheit des Stationstierarztes folgende Anforderungen erfüllen:

1. Sie dürfen bei der Aufnahme in die Besamungsstation und am Tag der Spermagewinnung keinerlei Anzeichen von Infektionskrankheiten aufweisen.
2. Sie müssen aus einem Mitgliedsstaat oder – falls dieser regionalisiert wurde – aus einem Teil eines Mitgliedsstaats oder eines Drittlands und aus einem unter tierärztlicher Überwachung stehenden Betrieb stammen, die die Anforderungen der Richtlinie 90/426/EWG des Rates erfüllen.
3. Sie müssen in den 30 Tagen vor der Spermagewinnung in Betrieben gehalten worden sein, in denen während dieser Zeit kein Equide klinische Anzeichen von infektiöser Arteriitis aufwies.
4. Sie müssen in den 60 Tagen vor der Spermagewinnung in Betrieben gehalten worden sein, in denen während dieser Zeit kein Equide klinische Anzeichen von kontagiöser Metritis aufgewiesen hat.
5. Sie dürfen in den 30 Tagen vor der ersten Spermagewinnung und während des Gewinnungszeitraums nicht für den Natursprung eingesetzt werden.

6. Sie müssen mit negativem Ergebnis folgenden Tests unterzogen worden sein, die von einem behördlich anerkannten Labor gemäß dem Programm unter Nummer 7 durchgeführt und bescheinigt wurden.
- i) Agargel-Immunodiffusionstest (Coggins-Reaktion) auf infektiöse Anämie der Einhufer;
  - ii) Serumneutralisationstest auf infektiöse Arteriitis des Pferdes bei einer Serumverdünnung von 1 : 4 oder Virusisolationstest auf infektiöse Arteriitis des Pferdes anhand eines Aliquots des gesamten Spermas des Spenderhengstes;
  - iii) Test auf kontagiöse equine Metritis, durchzuführen in zwei Testserien im Abstand von sieben Tagen durch Isolierung des *Taylorella-equigenitalis*-Erregers aus dem Vorsekret oder einer Spermaprobe und aus Tupferproben, die zumindest an der Fossa urethralis, einschließlich Sinus urethralis, sowie am Penis, einschließlich Fossa glandis, zu entnehmen sind.
7. Sie müssen einer der folgenden Testreihen unterzogen worden sein:
- i) falls das Sperma im Hinblick auf den Handel mit frischem oder gefrorenem Sperma gewonnen wird
    - und der Spenderhengst in den 30 Tagen vor der ersten Spermagewinnung und während des Gewinnungszeitraums permanent in der Besamungsstation gehalten wird und sofern keine Equiden der Besamungsstation mit Equiden mit niedrigerem Gesundheitsstatus als der Spenderhengst in Berührung kommen: den Test gemäß Nummer 6 Ziffern i), ii) und iii), durchzuführen frühestens 14 Tage nach Beginn des vorgenannten Aufenthaltszeitraums sowie mindestens einmal jährlich zu Beginn der Decksaison;
    - und der Spenderhengst nicht permanent in der Besamungsstation gehalten wird und/oder andere Equiden der Besamungsstation direkt mit Equiden mit niedrigerem Gesundheitsstatus in Berührung kommen: den Tests gemäß Nummer 6 Ziffern i), ii) und iii), durchzuführen in den 14 Tagen vor der ersten Spermagewinnung sowie mindestens einmal jährlich zu Beginn der Decksaison. Außerdem ist der Test gemäß Nummer 6 Ziffer i) während des Gewinnungszeitraums jeweils in einem Abstand von mindestens 120 Tagen zu wiederholen. Der Test gemäß Nummer 6 Ziffer ii) ist höchstens 30 Tage vor jeder Spermagewinnung durchzuführen, es sei denn, der Status des serologisch positiv auf den Erreger der infektiösen Arteriitis des Pferdes reagierenden Hengstes als Nichtausscheider wird durch einen jährlich durchzuführenden Virusisolationstest bestätigt;
  - ii) falls das Sperma im Hinblick auf den Handel mit gefrorenem Sperma gewonnen wird, den Tests gemäß Nummer 7 Ziffer i) bzw. den Tests gemäß Nummer 6 Ziffern i), ii) und iii), durchzuführen während der vorgeschriebenen 30-tägigen Lagerung des Spermas und frühestens 14 Tage nach der Spermagewinnung, unabhängig vom Aufenthaltsstatus des Hengstes (Amtsblatt der EG, 1995).

Von den staatlichen Veterinärbehörden ist die Station zweimal jährlich in züchterischer und veterinär-hygienischer Hinsicht zu überwachen. Dabei ist unter anderem zu überprüfen, ob der Betreuungstierarzt die alljährlich vorgeschriebenen Untersuchungen durchführt. Sobald der Nachweis erbracht ist, dass die Hengste den zuchthygienischen Anforderungen entsprechen, kann der jährliche Besamungsbetrieb aufgenommen werden (Stechele, 1992).

Bevor die Hengste in der künstlichen Besamung eingesetzt werden können, müssen sie den züchterischen Anforderungen genügen und die notwendigen Zuchtqualifikationen aufweisen. Diese Auswahl der Hengste liegt im allgemeinen in der Zuständigkeit der Zuchtverbände. In Deutschland und anderen Ländern mit staatlicher Regelung des Zuchtgeschehens benötigen die für den Besamungseinsatz vorgesehenen Hengste neben der Körung auch eine Besamungserlaubnis. Die Erlaubnis setzt den Nachweis des Freiseins von übertragbaren Erkrankungen voraus. Damit besitzt der Hengst aber noch keine Eignung für den Einsatz in der künstlichen Besamung. Hierzu findet eine andrologische Untersuchung statt, die die Beurteilung auf gesundheitliche und geschlechtliche Zuchttauglichkeit zum Ziel hat. Dabei werden die Hengste auf Allgemeinzustand, Erbgesundheit, Geschlechtsgesundheit, Paarungsvermögen und letztendlich auf potentiell Befruchtungsvermögen hin untersucht. Eine echte Überprüfung der andrologischen Untersuchung wäre die künstliche Besamung und anschließendes Warten bis zum positiven Ergebnis der KB. Wichtig ist, dass die ausgewählten Hengste ausschließlich in der Besamung eingesetzt werden. Ein kombinierter Einsatz, d. h. sowohl in der Besamung als auch im Natursprung würde nämlich einen Grundpfeiler der Besamung, die Vermeidung möglicher Infektionsketten, unterminieren. Sollten jedoch Umstände dazu geführt haben, dass Besamungshengste im Natursprung eingesetzt wurden, so ist vor deren Wiederverwendung in der Besamung eine zehntägige Deckpause mit anschließender Untersuchung durchzuführen.

Bei für den Export vorgesehenem Sperma sind bei der Qualitätsbeurteilung die Einfuhrbedingungen der importierenden Länder zu berücksichtigen. Manche Länder verlangen, dass beim Import von Gefriersperma die Spenderhengste den gleichen Voruntersuchungen unterliegen wie im Falle des Importes der Pferde selbst (Rahlke, 1994).

## **2 Material und Methoden**

### **2.1 Zuchtmanagement der Stuten**

#### **2.1.1 Kontrolle des Rosseverhaltens**

Das Zusammenbringen von Stute und Hengst mit der Absicht, das Rosseverhalten festzustellen, wird als "Probieren der Stute" bezeichnet. Ob die Stute zum Hengst geführt wird, der sich in einer Probierbox befindet, oder der Hengst zur Stute, die in einem Probierstand gehalten wird, spielt dabei keine Rolle.

Um das Verletzungsrisiko für Mensch und Pferd durch Schlagen, Steigen und Beißen möglichst zu minimieren, wurde das Probieren auf der untersuchten Besamungsstation nur an einer stabilen Probierwand von ca. 1,20 m Höhe durchgeführt.

Um das Rosseverhalten zu beschreiben und festzuhalten wurde folgende Klassifizierung gewählt:

- die Stute schlägt ab
- + die Stute zeigt erste Rosseanzeichen
- + die Stute ist in Rosse und kann besamt werden
- \* die Stute ist in Hochrosse und muss besamt werden
- + - die Stute ist am Ende der Rosse und kann noch besamt werden
- ? die Stute zeigt keine eindeutigen Symptome
- +? die Stute ist am Anfang oder am Ende der Rosse

Die Bestimmung des Rossebeginns erwies sich nicht immer als ganz einfach und bedurfte daher unbedingt der Probe am Hengst. Dabei war es für den ungeübten Beobachter oft schwierig, die ersten Anzeichen einer Rosse zu erkennen. Um eine Stute richtig einschätzen zu können, war es wichtig, das Verhalten des Tieres generell genau zu kennen. Der erfahrene Hengsthalter konnte auch aus dem Verhalten des Hengstes Rückschlüsse auf die Rosse ziehen. Es ist möglich, dass Stuten bei einem stürmischen Hengst noch abschlagen, bei einem ruhigeren Hengst jedoch bereits Rossesympptome zeigen.

Meistens konnte durch exaktes Beobachten bereits ein bis zwei Tage vor der eigentlichen Hauptrosse festgestellt werden, dass die Stute die Annäherung des Hengstes duldete und auch eventuell "blitzte und schleimte" aber noch nicht zur Bedeckung bereit war. War die beobachtende Person nicht in der Lage diese Symptome zu erkennen, besonders wenn kein Hengst zur Verfügung stand (Versandbesamung), so verkürzte sich die wahrgenommene Rosseperiode um ein bis zwei Tage. Es war daher sinnvoll, zwischen Dauer der Rosse und Dauer der Hauptrosse zu unterscheiden. So dauerte die Hauptrosse meist nur drei bis vier Tage, während die Vorrosse- und Nachrosseanzeichen auch je ein bis zwei Tage anhalten konnten. In der Hauptrosseperiode trafen alle Anzeichen des Rossens zusammen, und die Stute signalisierte wirkliche Deckbereitschaft. Normalerweise wurden die Stuten jeden zweiten Tag zum Hengst geführt. Ergaben sich jedoch Fragestellungen, bei denen das genaue Rosseverhalten der Stute von Bedeutung war, so wurden diese Stuten auch täglich probiert. Prinzipiell wurden die Stuten an dem Tag, an dem sie zur Besamung vorgesehen waren, morgens oder direkt vor der Besamung zum Hengst geführt, bei Unklarheiten in ihrem Verhalten auch mehrmals täglich. Durch die genaue Kenntnis über das Rosseverhalten einer Stute konnten oft Follikelkontrollen eingespart werden.

### 2.1.2 Kontrolle der Ovarfunktionen

Falls eine Follikelkontrolle notwendig war, um ein klares Bild von den Ovarfunktionen der Stute zu bekommen, so wurde diese meist direkt vor der Besamung durchgeführt. Bei der Besamung waren die Follikelkontrollen zur Bestimmung des Ovulationszeitpunktes und dadurch des richtigen Besamungszeitpunktes von großer Bedeutung. Besonders am Anfang und am Ende der Decksaison stimmte bei einigen Stuten das äußere Rosseverhalten beim Probieren am Hengst nicht mit den festgestellten Ovarfunktionen überein. Für den Besamungszeitpunkt galt trotzdem, dass er möglichst nahe am Ovulationszeitpunkt liegen sollte.

Aus Sicherheitsgründen wurden Follikelkontrollen nur im Besamungsstand durchgeführt. Vor jedem rektalen Eingriff musste das Rektum vorsichtig und vollständig entleert werden. Dazu wurde ein Langarmhandschuh für den Einmalgebrauch verwendet, der vor allem im Handbereich mit reichlich Gleitmittel angefeuchtet wurde. Anschließend wurde der ebenfalls mit Gleitmittel angefeuchtete Schallkopf des Ultraschallgerätes mit der Hand und unter Bildschirmkontrolle vorsichtig rektal bis auf Höhe der Eierstöcke geführt. Die Follikelkontrolle mit Ultraschall ermöglichte eine relativ exakte Bestimmung der Follikelgröße, die auch bei jeder Kontrolle notiert wurde. Meist vergrößerte sich der Follikel über einige Tage bis zu einer Größe von etwa 45 mm bis 55 mm Durchmesser, blieb auf dieser Größe ein bis zwei Tage stehen und ovulierte schließlich. Weitere Kriterien zur Bestimmung des Ovulationszeitpunktes waren die Form und die Wanddicke des Follikels. In besonderen Fällen wurde die Follikelkontrolle auch vom Tierarzt manuell durchgeführt, um die Konsistenz des Follikels zu erfühlen. Die Konsistenz wurde als weiteres Kriterium zur Bestimmung des Ovulationszeitpunktes herangezogen.



**Abb. 5:** Follikelkontrolle mit Ultraschalluntersuchung

### 2.1.3 Durchführung der Insemination

Jede einzelne Besamung musste protokolliert werden. Sowohl aus Sicherheits- als auch aus Hygienegründen wurde jede Besamung im Besamungsstand vorgenommen. Auf der Besamungsstation wurde die Insemination unter manueller Kontrolle durchgeführt. Bei der Besamung wurde auf peinliche Sauberkeit geachtet. Zur Reinigung der äußeren Genitalien der Stute wurden Papiertücher benützt. Nur bei starken Verschmutzungen wurde die Vulva mit Wasser gereinigt und danach mit einem Papiertuch abgetrocknet. Zur Besamung wurden sterile Einweghandschuhe verwendet. War die Stute gut in der Rosse, genügte es, den Handschuh mit ganz wenig physiologischer Kochsalzlösung oder mit spermafremlichem Gleitmittel zu befeuchten. In der Hochrosse war die Scheide durch den natürlichen Rosseschleim oft ausreichend feucht, so dass auch ein sanftes Einführen der Hand mit einem trockenen Handschuh möglich war. Die sterile Besamungspipette wurde durch manuelle Kontrolle in die Scheide und dann unter der Führung des Zeigefingers durch den Zervixkanal in den Uteruskörper eingeführt. Dabei wurden die Finger so um das vordere Ende der Pipette plaziert, dass diese nicht mit der Scheide in Berührung kam. Nun wurde auf das hintere Ende der Pipette eine Einmalspritze mit der Besamungsportion aufgesteckt. Nachdem die Spritze entleert wurde, war es wichtig, sie nochmals mit ca. 5 ml isotonischer Kochsalzlösung zu füllen, um damit den Restsamen, der sich noch in der Pipette befand, in den Uterus zu drücken. Danach wurde zuerst die Pipette aus dem Uterus durch die Zervix zurück in die Hand gezogen und dann die Hand mit der Pipette vorsichtig und langsam aus der Vagina. Nach dem Besamen wurde der Handschuh auf Blut oder eitrigen Schleim kontrolliert, um Verletzungen oder Infektionen zu erkennen.

Bei der Insemination unter Sichtkontrolle wird nach gründlicher Reinigung der Vulva das Scheidenspekulum nach Polanski unter Spreizen der Schamlippen eingeführt und unter Betätigung der Flügelmutter gespreizt. Mit Hilfe einer Taschenlampe als Lichtquelle kann die Scheidenschleimhaut und die Portio vaginalis beurteilt werden. Nun wird mit einer Zervixfasszange die Portio ventral gefasst, die Pipette unter leichtem Zug an der Zervixfasszange eingeführt und der Samen appliziert. Die Zervixfasszange wird gelöst und das Spekulum kann nach Zurückdrehen der Flügelschraube entfernt werden (Busch et al., 1991).

### 2.1.4 Inseminationszeitpunkt

Alle Stuten wurden von dem Zeitpunkt an, ab dem das Rosseverhalten und/oder das Ergebnis der Follikelkontrolle auf eine baldige Ovulation hinwies, jeden zweiten Tag, teilweise auch täglich, bis zum Verschwinden der Rossezeichen besamt, da der optimale Besamungszeitpunkt möglichst nahe am Zeitpunkt des Eisprungs liegen sollte (Baunack, 1995; Wintzer, 1997).

Da die Haltbarkeit von Frischsperma und vor allem von aufgetautem Tiefgefriersperma nur begrenzt ist, sollte der zeitliche Abstand zwischen Ovulation und Besamung möglichst 6 Stunden (Genn, 1992) bzw. 6 bis 12 Stunden (Wintzer, 1997) nicht überschreiten.

Um dieses Ziel zu erreichen, ist in Ovulationsnähe zweimal täglich eine Follikelkontrolle anzuraten (Genn, 1992). Bei der Besamung mit Tiefgefriersperma soll die Follikelkontrolle mindestens alle 8 Stunden, besser alle 6 Stunden, durchgeführt werden, vor allem in der Endphase der Rosse (Medl, 1993).



**Abb. 6:** *Insemination einer Stute*

### 2.1.5 Untersuchung und Behandlung der Stuten

Außer den Follikelkontrollen und der Besamung wurden alle weiteren Maßnahmen an den Stuten ausschließlich vom Tierarzt durchgeführt. Die Hauptaufgaben für den Tierarzt waren die Zyklussteuerung und die Behandlung der Ursachen einer Unfruchtbarkeit. Der Stationstierarzt kam während der Hauptsaison normalerweise dreimal wöchentlich am Vormittag oder nach Absprache und bei Bedarf auch täglich. Zu allen vaginalen und rektalen Eingriffen wurden die Stuten in den Besamungsstand gebracht. Injektionen wurden gelegentlich auch in der Box durchgeführt. Alle tierärztlichen Maßnahmen und Befunde wurden auf dem Stutenstammbblatt notiert. Der Tierarzt erhielt vom Leiter der Besamungsstation zu jeder Stute einen Vorbericht und legte dann die weitere Behandlung fest.

Folgende Medikamente wurden bei den untersuchten Stuten verwendet:

Handelsname: *Pronilen*<sup>®</sup>  
 Wirkstoff: Luprostiol, ein PGF<sub>2α</sub>-Analog  
 Vertrieb: Intervet, Unterschleißheim  
 Indikation: Rosseinduktion bei persistierendem Corpus luteum  
 Dosierung: 1 ml/Tier i.m.

Handelsname: *Receptal*<sup>®</sup>  
 Wirkstoff: Buserelin, ein GnRH-Analog

- Vertrieb: Intervet, Unterschleißheim  
 Indikation: a) Follikelzysten, Ovulationsinduktion  
 b) Azyklie  
 Dosierung: a) 10 ml/Tier i.m.  
 b) 2 x 5 ml i.m. im 24-stündigen Abstand
- Handelsname: Choriolutin<sup>®</sup>  
 Wirkstoff: humanes Choriongonadotropin (hCG) mit LH-Wirkung  
 Vertrieb: Albrecht, Aulendorf  
 Indikation: Ovulationsinduktion  
 Dosierung: 3000 I.E./Tier i.v.
- Handelsname: Doresecal<sup>®</sup>  
 Wirkstoff: Secale, ein Mutterkornalkaloid  
 Vertrieb: Rhone Merieux, Laupheim  
 Indikation: Uterustonisierung  
 Dosierung: 5 ml s.c.
- Handelsname: Vet-Sept-Lösung<sup>®</sup>  
 Wirkstoff: Polyvinylpyrrolidon-Jod-Komplex  
 Vertrieb: Albrecht, Aulendorf  
 Indikation: Uterusspülungen zur Desinfektion und Tonisierung des Uterus  
 Dosierung: 30 bis 50 ml unverdünnt intrauterin
- Handelsname: Tardomyocel<sup>®</sup>  
 Wirkstoff: Benzylpenicillin, Streptomycin  
 Vertrieb: Bayer Vital, Leverkusen  
 Indikation: Infektion, positive Tupferprobe  
 Dosierung: 4 ml/100 kg Körpergewicht i.m. (alle 48 Stunden)

## 2.2 Zuchtmanagement der Hengste

### 2.2.1 Samenabnahme

Die Samenabnahme wurde in einem Raum mit einem Fußbodenbelag aus Profilmattendurchgeföhrt, die den Vorteil haben, dass sie sowohl rutschfest als auch leicht zu reinigen sind. Die Samengewinnung erfolgte auf der untersuchten Besamungsstation ausschließlich am Phantom. Die Verwendung einer rossigen Stute, die laut Baunack (1995) zwar den Vorteil hat, dass sie fast immer von den Hengsten akzeptiert wird und einen stärker stimulierenden Einfluss ausübt als ein Phantom, wurde aus Gründen der Sicherheit und der Hygiene abgelehnt. Zur Animation wurde eine paarungsbereite Stute auf der linken Seite, längs neben das Phantom gestellt.

Erst wenn der Hengst im Verlauf des Vorspiels den Penis vollständig ausgeschachtet und erigiert hatte, wurde ihm der Aufsprung gewöhrt. Ab dem Moment, in dem der Hengst aufsprang, liefen die weiteren Reflexe standardisiert ab (siehe 1.2.3). Der Samennehmer näherte sich von der rechten Seite und lenkte mit der linken Hand den Penis in die auf dem



**Abb. 7:** *Stimulierung eines Hengstes*



**Abb. 8:** *Samenabnahme auf dem Phantom*

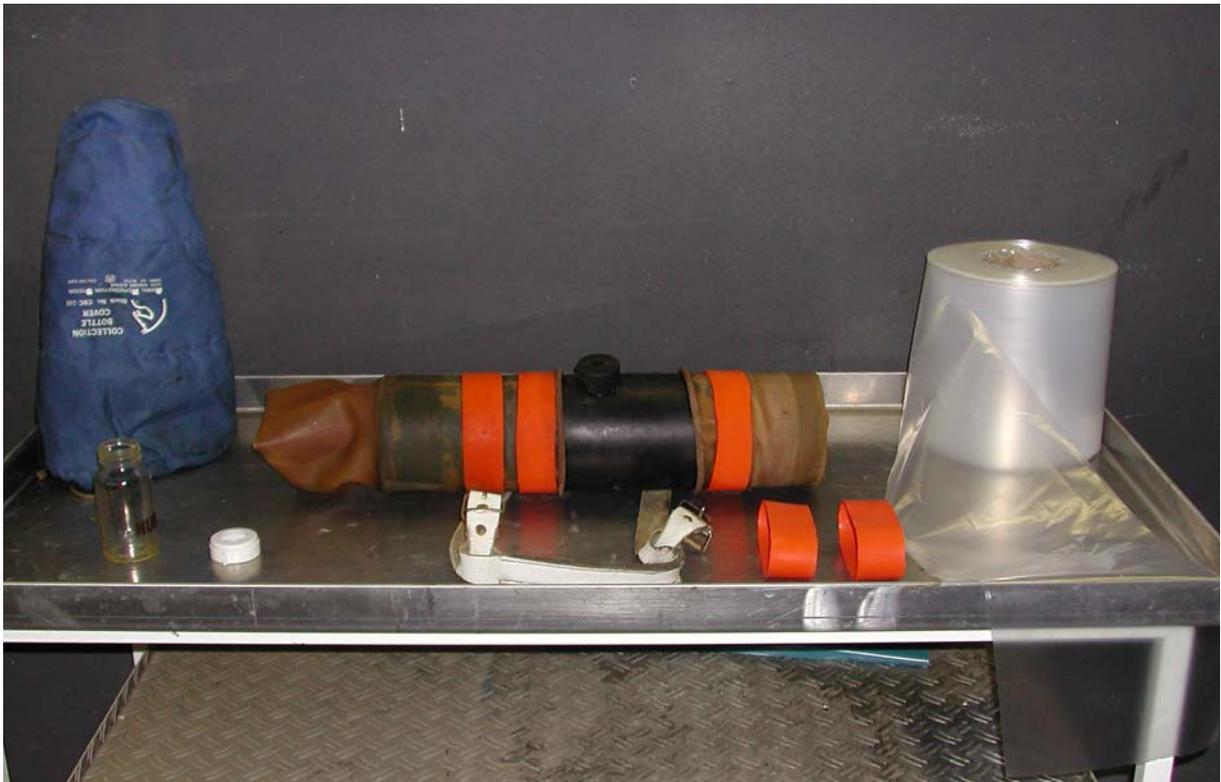
rechten Unterarm bereitgehaltene künstliche Scheide. Nach der Imissio des Penis führte ein Hengst mehrere (7 bis 8) Friktionsbewegungen aus, die zur Ejakulation führten. Während der Friktionsbewegungen konnte der Samennehmer mit der linken Hand an der Unterseite des Penisschaftes das Einsetzen der Harnröhrenkontraktionen kontrollieren, die ein Hinweis auf eine Ejakulation waren. Während der Ejakulation musste die künstliche Scheide nach hinten gekippt und das Ventil aus dem Einfüllstutzen gezogen werden, um den raschen Samenabfluss in das Auffanggefäß zu gewährleisten.

Nach der Ejakulation ließ sich der Hengst unter Erschlaffung des Penis vom Phantom gleiten. Dabei zog der Samennehmer behutsam die künstliche Scheide ab und bewegte sich aus Sicherheitsgründen rückwärts von Phantom und Hengst weg.

Um die Samenabnahme mit zwei Personen durchführen zu können, wurde die "Animierstute" bei den Besamungen nach und nach immer weiter vom Phantom entfernt, bis später nur noch der vom Phantom ausgehende Torbogenreflex ausreichte, um den Hengst zu stimulieren. Das Verfahren wurde soweit vereinfacht, dass eine Person den Hengst zum Phantom führte und ihn dort nach genügender Stimulation aufspringen ließ, so dass ihn die zweite Person absamen konnte.

### 2.2.2 Künstliche Scheiden

In der Praxis hat sich das Absamen mit der künstlichen Vagina Modell Hannover bewährt. Die Bestandteile werden bei Klug (1993) ausführlich beschrieben. Der Innenschlauch, der die Auslösung der zur Ejakulation notwendigen Reize (Druck, Oberflächenbeschaffenheit, Temperatur) vermittelt, wird so durch das Mantelrohr hindurchgezogen, dass die Enden ca. handbreit auf das Außenrohr umgeschlagen und mit Spannringen befestigt werden können.



**Abb. 9: Künstliche Scheide**

Abweichend davon wurde auf der Besamungsstation ein Kunststoffschlauch für den Einmalgebrauch in die künstliche Vagina eingezogen. Zum Auffangen des Samens wurde an diesen Einweg-Innenschlauch eine sterile Babyflasche aus Glas angeschraubt, so dass der Samen direkt in das Glas laufen konnte. Das Samenauffangglas wurde mit einer lichtundurchlässigen und wärmeisolierenden Schutzhülle überzogen. In den Raum zwischen Mantelrohr und Innenschlauch wurde warmes Wasser gefüllt und mit einem Ventilstopfen verschlossen. Die Wassertemperatur beim Einfüllen betrug zwischen 45 °C und 50 °C, so dass die Innentemperatur der künstlichen Vagina beim Absamen zwischen 38 °C und 44 °C lag. Bei der Wahl der Wassertemperatur beim Einfüllen mussten sowohl die Außentemperatur, die Vaginatemperatur und die Zeitspanne zwischen Einfüllen und Absamen, als auch die individuellen Eigenheiten der Hengste berücksichtigt werden, da einige Hengste sehr sensibel auf die Vaginaintemperatur beim Absamen reagierten. Um die Reizschwelle nicht zu erhöhen, wurden die Hengste an möglichst niedrige Vaginaintemperaturen gewöhnt. Vor dem Absamen wurde die künstliche Scheide mit Hilfe eines gefetteten Einweghandschuhes innen noch mit steriler Vaseline gleitfähig gemacht, dabei ließ sich gleichzeitig der Vaginainnendruck auf die Penisgröße des Hengstes einstellen.

### **2.2.3 Samenuntersuchung**

Direkt nach dem Absamen wurde das Ejakulat lichtgeschützt und wärmeisoliert ins Labor gebracht. Im Labor wurde bereits vor der Samenabnahme alles hergerichtet, um das Spermium anschließend schnell und schonend aufbereiten zu können. Da abrupte Temperaturschwankungen das Ejakulat schädigen, mussten diese möglichst vermieden werden. Deshalb wurde das Wasserbad (Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach), der Heiztisch (Modell: HT 200, Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach) und die Heizplatte des Mikroskops (Modell: Olympus CH 2; Hersteller: Olympus Optical, Japan; Vertrieb: Minitüb Tiefenbach) auf 37 °C vorgewärmt. In dem Wasserbad wurde das Fläschchen mit dem Verdünner, der später verwendet wurde und ein Messzylinder bereitgestellt. Auf den Heiztisch wurden noch Objektträger und Deckplättchen vorbereitet, damit das Ejakulat, das unter dem Mikroskop kontrolliert werden sollte, annähernd Körpertemperatur hatte.

Das Ejakulat wurde aus dem Samenauffangglas durch einen Filter in einen leicht angewärmten Messzylinder gegossen, der sofort mit dem Namen des Hengstes und dem Datum beschriftet wurde. Je nach Schleimanteil und Konsistenz des Samens wurden einfache Teefilter oder Milchfilter verwendet, um Schleim und kleine Schmutzpartikel zurückzuhalten. Anschließend wurde von dem gereinigten Spermium mit dem Photometer (Modell: Sperm Photometer; Hersteller: Leo Diagnostics, Helsingborg, Schweden; Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach) die Dichte bestimmt. Aus Zeitgründen wurde die Zählkammer nur selten zur Berechnung der Samendichte verwendet. Bei durchgeführten Vergleichsmessungen lag die Abweichung meist unter 5 %. Da eine exakte Messung nicht möglich war, wurde die Motilität unter dem Mikroskop geschätzt und in eine der folgenden Klassen eingeordnet: Vorwärtsbeweglichkeit unter 50 % oder mindestens 50 %, 60 % oder 70 %. In der täglichen Routinearbeit wurde die Motilität jeweils vor und nach Verdünnerzugabe geschätzt. Zur Sicherheit wurde die Vorwärtsbeweglichkeit lieber etwas zu tief als zu hoch beurteilt und normalerweise nicht über 70 % eingestuft. Nur bei nahezu 100 % Vorwärtsbeweglichkeit der Samenzellen wurde diese mit 80 % bewertet. Wichtiger als extreme Hochschätzungen der

Vorwärtsbeweglichkeit im oberen Bereich war die reelle Schätzung im unteren Bereich, um gewisse Mindestanforderungen an die Samenqualität sicherzustellen.

Im Rahmen fertilitätsdiagnostischer Untersuchungen im Routinebetrieb der Pferdebesamungsstation war die Erfassung aller biologischen und qualitativen Ejakulatsmerkmale erforderlich. In Bezug auf die Samenkonservierung lag der Schwerpunkt der spermatischen Untersuchung unter Berücksichtigung einer ausreichenden Spermiedosierung auf der Beurteilung von Motilität und Morphologie der Spermien. Hengstspermien zeigen aufgrund besonderer morphologischer Strukturen keine typische Vorwärtsbewegung, wie sie beispielsweise Bullenspermien eigen ist. Sie beschreiben in ihrem Bewegungsablauf vielmehr eine mehr oder weniger große Kreisbahn. Es war daher mitunter schwierig, eine scharfe Trennung zwischen den Anteilen vorwärts- und ortsbeweglicher Spermien eines Ejakulats oder einer Besamungsdosis vorzunehmen. Erschwert wurde die ohnehin subjektive mikroskopische Motilitätsschätzung noch, wenn partikelreiche Samenverdünner (Milchverdünner, Verdünner mit hohem Eidotteranteil) benutzt wurden. Um ein optisch klares Bild zu erhalten, war es zweckmäßig, die Verdünner zu zentrifugieren und zu filtrieren. Dies war eine Grundvoraussetzung für die Anwendung der computer-gesteuerten Mikrovideographie, mit der die Spermienmotilität gemessen wurde. Dieses moderne Verfahren erlaubte die weitgehend objektive Ermittlung verschiedener Motilitätsparameter (Anteile vorwärts-, orts- und unbeweglicher Spermien, Spermengeschwindigkeit, Linearität der Bewegung usw.) und dürfte insbesondere für die Beurteilung von Tiefgefriersperma zukünftig an Bedeutung gewinnen. Die morphologische Beurteilung von Hengstspermien insbesondere hinsichtlich Akrosomintegrität mittels Phasenkontrast- oder Interferenzkontrastmikroskopie war wegen der geringen Kopfgröße schwierig, so dass auf spezielle Färbetechniken zurückgegriffen werden musste. Für natives Sperma war die Kopfkappenfärbung nach Karras (Bader, 1992) sowie ein kommerziell vertriebenes Färbeverfahren (Spermac<sup>®</sup>, Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach) geeignet. Letzteres konnte auch bei Tiefgefriersperma eingesetzt werden, lieferte aber in Bezug auf Akrosom- und Plasmamembranalterationen keine absolut zuverlässigen Befunde. Hierfür stehen in neuester Zeit hochsensible Fluoreszenztechniken mit Propidiumjodid und Carboxyfluorescein-Diacetat sowie Immunfluoreszenzverfahren (unter Verwendung monoklonaler Antikörper gegen akrosom-assoziiertes Antigen) zur Verfügung (Bader, 1992).

**Tabelle 3: Normalwerte von Hengstsperma (Stolla 1981, Rossdale 1994)**

	<b>Stolla</b>	<b>Rossdale</b>
Volumen (ml) mit Schleimfraktion	100 (30-280)	
Volumen (ml) ohne Schleimfraktion		50
Dichte (Mio. Samenzellen/ml)	236 (33-577)	keine Angaben
Gesamtspermienzahl/Ejakulat (Mrd.)	20 (1-36)	2-5
Vorwärtsbewegliche Samenzellen (%)	70 (40-85)	keine Angaben
pH-Wert	7,0 (6,7-7,4)	7,33
Anormale Spermien (%)	18,8 (4,5-39,0)	keine Angaben

**Tabelle 4: Mindestanforderungen für Hengstsperma für die künstliche Besamung (Busch et al., 1991; Medl, 1993):**

	<i>Busch</i>	<i>Medl</i>
Volumen (ml)	40	keine Angaben
Dichte (Mio. Samenzellen/ml)	100	keine Angaben
Gesamtspermienzahl/Ejakulat (Mrd.)	3	2
Vorwärtsbewegliche Samenzellen (%)	50	50
Intakte Samenzellen (%)	70	keine Angaben
pH-Wert	6,8 - 7,2	keine Angaben

Das Sperma des gesunden Hengstes ist 24 bis 28 Stunden befruchtungsfähig (Haring und Miesner, 1992). Um die Samenqualität zu verbessern, wurde in einem Versuch erprobt, durch eine spezielle Filtration die lebenden von den toten Samenzellen zu trennen (van der Holst, 1992).

Vielfältige Faktoren beeinflussten die Samenqualität. Die routinemäßige Samenbeurteilung direkt nach dem Absamen des Hengstes ermöglichte ein sofortiges Einschreiten bei abnehmender Samenqualität. Durch eine gleichmäßige Absamfrequenz (2- bis 3-mal/Woche) ließ sich die Samenqualität verbessern. Ein positiver Effekt auf die Samenqualität bei der Samengewinnung wird durch die Stimulierung mit einer Stute erreicht (Medl, 1993). Eine größere Anzahl von Absamungen führt dazu, dass sich die Zahl der Spermien pro Samenerguss vermindert (Rossdale, 1994).

## 2.3 Frischsamentechnik

### 2.3.1 Frischsamen

Die Verwendung von unverdünntem Frischsamen war auf eine Zeitspanne von etwa einer Stunde nach der Gewinnung beschränkt. Durch Zugabe von Samenverdünner, anschließendes Zentrifugieren und Abkühlung auf 4 °C bis 7 °C konnte das Sperma bis zu 24 Stunden (Busch et al., 1991) bzw. 72 Stunden (Rahlke, 1994) befruchtungsfähig gemacht werden. Magermilchverdünner und Glycin-Eidotterverdünner hatten sich als Konservierungsmedien als besonders geeignet erwiesen (Wöckener, 1992; Rahlke, 1994). Natürlich spielte hier die individuelle Eignung des Samens eines jeden Hengstes eine Rolle. Daher wurde versucht, die für den jeweiligen Hengst am besten geeignete Samenkonservierungsmethode zu finden.

### 2.3.2 Frischsamenaufbereitung und Portionierung

Aus den bei der Samenuntersuchung ermittelten Werten wurde nun die Anzahl der Portionen nach folgender Formel berechnet:

$$\frac{\text{Gesamtspermienzahl (Mrd.)} \times \text{Vorwärtsbeweglichkeit (\%)}}{100 \times \text{Anzahl vorwärtsb. Samenzellen pro Portion (Mio.)}} = \text{Portionenzahl}$$

Die Gesamtspermienzahl war das Produkt aus Volumen (ml) x Dichte (Spermien/ml).

Um den Frischsamen länger haltbar zu machen, musste dieser entsprechend konserviert werden. Das Ejakulat wurde mit einem im Wasserbad angewärmten Verdünner mindestens im Verhältnis 1 : 1 verdünnt. Waren die Dichte und der Anteil der vorwärtsbeweglichen Samenzellen sehr hoch, so wurde der Samen auf ein Gesamtvolumen von 10 ml pro Portion aufgefüllt, wenn damit zu rechnen war, dass fast alle Portionen benötigt wurden. Die Zeitspanne zwischen Absamen und Verdünnen betrug maximal 5 Minuten.

75 % der Ejakulate wurden mit einem Glycinverdünner (Vertrieb: Genn, Mühlen) aufbereitet und nur 25 % mit einem Magermilchverdünner (Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach). Ejakulate mit hoher Dichte konnten mit dem Glycinverdünner im allgemeinen besser konserviert werden. Bei Ejakulaten mit geringer Dichte waren beide Verdünner annähernd gleich gut geeignet, so dass hier aus Kostengründen oft der Magermilchverdünner eingesetzt wurde. Nur Sperma mit sehr geringer Dichte und sehr hohem Volumen wurde 10 Minuten bei 2000 Umdrehungen (800 x g) zentrifugiert (Zentrifuge: Modell: Hettich Universal Typ 1200; Hersteller: Hettich Zentrifugen, Tuttlingen; Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach), damit es besser konserviert werden konnte und die Samendichte der Portionen nicht zu gering wurde. Nach dem Zentrifugieren wurde der Samen neu aufbereitet (siehe 2.4.2) und mit Glycinverdünner aufgefüllt.

Rezept Glycinverdünner (Eigelbverdünner):

(nach Dimitropoulos, zitiert in Busch et al., 1991)

Lösung 1:

Glucose	12 g
Fructose	12 g
Aqua bidest.	600 ml

Lösung 2:

Natriumcitrat	20,0 g
Glycin	9,4 g
Sulfanilamid	3,5 g
Aqua bidest.	1000 ml

Herstellung des Endverdünners:

300 ml von Lösung 1  
 + 500 ml von Lösung 2      alles gründlich vermischen und 20 Minuten  
 + 200 ml Hühnereidotter    bei 600 x g zentrifugieren  
 (Vertrieb: Dr. Genn, Mühlen)

Rezept Magermilchverdünner:

(nach Kenney et al., 1975, zitiert in Busch et al., 1991)

Trockenmilch	24	g
Glucose	49	g
Aqua bidest.	960	ml
Natriumhydrogencarbonat (8,4 %)	16	ml
Gentamicinsulfat	1	g

(Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach)

Die Routinebesamungsdosis hat 10 ml bis 30 ml Volumen und enthält 500 Mio. vorwärtsbewegliche Samenzellen (Klug, 1993). Da meistens genügend Samen zur Verfügung stand, konnte die Besamungsdosis großzügig gestaltet werden. Dennoch wurde die Besamungsdosis auf 30 ml Volumen und 1 Mrd. vorwärtsbeweglicher Samenzellen begrenzt.

**2.3.3 Frischsamenlagerung und -Verwendung**

Nach der Aufbereitung wurde das Sperma mit einer sterilen Alufolie abgedeckt und zuerst bei Zimmertemperatur in einem Schrank dunkel gelagert. Die zur Besamung anstehenden Stuten wurden nun baldmöglichst mit dem frischen Sperma besamt, bevor dieses nach ein bis zwei Stunden in den Kühlschrank verbracht und dort bei 5 °C gelagert wurde. Bei dieser Art der Konservierung konnte davon ausgegangen werden, dass das Ejakulat bis zu 48 Stunden nach dem Absamen voll befruchtungsfähig war. Frischsperma wurde daher höchstens noch am zweiten Tag nach dem Absamen zur Besamung verwendet. Von jedem Ejakulat wurde täglich die Vorwärtsbeweglichkeit der Samenzellen kontrolliert und das Sperma erst verworfen, wenn die Vorwärtsbeweglichkeit unter 10 % abfiel. Diese Kontrollen dienten nur zur Beurteilung der Samenqualität. Der Anteil der vorwärtsbeweglichen Samenzellen sank dabei täglich um durchschnittlich 10 % bis 20 %. Es gab Samenqualitäten, die nach 8 Tagen noch 10 % vorwärtsbewegliche Samenzellen aufwiesen. Ob ein Zusammenhang zwischen dieser Haltbarkeit und der Dauer der Befruchtungsfähigkeit der Samenzellen bestand, konnte im Rahmen dieser Arbeit nicht überprüft werden.

### 2.3.4 Frischsamenversand

Zum Versand wurde das auf 5 °C gekühlte Sperma in sterile Einweg-Samenröhrchen abgefüllt. Die Röhrchen wurden mit dem Hengstnamen und dem Absamdatum beschriftet. Der Versand erfolgte in ebenfalls auf 5 °C gekühlten Transportbehältern (Hersteller: Sarstedt, Nümbrecht; Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach), die zur Isolierung mit einem Styropor-Mantel umhüllt wurden.

Noch besser gegen Temperaturschwankungen schützen der „Equitainer“ (Hersteller: Rush, Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach), der „Celletainer“ (Vertrieb: Tierärztebedarf Hannover, Hannover) und das System "van der Holst" (Hersteller: van der Holst, Niederlande) (Rahlke, 1994).

Für jede Samenportion wurde ein Samenversand- und Verwendungsnachweis ausgefüllt und beigelegt, der vom Tierarzt ergänzt und unterschrieben zurückgeschickt werden musste.

Die meisten Paketdienste waren sehr zuverlässig und stellten die Versandcontainer am nächsten Tag zu. Besonders vorteilhaft für den Samenversand der untersuchten Station war die Zusammenarbeit mit "NET Nachtexpress", da der Samen zwischen 17<sup>00</sup> und 18<sup>00</sup> Uhr abgeholt und dem Empfänger am nächsten Morgen bereits vor 8<sup>00</sup> Uhr zugestellt wurde. Das hatte besonders im Sommer den Vorteil, dass der Samen nicht zu lange unterwegs war. Ein weiterer Vorteil war, dass die Tierärzte die Stuten früh am Tag besamen und untersuchen konnten, und, falls sie nochmals Samen benötigten, diesen vor 12<sup>00</sup> Uhr bestellen konnten. Da die Paketdienste am Wochenende und an Feiertagen nicht arbeiteten, musste an diesen Tagen auf die Dienstleistung der Post zurückgegriffen werden. Am Samstag Vormittag ließen sich noch bei den meisten Postämtern Eilbriefe abgeben, die dann am Sonntag zugestellt wurden. Die Zustellung hing aber von dem zustellenden Postamt ab und war nicht überall gesichert. Oft blieb der Eilbrief auf kleineren Postämtern bis zum Montag liegen. In diesen Fällen war der Versand postlagernd beim nächstgrößeren Postamt zu empfehlen. Am Sonntag war der Samenversand nur von einem Hauptpostamt aus möglich. Konnte die Besamungsstation den Samen am Sonntag abschicken, so war die Zustellung am Montag fast immer gewährleistet.

Auch gab es die Möglichkeit, dass der Züchter den Frischsamen selbst von der Besamungsstation abholte, um dann die Stute vom Tierarzt daheim im Stall oder in der Klinik besamen zu lassen. Dies ersparte einen Versandtag.

## 2.4 Tiefgefriersamentechnik

### 2.4.1 Tiefgefriersamen

Obwohl die mit tiefgefrorenem Hengstsperma erzielten Trächtigkeitsraten unter denen von Frischsperma liegen, kann die Anwendung der Gefrierkonservierung heute als bedingt praxisreif angesehen werden (Busch et al., 1991).

Das Problem bei der Hengstspermakonservierung liegt nicht in der Lagerung. Das Sperma kann problemlos bei -195 °C in flüssigem Stickstoff lagern und überleben. Die Schwierigkeiten liegen in dem Erreichen dieser niedrigen Temperaturen, da es während des Einfriervorganges zu Molekülveränderungen mit daraus resultierenden Samenzellschädigungen kommt. Während des Auftauvorganges wird die kritische Temperaturzone von -60 °C bis -15 °C abermals durchlaufen (Genn, 1992).

Bei etwa 20 % der Hengste eignet sich der Samen nicht zur TG-Konservierung (zumindest mit den herkömmlichen Methoden) (Tischner, 1979). Bei diesen muss dann auf eine andere Alternative (Frischsamen, Natursprung) zurückgegriffen werden (Baunack, 1995).

Die Vorbereitung der Hengste für die Spermagefrierkonservierung ist zeitlich nicht an die Besamungssaison gebunden. In der Praxis ist es meistens so, dass von Hengsten, deren Sperma tiefgefroren werden soll, erst nach Abschluss der Deckperiode Samen aufbereitet wird. Meistens erfolgt das im Herbst nach einer mehrmonatigen Deckruhe (Rahlke, 1994).

Für die Vorbereitung der Hengste zur Tiefgefrierspermagewinnung sind folgende Punkte zu beachten:

1. Nach der Decksaison (in der Regel bis Ende Juli) sollte den Hengsten bis zu 4 Wochen Deckruhe gewährt werden. Während dieses Zeitraumes können gegebenenfalls Therapien gegen verschiedene Erreger (siehe 1.1.4.1; 1.1.4.2; 1.1.4.3) durchgeführt werden.
2. Vor der Spermagewinnung sind Tupferentnahmen durchzuführen und der negative Befund muss abgewartet werden. Bei positivem Befund muss eine Therapie eingeleitet werden.
3. Im Anschluss an die Deckruhe sollten die Hengste einige Tage täglich abgesamt werden, um überalterte Spermien aus den Nebenhoden zu ejakulieren.
4. Nach dieser Vorbereitung ist für jeden Hengst ein individuelles regelmäßiges Schema zwecks Tiefgefrierung einzuhalten.

Für die meisten Hengste zeigt sich ein Rhythmus von 2 bzw. 3 Samenentnahmen pro Woche in regelmäßigem Abstand als geeignet. Die Einhaltung einer individuellen Samenentnahmefrequenz ist für das Erreichen einer optimalen Spermaqualität von entscheidender Bedeutung (Genn, 1992).

#### **2.4.2 Tiefgefriersamenproduktion**

Bei der Zubereitung des Gefriersamens wird dem Verdünner ein Gefrierschutzmittel zugegeben (Medl, 1993). Dieses Gefrierschutzmittel ersetzt in den Zellen teilweise das Zytoplasma und verhindert so weitgehend eine Eiskristallbildung in den Zellen und somit deren Platzen während des Einfriervorganges. Um die Zellschädigung möglichst gering zu halten, sind Einfrier- und Auftaugeschwindigkeit aufeinander abzustimmen (Genn, 1992). Durch die Zugabe eines Verdünners soll ein Schutz der Samenzellen erreicht werden. Die Verdünner enthalten in unterschiedlicher Zusammensetzung Nährstoffe, Schutz- und Puffersubstanzen sowie keimhemmende Mittel. Durch die starken individuellen Schwankungen in der Zusammensetzung der Hengstejakulate und auch die selbst bei dem jeweiligen Hengst alters- und saisonbedingte unterschiedliche Zusammensetzung ist es erforderlich, zwischen verschiedenen Verdünnerkompositionen die jeweils optimale herauszufinden. Verschiedene Untersuchungen zeigen, dass bei einem schnellen Einfriervorgang durch die schneller stattfindende Umkristallisation die Zellschädigung geringer ist als bei einem langsamen Einfriervorgang. Mit Hilfe eines computergesteuerten Einfrierautomaten ist es möglich, innerhalb weniger Minuten Temperaturen von  $-140\text{ °C}$  zu erreichen (Genn, 1992).

Rezepte für Tiefgefrierverdünner:

(nach Martin und Klug, 1979, zitiert in Busch et al., 1991)

Rezept Vorverdünner (Zentrifugationsverdünner):

Glucose	59,985 g
Tri-Na-Citrat-2-hydrat	3,700 g
EDTA	3,699 g
Na-Hydrogencarbonat	1,200 g
Dihydrostreptomycinsulfat	0,812 g
Penicillin-G-Natrium	0,303 g
Aqua bidest.	1000 ml

(Vertrieb: Dr. Sieme, Landgestüt Celle)

Rezept Gefrierverdünner (Merck-Laktose-Verdünner):

11 %-ige Lactose-Lösung	50 ml
Zentrifugationsverdünner	25 ml
Eidotter (SPF Eier)	20 ml
Glycerin	5 ml
OEP Equex STM	0,8 ml

(Vertrieb: Dr. Sieme, Landgestüt Celle)

Aus mehreren Verfahren wurde ein auf die Station abgestimmtes Einfrierstandardverfahren entwickelt, wobei auf die einfache Durchführung in der Praxis besonderer Wert gelegt wurde. Durch dieses Standardverfahren war es möglich geworden, alle Hengstsamen nach dem gleichen Schema einzufrieren, mit nur geringfügigen Anpassungen an den einzelnen Hengst.

Das Ejakulat wurde nach der ersten Untersuchung mit einem Vorverdünner (Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach) im Verhältnis 1 : 1 aufgefüllt. Anschließend wurde das Sperma 5 bis 10 Minuten dunkelgestellt und danach zentrifugiert. Die Zentrifugationszeit richtete sich nach der Motilität und lag zwischen 10 und 15 Minuten bei 2000 U/min (800 x g). Anschließend wurde der Überstand mit einer Unterdruckpumpe abgesaugt, so dass nur noch der reine Samen als Satz im Glas zurückblieb. Dieser wurde mit etwas Gefrierverdünner (Vertrieb: Genn, Mühlen) versetzt und mit Hilfe eines Horizontalschüttlers (Modell: KS 10; Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach) wieder gelöst. Hatte sich das Sperma im Verdünner völlig gelöst, wurde aus dem Volumen und der Dichte, die jetzt mit der Zählkammer ermittelt werden musste, die Gesamtspermienzahl (GSZ) errechnet. Die GSZ wurde mit dem Faktor Vorwärtsbeweglichkeit (%) / 100, multipliziert und durch 400 Mio. Samenzellen geteilt. Dies ergab die Anzahl der Portionen, wobei jede Portion 400 Mio. vorwärtsbewegliche Samenzellen hatte. Vier "medityp"-Pailletten (Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach) à 0,5 ml bildeten eine Portion. Die Anzahl der Portionen multipliziert mit 2 ml ergab das Endvolumen, auf welches das Sperma nun mit dem Gefrierverdünner aufgefüllt wurde. Besonderer Wert wurde darauf gelegt, dass die zur Ermittlung der Portionen benötigten Werte, die immer einem gewissen Fehler unterlagen, lieber zu tief als zu hoch notiert wurden, um so die Portionen eher zu groß als zu klein zu errechnen. Das Volumen wurde immer an der unteren Markierung abgelesen. Die Dichte wurde mit der Zählkammer mindestens zweimal ausgezählt und, falls die beiden Werte stark voneinander abwichen, nochmals gezählt, wobei zum Schluss immer der tiefere Wert

angenommen wurde. Der Schätzwert der Motilität war sehr subjektiv und hing vor allem von der Erfahrung des Beobachters ab. Bei der Gefriersamenproduktion musste die Reduzierung der Motilität, die durch das Einfrieren und Auftauen entstand und je nach Hengst zwischen 5 % und 15 % lag, mit einkalkuliert werden. Die Motilität musste daher so geschätzt werden, dass der angenommene Wert mit dem Wert nach dem Auftauen möglichst gut übereinstimmte.

Für die Konfektionierung wurde das „Meditübverfahren“ (0,5 ml Kunststoffröhrchen) gewählt, das auch in den USA, Frankreich und Skandinavien zum Einsatz kommt. Aufgrund seines kleinen Volumens bot es günstige biophysikalische Voraussetzungen, außerdem standen automatische Abfüll- und Verschlussmaschinen zur Verfügung, die eine wesentliche Arbeitserleichterung brachten. Nachteile ergaben sich indessen beim Auftauprozess und bei der Insemination, da je Besamung 4 (mitunter auch 5 oder 6) Pailletten notwendig waren, die nach dem Auftauen zu einer einheitlichen Besamungsdosis zusammengefügt werden mussten.

Als Alternative gab es das „Makrotübverfahren“ (4 - 5 ml fassende Kunststoffröhrchen, Länge 23 cm, Durchmesser 6 mm, Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach), das in Deutschland und einigen anderen Ländern verwendet wird. Der Vorteil des Makrotübsystems liegt in der unkomplizierten Handhabung (Vorteile beim Abfüllen ohne Maschine, usw.), der Hauptnachteil ist der große Durchmesser der Portion, der ungünstige biophysikalische Bedingungen beim Einfrieren und insbesondere beim Auftauen schafft, und damit die Spermaqualität negativ beeinflusst. Als Modifikation wurde daher auf dem Markt der sog. „Flachtüb“ (bei gleichem Volumen ca. 2 mm Schichtdicke, Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach) eingeführt, der Verbesserungen zu bringen scheint.

Vor dem Abfüllen in die mit Hengstname, Lebensnummer und Datum beschrifteten Pailletten wurde der Samen nochmals gut geschüttelt und dann mit Hilfe einer speziellen Abfüllmaschine (Modell: IHV; Hersteller: Aigle, Frankreich; Vertrieb: A. Albrecht, Aulendorf) für „Meditüb-Pailletten“ in die Pailletten eingesaugt und zugleich verschlossen. Damit keine Verwechslungen vorkamen, hatte jeder Stammhengst seine eigene Paillettenfarbe. Anschließend wurden die Pailletten auf eine Rastervorrichtung zum Einfrieren gelegt und in den Kühlschrank bei einer Temperatur von 5 °C gestellt. Hier verblieb der Samen mindestens 15 Minuten, konnte aber auch länger im Kühlschrank bleiben, falls mehrere Ejakulate zusammen eingefroren werden sollten. Zum Einfrieren wurde der Samen in die computergesteuerte Einfriermaschine (Modell: Ice Cube 1600, Computer Freezer; Hersteller: SY LAB®, Purkersdorf, Österreich; Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach) gestellt. Dazu wurde Flüssigstickstoff in die Gefrierkammer gepumpt, der die Kammer gleichmäßig abkühlte. Das Programm für das Standardeinfrierverfahren hatte zwei Stufen: erste Stufe von 5 °C Kühlschranktemperatur auf -16 °C mit -3 °C/min in 7 Minuten; zweite Stufe direkt anschließend von -16 °C auf -160 °C mit -10 °C/min in 14 Minuten und 24 Sekunden. Nach Programmende konnte die Kammer geöffnet werden, und die Pailletten wurden sofort und schnell in den bereitgestellten Flüssigstickstoff eingetaucht.

### **2.4.3 Lagerung, Versand und Verwendung von Tiefgefriersamen**

Die Cryobehälter (Hersteller: MVE, Burnsville, MN, USA; Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach), in denen der Samen bei -196 °C gelagert wurde, waren mit Flüssigstickstoff gefüllt. Sie waren vakuumisoliert und hatten Platz für 10 Köcher à 100 Portionen, wobei jeder Hengst seine

eigenen Köcher hatte. Die verwendeten Behälter hatten ein Fassungsvermögen von 50 l Flüssigstickstoff und mussten regelmäßig nachgefüllt werden. Der bei  $-196\text{ °C}$  eingefrorene Samen bleibt so tiefgekühlt nahezu unbegrenzt haltbar.

Der Versand von TG-Samen war relativ einfach, da hierfür spezielle TG-Transportbehälter (Cryobehälter, Hersteller: MVE, Vertrieb: Minitüb, Tiefenbach) zur Verfügung standen. Diese saugten den Flüssigstickstoff mit einem Schwamm auf, so dass er nicht auslaufen konnte. So war ein gefahrloser Transport in einem drucklosen Behälter möglich. Die Kühlhaltezeit betrug je nach Behälter und Außentemperatur zwischen 5 Tagen und zwei Wochen, so dass ein weltweiter Transport möglich war. War der Samen bei der Ankunft schon aufgetaut, konnte er nicht noch einmal eingefroren werden, sondern musste vernichtet werden. Der TG-Samenversand hatte gegenüber dem Frischsamenversand den Vorteil, dass er nicht so termingebunden war. Der Besamungstierarzt konnte den Samen lagern und die Stute direkt zur Ovulation mit aufgetautem TG-Samen inseminieren.

Der Vorgang des Besamens wurde bereits beim Besamen mit Frischsamen beschrieben (siehe 2.1.3). Zum Auftauen wurden die Pailletten aus dem Flüssigstickstoff direkt in ein Wasserbad mit  $37\text{ °C}$  gegeben. Nach etwa einer Minute war die Samenportion aufgetaut, und die Pailletten konnten entnommen und abgetrocknet werden. Der Samen wurde nun entweder direkt mit dem Besamungsgerät und -pipette aus der Paillette in die Stute inseminiert, oder zuerst in eine Spritze mit ca. 10 ml Verdünner gefüllt und dann mit der normalen Besamungspipette inseminiert.

## **2.5 Datenaufzeichnung und -Auswertung**

Diese Untersuchung stützt sich auf die Erfahrungen aus der Arbeit auf einer bayerischen Hengststation. Als Grundlage dienten die Unterlagen aus dem täglichen Betriebsablauf der Besamungsstation in der Saison 1992.

### **2.5.1 Ausgangsdaten**

Auf der Besamungsstation musste jede Samenabnahme und jede Besamung genau dokumentiert werden. Die Besamungsstation ist nach dem Tierzuchtgesetz dafür verantwortlich, dass die Angaben auf dem Deckschein der Wahrheit entsprechen. Es durfte daher weder bei den Stuten noch beim Samen zu Verwechslungen kommen. Die korrekte Führung von Stutenstammblatt und Samenprotokoll und die Kennzeichnung von Stuten und Samen trugen dazu bei, dass Verwechslungen ausgeschlossen wurden. In der täglichen Praxis war es für den Betriebsablauf wichtig, dass alle Untersuchungen, Beobachtungen, Ergebnisse und Maßnahmen sofort in die vorgesehenen Unterlagen eingetragen wurden.

#### **2.5.1.1 Stutenstammblatt**

Von jeder Stute wurde direkt nach der Anlieferung ein Stutenstammblatt (siehe Anhang) erstellt. Auf diesem wurden alle Untersuchungen und Besamungen sofort eingetragen. Auch das Rosseverhalten und sonstige Bemerkungen oder Informationen zu der Stute wurden auf

dem Stutenstammblatt notiert (z.B.: Vorgeschichte, Fütterungshinweise, Allergien, Unarten, usw.).

### **2.5.1.2 Samenprotokoll**

Direkt nach dem Absamen wurde von jedem Ejakulat ein Samenprotokoll erstellt. Zuerst wurde der Name des Hengstes, das Datum, die Uhrzeit, die Anzahl der Aufsprünge bis zum Absamen und die Geschlechtslust beim Absamen notiert. Die Libido (Geschlechtslust) wurde in 4 Notenstufen unterteilt: 1 = der Hengst schachtet den Penis bereits beim Betreten des Sprungraums oder schon zuvor aus, springt sofort auf das Phantom und samt auch beim ersten Versuch ab; 2 = der Hengst muss nur kurz an der Stute animiert werden und springt dann willig auf das Phantom; 3 = der Hengst muss länger als 5 Minuten animiert werden, eventuell muss die Stute zum Aufsprung neben das Phantom gestellt werden; 4 = der Hengst zeigt nur geringes oder gar kein Interesse an der Stute und braucht länger als 15 Minuten, bis er zum Aufsprung auf das Phantom bereit ist, eventuell muss eine andere Stute geholt werden oder der Versuch abgebrochen und zu einem späteren Zeitpunkt noch einmal begonnen werden.

Zur Berechnung der Portionen wurde das Volumen bestimmt, die Vorwärtsbeweglichkeit geschätzt und die Dichte mit der Zählkammer berechnet oder mit dem Photometer gemessen. Die ordentliche Führung der Samenprotokolle wurde in Abständen von zwei bis drei Monaten vom Amtstierarzt kontrolliert. Das Samenprotokoll diente als Qualitätsnachweis für ein Ejakulat. Auf jedem Samenprotokoll wurden alle entnommenen Portionen mit der Angabe des Verwendungszwecks vermerkt. Die nicht benötigten Portionen wurden verworfen.

### **2.5.1.3 Tagesliste**

Als erstes wurde jeden Morgen die Tagesliste ausgedruckt, die alle Stuten aufführt, die sich zur Zeit auf der Besamungsstation befanden. Die Liste wurde auf Zugänge und Abgänge gegenüber dem Vortag kontrolliert und gegebenenfalls ergänzt. Der Ausdruck enthielt den Namen und die Lebensnummer der Stute, den Namen und die Telefonnummer des Besitzers, den Hengstnamen und das Datum der letzten Besamung. Auf der Tagesliste wurde nun bei jeder Stute eingetragen, was gemacht werden musste, bzw. was geplant war zu tun. Dazu wurden Abkürzungen verwendet wie: P = am Hengst probieren, B = besamen, T = dem Tierarzt vorstellen, A = Stute wird abgeholt. Die Liste konnte auch geändert werden. Wenn z. B. eine Stute beim Probieren deutlich abschlug, dann wurde diese nicht mehr besamt oder dem Tierarzt vorgeführt, auch wenn dies ursprünglich geplant war. Statt dessen wurde der Besitzer angerufen, dass er die Stute abholen konnte.

### **2.5.1.4 Samenversand- und Verwendungsnachweis**

Bevor für eine Stute Samen verschickt wurde, mussten von dieser Stute folgende Angaben vorliegen: Lebensnummer, Name, Geburtsdatum, Farbe, Abstammung und Verbandszugehörigkeit. Am besten war es, wenn für jede Stute eine Kopie des Abstammungsnachweises

vorlag. Auch von Stuten, die nicht auf Station besamt wurden, mussten diese Daten erfasst werden, und es wurde für jede Stute im PC ein Stutenstammblatt geführt. Beim Samenversand wurden diese Daten auf dem Samenversand- und Verwendungsnachweis eingetragen. Der Tierarzt musste einen Durchschlag unterschrieben zurückschicken, der bei Versandstuten als Nachweis für die Besamung diente.

## 2.5.2 Zusammenfassung der Ausgangsdaten

Als Basis für alle Berechnungen standen 7 Hengste und 265 Stuten zur Verfügung. Die Hengste waren alle gekörte Warmbluthengste, die auch im Sport eingesetzt wurden.

**Tabelle 5: Alter, Farbe und Vollblutanteil der Hengste**

<b>Hengst</b>	<b>Geburtsjahr</b>	<b>Farbe</b>	<b>Vollblutanteil</b>
1	1983	Fuchs	1/2
2	1983	Schwarzbraun	3/8
3	1986	Braun	3/8
4	1987	Braun	3/8
5	1986	Braun	3/8
6	1987	Braun	1/2
7	1986	Rappe	1/8

Die Stuten waren zum größten Teil Warmblutstuten. Die meisten davon waren im bayerischen Hauptstammbuch eingetragen. Von seiten der Besamungsstation fand jedoch keine Selektion der Stuten statt, so dass die Verteilung der Stuten in Bezug auf Abstammung, Größe, Alter, Farbe, Leistung, usw., als rein zufällig betrachtet werden kann. Unter den Stuten befanden sich einige mit starkem Vollbluteinfluss, sowie auch vier reine Vollblutstuten.

**Tabelle 6: Stuten und Fohlen pro Hengst**

	<b>Stuten</b>	<b>Stuten tragend (18. Tag)</b>		<b>Stuten (abgefohlt)</b>	
	Anzahl	Anzahl	%	Anzahl	%
Hengst 1	24	22	91,7	13	54,2
Hengst 2	25	20	80,0	13	52,0
Hengst 3	25	23	92,0	15	60,0
Hengst 4	29	25	86,2	15	51,7
Hengst 5	17	16	94,1	12	70,6
Hengst 6	112	97	86,6	64	57,1
Hengst 7	33	28	84,8	22	66,7
<b>Gesamt</b>	<b>265</b>	<b>231</b>	<b>87,2</b>	<b>154</b>	<b>58,1</b>

### 2.5.3 Bewertung der Ausgangsdaten

Um eine Statistik richtig zu deuten, sollten Kenntnisse über die Richtlinien, nach denen sie erstellt wurde, vorliegen. Im folgenden werden die Punkte erläutert, durch welche leichte Unregelmäßigkeiten in dieser Statistik entstehen können.

Die Stuten waren nicht im Besitz des Gestüts und aus Kostengründen konnten auch keine Versuche mit Vergleichsgruppen oder weitere Untersuchungen an den Stuten durchgeführt werden. Da der wirtschaftliche Aspekt im Vordergrund stand, durften keine Maßnahmen durchgeführt werden, die einen negativen Einfluss auf die Trächtigkeit oder die Gesundheit der Stuten haben konnten. Es mussten daher stets beste Samenqualitäten bereitgestellt werden, und die vorrangigen Ziele waren, dass jede Stute tragend wurde und jeder Züchter besten Service geboten bekam.

#### 2.5.3.1 Besonderheiten

Durch Besonderheiten bei den Ursprungsdaten, die statistisch schwer zu erfassen waren, konnte es zu Unregelmäßigkeiten bei der Auswertung der Statistik kommen. Da diese jedoch nur in geringem Umfang auftraten, wurde das Ergebnis dadurch nicht beeinträchtigt.

Den Stuten wurde im Abfohlkalender eine Nummer zugeteilt, die sich aus der Nummer des Hengstes und der Reihenfolge nach dem zu erwartenden Geburtstermin zusammensetzte. Durch einen Hengstwechsel, der nur am Anfang einer neuen Rosse vorgenommen werden konnte, war es daher möglich, dass die Anzahl der besamten Stuten nicht der Anzahl der Stuten im Abfohlkalender der Hengste entsprach. Insgesamt erfolgte bei fünf Stuten ein Hengstwechsel. Diese werden nun einzeln angeführt:

Stute 421 wechselte nach der dritten Rosse von Hengst 7 zu Hengst 4  
 Stute 679 wechselte nach der zweiten Rosse von Hengst 5 zu Hengst 6  
 Stute 698 wechselte nach der zweiten Rosse von Hengst 7 zu Hengst 6  
 Stute 810 wechselte nach der zweiten Rosse von Hengst 2 zu Hengst 6  
 Stute 721 wechselte nach der ersten Rosse von Hengst 6 zu Hengst 7

Aus welchen Gründen eine Stute aus der Zucht ausschied, wurde nicht erfasst.

Insgesamt verendeten fünf Stuten während der Trächtigkeit, und zwar die Stuten mit den Nummern 211, 414, 513, 618 und 657. Da diese Stuten tragend waren und keine Fohlen bringen konnten, wurden sie als Totgeburt eingetragen und in der Spalte Datum "Stute tot" vermerkt. Bei den sechs Stuten mit den Nummern 103, 109, 325, 614, 640 und 709 verstarben die Fohlen direkt bei der Geburt. Stute 109 verfohlte Zwillinge ca. drei Wochen vor dem Geburtstermin, was ebenfalls als Totgeburt eingetragen wurde. Fohlen, die nach mehr als einem Tag verstorben sind, wurden in dieser Statistik als lebende Fohlen betrachtet.

Die Stuten mit den Nummern 205 und 609 brachten gesunde Zwillinge zur Welt. Wenn man die Zwillinge als zwei Fohlen wertet, ergibt dies eine Gesamtanzahl von 156 Fohlen (= 58,9 %). Zur Berechnung der Abfohlrate, die sich auf die Anzahl der abfohlenden Stuten bezieht, konnten die Zwillinge nur einmal bewertet werden, so dass sich eine Gesamtzahl von 154 abfohlenden Stuten (= 58,1 %) ergibt.

Die Trächtigkeitsrate wurde nach dem 18. Tag ermittelt. Bezieht man die Trächtigkeitsrate auf die Gesamtzahl von 265 Stuten, so kann jede Stute nur einmal in der letzten Rosse gewertet werden (231 Stuten), auch wenn sie tragend war, anschließend resorbiert hat und nochmals tragend wurde (Ausnahme siehe 3.4.1). Bezieht sich dagegen die Trächtigkeitsrate auf 512 Rosseperioden (Rossen, in denen eine Stute besamt wurde), so muss eine Stute, die in zwei Rosseperioden jeweils tragend wurde, zweimal gewertet werden (251 Stuten).

Die allgemein übliche Berechnung der Fruchtbarkeit eines Hengstes wird aus dem Verhältnis zwischen gedeckten und tragenden Stuten ermittelt. Wird als Bezugsgröße die Anzahl der Rosseperioden statt der Stutenanzahl verwendet, so werden die Ergebnisse konkreter dargestellt, doch muss dabei berücksichtigt werden, dass sowohl die Trächtigkeits- und Abfohlrate als auch die Abort- und Totgeburtrate deutlich tiefer liegen (Faktor 1,93) und somit nicht direkt mit der allgemein üblichen Darstellungsform der Trächtigkeits-, Abfohl-, Abort- und Totgeburtrate verglichen werden können.

### **2.5.3.2 Fehlerquellen**

Die Daten stammten aus der praktischen Arbeit an einer Besamungsstation und wurden dem tatsächlichen Betriebsablauf entnommen. Die Anzahl der Stuten ergab sich aus den zur Besamung anstehenden Stuten und konnte daher nicht von Anfang an festgelegt werden. Dies machte einen streng organisierten Versuchsaufbau unmöglich, und eine zufällige Häufung bestimmter Einflussfaktoren konnte somit nicht ganz ausgeschlossen werden. Deshalb musste jedes Ergebnis auf einen Zufallsfehler bei den Ausgangsdaten hin überprüft werden. Im allgemeinen konnte jedoch von einer rein zufälligen Verteilung ausgegangen werden, und da das Datenmaterial relativ umfangreich war, konnte die Gefahr einer zufälligen Häufung vernachlässigt werden. Dennoch war es unbedingt erforderlich, die gewonnenen Daten entsprechend zu relativieren, zu erklären und zu deuten. Die Einflussfaktoren waren vielfältig und mussten bei der Auswertung entsprechend berücksichtigt werden. Einige Daten waren eventuell nur Annahmen von Züchtern und nicht durch eine Untersuchung gesichert. So konnte es in Ausnahmefällen sein, dass die Stute als tragend und später resorbiert eingetragen wurde, in Wirklichkeit aber nie tragend war und umgekehrt.

Die Absamfrequenz der Hengste war nicht regelmäßig (z. B. jeden zweiten Tag), sondern ein Hengst wurde nur dann abgesamt, wenn für eine Stute Samen benötigt wurde. Dies führte zwar dazu, dass zur Besamung der Stuten immer frischer Samen zur Verfügung stand, doch konnte so die Gleichmäßigkeit der Samenqualität nicht überprüft werden.

### **2.5.4 Statistische Datenerfassung**

Die statistische Datenerfassung erfolgte mit PC in dem Programm "Microsoft Excel 5,0". Um die Daten statistisch auswerten zu können, mussten diese entsprechend zusammengefasst werden. Dazu wurde für die Stuten- und Hengstdaten getrennt je ein Datenerfassungsbogen angelegt. Dabei wurden die Daten zuerst nach Hengsten und dann nach dem Besamungsdatum der Stuten sortiert.

### 2.5.5 Berechnungsverfahren

Beim Vergleich von Stuten- mit Hengstdaten musste zuerst jeder besamten Stute ein Ejakulat zugeordnet werden. Im Normalfall wurde immer das Ejakulat vom Tag der letzten Besamung als Bezugsgrundlage gewählt. Wurde eine Stute mehrmals besamt, so war es wahrscheinlich, dass die ersten Ejakulate nicht zur Befruchtung führten. Wurde jedoch nach der Ovulation nochmals besamt, konnte auch das Ejakulat der vorletzten Besamung für den Besamungserfolg verantwortlich sein. Da in diesem Fall nicht genau bestimmt werden konnte, aus welchem Ejakulat die Trächtigkeit resultierte, wurde auch hier für die statistische Berechnung das Ejakulat der letzten Besamung verwendet.

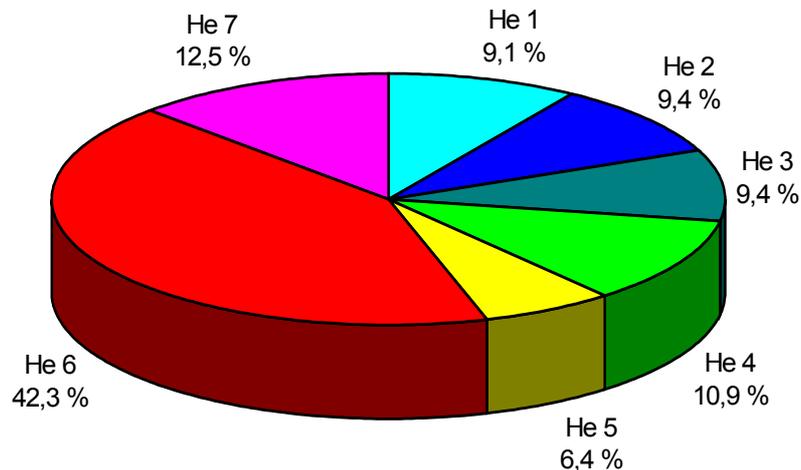
Nach diesen Kriterien entstand eine Aufstellung, die jeder letzten Besamung in einer Rosse ein Ejakulat zuordnete. Aus dieser Tabelle wurden Zusammenhänge von Stuten- und Hengstdaten dargestellt und weitere Ergebnisse berechnet.

Die statistischen Berechnungen wurden mit Hilfe des Chi-Quadrat-Testes durchgeführt (siehe Anhang). Wird die jeweils zugrunde liegende Nullhypothese abgelehnt, so besteht mit einer Wahrscheinlichkeit von 95 % ein signifikanter Einfluss auf das untersuchte Merkmal. Wird die Nullhypothese nicht abgelehnt, so besteht kein signifikanter Einfluss. Die Irrtumswahrscheinlichkeit wurde immer mit  $\alpha = 5 \%$  festgelegt.

### 3 Ergebnisse

#### 3.1 Darstellung der Ausgangsdaten

##### 3.1.1 Verteilung der Stuten auf die Hengste



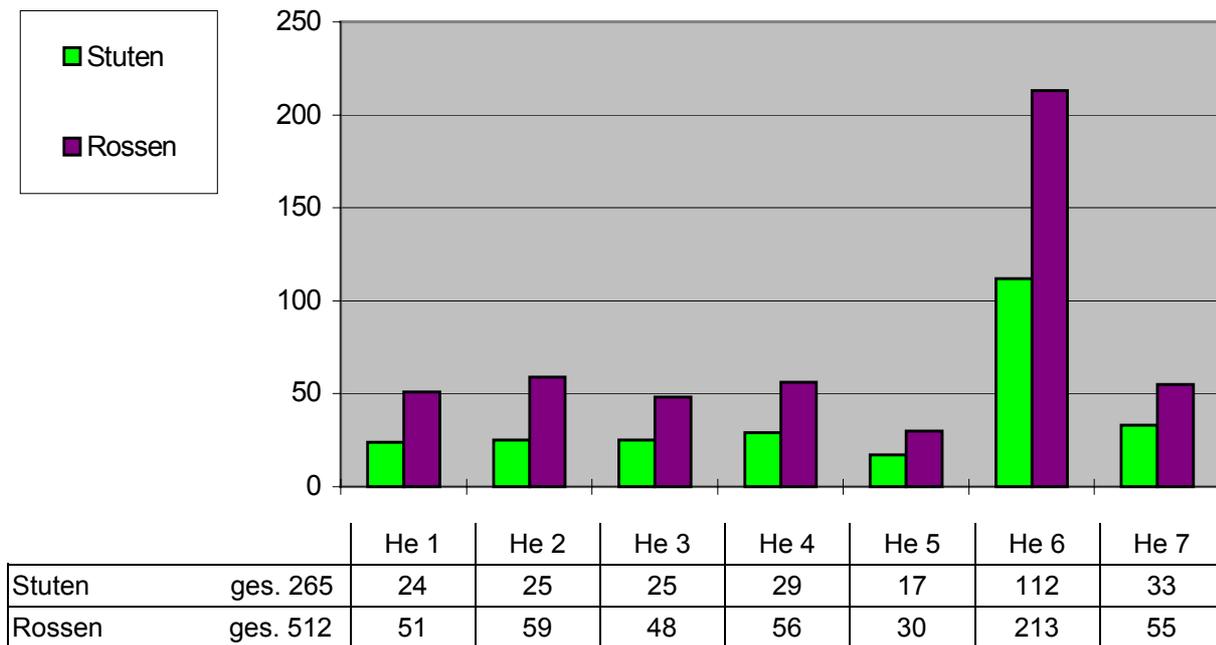
**Abb. 10: Relative Verteilung der Stuten auf die Hengste**

Die relative Verteilung der Stuten auf die für die Untersuchung zur Verfügung stehenden Hengste kann Abbildung 10 entnommen werden. Es wird deutlich, dass nicht jedem Hengst gleich viele Stuten zugeführt wurden. Hengst Nr. 6 wurde von den Stutenbesitzern allen anderen Hengsten deutlich vorgezogen.

Die Entscheidungskriterien für die Hengstwahl waren vielfältig, da jeder Züchter „seinen“ gewünschten Hengst selber auswählte. Dabei beeinflussten oft sehr unterschiedliche Erwartungen und Zuchtziele die Hengstwahl: ein Fohlen, das sich gut verkaufen ließe; eine bestimmte Kombination von Blutlinien; ein Pferd in einer bestimmten Farbe; ein Pferd für eine bestimmte Sportrichtung (Dressur, Springen, Vielseitigkeit, Fahren, Freizeit); ein Pferd mit einer bestimmten Endgröße; ein besonders gesundes oder widerstandsfähiges Pferd. Oft waren es auch mehrere Kriterien, die der Züchter in optimaler Weise nach seinen Gesichtspunkten zu vereinen versuchte. Jeder Züchter trachtete danach einen Hengst zu finden, der ihm zur Verwirklichung seiner Ziele am besten geeignet erschien. Dazu standen ihm Entscheidungshilfen zur Verfügung wie: Jahrbuch Zucht, Hengstbücher, deutsches Hengstregister, Veröffentlichungen in Fachzeitschriften, Körergebnis, Eigenleistung, Zuchtwertschätzung und Abstammung. Auch Gespräche der Züchter untereinander und die Beratung auf der Station konnten die Hengstwahl entscheidend beeinflussen. In der Regel waren es überwiegend subjektive Gründe, die schließlich für die endgültige Entscheidung bei der Hengstwahl verantwortlich waren.

Das Kriterium Fruchtbarkeit hatte bei der Wahl des Hengstes in der Regel keinen Einfluss.

### 3.1.2 Anzahl der Stuten und Besamungsperioden

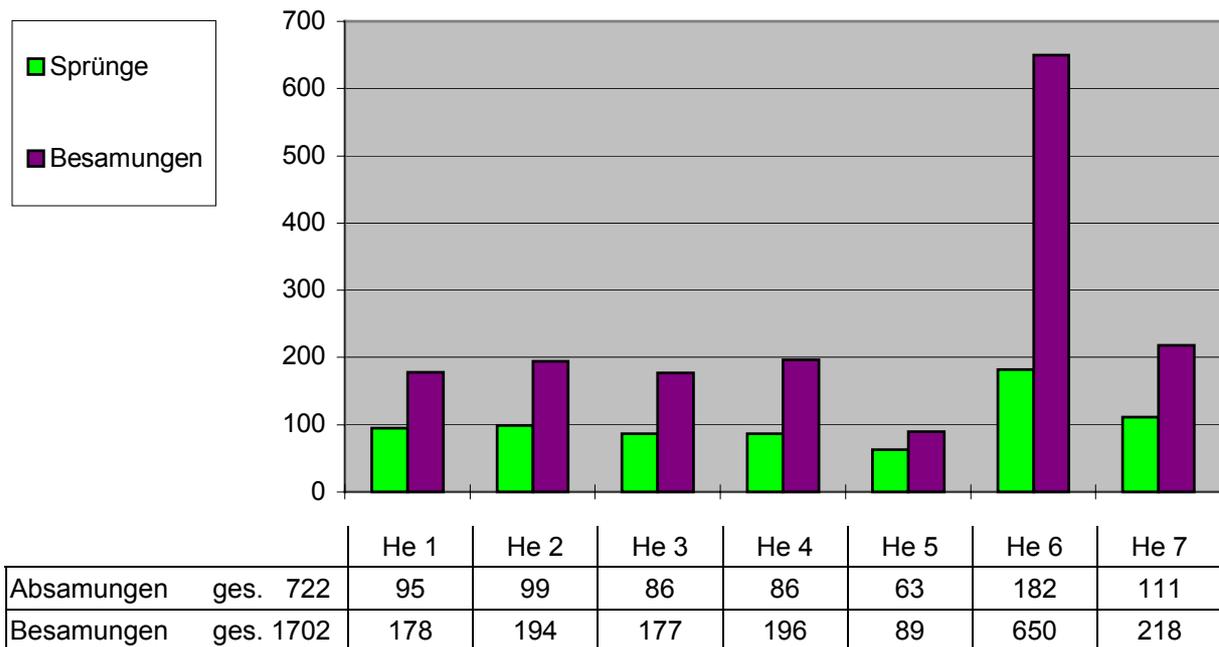


**Abb. 11: Hengstvergleich hinsichtlich Anzahl besamter Stuten und Anzahl Rosseperioden in denen eine Besamung stattfand**

Neben den unter 3.1.1 erwähnten Punkten gab es noch eine Vielzahl weiterer Gründe, welche die effektive Anzahl der Stuten, die auf das Gestüt gebracht wurden, mitbestimmten. Auch das Gestütsmanagement war dafür verantwortlich, ob ein Züchter seine Stute auf das Gestüt brachte oder nicht. Dabei waren vor allem die folgenden Punkte von Bedeutung: Betreuung und Beratung der Züchter; Unterbringung, Behandlung, Fütterung und Pflege der Stuten; Serviceleistungen und Öffnungszeiten; Preispolitik und Deckgelder; Fachkompetenz und Zuverlässigkeit; die örtliche Lage und der Konkurrenzdruck in diesem Gebiet; die Möglichkeit des Frischsamen- oder Gefriersamenversands; das äußere Erscheinungsbild des Gestüts; die Werbung und nicht zuletzt der gute Ruf des Gestüts. All diese Punkte waren unabhängig vom Hengst mit dafür verantwortlich, ob einem Hengst eine Stute zugeführt wurde oder nicht. War ein Züchter mit einer Besamungsstation zufrieden, so wird er dieser auch weiter treu bleiben, war er unzufrieden, so wird er keine Stute mehr zu dieser Station bringen.

Das Gestütsmanagement war daher mit dafür verantwortlich, ob einem Hengst viele oder wenige Stuten zugeführt werden. Da bei Hengst 6 alle Punkte in idealer Weise zusammentrafen (Körungssieger, Sieger der Hengstleistungsprüfung, Ausstrahlung, viel Werbung und nicht zuletzt ein gutes Gestütsmanagement), ist es nicht verwunderlich, dass diesem Hengst im Betrachtungszeitraum in Bayern die meisten Stuten zugeführt wurden. Die signifikante Häufung bei Hengst 6 ist daher in bezug auf die Fruchtbarkeit als rein zufällig zu betrachten.

### 3.1.3 Anzahl der Absamungen und Besamungen



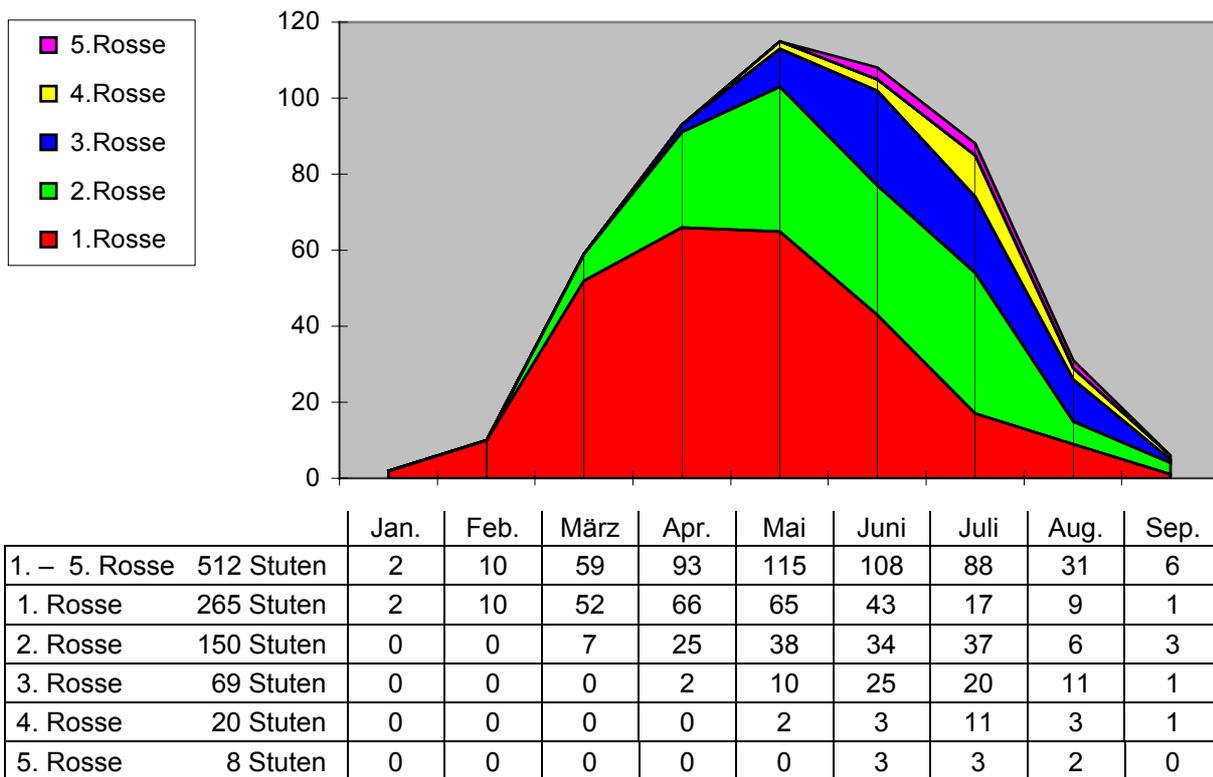
**Abb. 12:** Anzahl Absamungen und Anzahl Besamungen im Hengstvergleich

Als Absamungen wurden nur die Sprünge gezählt, bei denen es auch zu einer Ejakulation kam. Aus der Abbildung ist deutlich ersichtlich, dass pro Absamung mehrere Besamungen durchgeführt wurden. Wie viele Besamungen von einem Ejakulat durchgeführt wurden, war von der Anzahl der zur Besamung anstehenden Stuten abhängig. An manchen Tagen musste von einem Ejakulat nur eine Stute besamt werden, und der Hengst wurde nur für diese eine Stute abgesamt. Nur selten dagegen kam es vor, dass ein Hengst abgesamt und anschließend keine Stute besamt wurde, so z.B. wenn ein Tierarzt Samen bestellt hatte, die Stute anschließend aber nicht besamt wurde, weil der Samen zu spät eintraf.

Von der Anzahl der zur Besamung anstehenden Stuten war es abhängig, ob ein Hengst züchterisch mehr oder weniger stark beansprucht wurde. Im allgemeinen konnte davon ausgegangen werden, dass pro Tag nur ein Ejakulat benötigt wurde. Bei einer starken Anhäufung der zu besamenden Stuten kam es auch vor, dass nicht genügend Samenportionen zur Verfügung standen. In so einem Fall wurden die Stuten auf Station untersucht und falls es die Befunde zuließen, wurde die Besamung von ein oder zwei Stuten auf den nächsten Tag verschoben. Falls dies nicht möglich war, wurde der Hengst nochmals abgesamt. Eine größere Teilung der Besamungsportionen wurde in keinen Fall vorgenommen, so dass jede Besamung mit mindestens 500 Millionen vorwärtsbeweglichen Samenzellen pro Besamungseinheit ausgeführt wurde.

Der normale Besamungsrhythmus mit aufbereitetem Frischsperma betrug 48 Stunden. Stand jedoch von einem Hengst genügend Samen zur Verfügung, so wurden auch Stuten noch einmal besamt, die schon am Vortag besamt wurden, so dass es in der Hauptsaison häufig zu einer täglichen Besamung kam.

### 3.1.4 Jahresverteilung der Stuten



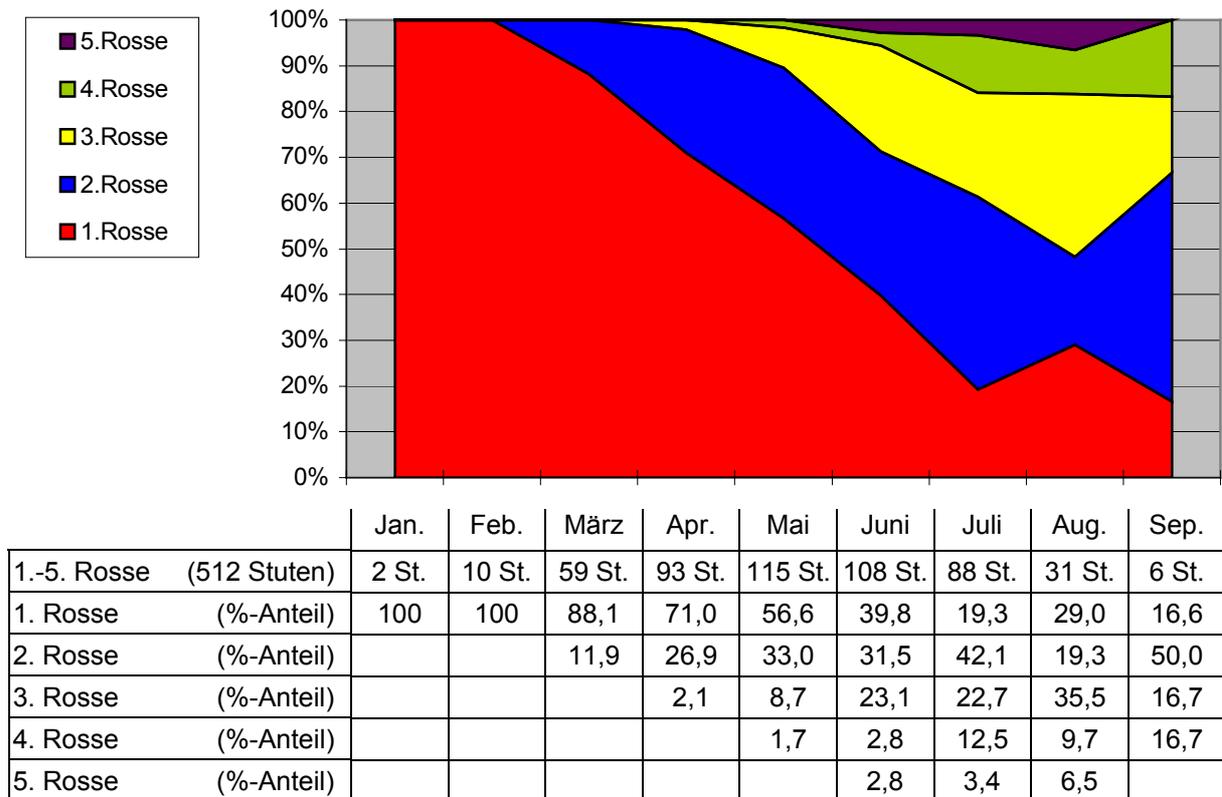
**Abb. 13: Jahresverteilung der besamten Stuten untergliedert nach Rosseperioden**

Zu welcher Jahreszeit eine Stute zur Bedeckung gebracht wurde, hing von den natürlichen Gegebenheiten und den Interessen des jeweiligen Züchters ab.

Von Natur aus paaren sich Hengst und Stute im Frühling und Sommer, da die Stute ein saisonales Rosseverhalten hat, das von der Zyklusruhe im Winter über azyklische Rosseperioden im Frühjahr und Herbst bis zu einem geregelten Zyklus in der Hauptpaarungszeit reicht. Dieses Fortpflanzungsmuster wird von der Tageslichtlänge gesteuert und sorgt in der Natur dafür, dass die Fohlen im Frühling des folgenden Jahres unter günstigen klimatischen Bedingungen geboren werden.

In der gezielten Pferdezucht stehen andere Kriterien im Vordergrund, und der Mensch greift nach seinem Ermessen in das natürliche Sexualverhalten ein. Häufig sind vor allem die Interessen des Züchters für den Deckzeitpunkt verantwortlich. Will ein Züchter sein Fohlen auf einen der Fohlenmärkte bringen, die meist Ende September bis Anfang Oktober stattfinden, so muss das Fohlen zu diesem Zeitpunkt bereits ein gewisses Alter haben. Er wird daher versuchen, die Stute möglichst früh im Jahr, im März oder April, decken zu lassen. Eine erste Bedeckung im Mai wäre zwar auf jeden Fall ausreichend, doch rechnet jeder Züchter damit, dass die Stute nicht in der ersten Rosse konzipiert. Es ist auch für drei- und vierjährige Turnierpferde meist ein Nachteil, wenn sie spät im Jahr geboren sind, da alle Pferde ab dem 1. Januar gerechnet werden und sich in dieser Altersgruppe ein halbes Jahr Unterschied noch deutlich bemerkbar macht. Vor allem für Hengste in der Leistungsprüfung kann ein halbes Jahr Altersunterschied große Vor- oder Nachteile bringen. Andere Züchter wiederum möchten, dass ihre Fohlen in die Weidesaison hineingeboren werden, und beginnen daher mit dem Decken nicht vor Ende Mai bis Anfang Juni. Werden Sportstuten aufgrund von Lahmheiten oder sonstigen Umständen aus dem Sport genommen, so kommen diese oft erst sehr spät im Jahr zur Bedeckung.

### 3.1.5 Rosseperioden im Jahresvergleich



**Abb. 14: Prozentanteile der Rosseperioden innerhalb der Monate**

Wie oft ein Züchter seine Stute, die nicht aufgenommen hatte, zur erneuten Besamung vorstellte, lag allein in seinem Ermessen.

Im Durchschnitt waren ein bis zwei Rosseperioden nötig, um die Stuten trächtig zu bekommen. Erst wenn die Stute auch in der dritten Rosseperiode nicht trächtig wurde, erfolgten Untersuchungen (Tupferproben, gynäkologische Untersuchungen), um Gründe für die ausbleibende Trächtigkeit festzustellen.

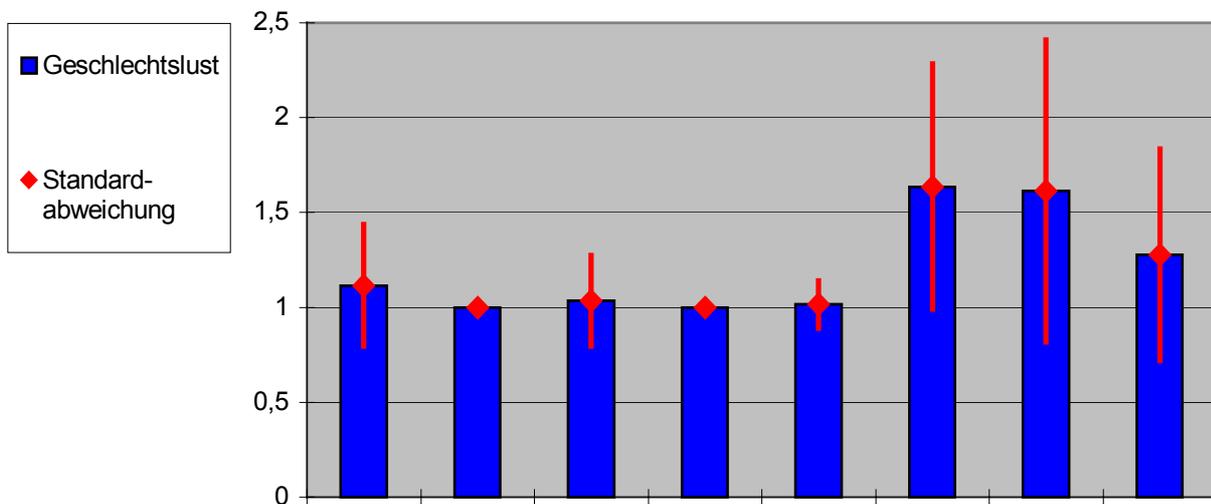
Lagen die Ursachen in einer Infektion (siehe 1.1.4.1) oder in der schlecht zu erkennenden Rosse, waren diese in der Regel gut zu handhaben. Diese Stuten wurden nach der Behebung dieser Ursachen wieder zur Besamung vorgestellt.

Hatte die Stute allerdings Zyklusstörungen, die sich mit Medikamenten nicht beheben ließen oder einen anatomischen Defekt wie etwa eine Pneumovagina oder Urovagina (siehe 1.1.4.4), dann wurde es problematisch. Diese Erkrankungen weisen in der Regel hinsichtlich der vollständigen Wiederherstellung der Fruchtbarkeit keine gute Prognose auf. Solche Stuten wurden dann meistens aus der Zucht genommen. Bei einigen Stuten konnte die Ursache für die Konzeptionsstörung nicht herausgefunden werden, daher wurde versucht, durch mehrmaliges Besamen die Stute trächtig zu bekommen.

Die Anzahl der Stuten in den weiteren Rossen war nicht nur um den Teil der Stuten reduziert, die bereits tragend waren, sondern auch um die Stuten, die der Züchter aus den oben genannten Gründen nicht mehr zur Besamung vorstellte.

## 3.2 Vergleiche zwischen den Hengsten

### 3.2.1 Geschlechtslust



	He 1	He 2	He 3	He 4	He 5	He 6	He 7	He *
Absamungen (Anzahl)	95	99	86	86	63	182	111	722
<b>Mittelwert</b>	<b>1,12</b>	<b>1,00</b>	<b>1,04</b>	<b>1,00</b>	<b>1,02</b>	<b>1,64</b>	<b>1,61</b>	<b>1,28</b>
<b>Standardabweichung</b>	<b>0,32</b>	<b>0,00</b>	<b>0,24</b>	<b>0,00</b>	<b>0,13</b>	<b>0,65</b>	<b>0,80</b>	<b>0,56</b>
Höchster Wert	2	1	3	1	2	4	4	4
Tiefster Wert	1	1	1	1	1	1	1	1

\* alle Hengste; Mittelwert und Standardabweichung von den Einzelwerten der Absamungen

#### **Abb. 15: Einstufung der Geschlechtslust im Hengstvergleich**

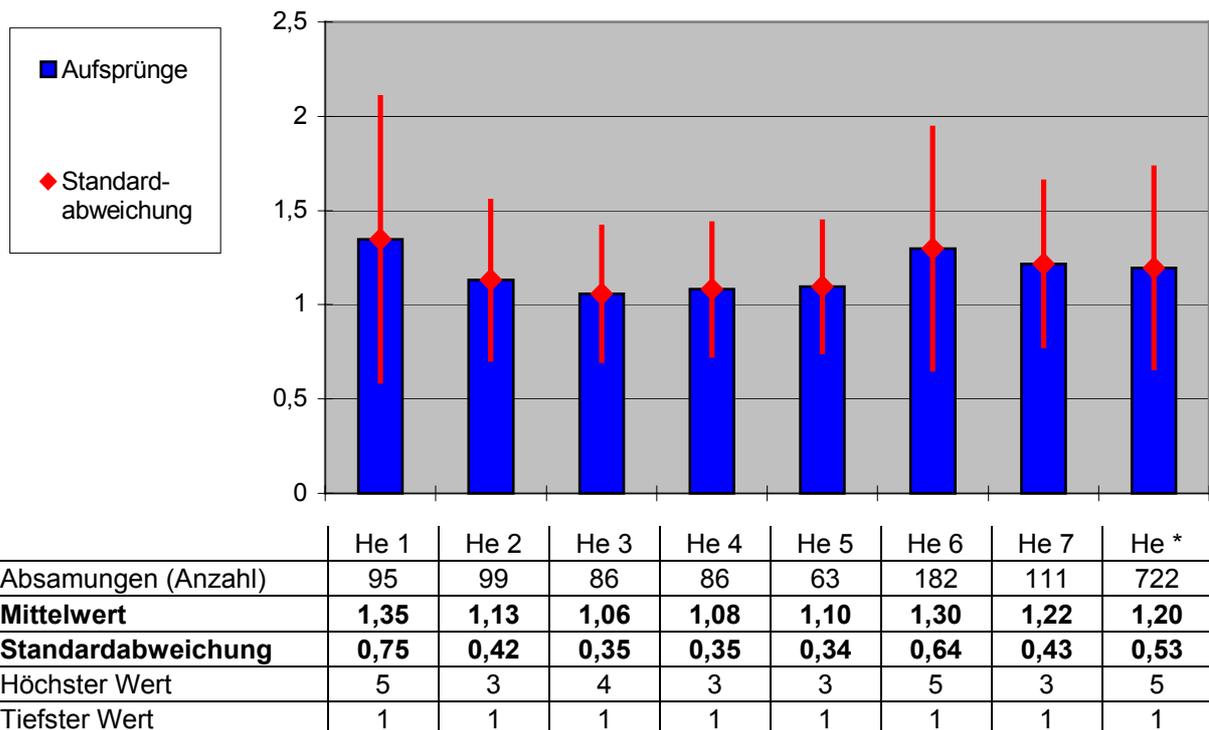
Die Geschlechtslust (siehe 2.5.1.2) eines Hengstes wurde aus dem Mittelwert aller Absamungen des Jahres 1992 berechnet. Bei den Hengsten 2, 3, 4 und 5 lag die Geschlechtslust nahezu immer bei dem Wert 1. Diese Hengste hatten sofort nach Betreten des Sprungraums oder zum Teil schon vorher den Penis ausgeschachtet, voll eregiert und sprangen sofort auf das Phantom und ejakulierten ohne Verzögerung.

Hengst 1 zeigte gelegentlich Probleme beim Ejakulieren. Dies wurde durch unvollständige Friktionsbewegungen verursacht, so dass der Hengst nicht immer beim ersten Aufsprung absamte (siehe 3.2.2). Er war hinsichtlich seiner Geschlechtslust aber dennoch bei "1" anzusiedeln. Nach dem zweiten Versuch erfolgte grundsätzlich eine Pause. Wurde am selben Tag nach dieser Pause von ein bis zwei Stunden noch ein dritter Versuch gemacht, so fiel die Geschlechtslust meist etwas geringer aus.

Die Hengste 6 und 7 waren sehr sensibel und ließen sich durch Umwelteinflüsse und Geräusche leicht ablenken (andere Pferde am Hof, Stimmen usw.). In diesen Situationen zeigten die Hengste auch an gut rossenden Stuten kein Interesse mehr. Teilweise dauerte es dann 5 bis 15 Minuten, bis die Erektion stark genug war und der Hengst auf das Phantom aufspringen wollte. Manchmal ließen sich diese Hengste nicht genügend stimulieren und sie mussten für etwa eine Stunde in die Box gestellt werden oder es musste noch eine andere "Animierstute" geholt werden, bevor diese Hengste bereit waren, auf das Phantom aufzuspringen.

Der Einfluss des Hengstes auf das Merkmal „Geschlechtslust“ erwies sich mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  als signifikant (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.2.2 Aufsprünge pro Ejakulat



\* alle Hengste; Mittelwert und Standardabweichung von den Einzelwerten der Absamungen

**Abb. 16: Anzahl der Aufsprünge pro Ejakulat im Hengstvergleich**

Der Deckakt ist eine Reaktionskette von Verhaltensmustern, die normalerweise, wenn diese einmal ausgelöst sind, nicht mehr unterbrochen werden. Komplette ausgeführt dauert er in der Regel zwei bis drei Minuten.

Die Art und Weise unterschied sich dabei von Hengst zu Hengst und charakterisierte das individuelle Deckverhalten. Wenn ein Hengst richtig stimuliert wurde, kam es meist beim ersten Aufsprung bereits zur Ejakulation.

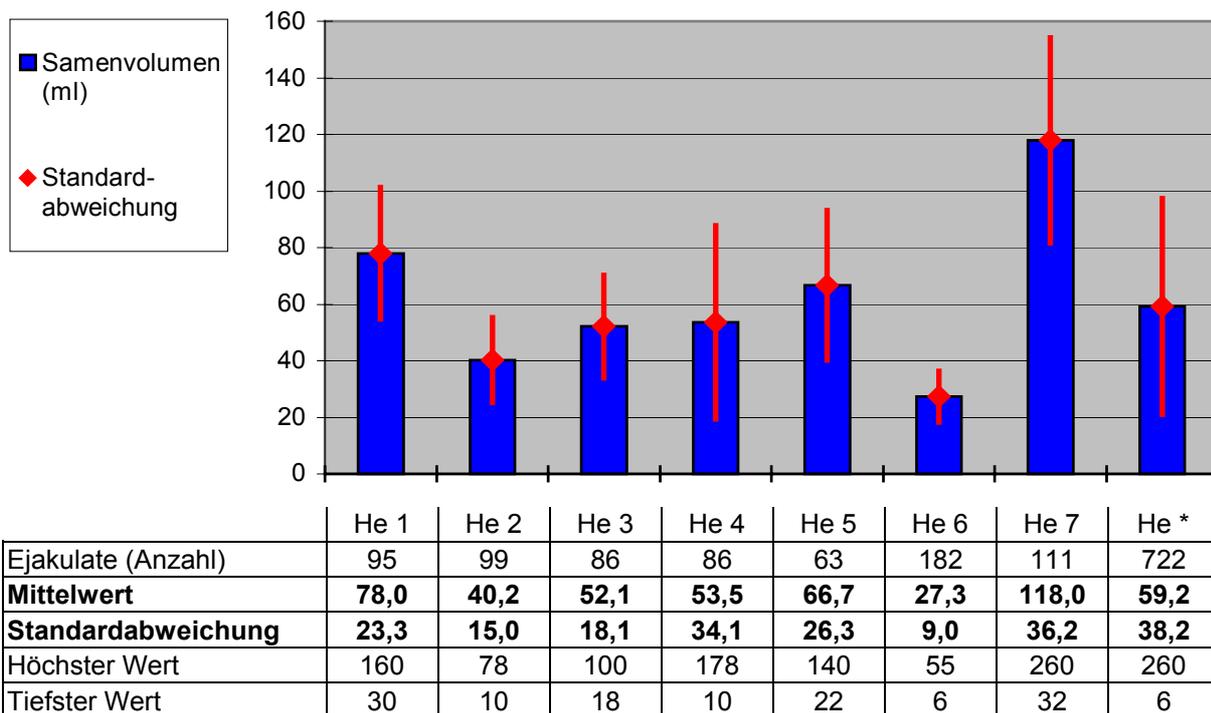
Wurde den Hengsten vor dem ersten Aufsprung zu wenig Zeit gewährt, sich psychisch und physisch richtig vorzubereiten, benötigten sie zwei oder mehr Aufsprünge, bis sie ejakulierten.

Die Gründe, die zu einer Unterbrechung des Deckaktes führten, bevor der Hengst ejakulieren konnte, waren sehr unterschiedlich. Ein rutschiger Boden, ein ungeeignetes Phantom (Oberfläche, Höhe) oder eine fehlerhafte Innentemperatur der künstlichen Vagina (zu warm oder zu kalt) sind typische Auslöser, die dazu führen, dass der Hengst den begonnenen Deckakt unterbricht. Auch kann der Hengst während des Deckaktes durch Umwelteinflüsse (Autogeräusche, Wiehern anderer Pferde usw.) abgelenkt werden und deshalb den Deckakt unterbrechen, besonders wenn die Libido nicht allzu stark ist. Außerdem können psychische Gründe, die vom Hengst selber herrühren, dafür verantwortlich sein, dass er den Deckakt abbricht. Meist ist dies die Folge einer negativen Erfahrung bei einem früheren Deckakt.

In der untersuchten Besamungsstation wurde versucht, diese Faktoren möglichst zu minimieren (siehe 2.2.1), um die Anzahl der Aufsprünge gering zu halten.

Der Einfluss des Hengstes auf das Merkmal „Aufsprünge“ erwies sich mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  als signifikant (siehe  $\chi^2$ -Test im Anhang).

### 3.2.3 Samenvolumen des Ejakulats



\* alle Hengste; Mittelwert und Standardabweichung von den Einzelwerten der Absamungen

**Abb. 17: Samenvolumen der Ejakulate im Hengstvergleich**

Zwischen den Hengsten ergaben sich unter relativ einheitlichen Umweltbedingungen zum Teil sehr deutliche Unterschiede hinsichtlich des ermittelten Samenvolumens. Jeder der untersuchten Hengste besaß eine relativ große Spannweite zwischen dem höchsten und dem niedrigsten ermittelten Samenvolumen. Der Wechsel zwischen den Maximal- bzw. Minimalwerten trat allerdings nicht sprunghaft, sondern phasenweise, je nach Deckfrequenz und Jahreszeit, auf.

Bei den untersuchten Ejakulaten lag der Samenanteil durchschnittlich bei ca. 60 ml, wobei Ejakulate mit einem Samenanteil im Bereich zwischen 6 ml und 260 ml vorkamen.

Wie bei Stuten, so ist auch die Fortpflanzung bei Hengsten (siehe 1.2.2) jahreszeitlichen Schwankungen unterworfen.

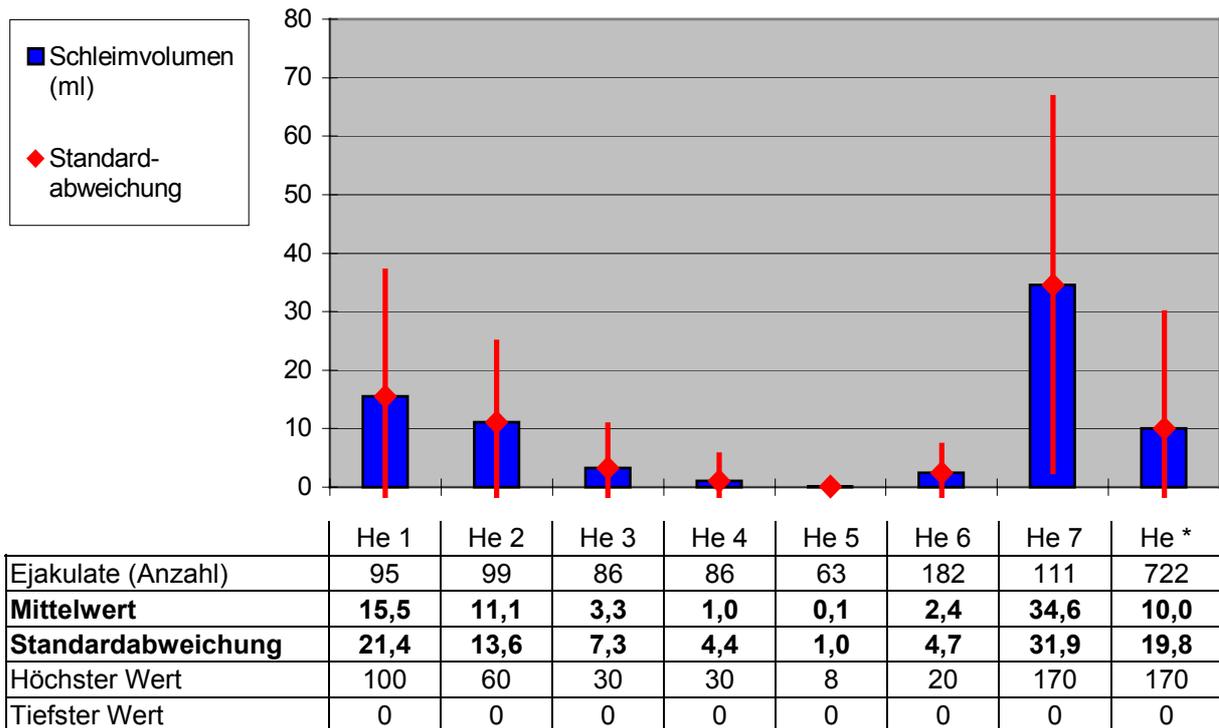
Die Menge und die Zusammensetzung des Ejakulates hängt sowohl von inneren Faktoren (Vererbung, Gesundheitszustand, Kondition), als auch von äußeren Faktoren (Jahreszeit, Deckfrequenz, Fütterung, Stimulation) ab (Amann et al., 1978).

Untersuchungen von (Picket et al., 1976) ergaben, dass während der Decksaison (April bis August) das Gesamtvolumen, der Schleimanteil und der Samenanteil des Ejakulates, wie auch die Anzahl der Spermien pro Ejakulation deutlich höher liegen als in den Wintermonaten. Auch eine erhöhte Deckfrequenz über einen längeren Zeitraum beeinflusst die Größe des Samenanteils negativ (Amann et al., 1978).

Da diese Arbeit unter Praxisbedingungen erstellt wurde, konnten in dieser Graphik die unterschiedlichen Absamintervalle der Hengste (täglich; jeden zweiten Tag) nicht berücksichtigt werden.

Der Einfluss des Hengstes auf das Merkmal „Samenvolumen“ erwies sich mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  als signifikant (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.2.4 Schleimvolumen des Ejakulats



\* alle Hengste; Mittelwert und Standardabweichung von den Einzelwerten der Absamungen

**Abb. 18: Schleimvolumen der Ejakulate im Hengstvergleich**

Bei den untersuchten Hengsten lag das Schleimvolumen zwischen 0 ml und 170 ml, wobei Volumenwerte zwischen 5 ml und 30 ml die Regel waren. Ejakulate mit Gesamtvolumina im Bereich zwischen 20 ml und 50 ml enthielten überwiegend keinen Schleim, wogegen bei Ejakulaten mit größeren Volumina häufig auch Schleim beigemischt war. Der Schleimanteil wurde im Labor direkt nach dem Absamen vom Samen getrennt und verworfen.

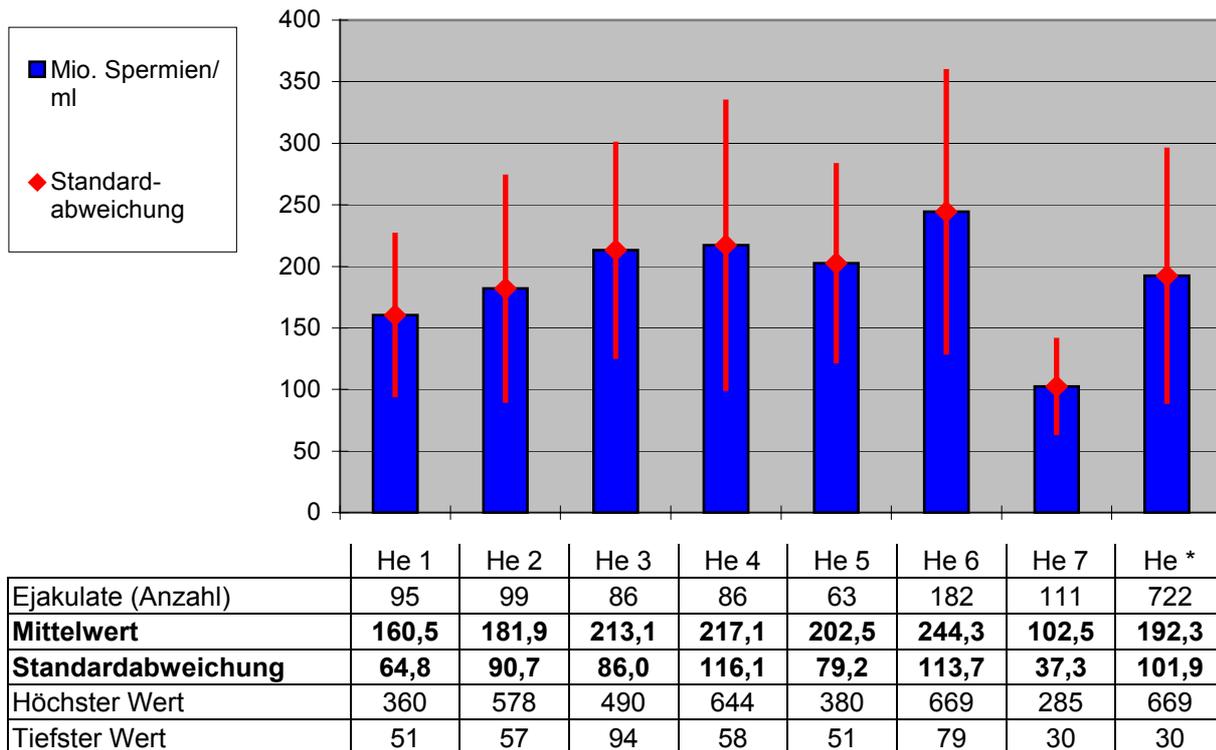
Wie bereits in 3.2.3 besprochen, ist die Zusammensetzung des Ejakulates von vielen Faktoren wie Jahreszeit, Absamfrequenz, Kondition und auch von genetischen Faktoren abhängig.

Wurden die Hengste in kurzen Intervallen abgesamt, zeigte sich stets eine Verringerung des Schleimanteils. Dagegen stieg der Schleimanteil nach längeren Deckpausen oder bei starker sexueller Reizung durch die Aktivierung der akzessorischen Geschlechtsdrüsen deutlich an.

Aus betriebsbedingten Gründen konnte die Absamfrequenz bei der Untersuchung nicht explizit berücksichtigt werden.

Der Einfluss des Hengstes auf das Merkmal „Schleimvolumen“ erwies sich mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  als signifikant (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.2.5 Samendichte des Ejakulats



\* alle Hengste; Mittelwert und Standardabweichung von den Einzelwerten der Absamungen

**Abb. 19: Samendichte der Ejakulate im Hengstvergleich**

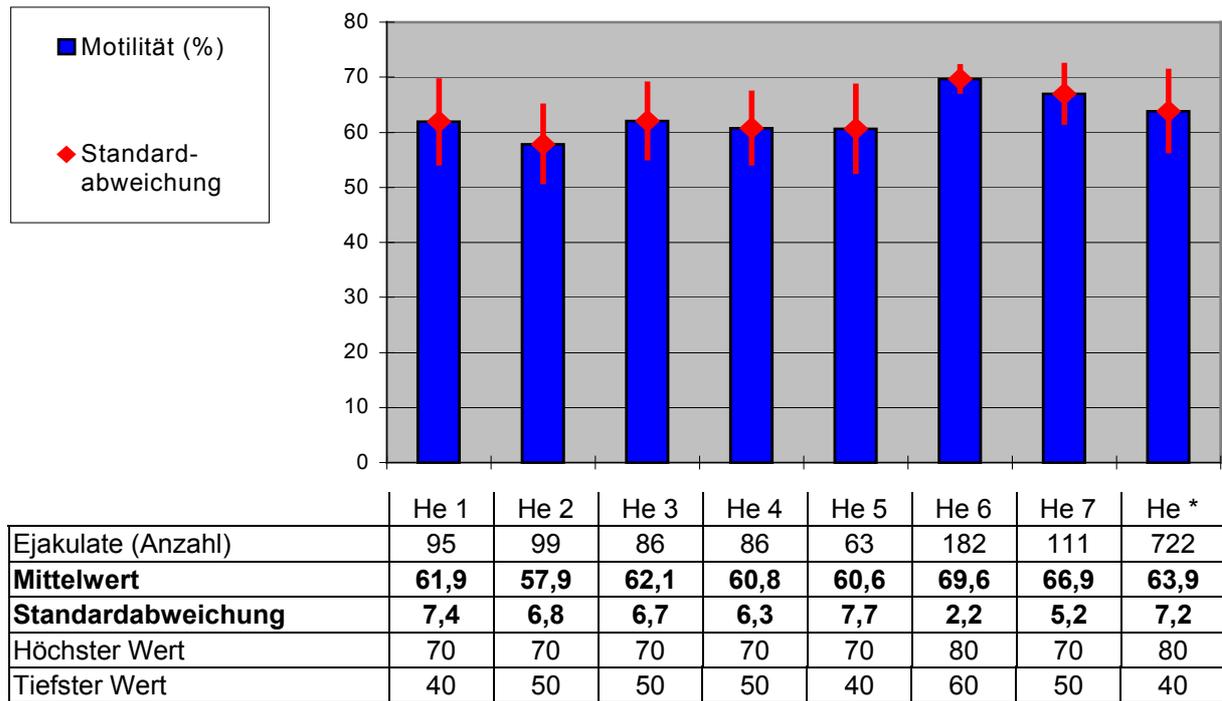
Die Samendichte zeigte bei den untersuchten Hengsten eine weite Spanne zwischen den Minimal- und Maximalwerten, war aber über weite Phasen der Decksaison relativ konstant. Zwischen den Hengsten gab es im Bezug auf die Samendichte zum Teil signifikante Unterschiede. Die höchsten Samendichten im Ejakulat von teilweise über 500 Mio. Samenzellen pro ml hatte Hengst 6, die niedrigsten Samendichten mit manchmal weniger als 50 Mio. Samenzellen pro ml wies Hengst 7 auf.

Der zeitliche Abstand zwischen zwei Absamungen hatte einen Einfluss auf die Dichte. So war bei relativ kurzen Intervallen neben dem Rückgang des Volumens auch eine geringe Reduzierung der Dichte festzustellen. Wurde ein Hengst dagegen über einen längeren Zeitraum nicht abgesamt, so war die Dichte bei den danach wieder abgenommenen Ejakulaten anfangs leicht erhöht.

Im routinemäßigen Tagesablauf wurde die Dichte aus Zeitgründen meistens mit dem Photometer gemessen. Bei Mehrfachmessungen lagen die Abweichungen im allgemeinen zwischen 0 % und 5 %. Die maximale Abweichung bei exakt durchgeführten Messreihen lag unter 10 %. Vergleichsmessungen zwischen Zählkammer und Photometer ergaben eine relativ gute Übereinstimmung. Auch hier lag die maximale Abweichung der Zähl- bzw. Messergebnisse noch unter 10 %. Lagen mehrere Ergebnisse vor, so wurde hier und auch für die Berechnung der Portionenzahl immer der kleinste Wert notiert.

Der Einfluss des Hengstes auf das Merkmal „Samendichte des Ejakulates“ erwies sich mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  als signifikant (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.2.6 Motilität der Spermien



\* alle Hengste; Mittelwert und Standardabweichung von den Einzelwerten der Absamungen

**Abb. 20: Motilität (Vorwärtsbeweglichkeit) der Spermien im Hengstvergleich**

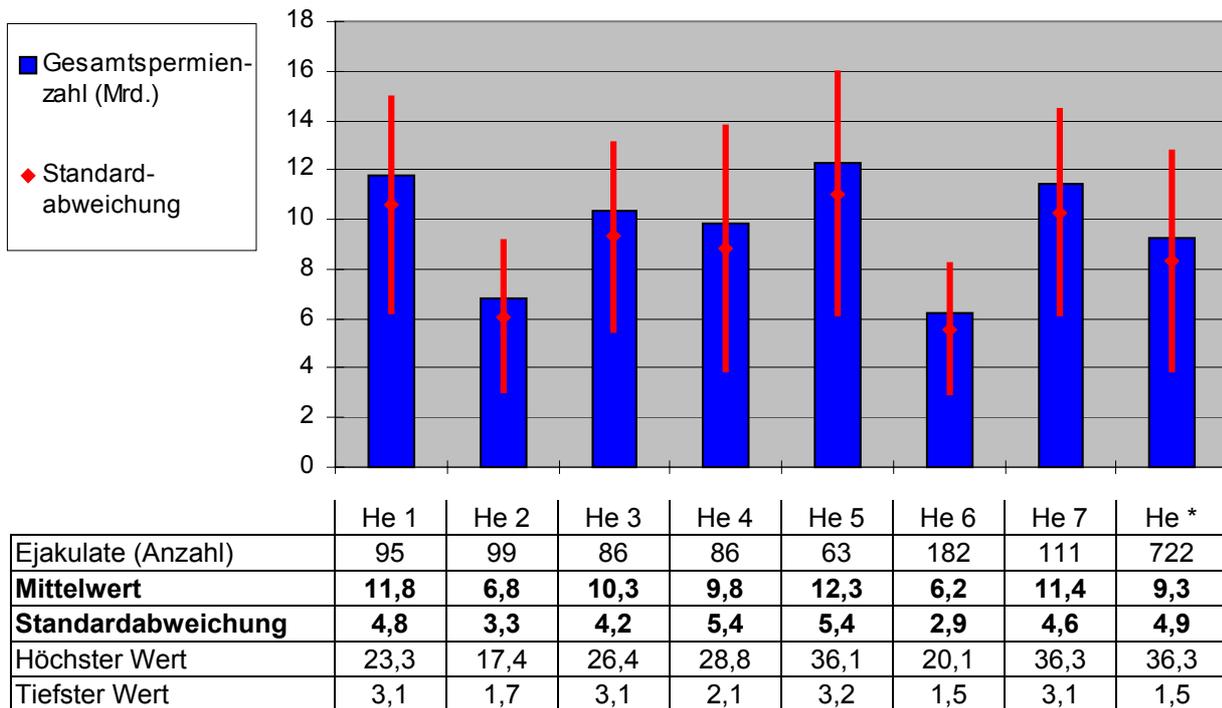
Die Beurteilung der Motilität eines Ejakulats unterlag im Rahmen dieser Untersuchung der subjektiven Beurteilung des Betrachters, da keine objektiven Beurteilungskriterien und Messgrößen zur Verfügung standen. Die Motilität wurde vor und nach Verdünnerzugabe geschätzt. Die Motilität vor Verdünnerzugabe ist in Abbildung 20 dargestellt. Der Anteil der vorwärtsbeweglichen Samenzellen lag im allgemeinen zwischen 50 % und 70 %. Die Vorwärtsbeweglichkeit wurde eher zu tief als zu hoch eingestuft, um bei der anschließenden Aufteilung pro Portion mindestens 500 Mio. vorwärtsbewegliche Spermien zu bekommen. Im allgemeinen bewirkte die Verdünnerzugabe eine Verbesserung der Motilität zugunsten der vorwärtsbeweglichen Spermien um bis zu ca. 10 %. Bei ordnungsgemäßer Samenaufbewahrung im Kühlschrank bei ca. 5 °C betrug die Reduzierung der Vorwärtsbeweglichkeit in den ersten zwei Tagen ca. 10 % je Tag.

Die Einflussfaktoren auf die Motilität sind vielfältig, und Schädigungen des Samens ließen sich vor allem an einer Verschlechterung der Motilität erkennen. So wirkten sich z.B. Temperaturschwankungen (Außen-, Vaginen-, Gläser-, Verdünnertemperatur), Lichteinwirkung, Schleimgehalt und ein hoher Keimgehalt oder Urin im Samen ebenso negativ auf die Motilität aus wie morphologische Störungen des Samens. Morphologische Veränderungen im Samen eines Hengstes können auftreten, wenn der Hengst längere Zeit nicht abgesamt wird. Auch Veränderungen im Umfeld des Hengstes wie Futterwechsel, Krankheit (siehe 1.2.4) usw. können hier einen Einfluss haben.

Da die Spermienmotilität nicht von saisonalen Schwankungen betroffen ist, kann beim Hengst unabhängig von der Jahreszeit Samen konserviert werden (Busch et al., 1991).

Der Einfluss des Hengstes auf das Merkmal „Motilität“ erwies sich mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  als signifikant (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.2.7 Gesamtspermienzahl pro Ejakulat



\* alle Hengste; Mittelwert und Standardabweichung von den Einzelwerten der Absamungen

**Abb. 21: Gesamtspermienzahl der Ejakulate im Hengstvergleich**

Die Berechnung der Gesamtspermienzahl pro Ejakulat ergab sich aus dem Produkt von Volumen und Dichte. Die durchschnittliche Gesamtspermienzahl eines physiologischen Ejakulates beträgt ca. 20 (1 bis 36) Mrd. Samenzellen (Stolla, 1981). Die Werte bei den untersuchten Hengsten bewegten sich im Bereich zwischen 1,5 bis 36,3 Mrd. und lagen im Durchschnitt bei ca. 10 Mrd.

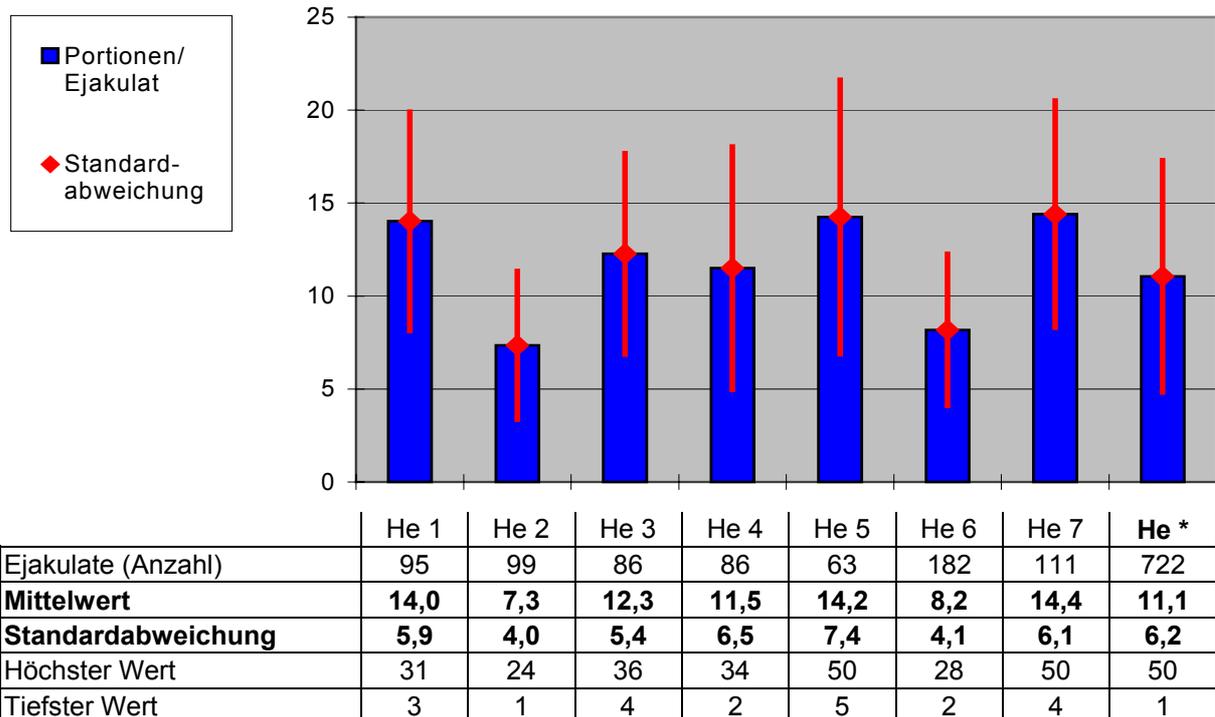
Da sowohl das Samenvolumen als auch die Samendichte von unterschiedlichen Faktoren wie z.B. Vererbung, Deckfrequenz, Jahreszeit und Stimulation (Amann et al., 1978) abhängen, wirken sich diese Faktoren folglich auch auf die Gesamtspermienzahl pro Ejakulat aus.

Als ein wesentlicher Einflussfaktor auf die Gesamtspermienzahl pro Ejakulat erwies sich die Absamhäufigkeit. Bei einer täglichen Samenabnahme (Hengst 6) über einen längeren Zeitraum war die Gesamtzahl der Samenzellen pro Ejakulat gegenüber dem Zwei-Tages-Rhythmus deutlich reduziert.

Aus der Gesamtspermienzahl wurde unter Berücksichtigung der Motilität die Anzahl der Portionen ermittelt.

Der Einfluss des Hengstes auf das Merkmal „Gesamtspermienzahl pro Ejakulat“ erwies sich mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  als signifikant (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.2.8 Besamungsportionen pro Ejakulat



\* alle Hengste; Mittelwert und Standardabweichung von den Einzelwerten der Absamungen

**Abb. 22: Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat im Hengstvergleich**

Die Anzahl der Portionen pro Ejakulat errechnete sich aus der Gesamtpermienzahl mit den Faktoren Volumen, Dichte und Motilität (siehe 2.3.2).

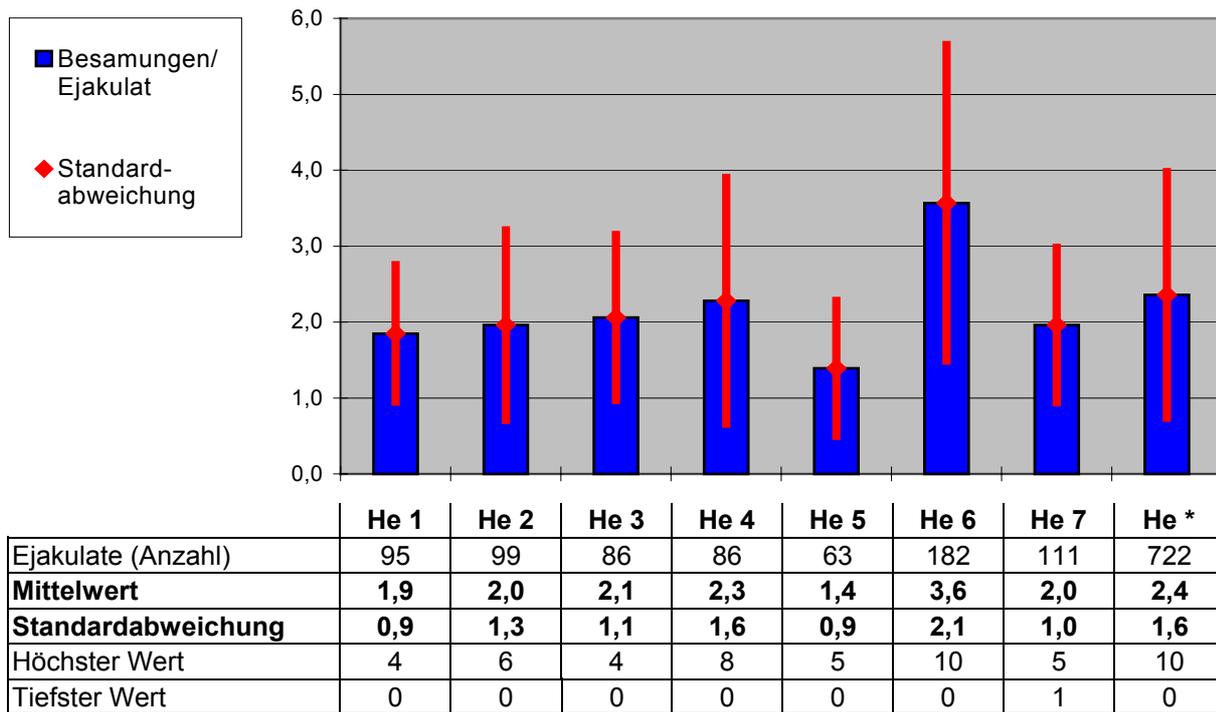
Pro Ejakulat konnten 1 bis 50 Portionen hergestellt werden. In der Regel ergab ein Ejakulat mindestens 10 Portionen.

Alle Punkte, die einen Einfluss auf die genannten Faktoren haben, wie Absamintervall, Fütterung, Absamtechnik, Stimulation, genetische Veranlagung usw. wirkten sich daher ebenfalls auf die Anzahl der Portionen aus. Dabei waren Volumen und Dichte streng genommen nur Kriterien zur Berechnung der Portionenzahl, wogegen die Motilität auch zur Beurteilung der Qualität einer Samenportion diente. Die Kombination dieser Faktoren war für eine große oder kleine Anzahl von Portionen entscheidend. Die Portionen wurden so bemessen, dass jede mindestens 500 Mio. vorwärtsbewegliche Spermien enthielt. Da die Vorwärtsbeweglichkeit eher etwas tiefer geschätzt wurde, und die errechneten Portionen stets abgerundet wurden, lag die Anzahl der vorwärtsbeweglichen Samenzellen pro Portion immer über 500 Mio.

Die Ursache für die geringe Anzahl der Portionen bei Hengst 2 lag darin, dass sowohl die Dichte als auch das Volumen und die Motilität relativ niedrig waren. Bei Hengst 6 war die niedrige Portionenzahl pro Ejakulat vor allem auf das niedrige Ejakulatvolumen zurückzuführen. Dies lag höchstwahrscheinlich an der bei diesem Hengst erhöhten Absamfrequenz.

Der Einfluss des Hengstes auf das Merkmal „Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat“ erwies sich mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  als signifikant (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.2.9 Besamungen pro Ejakulat



\* alle Hengste; Mittelwert und Standardabweichung von den Einzelwerten der Absamungen

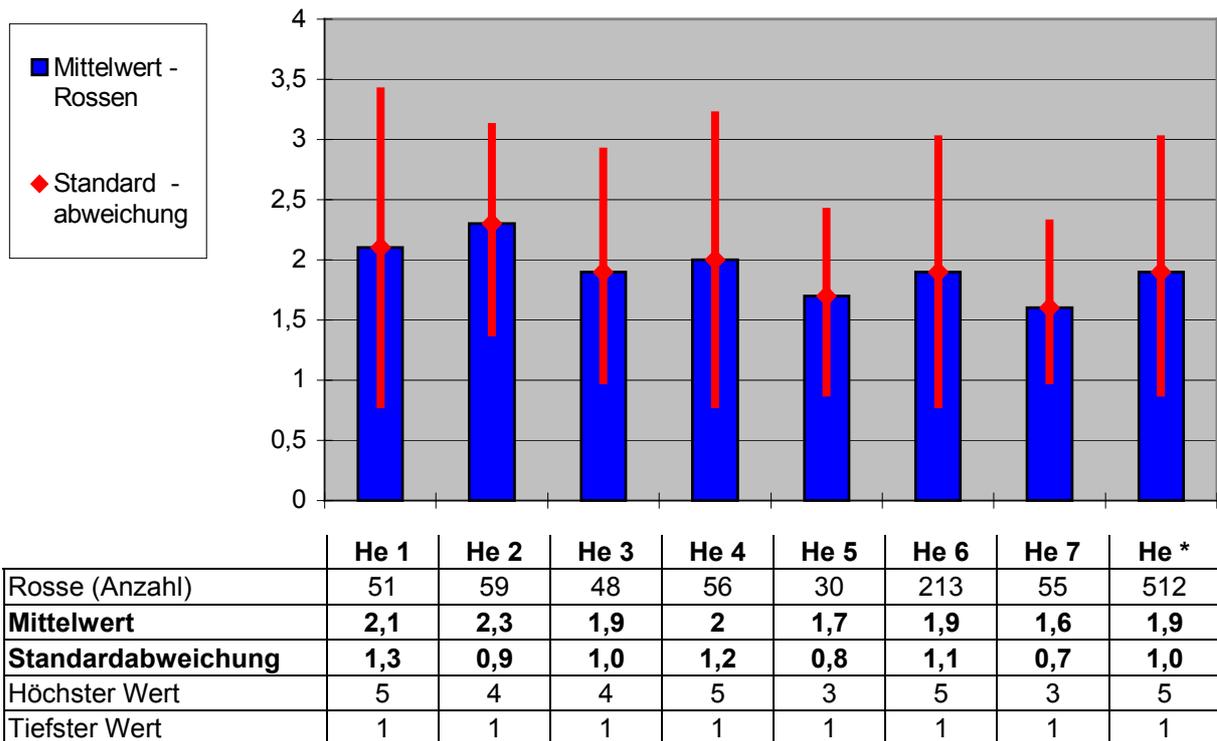
**Abb. 23: Anzahl der Besamungen pro Ejakulat im Hengstvergleich**

Wie viele Besamungen mit einem Ejakulat durchgeführt wurden, hing von der Anzahl der zur Besamung anstehenden Stuten und der entsprechenden Nachfrage ihrer Halter ab. Deshalb wurde hier kein statistischer Test hinsichtlich des Hengsteinflusses auf das Merkmal „Anzahl Besamungen pro Ejakulat“ durchgeführt.

Hengst 6 wurde aufgrund der Nachfrage (siehe 3.1.1) täglich abgesamt. Das normale Besamungsintervall bei den anderen Hengsten lag in der Regel bei 48 Stunden. Da für Hengst 6 die meisten Stuten zur Besamung anstanden, wurden mit seinen Ejakulaten oft drei, vier, fünf oder mehr Stuten pro Tag besamt. Dies erklärt den höheren Wert bei den Besamungen pro Ejakulat vor allem im Gegensatz zu Hengst 5, dem am wenigsten Stuten zugeführt wurden (siehe 3.1.1). Die Besamungen pro Ejakulat lagen bei ihm am niedrigsten, da selten von einem Ejakulat zusätzlich eine zweite Stute besamt werden musste. Dieser Hengst wurde daher oft nur für eine Stute abgesamt.

Die Anzahl der besamten Stuten pro Ejakulat wurde im allgemeinen nicht durch die Anzahl der Portionen pro Ejakulat begrenzt. Falls von einem Hengst mehr Portionen benötigt wurden als zur Verfügung standen, wurde doch keinesfalls die Anzahl der vorwärtsbeweglichen Spermien pro Portion unter 500 Mio. reduziert. In diesem Fall wurde nochmals genau geprüft, ob es nicht genügte, die eine oder andere Stute erst am nächsten Tag zu besamen. Falls jede Stute besamt werden musste, wurde der Hengst an diesem Tag zweimal abgesamt. Bei den Hengsten, die zwischen 20 und 30 Stuten im Jahr zur Besamung hatten, wurden im Durchschnitt zwei Besamungen von einem Ejakulat vorgenommen.

### 3.2.10 Rosseperioden pro Hengst



\* alle Hengste; Mittelwert und Standardabweichung von den Einzelwerten der Rosseperioden

**Abb. 24:** Anzahl der Rosseperioden im Hengstvergleich in denen eine Stute besamt wurde

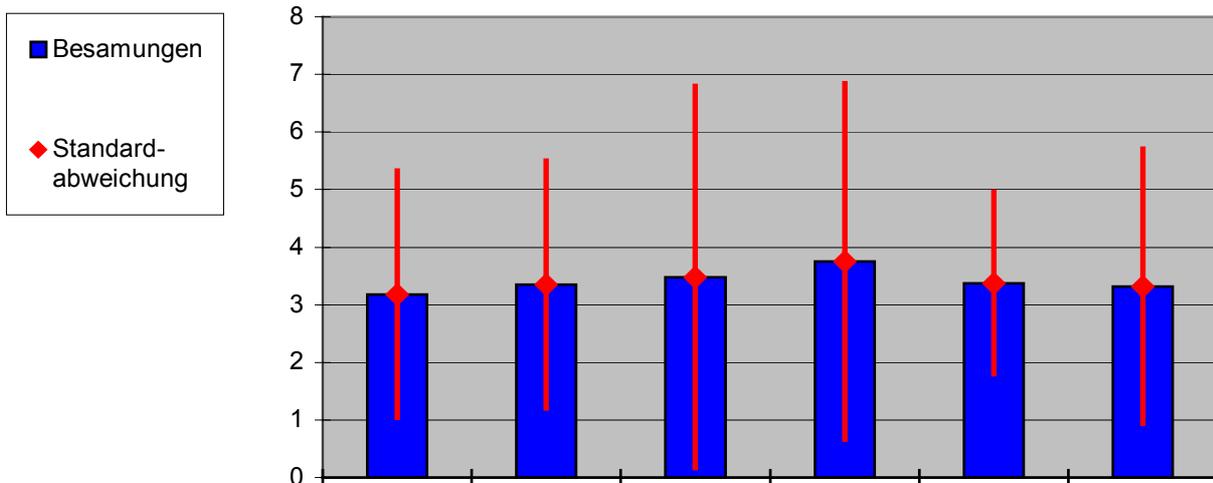
Die Anzahl der Rosseperioden, in denen eine Stute besamt wurde, war von Hengst zu Hengst verschieden. Bestimmte Faktoren können bei dieser Darstellung zu Verzerrungen geführt haben. Als Haupteinflussfaktor kann der züchterische Ergeiz gesehen werden, d. h. wie oft ein Züchter bereit war, seine Stute zum Hengst zu bringen. Ferner spielt eine Rolle, wie viele Problemstuten bei einem Hengst waren, oder ob nach einer erfolglosen Besamung ein Hengstwechsel erfolgte.

Ein Vergleich von Hengst 2, der eine tendenzielle Häufung der Rosseperioden aufwies, mit Hengst 7, der die niedrigste Anzahl der Rossen pro Stute hatte, ließ vermuten, dass bei Hengst 7 mit einer wesentlich besseren Fruchtbarkeit und mit einer höheren Trächtigkeitsrate gerechnet werden konnte. Dies war für den Züchter von besonderer Bedeutung, da er für jede weitere Besamung seine Stute wieder zum Hengst bringen musste und dadurch neue Kosten für Transport, Tierarzt, Stall usw. anfielen.

In Spalte "He \*" wurde von der Gesamtzahl aller Besamungen und Rossen ausgegangen. Dies bedeutet, dass Hengst 6 wesentlich größeren Einfluss auf diese Zahl hatte als Hengst 5. Da es jedoch in der Abbildung 24 nicht um die Beurteilung der Fruchtbarkeit der einzelnen Hengste ging, wurde diese Art der Darstellung bevorzugt und nicht die Berechnungsform gewählt, bei der jeder Hengst gleich stark ins Gewicht fiel.

Der Einfluss des Hengstes auf das Merkmal „Rosseperioden“ erwies sich mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  als nicht signifikant (siehe  $\chi^2$ -Test im Anhang).

### 3.2.11 Besamungen pro Rosseperiode



	Rosse 1	Rosse 2	Rosse 3	Rosse 4	Rosse 5	Rosse *
Besamungen (Anzahl)	844	502	240	89	27	1702
<b>Mittelwert</b>	<b>3,18</b>	<b>3,35</b>	<b>3,48</b>	<b>3,75</b>	<b>3,38</b>	<b>3,32</b>
<b>Standardabweichung</b>	<b>2,14</b>	<b>2,15</b>	<b>3,31</b>	<b>3,09</b>	<b>1,58</b>	<b>2,38</b>
Höchster Wert	13	12	25	12	8	25
Tiefster Wert	1	1	1	1	2	1

\* alle Rosseperioden; Mittelwert und Standardabweichung aller Besamungen

#### Abb. 25: Anzahl der Besamungen pro Rosseperiode

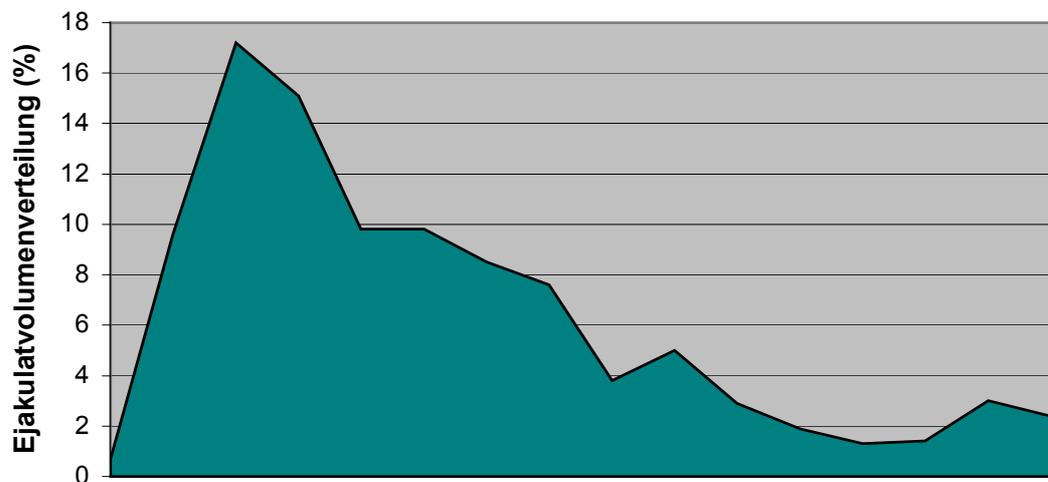
Generell wurde versucht, die Stuten möglichst wenig und nahe am Ovulationszeitpunkt zu besamen. Manche Stuten wurden vom Züchter sehr spät in der Rosse zur Besamungsstation gebracht, so dass sie nur einmal nach Ovulation besamt werden konnten. Dennoch kam es bei manchen Stuten zu vielen Besamungen innerhalb einer Rosse, wenn die Stuten Zyklusstörungen hatten und sich der Ovulationszeitpunkt nicht vorhersagen ließ.

**Tabelle 7: Stutenanzahl, Anzahl aller Einzelbesamungen und Mittelwert der Besamungen pro Rosseperiode im Hengstvergleich**

	<u>1. Rosse</u> Stuten / Bes. Mittelwert	<u>2. Rosse</u> Stuten / Bes. Mittelwert	<u>3. Rosse</u> Stuten / Bes. Mittelwert	<u>4. Rosse</u> Stuten / Bes. Mittelwert	<u>5. Rosse</u> Stuten / Bes. Mittelwert	<u>1. –5. Rosse</u> Stuten / Bes. Mittelwert
<b>He 1</b>	24 / 87 3,62	13 / 47 3,61	9 / 29 3,22	3 / 10 3,33	2 / 5 2,50	<b>51 / 178</b> 3,49
<b>He 2</b>	26 / 90 3,46	21 / 64 3,05	10 / 22 2,20	2 / 18 9,00		<b>59 / 194</b> 3,29
<b>He 3</b>	25 / 85 3,40	14 / 47 3,36	8 / 36 4,50	1 / 9 9,00		<b>48 / 177</b> 3,69
<b>He 4</b>	28 / 84 3,00	16 / 72 4,50	7 / 29 4,14	3 / 5 1,67	2 / 6 3,00	<b>56 / 196</b> 3,5
<b>He 5</b>	18 / 63 3,50	9 / 18 2,00	3 / 8 2,67			<b>30 / 89</b> 2,96
<b>He 6</b>	110 / 319 2,90	59 / 180 3,05	29 / 88 3,03	11 / 47 4,27	4 / 16 4,00	<b>213 / 650</b> 3,05
<b>He 7</b>	34 / 116 3,41	18 / 74 4,11	3 / 28 9,33			<b>55 / 218</b> 3,96
<b>He *</b>	265 / 844 <b>3,18</b>	150 / 502 <b>3,35</b>	69 / 240 <b>3,48</b>	20 / 89 <b>3,75</b>	8 / 27 <b>3,38</b>	<b>512 / 1702</b> <b>3,32</b>

### 3.3 Zusammenhänge zwischen den Beurteilungskriterien der Ejakulate

#### 3.3.1 Volumenhäufigkeit



																≥
Volumenbereich (ml)	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100	110	120	130	140	150	160
%-Anteile	0,7	9,6	17,2	15,1	9,8	9,8	8,5	7,6	3,8	5	2,9	1,9	1,3	1,4	3	2,4

**Abb. 26: Prozentuale Verteilung der unterschiedlichen Ejakulatvolumina**

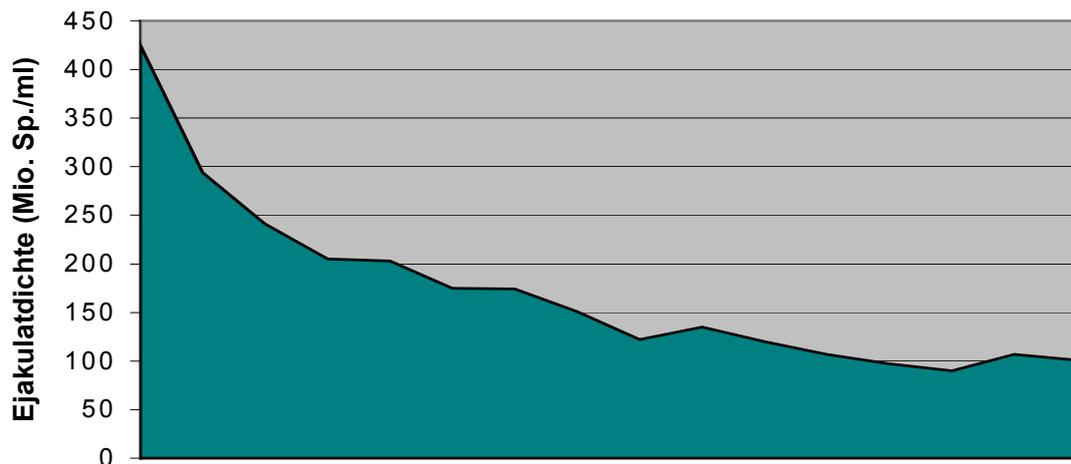
Das Ejakulatvolumen variierte im Rahmen der Untersuchungen von 6 ml bis 260 ml. Dabei lag der Schwerpunkt im Bereich zwischen 25 ml und 75 ml.

Hinsichtlich des Volumens entsprachen damit die meisten der untersuchten Ejakulate den Mindestanforderungen für Hengstsperma, wie sie von Busch et al. (1991) gefordert werden (siehe 2.2.3, Tabelle 4).

Bei den Angaben zur Volumenhäufigkeit musste der Einfluss der Hengste stark berücksichtigt werden. Bei Abbildung 26 wurde die unterschiedliche Anzahl von Absamungen der untersuchten Hengste nicht berücksichtigt, daher darf sie lediglich als Anhaltspunkt für die Volumenhäufigkeit gesehen werden.

Ein weiterer wesentlicher Einflussfaktor war der zeitliche Abstand zwischen zwei Absamungen (siehe 2.2.3). Der Einfluss der Fütterung, Stimulation und der Absamtechnik usw. konnte in dieser Arbeit nicht untersucht werden.

### 3.3.2 Volumen und Dichte



																≥
Volumenbereich (ml)	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100	110	120	130	140	150	160
Dichte (Mio.Sp./ml)	425	294	241	205	203	175	174	151	122	135	120	107	97	90	107	101

**Abb. 27: Zusammenhang zwischen Volumen und Dichte der Ejakulate**

Zwischen dem Volumen und der Dichte eines Ejakulates ist eine negative Korrelation zu erkennen. Mit steigendem Volumen verringerte sich die Dichte, d. h., mit steigender Dichte verkleinerte sich das Volumen.

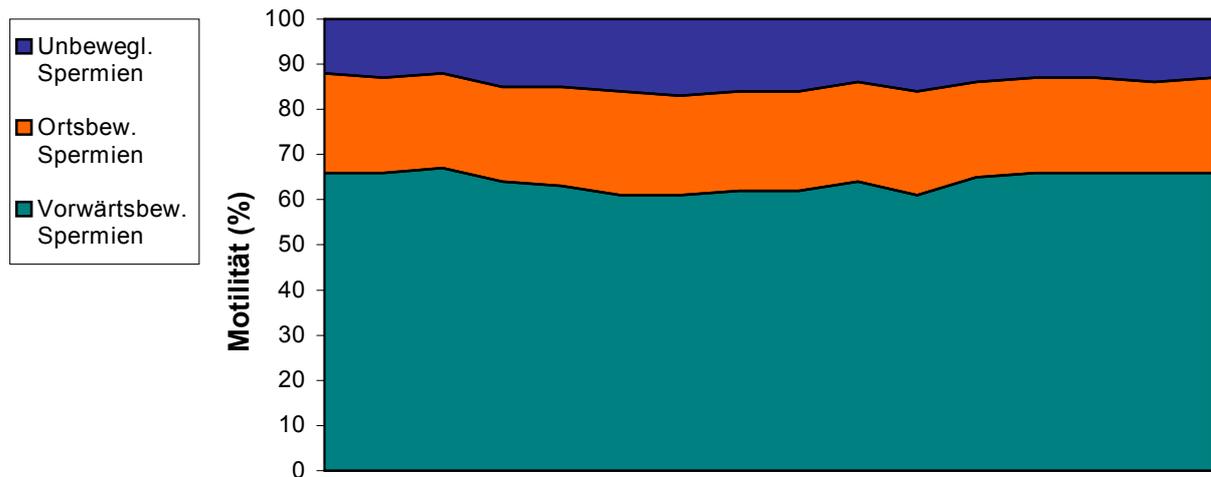
Der Zusammenhang zwischen Volumen und Dichte resultierte aus der Gesamtspermienzahl als begrenzendem Faktor, da ein Hengst insgesamt nur eine bestimmte Menge an Spermien produzieren kann.

Die Gesamtspermienzahl ist das Produkt aus Samendichte und Samenvolumen. Daher kann die zur Verfügung stehende Spermienmenge auf ein kleines oder großes Ejakulatvolumen verteilt sein.

Da Volumen und Dichte entscheidende Punkte zur Berechnung der Portionierung waren, hatten sie großen Einfluss auf die Anzahl der Gesamtportionen.

Bei der Aufbereitung des Samens war ein Ejakulat mit einem geringen Volumen und einer hohen Dichte einfacher zu bearbeiten als eines mit hohem Volumen und geringer Dichte. Da beim Verdünnen dem Samen mindestens die gleiche Menge an Verdünner zugegeben werden musste, wurde bei einem hohen Samenvolumen viel Verdünner benötigt.

### 3.3.3 Volumen und Motilität



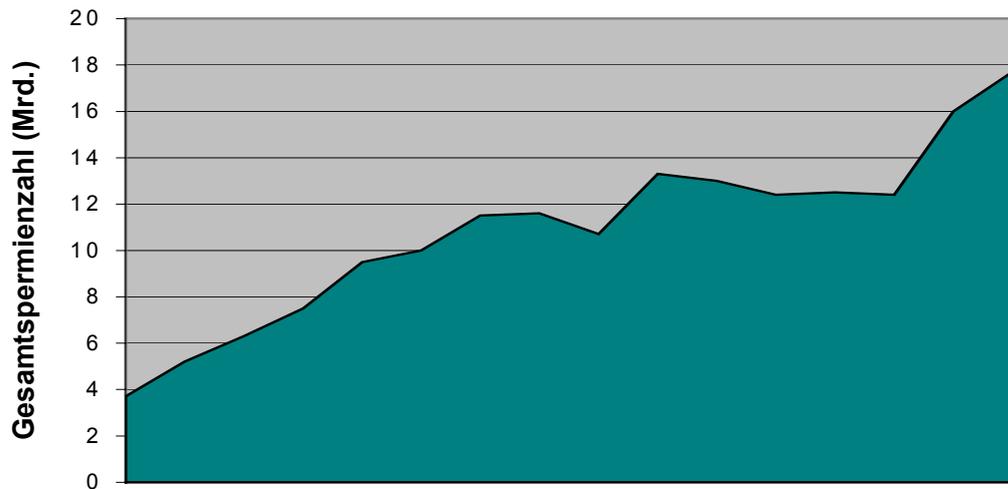
Volumenbereich (ml) des Ejakulates	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100	110	120	130	140	150	160	≥
Vorwärtsbewegliche Spermien in (%)	66	66	67	64	63	61	61	62	62	64	61	65	66	66	66	66	66
Ortsbewegliche Spermien in (%)	22	21	21	21	22	23	22	22	22	22	23	21	21	21	20	21	21
Unbewegliche Spermien in (%)	12	13	12	15	15	16	17	16	16	14	16	14	13	13	14	13	13

**Abb. 28: Zusammenhang zwischen Ejakulatvolumen und Spermienmotilität**

Die Graphik verdeutlicht, dass das Ejakulatvolumen kaum Einfluss auf die Motilität der einzelnen Spermien hatte, da die prozentualen Anteile der unterschiedlichen Motilitäten innerhalb aller gemessener Volumina voneinander kaum differierten.

Die Beurteilung der Motilität eines Ejakulates lag in der subjektiven Beurteilung des Betrachters. Aufgrund der Motilität wurden die Ejakulate von ihm in folgende Klassen unterteilt: unter 50 %, über 50 %, über 60 % oder über 70 %. Diese Einteilung könnte ein Grund dafür sein, dass die ermittelten Werte in dieser Tabelle so nahe beieinander lagen.

### 3.3.4 Volumen und Gesamtpermienzahl



Volumenbereich (ml)	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100	110	120	130	140	150	160
Gesamtpermienzahl (Mrd.)	3,7	5,2	6,3	7,5	9,5	10	11,5	11,6	10,7	13,3	13	12,4	12,5	12,4	16	17,7

**Abb. 29: Zusammenhang zwischen Ejakulatvolumen und Gesamtpermienzahl**

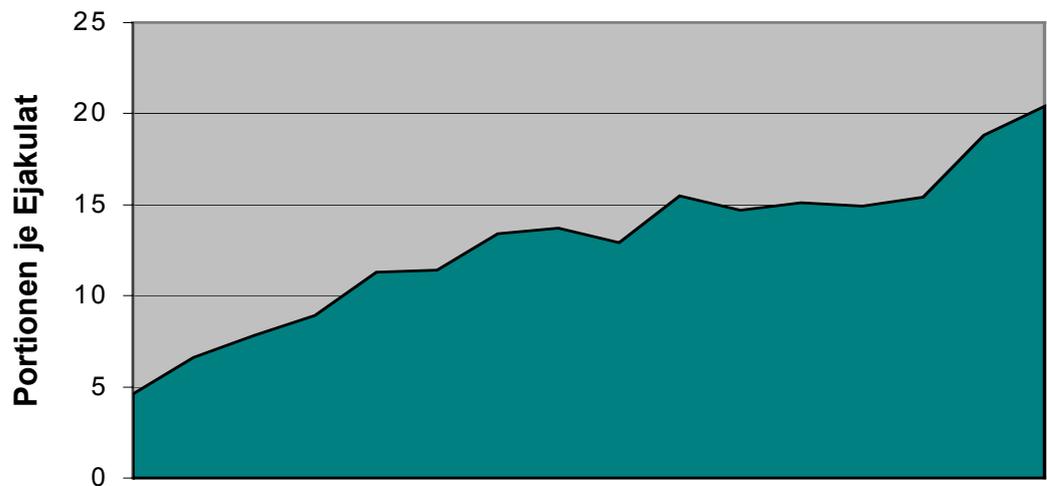
Mit steigendem Volumen stieg auch die Anzahl der Spermien pro Ejakulat an, obwohl sich mit steigendem Volumen die Dichte verringerte (vergleiche 3.3.2). Auch Abbildung 30 berücksichtigt den individuellen Einfluss der Hengste nicht.

Im Rahmen dieser Untersuchung lagen die Durchschnittswerte der Hengste bezüglich der Samendichte in einem Bereich von 102,5 bis 244,3 Millionen Samenzellen pro ml (siehe 3.2.5) und bezüglich des Samenvolumens lagen die Werte zwischen 27,3 ml und 118,0 ml (siehe 3.2.3).

Durch die größere Variabilität konnte sich das Volumen auf Grund des höheren Multiplikators vom Minimal- bis zum Maximalwert mehr auf die Gesamtpermienzahl auswirken als die Dichte.

Dabei kann das Volumen als erster begrenzender Faktor für die Gesamtpermienzahl angesehen werden. Für die tägliche Praxis bedeutete dies, dass man anhand des Volumens und der optischen Betrachtung der Dichte die Gesamtpermienzahl in etwa einschätzen konnte. Für die genaue Berechnung musste jedoch auch die Dichte gemessen werden.

### 3.3.5 Volumen und Portionen



Volumenbereich (ml)	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100	110	120	130	140	150	160	≥
Portionen je Ejakulat	4,6	6,6	7,8	8,9	11,3	11,4	13,4	13,7	12,9	15,5	14,7	15,1	14,9	15,4	18,8	20,4	

**Abb. 30: Zusammenhang zwischen Ejakulatvolumen und Besamungsportionen**

Ähnlich wie in 3.3.4, stieg mit steigendem Volumen auch die Anzahl der Portionen an.

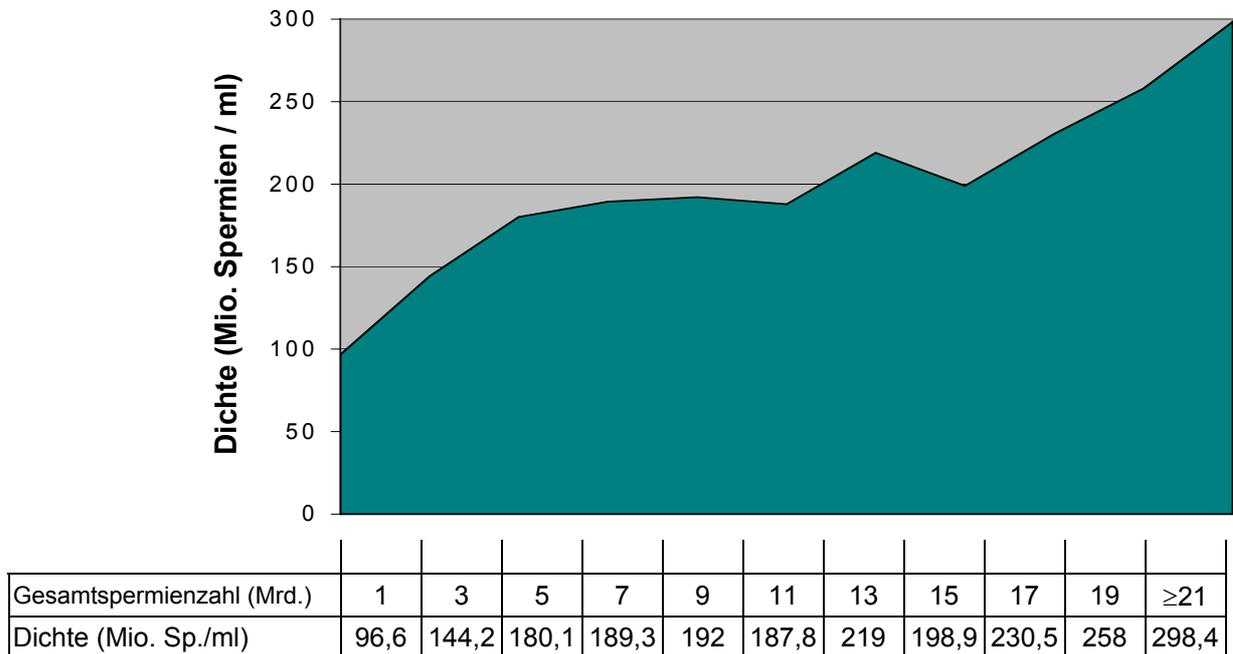
Die Gesamtspermienzahl als Produkt aus Volumen und Dichte gab die Anzahl der produzierten Spermien an und war neben der Motilität vorrangig für die Anzahl der Portionen pro Ejakulat verantwortlich.

Bei dieser Untersuchung standen bei einem normalen Ejakulat mit einem Volumen über 50 ml meist mehr als 10 Portionen zur Verfügung.

Aus physiologischen Gründen war bei der Besamung die Besamungsdosis möglichst klein zu halten, das kleinste Volumen einer Besamungsdosis war auf 10 ml festgelegt. Da der Samen jedoch zuvor 1 : 1 verdünnt wurde und die Besamungseinheit mindestens 500 Mio. vorwärtsbewegliche Spermien enthalten musste, lag das Volumen der Besamungsdosis dann in der Regel zwischen 10 ml und 20 ml.



### 3.3.7 Gesamtspermienzahl und Dichte



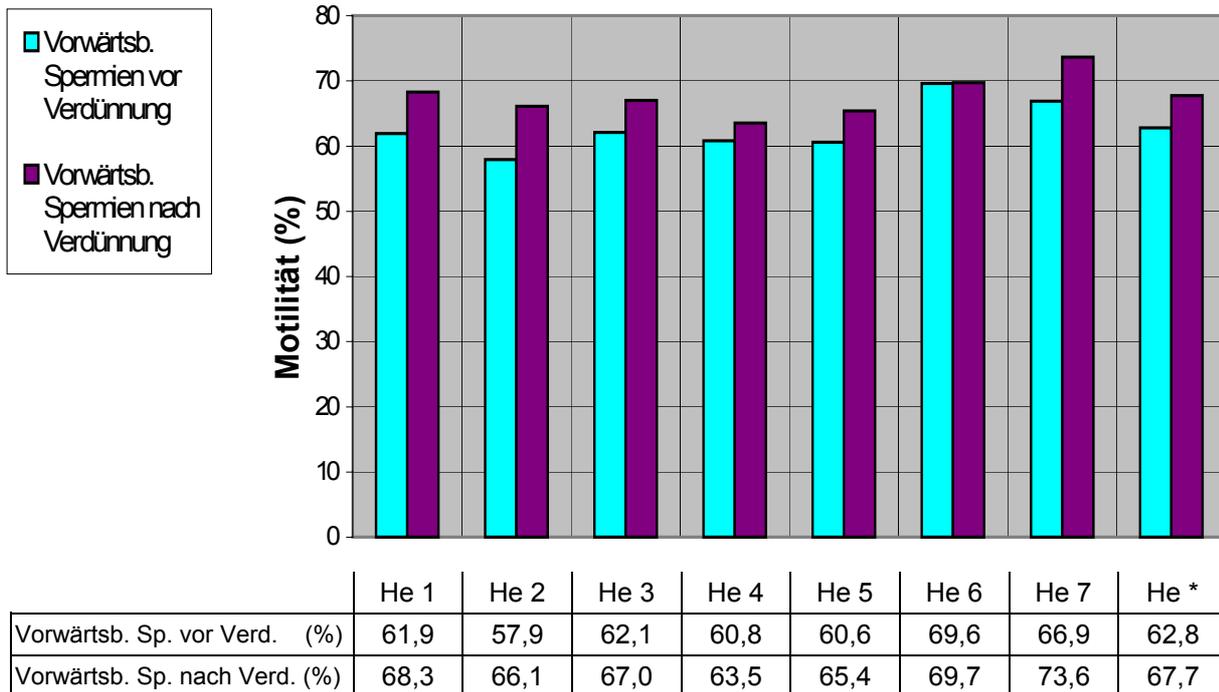
**Abb. 32: Zusammenhang zwischen Gesamtspermienzahl und Dichte im Ejakulat**

Um das Wechselspiel zwischen Volumen, Dichte und Gesamtspermienzahl genau darzustellen, wurde zusätzlich der Zusammenhang zwischen Gesamtspermienzahl und Dichte näher untersucht.

Im Rahmen dieser Untersuchung nahm mit steigender Gesamtspermienzahl pro Ejakulat auch die Dichte zu, obwohl mit steigendem Volumen die Dichte abnahm, die Gesamtspermienzahl aber zunahm.

Die Gesamtspermienzahl nahm also sowohl bei steigendem Volumen als auch bei steigender Dichte zu. Als Begrenzungsfaktor erwies sich die Anzahl der produzierten und verfügbaren Spermien.

### 3.3.8 Spermienmotilität und Verdünnerzugabe



\* Durchschnitt der Vorwärtsbeweglichkeit der Einzelwerte aller Hengste

**Abb. 33: Zusammenhang zwischen Verdünnerzugabe und Spermienmotilität**

Bei allen Hengsten konnte die Vorwärtsbeweglichkeit durch Verdünnerzugabe verbessert werden. Ursachen dafür könnte das verbesserte Substratangebot (Glucose, Fructose) und die Milieuverbesserung (Natriumhydrogencarbonat) sein. Durch die Verdünnerzugabe wurde die Viskosität der Gesamtflüssigkeit erhöht, so dass sich die Spermien leichter bewegen konnten. Die Volumenerhöhung, durch die jede Samenzelle mehr Freiraum zur Fortbewegung hat, ist nicht als Ursache für eine verbesserte Vorwärtsbeweglichkeit zu sehen, da unter 3.3.3 gezeigt wurde, dass das Volumen keinen Einfluss auf die Vorwärtsbeweglichkeit hat.

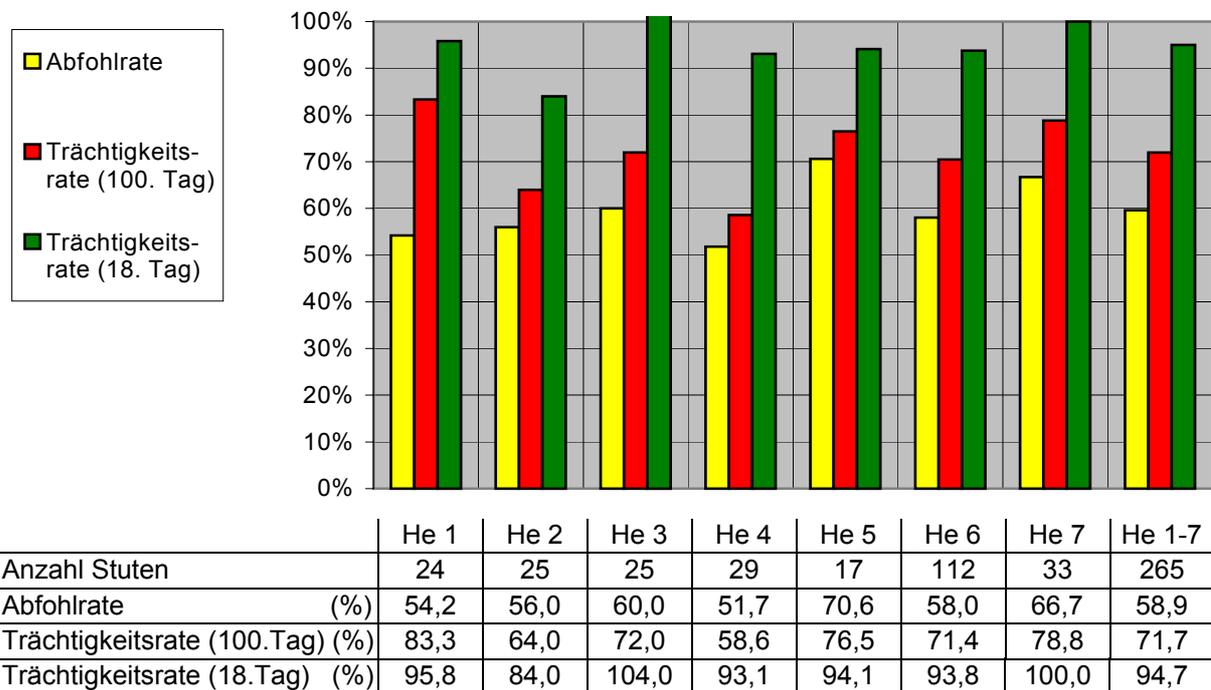
Die Konzentrationsänderung durch Verdünnerzugabe könnte aber die Ursache sein, dass der Betrachter die Motilität der Spermien besser einschätzt, da er bei geringerer Konzentration die Einzelbewegungen der Spermien besser erkennen konnte.

Spermien mit geringerer Vorwärtsbewegung waren oft erst nach Verdünnerzugabe in ihrer Bewegung zu erkennen, da sie vorher in der „Gesamtbewegung“ der Spermien übersehen wurden (siehe 2.2.3).

Wie schon erwähnt war die Beurteilung der Vorwärtsbeweglichkeit eine sehr subjektive Einschätzung des Betrachters. Dennoch wurde in dieser Untersuchung deutlich, dass nach der Verdünnerzugabe die Vorwärtsbeweglichkeit um durchschnittlich 5 % bis 10 % erhöht war.

### 3.4 Einflussfaktoren auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate

#### 3.4.1 Hengstvergleich



**Abb. 34:** Trächtigkeits- und Abfohlrate im Hengstvergleich

Sowohl die Trächtigkeitsrate als auch die Abfohlrate sind entscheidende Kriterien zur Beurteilung der Fruchtbarkeit eines Hengstes. Die Trächtigkeitsrate kann hierfür unterteilt werden in Frühträchtigkeit nach dem 18. Tag und abgesicherte Trächtigkeit nach dem 100. Tag nach der Besamung.

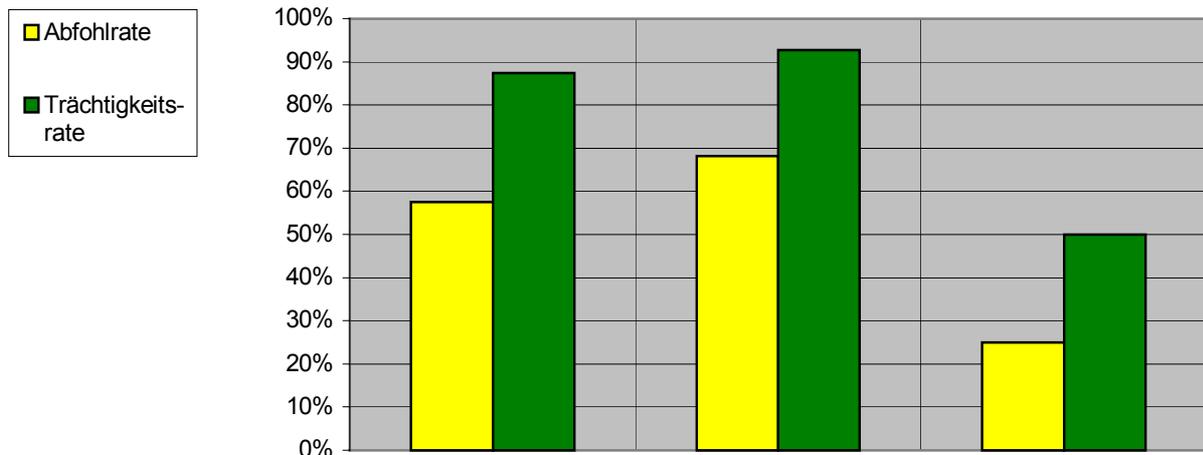
Im Gegensatz zur sonst angegebenen und allgemein üblichen Trächtigkeitsrate nach dem 18. Tag (siehe 2.5.2 und 2.5.3.1) bezieht sich hier die Trächtigkeitsrate auf 251 und nicht auf 231 Stuten bei einer Gesamtstutenzahl von 265. Der Unterschied von 20 Stuten kommt daher, dass eine Stute auch zweimal oder sogar dreimal als tragend eingestuft werden konnte, wenn sie nach einer Frühträchtigkeit resorbiert hatte. Eine Frühträchtigkeit von 94,7 % im Durchschnitt aller Hengste bedeutet, dass 20 Trächtigkeiten zu den 231 Stuten mit berechnet wurden. Betrachtet man z.B. die 104 % Frühträchtigkeit bei Hengst 3, so bedeutet dies, dass nahezu alle Stuten einmal tragend waren, zusätzlich wenige Stuten resorbiert hatten und nach erneuter Besamung noch einmal tragend wurden.

Bei einer Trächtigkeit nach 100 Tagen (190 Stuten) wurde davon ausgegangen, dass die Stute tatsächlich tragend war, doch bestand auch hier die Möglichkeit, dass der Züchter die Trächtigkeit nur annahm, da die Stute nicht mehr gerosst hatte und schon äußere Anzeichen für eine Trächtigkeit (Bauchumfang nahm zu) zeigte.

Das sicherste Kriterium zur Beurteilung der Fruchtbarkeit eines Hengstes war die Abfohlrate (156 Fohlen). Dabei muss jedoch der erhebliche Einfluss der Stuten mit berücksichtigt werden. So konnten Infektionen, Verletzungen, falsche Ernährung oder sogar der Tod der Stute dazu führen, dass kein gesundes Fohlen zur Welt kam. Da sich diese Stuteneinflüsse aber rein zufällig auf die Hengste verteilten, konnte von einer Zufallsverteilung ausgegangen werden, bei der jeder Hengst annähernd die gleiche Chance hatte.

Der Hengst hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.4.2 Libido



Geschlechtslust (Hengst)	1	2	≥ 3
besamte Stuten ges. 265	184	69	12
Abfohlrate (%)	57,6	68,2	25,0
Trächtigkeitssrate 18.Tag (%)	87,5	92,8	50,0

**Abb. 35: Einfluss der Geschlechtslust auf die Trächtigkeitss- und Abfohlrate**

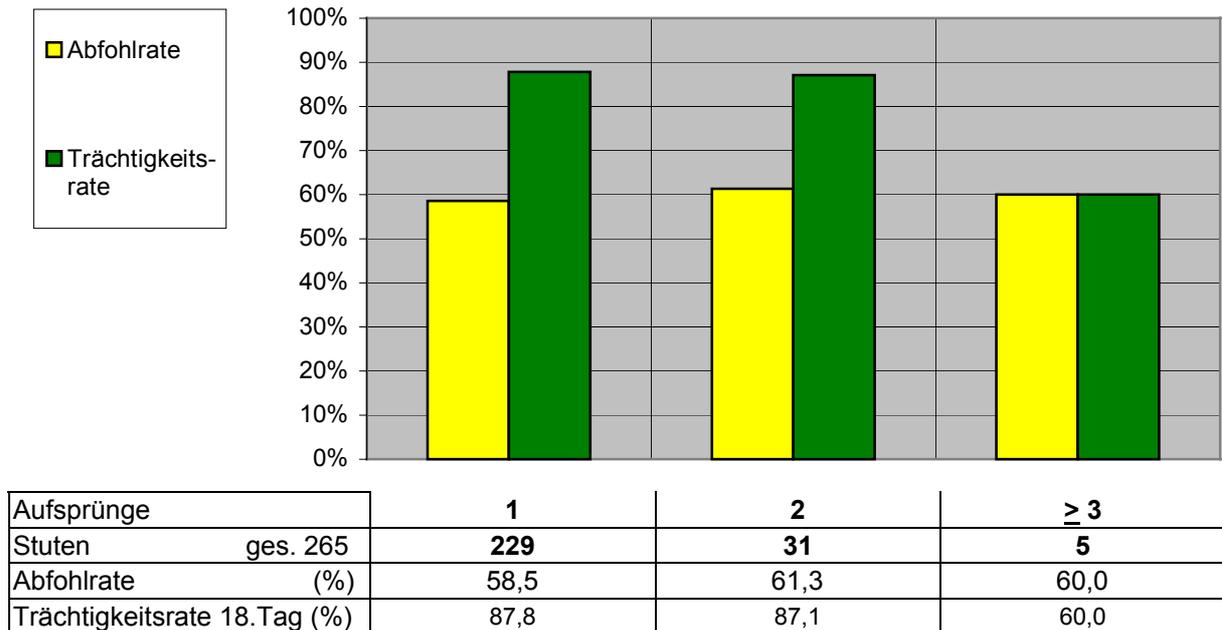
Die Geschlechtslust (Libido) wurde in 4 Bewertungsstufen eingeteilt (siehe 3.2.1). Da in die Gruppen 3 und 4 nur wenige Ejakulate eingestuft werden konnten, wurden diese hier zusammengefasst. Die niedrige Abfohlrate in der dritten Gruppe konnte durch einen hohen Zufallsfehler beeinflusst worden sein, da durch die geringe Anzahl der Ejakulate relativ leicht größere Abweichungen auftreten konnten und somit die statistische Aussagekraft reduziert wurde. Da ein Zusammenhang zwischen der Geschlechtslust und der Anzahl der Aufsprünge bestand, beeinflusste auch die Anzahl der Aufsprünge die Abfohlrate (siehe 3.4.3).

Viele Züchter sind in dem Glauben, dass die Geschlechtslust (Libido) einen Einfluss auf die Fruchtbarkeit des Hengstes hat. Da bei einem Hengst im Natursprung die Geschlechtslust und auch die Gesamtpermienzahl pro Ejakulat mit steigender Anzahl der täglichen Sprünge abnimmt, ist im Natursprung ein Zusammenhang zwischen Geschlechtslust und Trächtigkeitssrate denkbar.

Bei der künstlichen Besamung muss ein Hengst normalerweise täglich nur einmal abgesamt werden und die Mindestbesamungsdosis ist auf 500 Mio. vorwärtsbewegliche Samenzellen festgelegt, so dass, wenn keine Gesundheitsstörung vorliegt, kein negativer Einfluss auf die Trächtigkeitss- und Abfohlrate bei mangelnder Geschlechtslust existiert.

Die Libido des Hengstes hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitss- und Abfohlrate (siehe  $\chi^2$ -Test im Anhang).

### 3.4.3 Aufsprünge



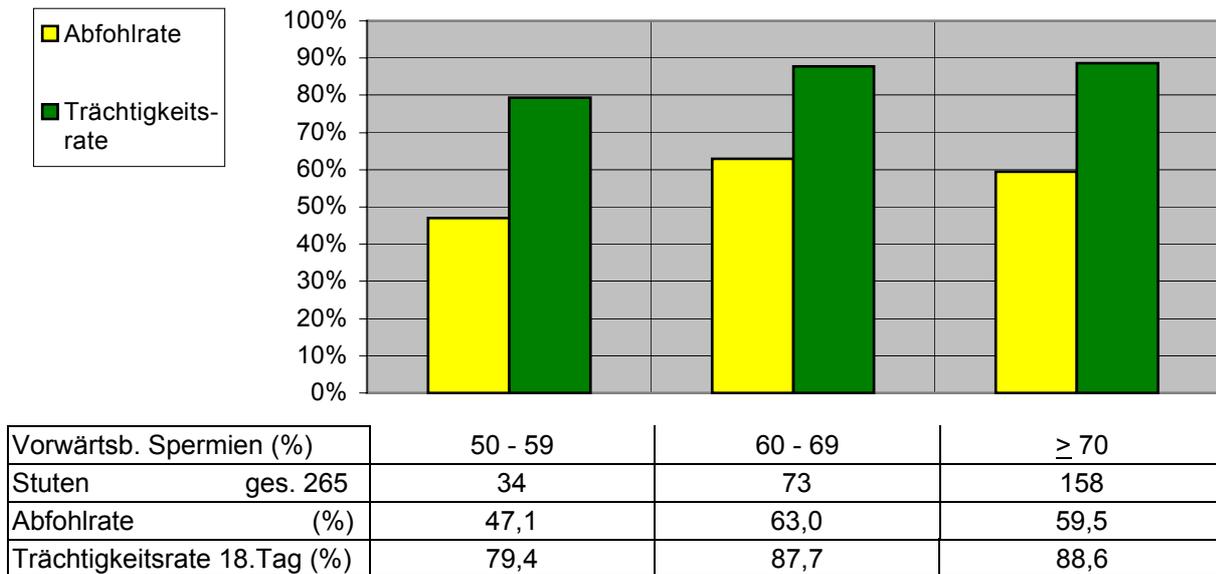
**Abb. 36:** Einfluss der benötigten Aufsprünge auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate

Die Anzahl der Aufsprünge, die der Hengst für das Ejakulat benötigt hat, zeigte keinen großen Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate. Ein tendenzieller Abfall in der Trächtigkeits- und Abfohlrate war bei drei und mehr Aufsprüngen pro Ejakulat zu erkennen. Dies könnte durch eine erhöhte Keimbelastung im Samen hervorgerufen worden sein, die dadurch entstand, dass der Hengst den Penis mehrmals in die gleiche künstliche Scheide ein- und ausführte und damit vermehrt Keime in diese und somit auch in den Samen gelangen konnten. Diese erhöhte Keimbelastung könnte auch der Grund für die verminderte Abfohlrate in der dritten Spalte bei der Geschlechtslust (siehe 3.4.2) sein, da oft bei einer verminderten Geschlechtslust mehrere Aufsprünge bis zur Ejakulation benötigt wurden.

Ursächlich können Gesundheitsstörungen und/oder eine fehlerhafte Absamtechnik dazu führen, dass die natürliche Reaktionskette beim Absamen unterbrochen und somit die Anzahl der Sprünge erhöht wird.

Die Anzahl der Aufsprünge der Hengste hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.4.4 Spermienmotilität



**Abb. 37: Einfluss der Spermienmotilität auf die Trächtigkeitss- und Abfohlrate**

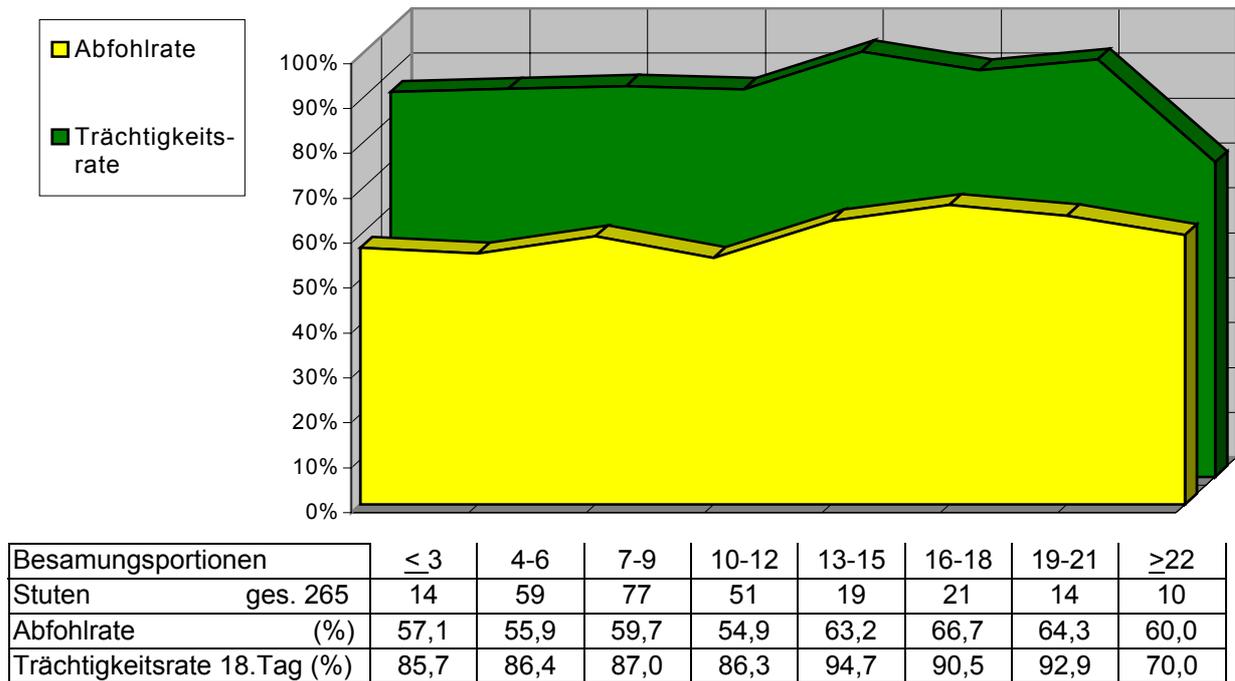
Die Motilität war ein Hauptkriterium für die Beurteilung der Samenqualität, und die Vorwärtsbeweglichkeit der Spermien konnte als ein wichtiges Qualitätsmerkmal zur Samenbeurteilung herangezogen werden. Die Trächtigkeitssrate nahm mit steigender Motilität zu, wogegen bei der Abfohlrate im Bereich zwischen 60 % und 75 % vorwärtsbeweglicher Spermien keine Steigerung zu erkennen war. In dem Bereich zwischen 50 % und 60 % stiegen sowohl die Trächtigkeitss- als auch die Abfohlrate an.

Im unteren Motilitätsbereich war ein deutlicher Rückgang bei der Trächtigkeitss- und Abfohlrate zu erkennen. Eine Vorwärtsbeweglichkeit von über 50 % wurde als Qualitätskriterium von jedem Samen gefordert und Samenqualitäten von unter 50 % Vorwärtsbeweglichkeit wurden nicht zur Besamung von Stuten verwendet.

Befand sich die Motilität im physiologischen Bereich (zwischen ca. 55 % und 75 %), so erhöhte sich die Abfohlrate nicht. Auf teure Geräte, die eine exakte Bestimmung der Vorwärtsbeweglichkeit ermöglichen, wurde verzichtet, da auch eine genauere Bestimmung der Vorwärtsbeweglichkeit im oberen Motilitätsbereich zwischen 55 % und 75 % keine Steigerung der Erfolgchancen erwarten ließ.

Die Spermienmotilität hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitss- und Abfohlrate (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.4.5 Besamungsportionen



**Abb. 38: Einfluss der Besamungsportionen pro Ejakulat auf die Trächtigerate- und Abfohlrate**

Die Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat berechnete sich aus Volumen, Dichte und Vorwärtsbeweglichkeit. Der Einfluss dieser Kriterien auf die Trächtigerate- und Abfohlrate wurde bereits einzeln untersucht. Mit steigender Anzahl der Besamungsportionen war ein tendenzieller Anstieg der Trächtigerate- und Abfohlrate zu erkennen, doch nicht statistisch absicherbar, da nur sehr „gute“ Ejakulate entsprechend verdünnt werden konnten.

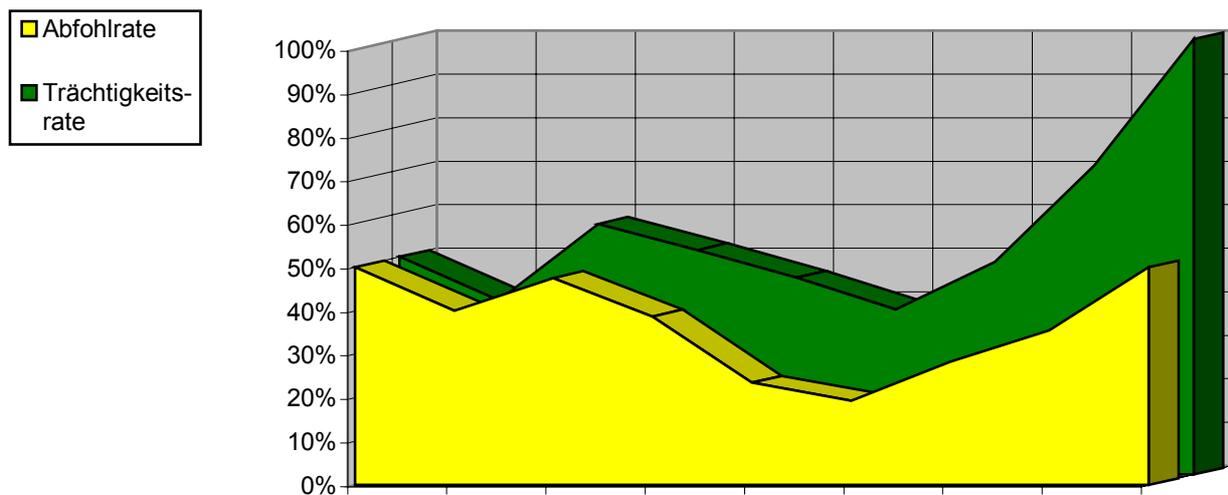
In Abbildung 38 wurde der Einfluss der einzelnen Hengste hinsichtlich ihrer unterschiedlichen Absamfrequenz und Samenqualitäten nicht berücksichtigt.

Auch wenn nur wenige Portionen zur Verfügung standen, wurde bei einer Besamung immer eine Dosis von mindestens 500 Mio. vorwärtsbeweglicher Samenzellen pro Besamungseinheit verwendet. Standen sehr viele Besamungsportionen zur Verfügung, so wurde die Besamungsdosis großzügig gestaltet, doch bei einer Mrd. vorwärtsbeweglicher Spermien begrenzt.

Obwohl ein tendenzieller Anstieg der Trächtigerate- und Abfohlrate mit steigender Anzahl der Besamungsportionen erkennbar war, wurde dies doch als ein Nebeneffekt anderer Einflussfaktoren gewertet.

Die Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigerate- und Abfohlrate (siehe  $\chi^2$ -Test im Anhang).

### 3.4.6 Jahreszeit



	Jan.	Feb.	März	Apr.	Mai	Juni	Juli	Aug.	Sep.
Rosseperioden ges. 512	2	10	59	93	115	108	88	31	6
Abfohlrate (%)	50,0	40,0	47,5	38,7	23,5	19,4	28,4	35,5	50,0
Trächtigkeitsrate 18.Tag (%)	50,0	40,0	57,6	51,6	45,2	38,0	48,9	71,0	100,0

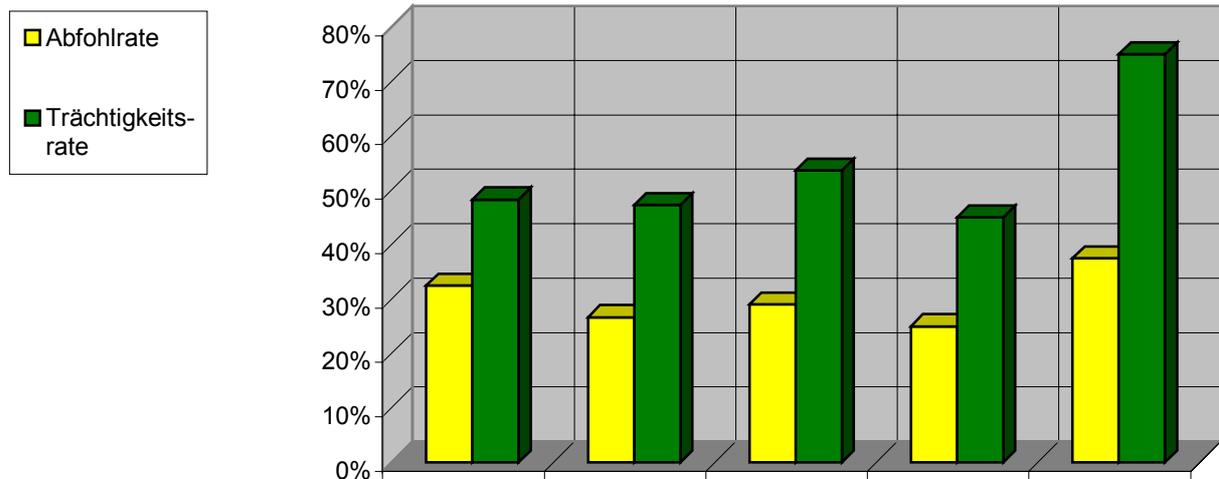
**Abb. 39: Einfluss der Jahreszeit auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate**

Der Kurvenverlauf der Trächtigkeits- und Abfohlrate in Abhängigkeit von der Jahreszeit gestaltet sich eher unregelmäßig. Das hängt unter anderem direkt mit dem Einfluss der Tageslichtlänge auf den saisonalen Rossezyklus zusammen (siehe 1.1.2.2).

Da zu Saisonanfang und Saisonende nur wenige Stuten zur Besamung anstanden, konnte die Statistik in diesem Bereich keine gesicherten Informationen liefern. Die Ergebnisse in den Monaten Januar/Februar und August/September müssen daher etwas relativiert betrachtet werden. Erfolgte die Besamung in den Monaten März/April ergab sich eine vergleichsweise hohe Trächtigkeits- und Abfohlrate. In den Monaten Mai/Juni war hingegen diesbezüglich ein tendenzieller Rückgang zu erkennen. Die Ursache hierfür lag im Wesentlichen darin, dass die fruchtbaren Stuten bereits nach der ersten Rosse in den Monaten März/April tragend wurden, so dass später im Jahresverlauf der Anteil der sogenannten Problemstuten, die nicht so schnell trüchtig wurden, zunahm.

Die Jahreszeit hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate, wohl aber auf die Abfohlrate (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.4.7 Rosseperiode



Rosseperiode	1	2	3	4	5
Stuten in Rosseper. ges. 512	265	150	69	20	8
Abfohlrate (%)	32,5	26,7	29,0	25,0	37,5
Trächtigkeitsrate 18.Tag (%)	48,3	47,3	53,6	45,0	75,0

**Abb. 40: Einfluss der Rosseperiode auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate**

Der Einfluss der Rosseperiode, in der die Stuten besamt wurden, zeigte einen relativ ausgeglichenen Verlauf. Die Steigerung in der 5. Rosse, in der nur sehr wenig Stuten besamt wurden, kann durch einen erhöhten Zufallsfehler erklärt werden. Betrachtet man die 4. Rosse, in der auch nur wenige Stuten besamt wurden, und die 5. Rosse zusammen, so zeigt die Kurve sogar einen sehr gleichmäßigen Verlauf. Die Trächtigkeitsrate hatte dann einen mäßig ansteigenden Verlauf, wogegen die Abfohlrate eine leicht abfallende Tendenz aufzeigte.

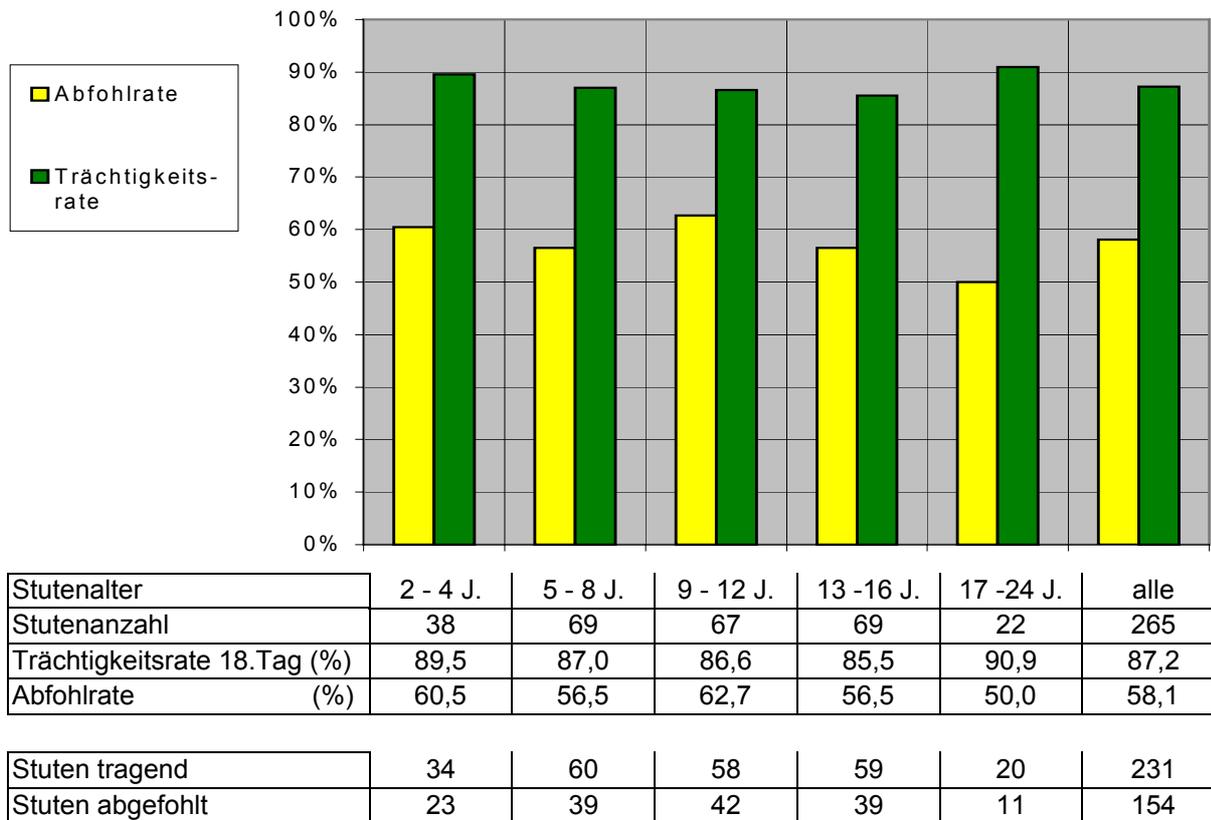
In der 1. und 2. Rosse wurden die Stuten ohne großen Aufwand in Bezug auf Tierarzt, Medikamente, Untersuchungen und Behandlungen routinemäßig jeden zweiten Tag bis zum Ende der Rosse besamt. Bei den "Versandstuten" konnte davon ausgegangen werden, dass sie jeden Tag untersucht und dann zum richtigen Zeitpunkt besamt wurden. Wenn kein besonderer Grund oder Verdacht vorlag, so wurde erst in der 3. Rosse damit begonnen, die Stute vermehrt zu untersuchen und eventuell auch zu behandeln. Meist erfolgte eine wiederholte Tupferprobe sowie die tägliche Kontrolle der Eierstockfunktionen.

Sofern kein dauerhafter Grund für die Nichtträchtigkeit (Sterilität) vorlag, hatte jede Stute in jeder neuen Rosse dieselbe Chance, trächtig zu werden. Konnten die Ursachen (Pneumovagina, Uterusinfektionen, Hormonstörungen) bis zur nächsten Rosse behoben werden, hatte die Stute eine normale Chance, wieder trächtig zu werden.

Trotz steigender Trächtigkeitsrate scheint die Abfohlrate tendenziell mit zunehmender Anzahl der Rosseperioden abzufallen. Die Ursache dafür ist, dass „Problemstuten“ zwar nach mehrmaliger Besamung aufnehmen (oft erst nach langwieriger Therapie), die Frucht aber aus gesundheitlichen Gründen nicht austragen können.

Die Rosseperiode hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate (siehe  $\chi^2$ -Test im Anhang).

### 3.4.8 Alter der Stuten



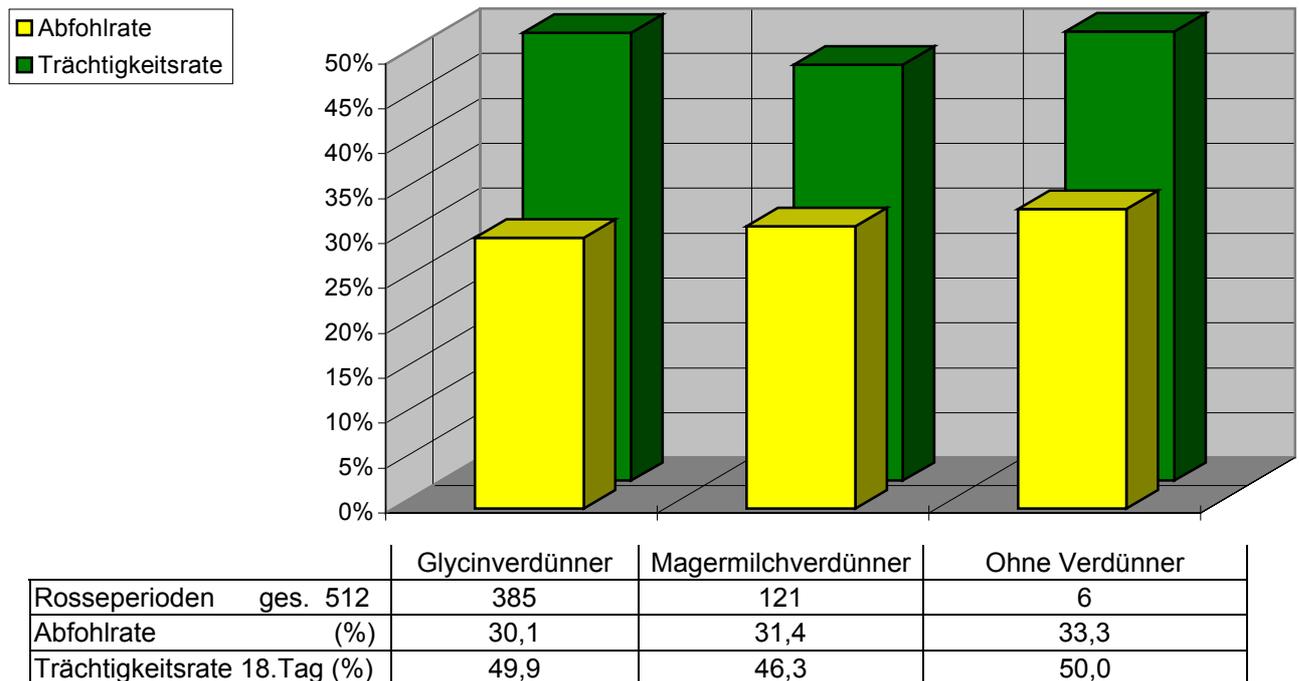
**Abb. 41: Einfluss des Stutenalters auf die Trächtigkeitss- und Abfohlrate**

Das Alter einer Stute hat keinen großen Einfluss auf die Trächtigkeitssrate zumindest solange eine Stute noch deutliches Rosseverhalten zeigt und es zu einer Ovulation kommt. Die Stuten zwischen 17 und 24 Jahren hatten sogar die höchste Trächtigkeitssrate (90,9 %) aller Altersstufen. Die Abfohlrate (50,0 %) dieser Altersgruppe ist dagegen am niedrigsten. Daraus ergibt sich bei den älteren Stuten eine hohe Differenz zwischen Trächtigkeitss- und Abfohlrate. Als ursächliche Gründe für diese deutliche Differenz können hormonelle Fehlfunktionen, physiologische Störungen der Gebärmutter oder eine verminderte Qualität älterer Eizellen verantwortlich sein (siehe 1.1.6.1).

Dies bedeutet, dass es bei älteren Stuten sehr wohl zu einer erfolgreichen Befruchtung der Eizelle und auch zu einer nachweisbaren Frühträchtigkeit kommen kann. Das Austragen eines gesunden Fohlens ist hingegen mit Schwierigkeiten verbunden.

Das Alter der Stuten hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitss- und Abfohlrate (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.4.9 Samenverdünnung



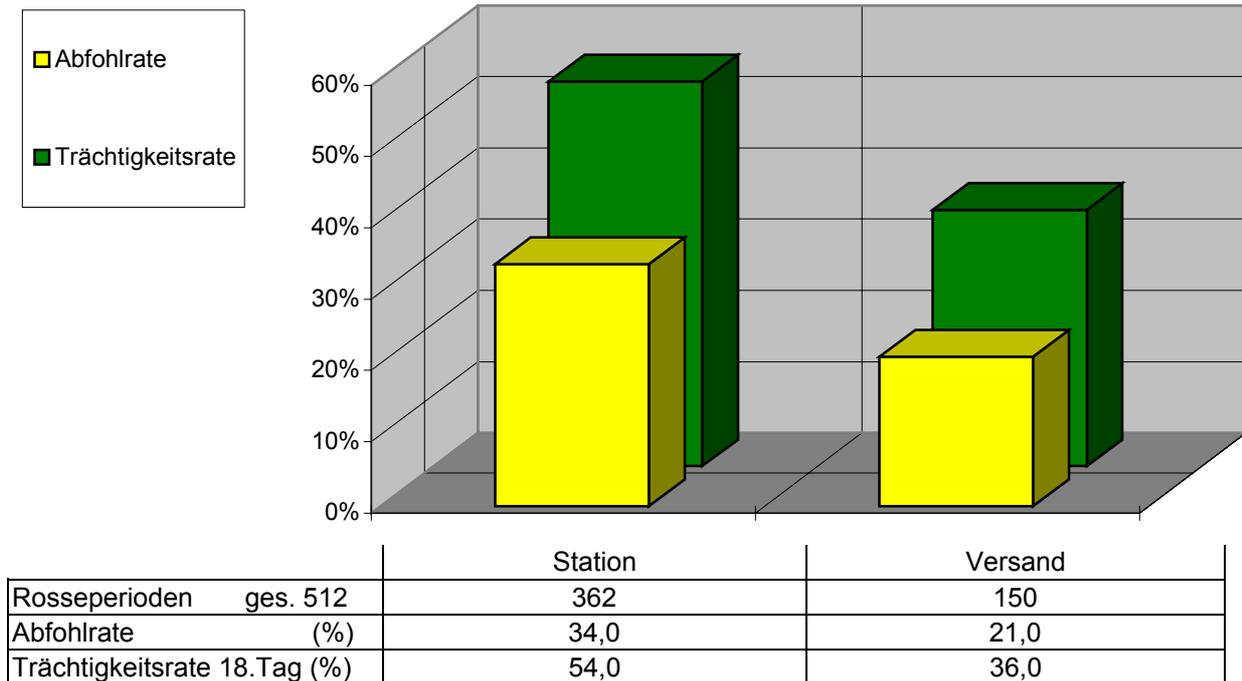
**Abb. 42: Einfluss der Verdünnerzugabe auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate**

Ob mit oder ohne Verdünner besamt wurde und die Art des verwendeten Verdünners hatten bei dieser Untersuchung auf den Besamungserfolg keinen Einfluss. Die Schwankungen lagen innerhalb der Standardabweichung und können daher durch den Zufallsfehler erklärt werden. Die Annahme vieler Züchter, dass durch den Einsatz eines Verdünners Fremdstoffe in die Gebärmutter eingebracht werden, die dann bei der Stute zu einer Abwehrreaktion führen und somit die Trächtigkeit verhindern, konnte im Rahmen der Untersuchungen widerlegt werden.

Die verschiedenen Verdünner unterschieden sich in Bezug auf die Lebensdauer und das optische Erscheinungsbild der Spermien unter dem Mikroskop, was besonders bei Versandsamen für den Empfangstierarzt von Bedeutung war. Der Glycinverdünner war dem Magermilchverdünner bei der Konservierung des Samens überlegen. Wurde der Samen nicht mit Verdünner aufbereitet, so musste der Samen direkt nach der Gewinnung verwendet werden, da er unverdünnt nicht lange haltbar war.

Die Verdünnerzugabe hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate (siehe  $\chi^2$ -Test im Anhang).

### 3.4.10 Versand- oder Stationsbesamung



**Abb. 43: Einfluss des Samenversands auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate**

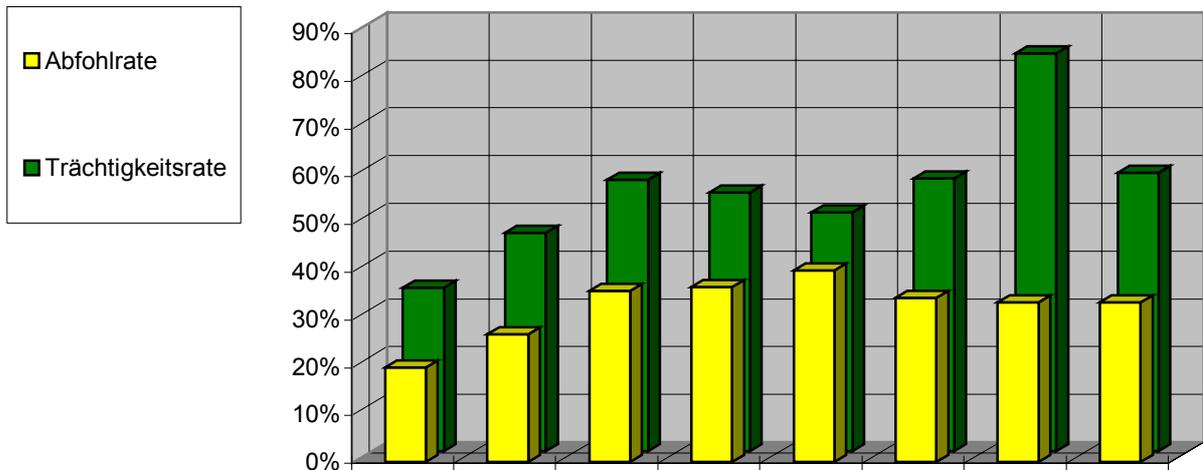
Der Besamungserfolg lag bei Stationsbesamungen wesentlich höher als bei Besamungen auf Außenstationen. Ein Hauptproblem des Samenversands lag im Versand selbst, da häufig Lücken im Versandsystem auftraten. An einigen Tagen war es unmöglich, dass der Tierarzt, der für einen bestimmten Tag Samen anforderte, diesen auch zum richtigen Zeitpunkt erhielt. Da der Paketdienst an Sonn- und Feiertagen nicht arbeitete, konnte die Außenstation nicht nur an diesem Tag, sondern auch am darauffolgenden Tag keinen frischen Samen erhalten.

Allein aus dem Grund, dass einer Außenstation an ein bis zwei Tagen in der Woche kein frischer Samen zur Verfügung stand, wurde die Chance, eine Stute zum richtigen Zeitpunkt zu besamen, um 1/7 bis 2/7 reduziert. Besamung mit Tiefgefriersamen könnte bei Pferden dieses Problem lösen, doch hatte sich die Tiefgefrierbesamung zum Zeitpunkt der Untersuchung noch nicht durchgesetzt und kam deshalb nicht zum Einsatz.

Die technische Durchführung des Samenversands wurde durch die Sarstedt-Behälter sehr gut gelöst. Die Motilität verringert sich während des Samenversands, der weniger als 24 Stunden dauerte, um ca. 5 % bis 10 %, so dass der Samen voll befruchtungsfähig ankommt. Die Stuten auf Außenstellen wurden täglich besamt, da der Samen, bis er zur Insemination kam, bereits einen Tag alt war und mit einer Befruchtungsfähigkeit des Samens von nur 48 Stunden gerechnet wurde.

Bei Stuten, die auf Station besamt wurden, lag mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Trächtigkeits- und Abfohlrate signifikant höher als bei Stuten nach Samenversand (siehe  $\text{Chi}^2$ -Test im Anhang).

### 3.4.11 Besamungshäufigkeit



Besamungen	1 x	2 x	3 x	4 x	5 x	6 x	7 x	≥8 x
Rosseperioden ges.	117	105	95	74	50	35	12	24
Abfohlrate (%)	19,7	25,7	35,8	36,5	40,0	31,4	33,3	33,3
Trächtigkeitsrate 18.Tag (%)	34,2	45,7	56,8	54,1	50,0	57,1	83,3	58,3

**Abb. 44: Einfluss der Besamungshäufigkeit auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate**

Die Häufigkeit mit der eine Stute innerhalb einer Rosse besamt wurde, hing hauptsächlich von deren Rossedauer ab. Zeigte eine Stute alle Anzeichen einer baldigen Ovulation, wurde ab diesem Zeitpunkt die Stute jeden zweiten Tag besamt, auch wenn sich die Ovulation verzögerte.

Wurde eine Stute nur einmal besamt, so war diese Besamung häufig nach der Ovulation, z.B. wenn der Züchter die Stute sehr spät in der Rosse zur Besamung brachte. In diesem Fall konnte der Abstand zwischen Besamung und Ovulation eventuell sehr groß sein. Dies kann eine Erklärung für die niedrigste Trächtigkeits- und Abfohlrate bei einer Besamung sein.

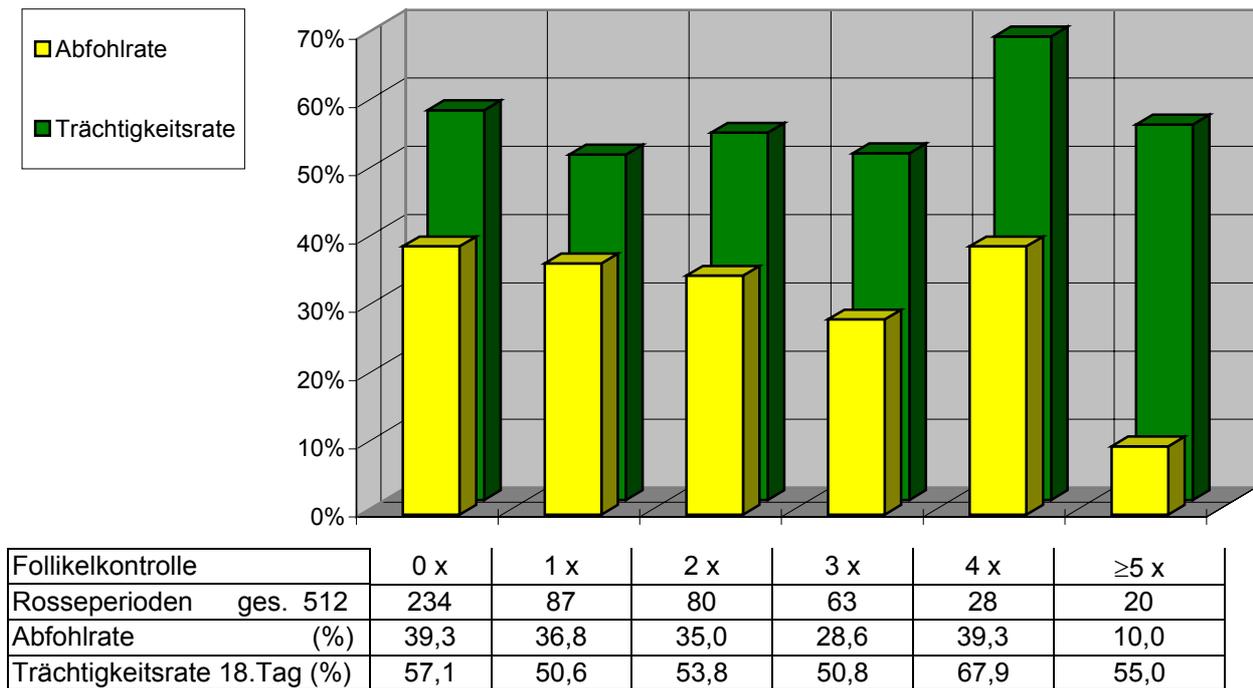
Mit steigender Anzahl der Besamungen pro Rosse zeigte die Trächtigkeitsrate einen tendenziell leichten Anstieg, wogegen die Abfohlrate ihr Optimum zwischen drei und fünf Besamungen pro Rosse hatte. Durchschnittlich wurden die Stuten 3,3 mal pro Rosse besamt.

Der Bereich zwischen drei und fünf Besamungen pro Rosse konnte daher bei dieser Untersuchung für die Trächtigkeits- und Abfohlrate als optimal angesehen werden.

Die Steigerung des Besamungserfolgs bei mehrmaligem Besamen hing wahrscheinlich mit der verbesserten zeitlichen Nähe von Besamungszeitpunkt und Ovulationszeitpunkt zusammen.

Die Besamungshäufigkeit hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.4.12 Follikelkontrolle



**Abb. 45: Einfluss der Follikelkontrolle auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate**

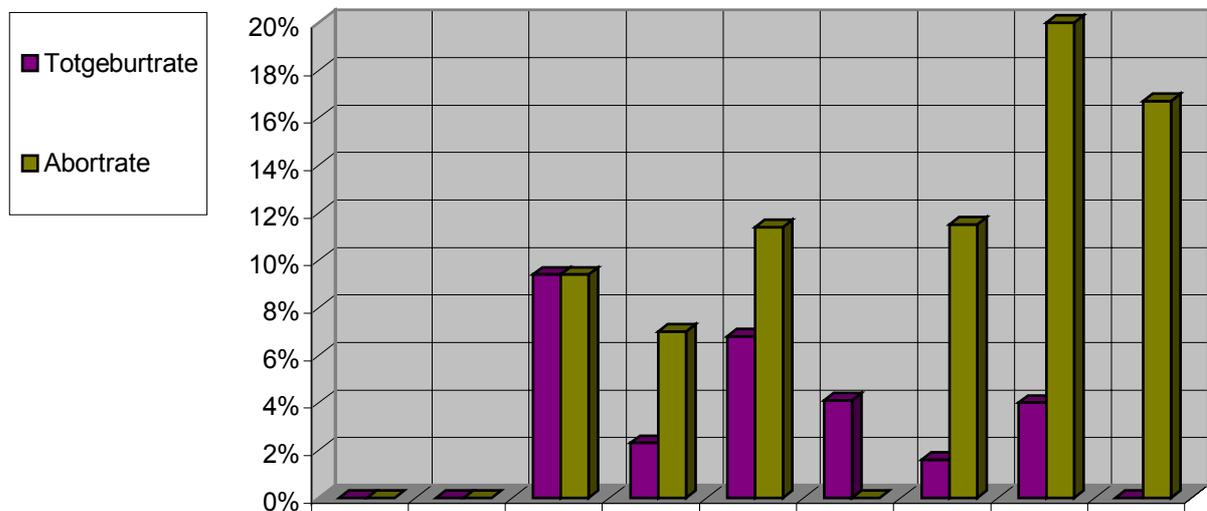
Die Anzahl der Follikelkontrollen, die bei einer Stute in einer Rosse durchgeführt wurden, hing vom Rosseverhalten und von der Fruchtbarkeit der Stute ab.

In der ersten und zweiten Rosse wurden bei den Stuten nur sehr wenig Follikelkontrollen durchgeführt, so lange die Stuten ein normales Rosseverhalten zeigten und alles normal verlief. Stuten, die schon mehrmals erfolglos besamt wurden, sowie Stuten, die bereits als Problemstuten bekannt waren, wurden häufiger kontrolliert. So konnte man bei Problemstuten mit mehr Follikelkontrollen in etwa die gleiche Trächtigkeitsrate erzielen wie bei unproblematischen Stuten mit wenig Follikelkontrollen. Durch vermehrte Follikelkontrollen wurden offenbar keine Funktionsstörungen am Eierstock ausgelöst, und es konnte auch kein negativer Einfluss auf die Trächtigkeitsrate nachgewiesen werden.

Die Follikelkontrolle hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.5 Einflüsse auf die Abort- und Totgeburt

#### 3.5.1 Jahreszeit



	Jan.	Feb.	März	Apr.	Mai	Juni	Juli	Aug.	Sep.
Stuten ges. 265	1	4	32	43	44	49	61	25	6
Totgeburt (%)	0	0	9,4	2,3	6,8	4,1	1,6	4,0	0
Abortrate (%)	0	0	9,4	7,0	11,4	0	11,5	20,0	16,7

**Abb. 46: Einfluss der Jahreszeit auf die Abort- und Totgeburt**

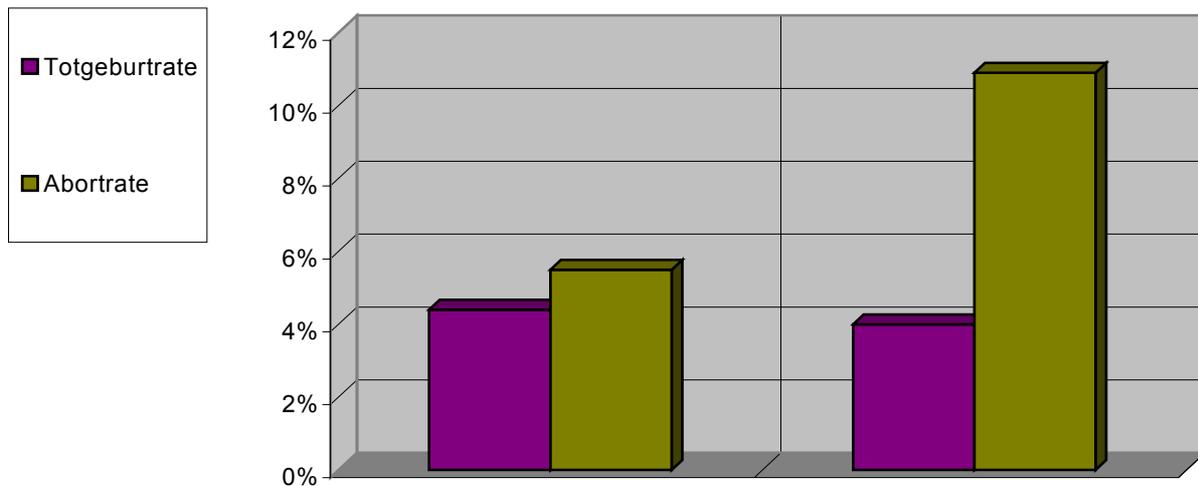
Insgesamt wurden bei allen 265 Stuten 24 Aborte und 11 Totgeburten registriert. Die Grafik zeigt einen recht unregelmäßigen Verlauf und das Datenmaterial war sehr gering (siehe 2.5.3.2), was die Aussagekraft der folgenden Ergebnisse reduziert.

Bei der Abortrate war in der zweiten Jahreshälfte ein deutlicher Anstieg zu erkennen. Ein Zusammenhang mit der prozentualen Zunahme der Problemstuten zu Saisonende ist anzunehmen, da diese Stuten häufig hormonelle Fehlfunktionen oder physiologische Störungen der Gebärmutter haben.

Bezieht man sich, wie in Abbildung 46 auf 265 Stuten, so hat die Jahreszeit mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Abort- und Totgeburt (siehe Chi<sup>2</sup>-Test (A) im Anhang). Nimmt man aber die 512 Rosseperioden als Berechnungsgrundlage, so kann zu Saisonende mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  ein signifikanter Anstieg der Abortrate nachgewiesen werden (siehe Chi<sup>2</sup>-Test (B) im Anhang). Ein signifikanter Einfluss der Jahreszeit auf die Totgeburt kann nicht nachgewiesen werden.

Der Anstieg der Abortrate zu Saisonende sollte nicht allein durch die Jahreszeit begründet werden, sondern es sollten auch die zuvor genannten Gründe als mitverantwortlich gesehen werden.

### 3.5.2 Trächtigkeitsuntersuchung



		Ultraschalluntersuchung	andere Trächtigkeitsuntersuchungen
Stuten	ges. 265	90	175
Totgeburtrate	(%)	4,4	4,0
Abortrate	(%)	5,5	10,9

**Abb. 47: Einfluss der Trächtigkeitsuntersuchung auf die Abort- und Totgeburtrate**

In der Spalte „andere Trächtigkeitsuntersuchungen“ sind die rektale Untersuchung der Gebärmutter mit der Hand, die Diagnose durch Blut- oder Urinalysen und die Überprüfung der ausbleibenden äußeren Rosseanzeichen zusammengefasst. Das Ausbleiben einer erneuten Rosse zur Beurteilung der Trächtigkeit ist ein sehr unsicheres Kriterium und außerdem stark von der Erfahrung des Züchters abhängig.

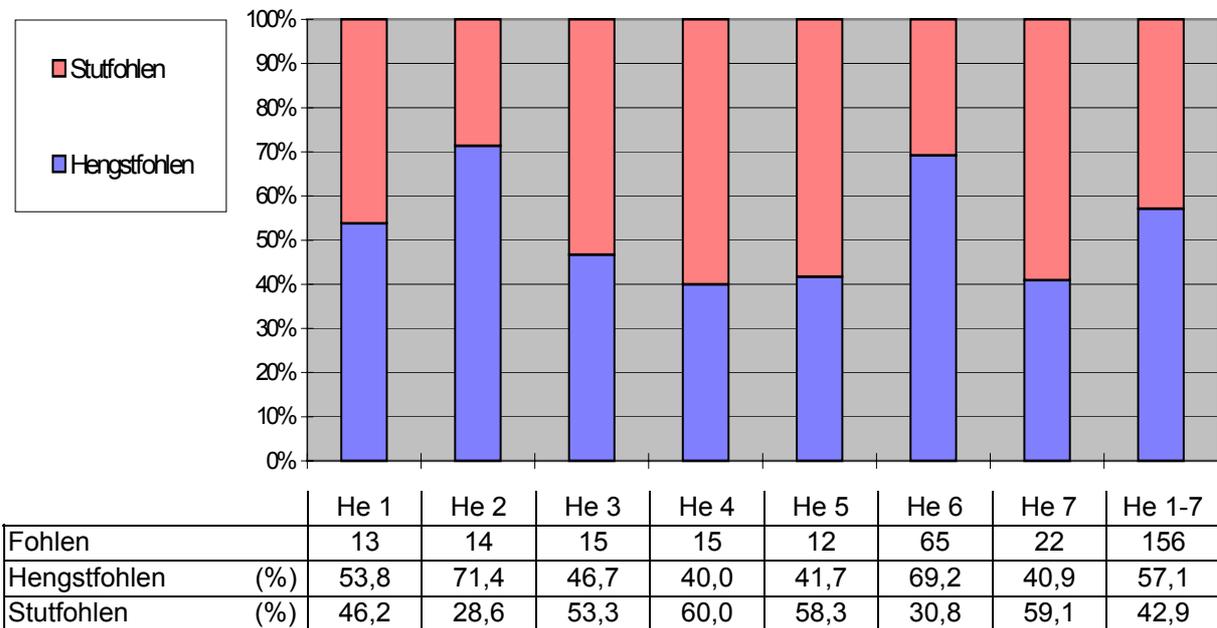
Es war daher möglich, dass ein Züchter eine Stute für tragend hielt, diese aber in Wirklichkeit gar nicht aufgenommen bzw. im Laufe der Trächtigkeit die Frucht resorbiert hatte, er dies aber erst zu einem späteren Zeitpunkt bemerkte und daher vermutete, dass die Stute einen Abort hatte.

Bei der Trächtigkeitsuntersuchung mit der Hand können durch das Abtasten des Embryos Störungen in der Entwicklung hervorgerufen werden, die zum Abort führen können. Bei einer sachgemäß vom Tierarzt durchgeführten Trächtigkeitsuntersuchung ist jedoch die Wahrscheinlichkeit dafür sehr gering. Die Befürchtung vieler Züchter, dass die Ultraschalluntersuchung einen negativen Einfluss auf die Entwicklung des noch jungen Embryos hat und zu Störungen in der Trächtigkeit führt, konnte anhand dieser Untersuchung nicht bestätigt werden. Bei der Bewertung der Aussage sind jedoch die geringen n-Zahlen (11 Totgeburten; 24 Aborte) zu beachten.

Die Art der Trächtigkeitsuntersuchung hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Abort- und Totgeburtrate (siehe  $\chi^2$ -Test im Anhang).

### 3.6 Einflüsse auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen

#### 3.6.1 Hengstvergleich



**Abb. 48: Hengsteinflüsse auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen**

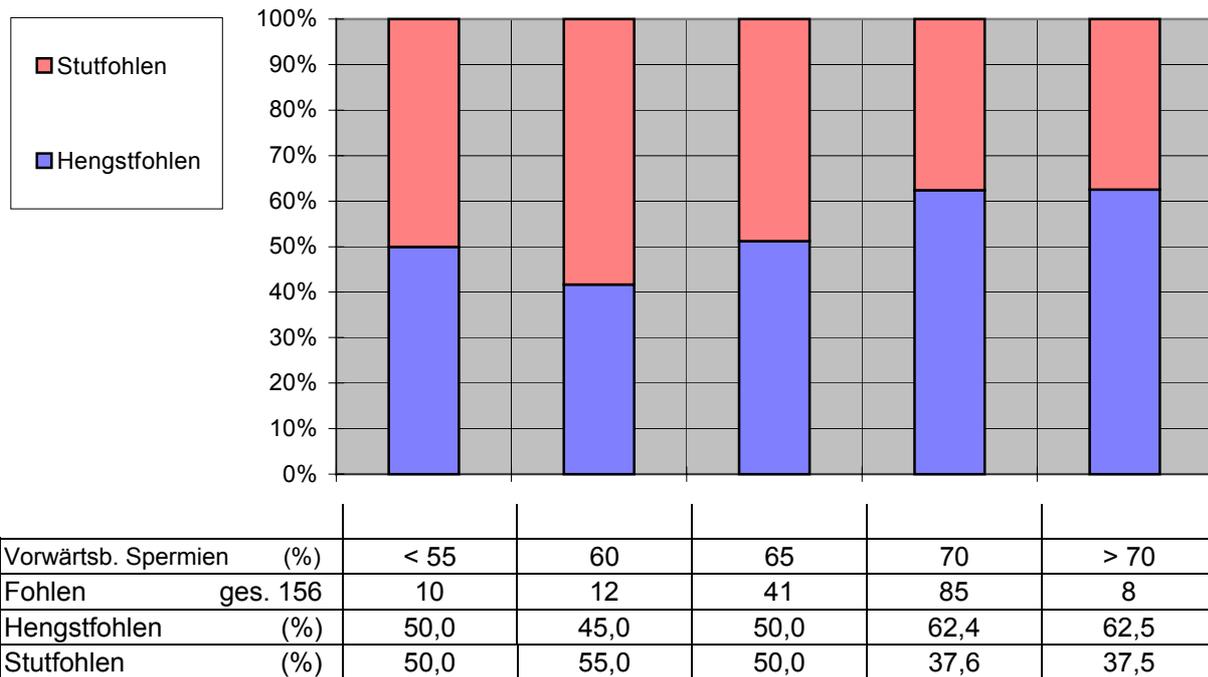
Bei der Verteilung zwischen Hengstfohlen und Stutfohlen wurden bei den einzelnen Hengsten deutliche Unterschiede festgestellt. Es liegt daher der Verdacht nahe, dass einige Hengste mehr Stutfohlen, andere mehr Hengstfohlen produzieren.

Ein Verhältnis zwischen Hengst- und Stutfohlen von 40 % zu 60 % oder umgekehrt warf noch keine Bedenken über die gleichmäßige Verteilung zwischen Hengst- und Stutfohlen auf. Auffallend war jedoch, dass bei zwei Hengsten (Hengst 2 und Hengst 6) der Anteil der Hengstfohlen mit ca. 70 % deutlich dominierte.

Aufgrund der vielschichtigen Einflussfaktoren ist eine eindeutige Aussage über Gründe der unterschiedlichen Geschlechtsverteilung nicht möglich.

Der Hengst hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.6.2 Spermienmotilität



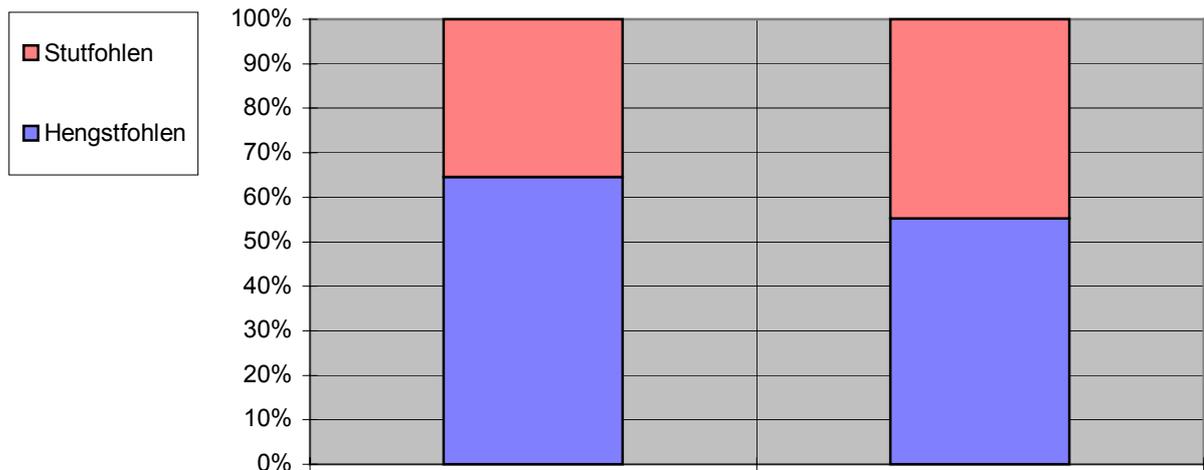
**Abb. 49: Einfluss der Spermienmotilität auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen**

Zur Beurteilung der Spermienvitalität dienten als entscheidende Kriterien die Spermienmotilität und insbesondere die Vorwärtsbeweglichkeit der Spermien.

Im Rahmen der vorliegenden Untersuchung fiel ein möglicher Zusammenhang zwischen der Motilität der Spermien und der Geschlechtsverteilung der Fohlen auf. Bei höherer Vorwärtsbeweglichkeit der Spermien schien der relative Anteil der Hengstfohlen zuzunehmen. Statistisch war dieser Zusammenhang jedoch nicht absicherbar.

Die Spermienmotilität hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen (siehe  $\chi^2$ -Test im Anhang).

### 3.6.3 Versand- oder Stationsbesamung



		Versand	Station
Fohlen	ges. 156	31	125
Hengstfohlen	(%)	64,5	55,2
Stutfohlen	(%)	35,5	44,8

**Abb. 50: Einfluss von Versand- und Stationsbesamung auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen**

Bei der Versandbesamung dominierten die Hengstfohlen mit einem Anteil von fast zwei Dritteln, bei der Stationsbesamung war die Verteilung zwischen Hengst- und Stutfohlen in etwa gleich.

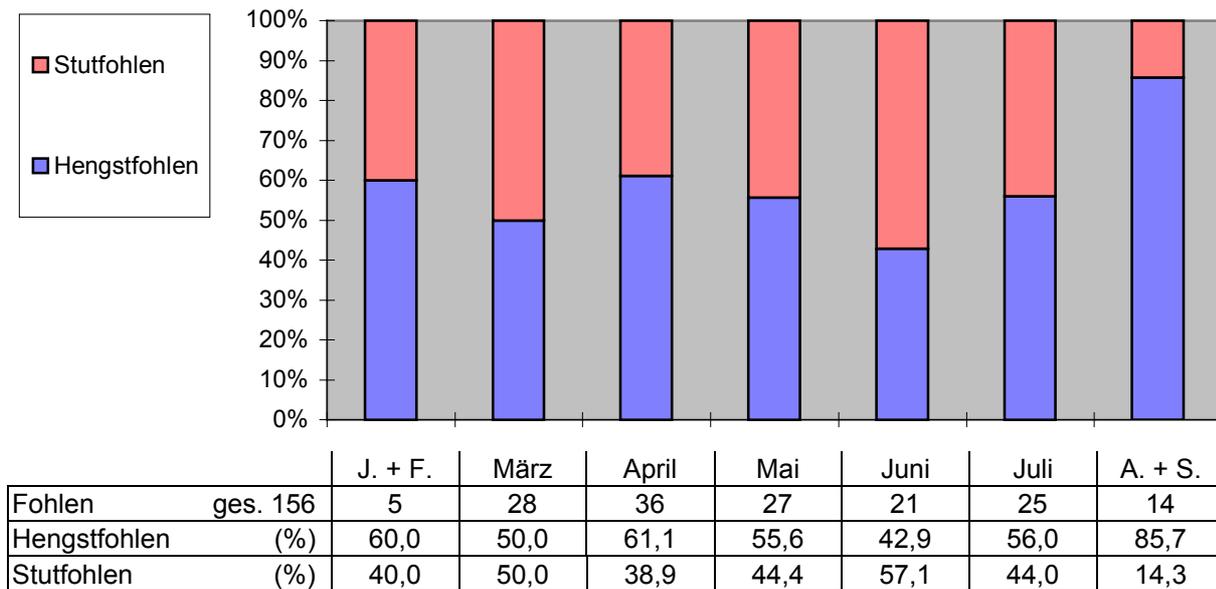
**Tabelle 8: Besamungen pro Rosse im Vergleich zwischen Versand- und Stationsbesamung mit Bezug zum Besamungserfolg**

Besamungen pro Rosse	Stuten im Samenversand tragend		Stuten auf Station tragend	
	tragend	leer	tragend	leer
1 mal	17	41	23	35
2 mal	19	28	29	31
3 mal	11	14	43	26
4 mal	4	5	36	29
5 mal	2	7	23	18
6 mal	1	1	19	14
7 mal und öfter	0	0	24	12
<b>Gesamt</b>	<b>54</b>	<b>96</b>	<b>197</b>	<b>165</b>

Im Samenversand wurden die meisten Stuten nur einmal nach der Ovulation besamt. Dabei bleibt den Spermien nur noch ein kurzer Zeitraum zur Befruchtung der Eizelle. Ob in diesem Fall die männlichen Spermien die besseren Befruchtungschancen haben, kann hier statistisch nicht nachgewiesen werden. Die unterschiedliche Verteilung der Geschlechter bei der Stationsbesamung entspricht annähernd der Prozentverteilung aller Fohlen (siehe 3.6.1).

Ob die Stute auf Station oder im Samenversand besamt wurde, hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

### 3.6.4 Jahreszeit



**Abb. 51:** Einfluss der Jahreszeit, in der die Stuten besamt wurden, auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen

Die Geschlechtsverteilung unterlag großen jahreszeitlichen Schwankungen. Nur zu Saisonende war ein starker Anstieg des Anteils der Hengstfohlen zu verzeichnen. Ob dies durch die niedrige Anzahl der insgesamt gefallenen Fohlen in dieser Jahreszeit auf einer zufälligen Häufung beruhte oder ob ein bestimmter Grund hierfür verantwortlich war, konnte nicht festgestellt werden.

Die Jahreszeit, in der die Stute besamt wurde, hat mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  keinen signifikanten Einfluss auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen (siehe Chi<sup>2</sup>-Test im Anhang).

## 4 Diskussion

Hauptziel dieser Arbeit war die Überprüfung der Fertilität bei der künstlichen Besamung in der Pferdezucht unter Praxisbedingungen. Dabei wurde untersucht, welche Einflussfaktoren auf den Erfolg der künstlichen Besamung in der Praxis nachweisbar sind und wo praktische Ansatzmöglichkeiten zur Verbesserung des Besamungserfolges bestehen.

Vergleicht man die verschiedenen Berechnungen dieser Arbeit, so tauchen des öfteren scheinbare Unstimmigkeiten bei den absoluten Zahlen und den Prozentzahlen auf. Diese sind keine Rechenfehler, sondern ergeben sich aus den verschiedenen Zuordnungen der Besonderheiten (Zwillinge, Hengstwechsel, Stuten die resorbiert haben und nochmals tragend wurden) und den unterschiedlichen Bezugsgrößen (Stutenanzahl, Rosseperioden). Hätte man diese Besonderheiten in den Ausgangsdaten eliminiert und sich immer nur auf die Stutenanzahl bezogen, so wäre diese Arbeit erheblich einfacher gewesen. Doch ist gerade diese differenzierte Betrachtungsweise von Bedeutung, da sie auf Probleme eingeht, die in der Pferdezucht immer wieder auftreten.

### 4.1 Stuteneinflüsse auf den Besamungserfolg

#### 4.1.1 Rosseperiode

Die Hauptbesamungsphase lag in der ersten oder zweiten Rosseperiode. Hier wurden bereits die meisten Stuten nach entsprechend termingerechter Besamung trächtig. Erst wenn einzelne Stuten innerhalb der ersten beiden Rosseperioden nicht aufgenommen hatten, wurden diese einer gründlichen tierärztlichen Untersuchung unterzogen, wenn nötig behandelt und nach Behebung des Problems in der nächsten Rosse wieder zur Besamung vorgestellt. Von den während des Jahrgangs 1992 zur Bedeckung vorgestellten 265 Stuten (siehe 3.1.4 und 3.1.5), wurden 199 (75,1 %) innerhalb der ersten beiden Rosseperioden trächtig, lediglich 69 (26,0 %) erfuhren die vorgestellten Maßnahmen zur „Problemstutenbehandlung“. Die Differenz von 3 Stuten ergibt sich daraus, dass bei dieser Betrachtungsweise 3 Stuten doppelt auftraten.

**Tabelle 9: Erforderliche Rosseperioden zur erfolgreichen Besamung von 265 Stuten**

Bedeckung in Rosseperiode	Anzahl besamter Stuten	Tragende Stuten (18. Tag)		Anzahl der Fohlen	
		absolut	relativ	absolut	relativ
1	265	128	48,3 %	86	32,5 %
2	150	71	47,3 %	42	28,0 %
3	69	37	53,6 %	20	29,0 %
4	20	9	45,0 %	5	25,0 %
5	8	6	75,0 %	3	37,5 %
<b>1 - 5</b>	<b>512</b>	<b>251</b>	<b>49,0 %</b>	<b>156</b>	<b>30,5 %</b>

Im Rahmen dieser Untersuchung konnten keine eklatanten Auswirkungen auf die Trächtigkeits- und Abfohlraten in Abhängigkeit der jeweiligen Rosseperiode, in der die Stuten besamt wurden, gefunden werden. Auch Bader et al. (1999) stellten keine signifikanten Einflüsse zwischen den saisonalen Rosseperioden, in denen die Stuten besamt wurden und den jeweiligen Trächtigkeitsraten fest. Die Trächtigkeitsrate der untersuchten Stuten variierte

von 45,0 % in der 4. Rosse bis hin zu 75,0 % in der 5. Rosse (geringe n-Zahlen beachten, Tabelle 8) und lag im Durchschnitt aller Rosseperioden bei 49,0 %. Sie lag damit etwas höher als der von Bader et al. (1999) ermittelte Wert von durchschnittlich 44,9 %.

#### **4.1.2 Besamungszeitpunkt und Besamungshäufigkeit**

Der Besamungserfolg hängt in erheblichem Maße von der Wahl des richtigen Besamungszeitpunktes ab. Dabei findet die eigentliche Ovulation meist am letzten Tag der Rosse statt (Wintzer, 1997).

Die Konzeptionsaussichten sind umso höher, je enger der zeitliche Abstand zwischen Samenapplikation und Ovulation ist (Baunack, 1995; Wintzer 1997). Bader et al. (1999) ermittelten eine durchschnittliche Trächtigkeitsrate von 44,9 %, wenn die Besamung während bzw. kurz nach der Ovulation erfolgte. Diese zeitliche Annäherung zwischen Ovulationstermin und Besamungszeitpunkt kann entweder durch eine regelmäßige Follikelkontrolle oder durch wiederholte Besamungen im Abstand von 24 bis 48 Stunden erreicht werden, da sich dadurch die Chance erhöht, dass näher am Ovulationszeitpunkt besamt wird (Busch et al., 1991).

Das wiederholte Besamen um den vermuteten Ovulationstermin ist bei der Frischsamenübertragung eine anerkannte Methode (Pickett et al., 1987). Auch im Rahmen dieser Untersuchung zeigte sich, dass sich durch mehrmalige Besamungen ein positiver Einfluss sowohl auf die Trächtigkeitsrate als auch auf die Abfohlrate ausüben lässt. Bei mindestens einer dreimaligen Besamung erhöhte sich die Trächtigkeitsrate gegenüber der einmaligen Besamung um 22,6 % und gegenüber der zweimaligen Besamung noch um 11,1 %. Auch Bader et al. (1999) konnten signifikante Unterschiede bei der Mehrfachbesamung (2 bis 4) im Hinblick auf die Trächtigkeitsrate feststellen. Sie ermittelten eine Trächtigkeitsrate von 64,1 % bei zweimaliger Inseminationsfrequenz, von 71 % bei dreimaliger und von 88,9 % bei viermaliger Besamung. Ab der fünffachen Besamung fielen auch bei Bader et al. (1999) die korrespondierenden Trächtigkeitsraten wieder geringer aus. Ferner weisen sie darauf hin, dass die Vorteile einer Mehrfachbesamung nur in Zyklen mit spontaner Ovulation zum Tragen kommen. Bei Stuten, bei denen eine Ovulationsinduktion durchgeführt worden ist, erhöhte sich die Trächtigkeitsrate durch eine viermalige Besamung nicht wesentlich gegenüber einer ein- bis dreimaligen Insemination. Bei mindestens einer dreimaligen Besamung erhöhte sich die Abfohlrate gegenüber der einmaligen Besamung um 16,1 % und gegenüber der zweimaligen Besamung noch um 9,1 %. Erst nach mindestens sechs Besamungen fiel die Abfohlrate dann wieder leicht ab. Diese in geringem Maße abgesenkte Abfohlrate bei Stuten, die so oft besamt wurden, lässt sich vielleicht auch durch die Tatsache, dass auf diese Weise vergleichsweise mehr Fremdflüssigkeit in die Gebärmutter gebracht wurde, erklären. Dadurch kann eine Abwehrreaktion gegen zuviel Fremdflüssigkeit oder zuviel Keime, die eventuell mit dem Besamen eingebracht wurden, was niemals ganz auszuschließen war, entstehen. Die Differenz zwischen Trächtigkeits- und Abfohlrate stieg mit zunehmender Anzahl an Besamungen leicht an, besaß den kleinsten Wert bei fünf Besamungen und stieg erst wieder ab sechs Besamungen an. So betrug der Unterschied zwischen der Trächtigkeitsrate und der Abfohlrate bei einer Besamung 14,5 % und erhöhte sich bei zwei, drei und vier Besamungen auf Werte zwischen 17,5 % und 21 %. Bei fünf

Besamungen betrug die ermittelte Differenz zwischen Trächtigkeits- und Abfohlrate nur 10 % und stieg bei sechs und mehr Besamungen auf Werte bis zu 50 % an.

#### **4.1.3 Follikelkontrolle**

Bei Stuten mit normalem Rosseverhalten wurden in der Regel keine Follikelkontrollen durchgeführt, da sich hier mit relativ hoher Sicherheit der Ovulationszeitpunkt vorhersagen ließ.

Auf der untersuchten Besamungsstation wurden Follikelkontrollen erst dann durchgeführt, wenn sich Unstimmigkeiten im Rosseverhalten einer Stute zeigten oder eine Stute nach wiederholten Besamungen in mehr als zwei Rosseperioden nicht trächtig wurde. Bei diesen Problemstuten ermöglichte die durchgeführte Follikelkontrolle eine genauere Bestimmung des Ovulationstermines. Dadurch konnte anschließend termingerechter besamt werden, was zur Folge hatte, dass die Trächtigkeits- und Abfohlraten der „Problemstuten“ anschließend denen von „normalen“ Stuten entsprachen (siehe 4.1.1, Tabelle 8). Nach Bollwein und Braun (1999) ist die Beurteilung der bevorstehenden Ovulation durch die rektale Untersuchung gegenüber der Ultraschalluntersuchung wesentlich subjektiver einzustufen. Will (1988) stellte fest, dass sich durch die Kombination von rektaler Untersuchung und einer Ultraschalluntersuchung die Vorhersagemöglichkeit der Ovulation auf 91 % steigern lässt.

Bei Bader et al. (1999) ergaben sich Einflüsse der Follikelgröße beim Besamungszeitpunkt hinsichtlich der Trächtigkeitsrate bei den untersuchten Stuten. Lag die Follikelgröße unter 35 mm, so betrug die Trächtigkeitsrate lediglich 32 %. Bei einer Follikelgröße von 35 bis 45 mm erreichte sie 61,3 %, bei 46 bis 55 mm 69,5 % und ab einer Follikelgröße von 55 mm sogar 72 %.

Stuten, bei denen fünf und mehr Follikelkontrollen nötig waren, fielen durch eine sehr niedrigere Abfohlrate von 10 % auf. Bei diesen Tieren kann von einer insgesamt ungünstigeren Fruchtbarkeitslage ausgegangen werden. Es zeigte sich aber, dass durch vermehrte Follikelkontrollen offenbar keine Funktionsstörungen am Ovar ausgelöst wurden, da die Trächtigkeits- und Abfohlraten von mehrfach untersuchten Stuten gegenüber denen von wenig oder überhaupt nicht untersuchten Stuten im Gesamtdurchschnitt keine signifikant nachweisbaren Unterschiede aufwiesen (siehe 3.4.12).

#### **4.1.4 Trächtigkeitsuntersuchung**

Basierend auf einer noch relativ weit verbreiteten Angst, durch die rektale Trächtigkeitsuntersuchung einen Abort oder eine Totgeburt auszulösen, wird diese (manuell, sonographisch) von vielen Züchtern abgelehnt.

Im Rahmen dieser Untersuchung konnte dieses Vorurteil nicht bestätigt werden. Vielmehr zeigte sich, dass die Abortrate mit 10,9 % bei nicht mit Ultraschall untersuchten Stuten deutlich höher lag als bei untersuchten Stuten, bei denen die Abortrate lediglich bei 5,5 % lag (siehe 3.5.2).

Die Totgeburt rate war in beiden Fällen annähernd gleich, so dass davon ausgegangen werden kann, dass die Durchführung einer Trächtigkeit s untersuchung in diesem Bereich keinen Einfluss besitzt.

Bei den „nicht untersuchten“ Stuten erwies sich die Auswertung im Rahmen dieser Untersuchung als nicht ganz unproblematisch. Bei diesen Stuten konnte grundsätzlich nicht ausgeschlossen werden, dass einige von ihnen überhaupt nicht tragend waren und nur als tragend vermutet wurden. Wurde bei solchen Stuten zu einem späteren Zeitpunkt eine Nichtträchtigkeit festgestellt, konnte fälschlicherweise ein Abort diagnostiziert werden, obwohl die Stute eventuell überhaupt nicht aufgenommen hatte.

In Untersuchungen von Ginther (1986) und von Vogelsang et al. (1989) wird ebenfalls bestätigt, dass eine Trächtigkeit s untersuchung mit Ultraschall grundsätzlich keine negativen Auswirkungen auf die Embryonalentwicklung und damit auf die Abort rate hat.

#### **4.1.5 Stutenalter**

Solange es bei älteren Stuten noch zu einer Ovulation kommt, ist die Trächtigkeit s rate gegenüber jüngeren Stuten nicht reduziert. Die Abfohl rate dagegen ist etwas niedriger. Dennoch konnte kein signifikanter Einfluss des Stutenalters auf die Trächtigkeit s- und Abfohl rate nachgewiesen werden (siehe 3.4.8).

Nach Bader et al. (1999) gibt es ebenfalls keine signifikanten Einflüsse hinsichtlich des Alters der besamten Stuten bzw. hinsichtlich des jeweiligen Reproduktionsstatus (Maidenstuten, güste Stuten, laktierende Stuten) auf die Trächtigkeit s rate.

### **4.2 Hengsteinflüsse auf den Besamungserfolg**

#### **4.2.1 Hengstvergleich**

Bei den sieben untersuchten Hengsten zeigten sich zwar individuelle Unterschiede hinsichtlich der Trächtigkeit s- und Abfohl rates (siehe 2.5.2, Tabelle 6), doch konnte kein signifikanter Einfluss des Hengstes nachgewiesen werden (siehe 3.4.1). Bader et al. (1999) fanden jedoch signifikante Einflüsse des Hengstes hinsichtlich der Trächtigkeit s rate. Dabei wurde ferner festgestellt, dass Hengste, die nur in geringem Umfang genutzt werden, eine wesentlich größere individuelle Variation hinsichtlich der Trächtigkeit s rate aufwiesen als züchterisch stark frequentierte Vatertiere. Generell kann angenommen werden, dass der Hengst einen Einfluss auf die Trächtigkeit s- und Abfohl rate hat. Wenn die Hengste jedoch hinsichtlich der Samenqualität in einem normalen physiologischen Bereich (siehe 3.2) über den Mindestanforderungen (siehe 2.2.3) liegen und die Umwelteinflüsse (Haltung, Fütterung, Klima, usw.) annähernd gleich sind, dann erweist sich der Unterschied zwischen den Hengsten als relativ gering.

Die Hengste zeigten zwar gewisse Unterschiede bei der Geschlechtsverteilung der erzeugten Fohlen (siehe 3.6.1), doch konnte dieser nicht als signifikant bestätigt werden.

#### 4.2.2 Geschlechtslust, Aufsprünge

Der Geschlechtstrieb (Libido) ist genetisch festgelegt, aber auch von exogenen Einflüssen (Negativerfahrungen, Leistungsstress, Deckfrequenz) abhängig und von Hengst zu Hengst unterschiedlich ausgeprägt (Pickett, 1993; Wintzer, 1997).

Bei den untersuchten Hengsten zeigten sich signifikante Unterschiede in der Ausprägung ihrer Geschlechtslust (siehe 3.2.1). Es ergaben sich aber keine nachweisbaren Auswirkungen der Libido auf die Trächtigkeits- und Abfohllraten (siehe 3.4.2). Bei Hengsten, die drei und mehr Aufsprünge benötigten und somit hinsichtlich ihrer Geschlechtslust als „weniger ausgeprägt“, also als „schlechter“ eingestuft wurden, könnte eine erhöhte Keimbelastung der Grund für den festgestellten leichten Abfall der Trächtigkeitsrate sein. Dadurch, dass der jeweilige Hengst bei mehreren Aufsprüngen den Penis mehrmals in die gleiche künstliche Scheide einführt, können vermehrt Keime in die künstliche Vagina und damit auch in den Samen gelangen. Würde man für jeden Absamversuch eine neue Vagina verwenden, könnten hier eine Verbesserung erzielt werden.

Ist ein Libidomangel auf eine Erkrankung des Geschlechtsapparates des Hengstes (z. B. Infektion, Orchitis) zurückzuführen, wird ein negativer Einfluss auf die Samenproduktion und die Samenqualität (thermolabile Spermatogenese) und damit auch auf die Fruchtbarkeitsrate zu erwarten sein (Varner et al., 1991; Wintzer, 1997).

Eine geringe Libido kann entweder auf eine Erkrankung und/oder auf einen schlechten Allgemeinzustand und/oder auf schlechte Erfahrungen beim Deckakt zurückzuführen werden. Liegt die Ursache für den geringen Geschlechtstrieb in einer Erkrankung, und ist diese noch dazu mit einer medikamentösen Behandlung verbunden, kann dies einen negativen Einfluss auf die Trächtigkeitsrate haben. Im Rahmen dieser Untersuchung ergaben sich keine signifikanten Unterschiede hinsichtlich der Trächtigkeitsrate der einzelnen untersuchten Fraktionen. Es kann also davon ausgegangen werden, dass die Geschlechtslust des Hengstes beim Absamen keinen nennenswerten Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohllrate der Stute hat.

#### 4.2.3 Samenqualität

Ziel bei der Samengewinnung und -behandlung ist die Herstellung einer möglichst homogenen und befruchtungsfähigen Besamungsportion. Je geringer die Samenbildungskapazität eines Hengstes ist, umso weniger Ejakulate dürfen pro Woche entnommen werden (Sieme et al., 1998). Um gerade bei solchen Hengsten eine entsprechende Samenqualität zu erreichen, sind genaue Kenntnisse über das Absamverhalten eines Hengstes notwendig, damit Fehlversuche bei der Samenabnahme weitgehend vermieden werden können. Medl (1993) behauptet, dass durch die Anzahl der Aufsprünge vor der Ejakulation eine Verbesserung der Samenqualität erreicht wird.

Die Vaginaintemperatur hat in dem Bereich von 44 °C bis 54 °C keinen signifikanten Einfluss auf die Qualität des Samens (Hillmann et al., 1980). Die Innentemperatur der künstlichen Vagina beim Absamen lag bei dieser Untersuchung mit 38 °C bis 44 °C deutlich tiefer. Ein Einfluss auf die Samenqualität war nicht zu erkennen. Dagegen könnten sich

Temperaturschwankungen nach dem Absamen negativ auf die Samenqualität auswirken. Deshalb wurde dem Samenauffangglas stets eine isolierende Schutzhülle übergezogen (siehe 2.2.2 und 2.2.3).

Das Ejakulat beim Pferd besitzt von Haus aus eine sehr hohe Variabilität (Sieme et al., 1998). Laut Stolla (1981) liegen die Werte für eine physiologische Samendichte im Bereich zwischen 33 bis 577 Mio. Samenzellen pro ml. Bei den untersuchten Hengsten war die Samendichte ähnlich und lag zwischen 30 und 669 Mio. Samenzellen pro ml (siehe 3.2.5).

Die durchschnittliche Gesamtspermienzahl eines physiologischen Ejakulates beträgt ca. 20 (1 bis 36) Mrd. Samenzellen (Stolla, 1981). Die Werte bei den untersuchten Hengsten bewegten sich im Bereich zwischen 1,5 bis 36,3 Mrd. und lagen im Durchschnitt bei 9,3 Mrd. (siehe 3.2.7).

Bei der künstlichen Besamung wird immer eine Mindestanzahl von 500 Mio. vorwärtsbeweglicher Spermien pro Besamungsportion vorausgesetzt. Im Vergleich zum Natursprung hat daher die Gesamtspermienzahl pro Ejakulat keine Bedeutung, da jede Stute grundsätzlich die benötigte Spermienmenge erhält.

Als Hauptkriterium für die Beurteilung der Samenqualität ist daher bei der künstlichen Besamung die Spermienmotilität heranzuziehen. Nach Bader et al. (1999) liegt die Grenze bei der Vorwärtsbeweglichkeit der Spermien, ab der sich ein signifikanter Unterschied hinsichtlich der zu erwartenden Trächtigkeitsrate feststellen lässt, bei 20 %.

Im Rahmen dieser Untersuchung erfolgte eine subjektive Beurteilung der Motilität, da objektive Beurteilungskriterien und Messgrößen fehlten (siehe 3.2.6.). Die Einflussfaktoren auf die Motilität sind vielfältig, und Schädigungen am Samen ließen sich vor allem an einer Verschlechterung der Motilität erkennen. So wirkten sich z. B. Temperaturschwankungen (Außentemperatur, Vaginentemperatur, Gläsertemperatur, Verdünnertemperatur), Lichteinwirkung, Schleimgehalt im Samen und ein hoher Keimgehalt oder Urin im Samen genauso negativ auf die Motilität aus wie morphologische Störungen des Samens.

Morphologische Veränderungen im Samen eines Hengstes können auftreten, wenn der Hengst längere Zeit nicht abgesamt wird. Auch Veränderungen im Umfeld des Hengstes wie Futterwechsel, Krankheit (siehe 1.2.4) usw. können hier einen Einfluss haben.

Da die Spermienmotilität nicht von saisonalen Schwankungen betroffen ist, kann beim Hengst unabhängig von der Jahreszeit Samen konserviert werden (Busch et al., 1991). Medl (1993) behauptet, dass die Jahreszeit einen Einfluss auf die Samenqualität hat.

Der Anteil der vorwärtsbeweglichen Spermien betrug bei den untersuchten Hengsten im Mittel 63,9 % und variierte im Bereich von 57,9 % bis hin zu 69,6 % (siehe 3.2.6). Damit lagen die Ergebnisse im erwarteten Durchschnittsbereich von 40 % bis 85 % (Stolla, 1981). Im unteren Motilitätsbereich war ein deutlicher Rückgang bei der Trächtigkeits- und Abfohlrate zu erkennen. Da bei dieser Untersuchung aber nur Samen mit einer Motilität von über 50 % verwendet wurden, konnte kein signifikanter Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate festgestellt werden. Im Motilitätsbereich über 70 % wurden im Durchschnitt 88,6 % der mit dieser Samenqualität besamten Stuten tragend. Von diesen Stuten bekamen

im Durchschnitt 59,5 % ein Fohlen (siehe 3.4.4). Damit bestätigen sich die von Busch et al. (1991) und Medl (1993) verlangten Mindestanforderungen an Hengstsperma für die künstliche Besamung, da bei einer Motilität unter 50 % kein Besamungserfolg zu erwarten ist.

Die Untersuchungen ergaben in Abhängigkeit vom Anteil der vorwärtsbeweglichen Spermien keine nachweisbaren Auswirkungen auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen. Dennoch war bei zunehmender Motilität ein relativer Anstieg der Hengstfohlen zu erkennen (siehe 3.6.2).

Da bei der Spermatogenese gleich viele männliche wie weibliche Spermien gebildet werden, müsste sich dieses Verhältnis auch im Ejakulat wiederfinden. Männliche Spermien besitzen nur ein Y-Chromosom, das im Gegensatz zu dem weiblichen X-Chromosom 3,5 % weniger DNA enthält (Garner et al., 1983). Bisher war es jedoch unmöglich, die unterschiedlich schweren Spermien technisch voneinander zu trennen, ohne diese zu töten (Morrell et al., 1988). Der vorhandene Gewichtsvorteil könnte der Grund für eine schnellere Fortbewegung der männlichen Spermien sein. Dadurch hätten die männlichen Spermien auf dem Weg zur Eizelle durch den Eileiter einen gewissen Vorsprung. Dies würde vor allem bei einer Besamung kurz vor oder nach der Ovulation einen Vorteil gegenüber den weiblichen Samenzellen bringen.

Des Weiteren könnte sich das unterschiedliche Gewicht beim Zentrifugieren auswirken. Es ist nicht auszuschließen, dass sich weibliche Samenzellen durch ihr höheres spezifisches Gewicht und die geringere Vorwärtsbeweglichkeit schneller absetzen als männliche Samenzellen und dadurch in manchen Inseminationsportionen unterschiedliche Anteile an männlichen und weiblichen Samenzellen vorhanden sind. Um dies zu verhindern, wurde auf der untersuchten Besamungsstation jede einzelne Samenportion vor jeder Besamung gut geschüttelt, um sie dadurch möglichst homogen zu halten.

Neuere Untersuchungen (Sieme et al., 1998) ergaben, dass die Filtration, entweder mit Glaswollsephadex oder als Membranfiltrationsmethode durchgeführt, zur Selektion qualitativ hochwertiger Spermienpopulationen als sehr gute Alternative zum herkömmlichen Zentrifugationsverfahren dienen könnte. Die Filtration weist gegenüber der Zentrifugation bei gleicher Samenqualität den Vorteil einer hochgradigen Fremdpartikelfreiheit auf (Sieme et al., 1998).

### **4.3 Sonstige Einflüsse auf den Besamungserfolg**

#### **4.3.1 Besamungsstation**

Die Stationsergebnisse (siehe 3.4.1) mit 94,7 % Frühträchtigkeit nach 18 Tagen, 71,7 % Trächtigkeit nach 100 Tagen und 58,9 % lebende Fohlen lagen deutlich über dem Landesdurchschnitt. Die Anzahl aller Bedeckungen 1992 in Bayern betrug 4873 Stuten (abgegebene Deckscheine). Davon wurden 1848 Stuten mit Frischsamen und 113 Stuten mit TG-Samen künstlich besamt. Im Abfohljahrgang 1993 wurden in Bayern 2211 Fohlen registriert (Deutsche Reiterliche Vereinigung, 1992, 1993). Der Anteil der Fohlen aus der künstlichen Besamung kann nicht ermittelt werden, so dass sich die Abfohlrate des Landesdurchschnitts (45 %) aus der Anzahl der beim Landesverband bayerischer

Pferdezüchter e.V. abgegebenen Deckscheine und der Anzahl der registrierten Fohlen berechnet, wobei zwischen Besamung und Natursprung nicht differenziert wurde. Die Anzahl der abgegebenen Deckscheine spiegelt nicht zwingend die Gesamtzahl der gedeckten Stuten wieder, da die Deckscheine am Saisonende häufig nur dann eingereicht werden, wenn die Stuten zu diesem Zeitpunkt vermutlich tragend sind.

#### 4.3.2 Jahreszeit

Im Rahmen dieser Untersuchung wurden die Stuten in den Monaten Januar bis September zur Besamung vorgestellt. Dabei lagen die Schwerpunkte in den Monaten Mai und Juni (siehe 3.1.4). Nach Bader et al. (1999) gibt es keine signifikanten Einflüsse auf die Trächtigkeitsrate durch die Jahreszeit, in der die Stute besamt wird. Der Zeitpunkt, zu dem eine Stute in der Praxis zur Besamung vorgestellt wird, hängt von deren Zyklusstand, von der Planung des jeweiligen Züchters und auch von der Gesundheit des jeweiligen Tieres ab. „Problemstuten“, die aus gesundheitlichen Gründen erst später im Jahr belegt werden konnten, brachten daher ihre Fohlen erst im Herbst des nächsten Jahres zur Welt.

Auffallend war bei dieser Untersuchung, dass in den Monaten August und September deutlich mehr Hengstfohlen (85,7 %) als Stutfohlen (14,3 %) geboren wurden. Da bei den sogenannten „Problemstuten“ der Ovulationstermin oft nicht eindeutig feststellbar war, wurden diese Stuten meist kurz nach erfolgter Ovulation besamt. Daher ist als Grund für die unterschiedliche Geschlechtsverteilung eventuell die bessere Motilität der männlichen Spermien anzunehmen, die bei einer Besamung nach der Ovulation dadurch eher die Chance haben, die Eizelle noch rechtzeitig zu erreichen (siehe 4.2.3).

Die Abortrate ist jahreszeitlichen Schwankungen unterworfen. Die Gründe für einen Abort sind sehr vielschichtig, wie etwa Immunproblematik, hormonelle Einflüsse, Vitaminmangel, Infektionen, chromosomale Aberrationen bei der Frucht (Wintzer, 1997) (siehe 1.1.6.1). Im Rahmen dieser Untersuchung wurde nicht dokumentiert, in welchem Trächtigkeitsmonat die Stuten den Abort hatten. Der starke Anstieg der Abortrate zu Saisonende kann eventuell auf eine Fehleinschätzung des Züchters zurückzuführen sein. Es wäre möglich, dass ein Züchter seine Stute, die nicht mehr rossig wurde (siehe 2.5.3.2) für trächtig hielt, obwohl das Tier zu diesem Zeitpunkt bereits zuvor resorbiert hatte. Diese Zyklusruhe könnte aber ebenso durch die jahreszeitlich bedingte Einstellung des Sexualzykluses verursacht sein. Der Züchter bemerkt in diesem Fall oft erst im Frühjahr, dass die Stute nicht mehr tragend ist, nämlich dann, wenn sie wieder zu rossen beginnt.

Ein weiterer Einflussfaktor auf die Fruchtbarkeit ist der  $\beta$ -Carotinstatus (Oepfert, 1993). Stuten, bei denen der  $\beta$ -Carotinstatus wahrscheinlich ausreichend ist (gute Futterqualität oder Zufütterung von  $\beta$ -Carotin), nehmen oft bereits bei der ersten Besamung im März oder April auf. Bei den Stuten, deren  $\beta$ -Carotinstatus vielleicht mangelhaft ist, wird dieser erst durch die beginnende Weidesaison wieder aufgestockt. Ausgehend davon, dass die Stuten erst im Mai oder Juni genügend frisches Gras auf der Weide aufnehmen können, um den  $\beta$ -Carotinstatus wieder aufzubauen, lässt sich in den anschließenden Monaten Juli und August wieder eine steigende Tendenz der Trächtigkeitsrate feststellen.

### 4.3.3 Besamungsdosis und Samenverdünnung

Klug (1993) fordert für eine Routinebesamungsdosis ein Volumen von 10 ml bis 30 ml und 500 Mio. vorwärtsbewegliche Samenzellen. Die Mindestbesamungsdosis liegt zweifelsfrei niedriger und dürfte bei 300 Mio. liegen (Witte, 1989). Durch eine Erhöhung der Spermienzahl pro Besamungsdosis lässt sich ein Ausgleich bei unterdurchschnittlicher Samenqualität erreichen (Medl, 1993). Bei dieser Untersuchung lag die Mindestbesamungsdosis bei 500 Mio. vorwärtsbeweglichen Spermien, die nie unterschritten und nie mehr als verdoppelt wurde.

Durch die Zugabe eines Verdünners konnte die Spermienmotilität um durchschnittlich 5 % verbessert werden. Der Anteil der Spermien mit Ortsbeweglichkeit und fehlender Beweglichkeit wurde dadurch entsprechend geringer. Bei ordnungsgemäßer Samenaufbewahrung im Kühlschrank bei ca. 5 °C betrug die Reduzierung der Vorwärtsbeweglichkeit in den ersten zwei Tagen ca. 10 % je Tag.

Da die Beurteilung der Motilität der subjektiven Beurteilung des Betrachters unterlag, ist nicht auszuschließen, dass durch die Verdünnerzugabe die Beweglichkeit der Spermien im Gegensatz zum unverdünnten Ejakulat deutlicher zu sehen war und dadurch die Motilität höher eingestuft wurde. Die verbesserte Nährstofflage nach Verdünnerzugabe könnte aber auch die Motilität der Spermien positiv beeinflusst haben.

### 4.3.4 Samenversand und Stationsbesamung

Eine Besamungsdosis sollte beim Verlassen einer Besamungsstation eine Spermienanzahl von 600 Mio. vorwärtsbeweglicher Spermien nicht unterschreiten, da die Samenqualität durch den Transport abnimmt und zum Zeitpunkt der Besamung in der Besamungsdosis noch mindestens 300 Mio. vorwärtsbewegliche Spermien vorhanden sein sollten. Eine hohe Anzahl vorwärtsbeweglicher Spermien am Versandort garantiert eine gute Samenqualität am Inseminationsort ohne herabgesetzte Fruchtbarkeit (Medl, 1993). Auch im Samenversand wurden bei dieser Untersuchung die Portionen sehr großzügig berechnet, um so zum Zeitpunkt der Besamung mindestens 500 Mio. vorwärtsbewegliche Spermien garantieren zu können.

Der Besamungserfolg lag bei der Stationsbesamung deutlich höher als bei den Besamungen auf den Außenstationen (Samenversand). Bei der Stationsbesamung wurden 54 % der Stuten tragend und davon brachten dann 34 % Fohlen zur Welt. Bei den Außenstationen wurden nur 36 % der Stuten tragend und davon gebaren lediglich 21 % ein Fohlen (siehe 3.4.10, Zahlen jeweils bezogen auf Rosseperioden).

Bei der Besamung auf den Außenstationen lag das Problem in der rechtzeitigen Verfügbarkeit des Frischsamens. Dieses Problem trat besonders nach einem Sonn- oder Feiertag auf. Daher war die Chance, die Stute zum richtigen Zeitpunkt zu inseminieren, auf den Außenstationen nicht immer optimal gegeben, was sich natürlich auch auf die Konzeptionsrate auswirkte.

Bei der künstlichen Besamung mit Frischsamen, der vorher versandt werden muss, ist es oft schwierig, die Samenlieferung und den optimalen Besamungszeitpunkt zu koordinieren. Da der Samen in der Regel am Vortag der eigentlichen Besamung bestellt werden muss, wäre es von Vorteil, den Ovulationszeitpunkt bereits 24 Stunden vorher zu kennen. Durch hormonelle Induktion mit hCG wäre es möglich, den Ovulationstermin bei der Stute mit hoher Sicherheit auf einen engen Zeitpunkt festzulegen. Nach einer hCG-Applikation erfolgt ab einer Follikelgröße von 30 mm eine Ovulation innerhalb von 24 bis 48 Stunden bei 86,8 % der hierzu untersuchten Stuten (Bollwein und Braun, 1999).

Die Verringerung der Motilität der Spermien während des Samenversandes um ca. 5 % bis 10 % dürfte sich aufgrund der genügend bemessenen Samenportion nicht auf die Befruchtungsrate niederschlagen. Dies konnte aber nicht sicher ausgeschlossen werden, da der Samen, der zur Insemination kam, schon 24 Stunden alt war und bei Frischsamen lediglich von einer Befruchtungsfähigkeit von maximal 48 Stunden ausgegangen wurde. Nach Bader et al. (1999) gibt es signifikante negative Einflüsse auf die Trächtigkeitsrate, sobald der Samen älter als 24 Stunden ist.

Auch könnte die fehlende sexuelle Stimulation der Stuten durch einen Hengst auf den Außenstationen zu einer schlechteren Befruchtungsrate beitragen. Als auffällig erwies sich, dass bei der Besamung auf den Außenstationen 9,3 % mehr Hengstfohlen geboren wurden als bei der Stationsbesamung (siehe 3.6.3). Der Grund dieser Verhältnisverschiebung zugunsten der Hengstfohlen könnte in der besseren Motilität von männlichen Spermien liegen (siehe 4.2.3), da die Stuten auf den Außenstationen meist nur einmal nach der Ovulation inseminiert wurden.

#### **4.4 Empfehlungen für die Praxis**

##### **4.4.1 Stutenmanagement**

Für den Erfolg der künstlichen Besamung spielt es bei der Stute keine Rolle, in welcher Rosseperiode das Tier letztendlich besamt wird. Die größte Bedeutung hat das Erkennen des genauen Ovulationszeitpunktes. Bei einer Besamung, die kurz nach der eigentlichen Ovulation durchgeführt wird, kann sich das Verhältnis der geborenen Fohlen in Richtung Hengstfohlen verschieben. Der Ovulationszeitpunkt lässt sich durch hCG-Applikation mit hoher Sicherheit auf einen engen Zeitpunkt festlegen, was besonders beim Frischsamenversand von Vorteil sein kann. Mehrfachbesamungen zum Ende der Rosseperiode – also um den vermuteten Ovulationszeitpunkt herum – wirken sich positiv auf das Besamungsergebnis aus. Um die Trächtigkeitsrate zu verbessern sind mindestens drei Besamungen pro Rosse erforderlich. Durch Follikelkontrollen lässt sich besonders bei Problemstuten der Besamungserfolg verbessern, ohne dass sich dadurch negative Auswirkungen auf die Ovarfunktionen ergeben. Grundsätzlich sind Trächtigkeitsuntersuchungen, sowohl rektal als auch per Ultraschall, zu empfehlen. Rektale Untersuchungen sind dabei gegenüber der Ultraschalluntersuchung wesentlich subjektiver im Ergebnis einzustufen. Ohne sich in irgend einer Form negativ auf den Trächtigkeitsverlauf auszuwirken, geben Trächtigkeitsuntersuchungen, sowohl rektal als auch per Ultraschall, dem Züchter Gewissheit, ob seine Stute bei der künstlichen Besamung auch wirklich

aufgenommen hat. Durch angemessene Ernährung wird der reibungslose Verlauf der Trächtigkeit positiv unterstützt.

#### **4.4.2 Hengstmanagement**

Für den Erfolg bei der künstlichen Besamung ist wie beim Natursprung der allgemeine Gesundheitszustand und die optimale Fütterung des Hengstes von besonderer Bedeutung. Auch ist dafür zu sorgen, dass der Hengst genügend Bewegung hat. Es spielt beim Hengst keine Rolle wie groß dessen Geschlechtslust ist, obwohl sich durch allzu häufiges Aufspringen das Risiko einer Keimbelastung des Ejakulates erhöht.

Grundsätzlich sollte das in der Praxis verwendete Ejakulat eine Motilität von mindestens 55 % aufweisen. Durch Verdünnerzugabe lässt sich die Motilität und die Haltbarkeit des Ejakulates verbessern. Dabei sollten die Besamungsportionen stets gut homogenisiert werden.

Beim Samenversand ist der rechtzeitige und schonende Transport bei gleichmäßiger Kühlung von besonderer Bedeutung. Ist der Inseminationszeitpunkt nicht optimal, so nimmt der Besamungserfolg ab.

## 5 Zusammenfassung

Diese Studie überprüft die Fertilität bei der künstlichen Besamung in der Pferdezucht unter Praxisbedingungen auf einer privaten Besamungsstation. Dabei wurde untersucht, welche Faktoren einen signifikanten Einfluss auf den Erfolg der künstlichen Besamung haben und wo praktische Ansatzmöglichkeiten zur Verbesserung des Besamungserfolges bestehen.

Die vorliegende Untersuchung basiert auf den Aufzeichnungen einer bayerischen Hengststation im Jahre 1992. In diesem Zeitraum standen 7 gekörte Warmbluthengste und 265 Stuten (überwiegend Warmblut) zur Verfügung. Da bei der Stutenauswahl keine Selektion erfolgte, konnte die Verteilung der Stuten als zufällig betrachtet werden. Sämtliche 265 Stuten wurden im Untersuchungszeitraum künstlich besamt und brachten 156 Fohlen (davon zweimal Zwillinge) zur Welt. Insgesamt wurden 722 Ejakulate gewonnen und 1702 Einzelbesamungen in 512 Rosseperioden durchgeführt.

Der Einfluss des Hengstes auf die Beurteilungskriterien der Ejakulate brachten folgende Ergebnisse:

- Die Geschlechtslust (Libido) der Hengste wurde in Notenstufen von 1 bis 4 eingeteilt. Der Mittelwert lag bei 1,3. Es zeigten sich signifikante Unterschiede zwischen den Hengsten.
- Durchschnittlich benötigten die Hengste 1,2 Aufsprünge pro Ejakulat. Im Normalfall genügte ein Aufsprung auf das Phantom für ein Ejakulat, doch gab es auch Hengste die manchmal bis zu 5 Aufsprünge für ein Ejakulat benötigten. Der Hengsteinfluss auf die Anzahl der Aufsprünge pro Ejakulat erwies sich als signifikant.
- Das Samenvolumen der Ejakulate betrug im Durchschnitt 59,2 ml. Der niedrigste Wert lag bei 6 ml und der höchste bei 260 ml. Das Schleimvolumen lag zwischen 0 ml und 170 ml und hatte einen Mittelwert von 10,0 ml. Der Hengsteinfluss auf das Samen- und Schleimvolumen erwies sich als signifikant.
- Die Samendichte der Ejakulate lag im Durchschnitt bei 192,3 Mio. Spermien/ml. Der höchste Wert lag bei 669 Mio. Spermien/ml und der niedrigste bei 30 Mio. Spermien/ml. Der Hengsteinfluss auf die Samendichte der Ejakulate erwies sich als signifikant.
- Der Anteil der vorwärtsbeweglichen Spermien im Ejakulat lag zwischen 40 % und 80 %. Der Mittelwert der Motilität betrug 63,9 % vorwärtsbewegliche Spermien. Der Hengsteinfluss auf die Motilität der Spermien erwies sich als signifikant. Durch Verdünnerzugabe konnte die Vorwärtsbeweglichkeit um ca. 5 % bis 10 % erhöht werden.
- Die Gesamtspermienzahl pro Ejakulat betrug im Durchschnitt 9,3 Mrd. Spermien. Der höchste Wert lag bei 36,3 Mrd. und der niedrigste Wert bei 1,5 Mrd. Spermien pro Ejakulat. Der Hengsteinfluss auf die Gesamtspermienzahl erwies sich als signifikant.

- Bei 500 Mio. vorwärtsbeweglichen Spermien pro Besamungsportion ergab ein Ejakulat durchschnittlich 11,1 Besamungsportionen. Die Anzahl der Besamungsportionen lag in dem weiten Bereich zwischen einer Portion und 50 Portionen pro Ejakulat. Der Einfluss des Hengstes auf die Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat erwies sich als signifikant.

Die Untersuchung der Beurteilungskriterien der Ejakulate zeigte folgende Zusammenhänge:

- Zwischen dem Volumen und der Dichte eines Ejakulates bestand eine negative Korrelation, d. h. mit steigendem Volumen verringerte sich die Dichte. Dagegen stiegen mit steigendem Ejakulatvolumen die Anzahl der Spermien und Besamungsportionen pro Ejakulat und auch das Schleimvolumen im Ejakulat an.
- Zwischen dem Ejakulatvolumen und der Spermienmotilität war kein Zusammenhang erkennbar.

Die Untersuchung der wichtigsten Einflussfaktoren auf den Erfolg der künstlichen Besamung in der Praxis ergab folgende Ergebnisse :

- Die Trächtigkeitsrate nach dem 18. Tag aller 265 untersuchten Stuten betrug im Mittel 94,7 %. Dabei schwankten die Werte in Abhängigkeit vom Hengst zwischen 84 % bis 100 %. Der Einfluss des Hengstes auf die Trächtigkeitsrate konnte nicht als signifikant nachgewiesen werden.
- Die Abfohlrate erreichte im Durchschnitt der 265 Stuten 58,9 %. Dabei lagen die ermittelten Werte je nach Hengst in einem Bereiches von 51,7 % bis 70,6 %. Der Einfluss des Hengstes auf die Abfohlrate konnte nicht als signifikant nachgewiesen werden.
- 90,2 % der 512 Rosseperioden, in denen eine Stute besamt wurde, fanden von März bis Juli statt. Ein signifikanter Einfluss der Jahreszeit auf die Trächtigkeitsrate und auf die Totgeburtrate konnte nicht festgestellt werden. In der zweiten Hälfte der Besamungssaison konnte ein signifikanter Rückgang der Abfohlrate und ein signifikanter Anstieg der Abortrate nachgewiesen werden.
- Mit fortschreitender Jahreszeit nahm auch der Anteil der weiteren Rossen (2. bis 5. Rosse) zu. Dennoch konnte kein signifikanter Einfluss der Rosseperiode, in der eine Stute besamt wurde, auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate nachgewiesen werden.
- Die Libido des Hengstes, die Anzahl der Aufsprünge bis zum Ejakulat, die Spermienmotilität und die Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat haben keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohlrate.
- Durchschnittlich wurden die Stuten 3,3 mal pro Rosse besamt. Die höchste Anzahl lag bei 25 Besamungen und die niedrigste bei einer Besamung pro Rosseperiode. Bei nur einer Besamung lag der Besamungserfolg deutlich niedriger, da oft der

zeitliche Abstand zwischen Ovulation und Besamung zu groß war. Durch wiederholte Besamungen innerhalb einer Rosse stieg die Wahrscheinlichkeit möglichst nahe am Ovulationszeitpunkt zu besamen, wodurch der Besamungserfolg verbessert werden konnte. Der Einfluss der Besamungshäufigkeit auf die Trächtigkeits- und Abfohrate konnte dennoch nicht als signifikant nachgewiesen werden.

- Das Hauptkriterium für die Beurteilung der Samenqualität war die Spermienmotilität. Um den Erfolg der künstlichen Besamung abzusichern, ist eine Motilität von 55 % und besser erforderlich. Bei einer Motilität unter 55 % nahmen die Befruchtungserfolge deutlich ab.
- Das Alter der Stute hat keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohrate, solange die Stute normale Ovarfunktionen zeigt und keine hormonellen Fehlfunktionen oder physiologische Störungen hat.
- Die Art der Samenaufbereitung (Glycinverdünner, Magermilchverdünner, ohne Verdünner) und die Anzahl der Follikelkontrollen haben keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeits- und Abfohrate.
- Bei Stuten, die auf Außenstationen mit Versandsamen besamt wurden, lag die Trächtigkeits- und die Abfohrate signifikant tiefer als bei Stationsbesamungen. Dies war zum Großteil auf Schwächen im Versandsystem zurückzuführen.
- Die Art der Trächtigkeitsuntersuchung (mit oder ohne Ultraschall) hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abort- und Totgeburtrate.
- Die Geschlechtsverteilung ergab im Durchschnitt der Untersuchung 57 % Hengstfohlen und 43 % Stutfohlen. Bei der Geschlechterverteilung der Fohlen konnte kein signifikanter Einfluss des Hengstes, der Spermienmotilität, der Jahreszeit und zwischen Samenversand- oder Stationsbesamung festgestellt werden. Dennoch waren bei allen untersuchten Einflussfaktoren deutliche Unterschiede zu erkennen und vor allem bei höherer Spermienmotilität und beim Samenversand war eine tendenzielle Verschiebung in Richtung Hengstfohlen zu erkennen.

## 6 Abstract

This study investigates fertility with respect to the artificial insemination of horses under real-life conditions on a private stud farm. Part of the study involved determining which of the various factors exercise a significant influence on the success of artificial insemination, and where the possibilities of improving the success of insemination lie.

The study is based on the 1992 records of a Bavarian stud farm. During this period, a total of 7 selected warm-blooded stallions and 265 mares (predominantly warm-bloods) were available for study. Because the mares were not specially selected, their assignment to the different stallions can be considered random. All of the 265 mares were artificially inseminated during the study period, and gave birth to a total of 156 foals (including 2 pairs of twins). A total of 722 batches of ejaculate were collected and 1702 individual inseminations were carried out during 512 oestrus periods.

The influence of the stallion on the evaluation criteria applied to the ejaculate brought the following results:

- The libido of the stallions was rated on a scale from 1 to 4. The average value was 1.3. Significant differences in libido were established between the different stallions.
- On average, the stallions mounted 1.2 times before ejaculation. Normally, one stallion mount onto the breeding phantom is sufficient for ejaculation, but some stallions needed to mount up to 5 times before they ejaculated. The influence of the stallion on the number of mounts per batch of ejaculate proved to be significant.
- The fraction of spermatozoa in the ejaculate was on average 59.2 ml. The lowest value was 6 ml and the highest 260 ml. The gel fraction ranged between 0 ml and 170 ml with a mean of 10.0 ml. The influence of the stallion on the spermatozoa and gel fraction proved to be significant.
- The spermatozoa density in the ejaculate averaged 192.3 million spermatozoa/ml. The highest value was 669 million spermatozoa/ml and the lowest 30 million spermatozoa/ml. The influence of the stallion on the spermatozoa density of the ejaculate proved to be significant.
- The percentage of forwards-moving spermatozoa in the ejaculate ranges between 40 % and 80 %. The average motility value was 63.9 % of spermatozoa in forwards motion. The influence of the stallion on the motility of the spermatozoa proved to be significant. The addition of a diluting agent made it possible to increase the forwards motility by between approx. 5 % and 10 %.
- The total number of spermatozoa per ejaculate averaged out at 9.3 billion. The highest value was 36.3 billion and the lowest 1.5 billion. The influence of the stallion on the total spermatozoa count proved to be significant.

- At 500 million spermatozoa in forwards motion per insemination portion, one batch of ejaculate yielded an average of 11.1 portions of semen. Whereby the actual number of semen portions per ejaculate differed quite considerably between 1 and 50 portions. The influence of the stallion on the number of semen portions per batch of ejaculate proved to be significant.

Investigation of the evaluation criteria applied to the ejaculate resulted in the following relationships:

- There was a negative correlation between the volume and the density of ejaculate, i.e. the density decreased with increasing volume. In contrast, the number of spermatozoa and portions of semen per batch of ejaculate and also the gel fraction in the ejaculate increased with increasing ejaculate volume.
- No relationship between the volume of ejaculate and the spermatozoa motility was established.

Investigation of the most important factors which exercise an influence on the success of artificial insemination in practice brought the following results:

- After the 18<sup>th</sup> day, the pregnancy rate of all 265 mares under study averaged 94.7 %, whereby the values fluctuated between 84 % and 100 % as a function of the stallion. The influence of the stallion on the rate of pregnancy proved not to be significant.
- The foaling rate of the 265 mares was an average of 58.9 %, whereby the actual values ranged between 51.7 % and 70.6 % dependent on the stallion. The influence of the stallion on the foaling rate proved not to be significant.
- 90.2 % of the 512 oestrus periods, during which a mare was inseminated, took place from March to July. No significant influence of the time of year on the rate of pregnancy and on the number of stillbirths was established. In the second half of the insemination season, a significant decrease of the foaling rate and a significant increase of the miscarriage rate was established.
- As the year progressed, the percentage of the later oestrus periods (2<sup>nd</sup> to 5<sup>th</sup> oestrus periods) also increased. In spite of this it was not possible to establish a significant influence of the oestrus periods during which a mare was inseminated on the pregnancy and foaling rate.
- The libido of the stallion, the number of stallion mounts to ejaculation, the spermatozoa motility and the number of semen portions per batch of ejaculate have no significant influence on the pregnancy and foaling rate.
- On average, the mares were inseminated 3.3 times per oestrus period, whereby the highest figure was 25 inseminations and the lowest 1 insemination per oestrus period. In the case of only one insemination, the success of insemination was substantially

lower because the time difference between ovulation and insemination was often too great. By means of repeated insemination during an oestrus period, the probability of inseminating as close as possible to the time of ovulation increased, which in turn improved the success of insemination. In spite of this, the influence of the insemination frequency on the pregnancy and foaling rate proved not to be significant.

- The main criterion applied to permit evaluation of the semen quality was the motility of the spermatozoa. To ensure the success of artificial insemination, a motility of 55 % and more is necessary. Where the motility was less than 55 %, the fertilisation success decreased considerably.
- The age of the mare has no significant influence on the pregnancy and foaling rate provided that the mare still ovulates normally and has no hormonal dysfunctions or physiological ailments.
- The method of preparing the semen (with glycine diluent, skimmed milk diluent, without diluting agent) and the number of follicle inspections has no significant influence on the pregnancy and foaling rate.
- In the case of mares which were inseminated on field stations with mail-order semen, the pregnancy and foaling rate was significantly lower than that of mares inseminated on an insemination station. This was attributed largely to delays in the forwarding system.
- The type of pregnancy test (with or without ultrasound) has no significant influence on the number of miscarriages and stillbirths.
- The gender breakdown averaged out at 57 % colts and 43 % fillies. Neither the stallion, the sperm motility, the time of year, nor whether the insemination took place with mail-order or station semen had a significant influence on the gender breakdown. However, conspicuous differences were detected for all studied influencing factors, and especially in the case where the sperm motility was higher and where mail-order semen was used, a tendency towards colts was established.

## 7 Literaturverzeichnis

ALLEN, W.R. (1974)

Ovarian changes during gestation in pony mares  
Equine Vet. J. 6, 135-138

ALLEN, W.R.; COOPER, M.J. (1992)

Prostaglandins  
Equine Reproduction, McKinnon, Voss, 69-80  
Lea & Febinger, Philadelphia, London

AMANN, R.P.; THOMSON, JR.D.L.; SQUIRES, E.L.; PICKETT, B.W. (1978)

Effects of ages and frequency of ejaculation on sperm production and extragonadal sperm reserves in stallions  
J. Reprod. Fertil., Suppl. 27, 1-6

AMTSBLATT DER EG (1995)

Richtlinie des Rates vom 13. Juli 1992  
92/65/EWG (Amtsblatt der EG Nr. L 268, S. 54)  
geändert durch Entscheidung 95/176/EG (Abl. EG Nr. L 117 vom 24.05.1995 S. 23)

BADER, H. (1992)

Neuere Methoden zur Qualitätsbeurteilung von frischem und konserviertem Hengstesperma  
Vortragsunterlagen zur 4. Intern. Konferenz über Reproduktionsmethoden in der Pferdezucht  
IS Management GmbH, Varel

BADER, H.; RÖHRSHEIM, C.; KOENE, M.; MEINECKE, B. (1999)

Einfluss der inseminationssynchronen PGF<sub>2a</sub> Applikation auf die Trächtigkeitsrate von Stuten  
in einem Besamungsprogramm  
Tierarztl. Prax. Ausg. G; 27, 54-60

BAUNACK, R. (1995)

Leben aus dem Eis  
Pferde Zucht + Haltung Febr. 1995  
Agrar-Verlag Allgäu, Kempten

BAYERISCHES TIERZUCHTGESETZ vom 10. August 1990

Bayerisches Gesetz- und Verordnungsblatt Nr. 15/1990, 291-294

BOLLWEIN, H. ; BRAUN, J. (1999)

Follikeldynamik nach Anwendung von hCG für die Ovulationsinduktion bei der Stute  
Tierarztl. Prax. Ausg. G; 27, 47-51

BUSCH, W.; LÖHLE, K.; PETER, W. (1991)

Künstliche Besamung bei Nutztieren, 2. Auflage  
Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart

DAELS, P.F.; HUGHES, J.P. (1992)

The estrous cycle  
Equine reproduction, 121-132  
Lea & Febinger, Philadelphia, London

DEUTSCHE REITERLICHE VEREINIGUNG e.V. (1988 – 1998)

-Fédération Equestre Nationale – (FN)  
Jahresbericht Bände 1988 bis 1998  
FN-Verlag der Deutschen Reiterlichen Vereinigung, Warendorf

- EVANS, M.J., IRVINE, C.H.G. (1977)  
Induction of follicular development, maturation und ovulation by acyclic mares  
Biol. Reprod. 16, 452-462
- GARNER, D.L.; GLEDHILL, B.L.; PINKEL, D.; LAKE, S.; STEPHENSON, D.;  
VAN DILLA, M.A.; JOHNSON, L.A. (1983)  
Qualification of the X- and Y-chromosome-bearing spermatozoa of domestic animals by flow  
cytometry  
Biol. Reprod. 28, 312-321
- GENN, H. (1992)  
Tiefgefriersperma: von Nichts kommt Nichts  
Information aus der Tierärztlichen Klinik für Pferde, Mühlen
- GINTHER, O.J. (1979 a)  
Reproductive biology of the mare  
Basic and applied aspects  
McNaughton and Gunn, Inc., Ann Arbor, Michigan, USA
- GINTHER, O.J. (1979 b)  
Occurrences of anoestrus, oestrus, dioestrus and ovulation over a 12-month period in mares  
Amer. J. Vet. Res. 35, 1173-1179
- GINTHER, O.J. (1986)  
Ultrasonic imaging and reproductive events in the mare  
Cross Plaines, WI, Equiservices, USA, 50
- HARING, H.; MIESNER, M. (1992)  
Pferdehaltung, Richtlinien für Reiten und Fahren, Band 4  
FN-Verlag der Deutschen Reiterlichen Vereinigung, Warendorf
- HERTSCH, B. (1992)  
Pferdehaltung, Richtlinien für Reiten und Fahren, Band 4  
FN-Verlag der Deutschen Reiterlichen Vereinigung, Warendorf
- HILLMANN, R.B.; OLAR, T.T.; SQUIRES, E.L.; PICKETT, B.W. (1980)  
Temperature of the artificial vagina and the effect on seminal quality and behavioral  
characteristics of stallions  
American Veterinary Medical Association, 177, 720-722
- HUGHES, J.P., STABENFELDT, G.H., EVANS, J.W. (1972)  
Estrous cycle and ovulation in the mare  
Amer. J. Vet. Res., 33, 1935-1939
- KÄHN, W. (1991)  
Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik  
Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei, Hannover
- KLUG, E. (1993)  
Frischsamenübertragung beim Pferd 4.Auflage  
Verlag M. und H. Schaper, Hannover
- LEIDL, W.; STOLLA, R.; ROCKEL, P.; MAYR, B.; FÄRBER, A. (1978)  
Klinische Erfahrungen mit einem Prostaglandin F<sub>2α</sub>-Analog bei der Stute  
Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 91, 61-64

- LIEBICH, H.G. (1990)  
Funktionelle Histologie, Farbatlas und Kurzlehrbuch der mikroskopischen  
Anatomie der Haussäugetiere  
Schattauer-Verlag, Stuttgart
- LÖSCHER, W.; UNGEMACH, F.R.; KROKER, R. (1994)  
Grundlagen der Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren, 2. Auflage  
Parey Buchverlag, Berlin
- LUTZ, A. (1992)  
Pferdehaltung, Richtlinien Reiten und Fahren Band 4  
FN-Verlag der Deutschen Reiterlichen Vereinigung, Warendorf
- MARTIN, J.C.; KLUG, E. (1979)  
Zur Samenübertragung beim Pferd – Spermakonservierung in Kunststoffröhrchen  
Der praktische Tierarzt 3, 196 –200
- MEDL, M. (1993)  
Künstliche Besamung beim Pferd  
Allgäuer Bauernblatt 6 (Sonderheft)  
Agrar-Verlag Allgäu, Kempten
- MERKT, H. (1970)  
Die Zyklusdiagnose beim Pferd  
Der Tierzüchter 22, 220-221
- MERKT, H. (1994)  
Fruchtbarkeit und Fortpflanzung des Pferdes  
Handbuch Pferd: Zucht, Haltung, Ausbildung, Sport, Medizin, Recht, 644-671  
BLV Verlagsgesellschaft, München
- MERKT, H.; KLUG, E. (1979)  
Anwendung von Hormonen beim Pferd  
Der praktische Tierarzt 60, 586-592
- MERKT, H.; KLUG, E. (1989)  
Gesundheitliche und geschlechtliche Mindestanforderungen an Zuchthengste  
Dtsch. tierärztl. Wschr. 96, 459-464
- MORRELL, J.M.; KEELER, K.D.; NOAKES, D.E.; MACKENZIE, N.M.;  
DRESSER, D.W. (1988)  
Sexing of sperm by flow cytometry  
Vet. Rec. 122, 322-324
- NICKEL, R. ; SCHUMMER, A.; SEIFERLE, E. (1987)  
Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Band II: Eingeweide; 6. Auflage  
Parey Buchverlag, Berlin
- OEPPERT, G. (1993)  
Beitrag zum besseren Management einer Zuchtstute  
Der Friesenbrief 53, 11-13  
Lütz-Druck, Alfter
- PALMER, E.; DRAIN COURT, M.A.; ORTAVANT, R. (1982)  
Photoperiodic stimulation of the mare during winter anoestrus  
J. Reprod. Fertil., Suppl. 32, 275-282

- PANTKE, K.H.P. (1990)  
Charakterisierung von Sekretionsrythmen der Gonadotropine  
in der venöse Drainage der Hypophyse  
Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover
- PICKETT, B.W. (1993)  
Sexual behavior  
Equine Reproduction, McKinnon Voss, 809-820  
Lea & Febinger, Philadelphia, London
- PICKETT, B.W.; FAULKNER, L.C.; SEIDEL, G.E.; BERNDTSON, W.E.;  
VOSS, J.L. (1976)  
Reproductive physiology of the stallion VI  
Seminal and behavioral characteristics  
J. Anim. Sci. 43, 617-625
- PICKETT, B.W.; SQUIRES, E.L; MC KINNON, A.O. (1987)  
Procedures for collection, evaluation and utilization of stallion semen for  
artificial insemination  
Colorado State University, Fort Collins  
Animal Reproduction Laboratory Bulletin No. 03
- RAHLKE, M. (1994)  
Chancen und Risiken der KB  
Pferde-Welt Special 4, 40-43,  
Pferde-Welt Verlag, Wiesbaden
- ROLLE, M.; MAYR, A. (1993)  
Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre, 6. Auflage  
Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart
- ROSSDALE, P. (1994)  
Pferdezucht  
Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart
- SIEME, H.; KLUG, E.; BADER, H. (1998)  
Separationsverfahren zur Erzielung vitaler und befruchtungskompetenter equiner  
Samenzellpopulationen – Eine Übersicht.  
Dtsch. tierärztl. Wschr. 104, 298-302.
- SCHÖN, D. (1993)  
Besamungsboom  
St. Georg 3, 82  
Jahr-Verlag, Hamburg
- STABENFELDT, G.H.; HUGHES, J.P. (1976)  
Reproduction of horses  
Reproductive physiology of the stallion  
J. Reprod. Fertil., Suppl. 24, 420-429
- STECHELE, M. (1992)  
Tierärztliches Management einer Besamungsstation für Pferde  
Vortragsunterlagen zur 3. Pferdefachtagung der Auwald-Tierklinik, Bobingen

STOLLA (1981)

Normalwerte von Hengstsperma

Unterlagen zum Besamungstechnikerlehrgang in Schwaiganger 1992

TIERZUCHTGESETZ vom 22. Dezember 1989

Bundesgesetzblatt, Jahrgang 1989, Teil 1, 2493-2501

TILLMANN, H. (1973)

Klinische Erkenntnisse zu der Paarungsinfektion mit Klebsiellen beim Pferd

Der praktische Tierarzt 54, 191-194

TISCHNER, M. (1979)

Evaluation of deep frozen semen in stallions

J. Reprod. Fertil., Suppl. 27, 53-59

VAN DER HOLST, W. (1992)

Reproduktionstechniken und deren Ergebnisse in den Niederlanden

Vortragsunterlagen zur 4. Intern. Konferenz über Reproduktionsmethoden in der Pferdezucht

IS Management GmbH, Varel

VARNER, D.; SCHUMACHER, J.; BLANCHARD, T.; JOHNSON, L. (1991)

Diseases and management of breeding stallions

American Veterinary Publications, Goleta, CA, USA, 1-349

VERORDNUNG ÜBER DEN VOLLZUG DES TIERZUCHTRECHTS

vom 7. September 1990

(Bayerische Tierzuchtverordnung – BayTierZV)

Bayerisches Gesetz- und Verordnungsblatt Nr. 17/1990, 372-381

VOGELSANG, M.M.; VOGELSANG, S.G.; LINDSEY, B.R.; MASSEY, J.M. (1989)

Reproductive performances in mares subjected to examination by diagnostic ultrasound

Theriogenology 32, 95-103

WAIBL, H. (1994)

Funktionelle Anatomie des Pferdes

Handbuch Pferd: Zucht, Haltung, Ausbildung, Sport, Medizin, Recht, 596-628

BLV Verlagsgesellschaft, München

WILL, K. (1988)

Ultraschalluntersuchung zur Ovulationsdiagnose für die künstliche Besamung der Stute

Dissertation, Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

WINTZER, H.-J. (1997)

Krankheiten des Pferdes, 2. Auflage

Parey Buchverlag, Berlin

WITTE, A. (1989)

Untersuchung zur Flüssigkonservierung von Pferdesperma unter Verwendung verschiedener Verdünnermethoden

Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover

WÖCKENER, A. (1992)

Frisch- und Gefrierkonservierung von Hengstsamen

Vortragsunterlagen zur 4. Intern. Konferenz über Reproduktionsmethoden in der Pferdezucht

IS Management GmbH, Varel

# 8 *ANHANG*

**Stuten Stammblatt vom (Datum)**

=====

Name der Stute	:	Lebensnummer
Farbe	:	
Abzeichen	:	
Rasse	:	
Geburtsdatum	:	
Stutbuchabteilung	:	
Vater der Stute	:	Lebensnummer
Mutter der Stute	:	Lebensnummer
Vater der Mutter	:	Lebensnummer
Verband	:	Verbandsnummer
zugehöriger Verband	:	Verbandsnummer
Stallgeld (mit/ohne Fohlen)	:	

---

gedeckt von Hengst	:	Lebensnummer
Besamungsart	:	Ejakulatnummer
nachgedeckt von Hengst	:	Lebensnummer
Besamungsart	:	Ejakulatnummer

---

Züchter (Name)	:	Züchternummer
Straße	:	
Land/PLZ/Ort	:	
Telefon	:	

---

Tierarzt	:	
Rosseverhalten	:	
Rosseverlauf	:	
Behandlung	:	
Tupferprobe	:	
Spülung/Penicillin	:	
Untersuchungsergebnis	:	

---

Follikelkontrollen:

Datum	Zeit	U/H	Größe L.	Kons. L.	Größe R.	Kons. R.
-------	------	-----	----------	----------	----------	----------

---

auswärtige Stute	:	ja/nein
Stute angeliefert	:	(Datum)
Stute abgeholt	:	(Datum)

---

Besamungen:

1. Rosse	:	(Datum, Uhrzeit); (Datum, Uhrzeit); usw.
2. Rosse	:	
3. Rosse	:	
4. Rosse	:	
5. Rosse	:	

---

Bemerkungen zur Stute :

### zu 3.2.1 Geschlechtslust

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Hengst beeinflusst die Geschlechtslust nicht.**

beobachtete Häufigkeit

	Geschlechtslust			Randhäufigkeit
	1	2	≥3	
He 1	84	11	0	95
He 2	99	0	0	99
He 3	84	1	1	86
He 4	86	0	0	86
He 5	62	1	0	63
He 6	81	88	13	182
He 7	64	27	20	111
Randhäufigkeit	560	128	34	722

erwartete Häufigkeit

	Geschlechtslust			Summe
	1	2	≥3	
He 1	73,6842105	16,8421053	4,47368421	95
He 2	76,7867036	17,5512465	4,66204986	99
He 3	66,7036011	15,2465374	4,0498615	86
He 4	66,7036011	15,2465374	4,0498615	86
He 5	48,8642659	11,1689751	2,966759	63
He 6	141,163435	32,265928	8,57063712	182
He 7	86,0941828	19,6786704	5,22714681	111
Summe	560	128	34	722

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup>)

	Geschlechtslust			Chi <sup>2</sup>
	1	2	≥3	
He 1	1,44421053	2,02648026	4,47368421	7,944375
He 2	6,42598932	17,5512465	4,66204986	28,63928571
He 3	4,48499646	13,3121261	2,29678352	20,09390604
He 4	5,58217254	15,2465374	4,0498615	24,87857143
He 5	3,53115935	9,2585088	2,966759	15,75642715
He 6	25,6414765	96,2714225	2,28912451	124,2020235
He 7	5,6699872	2,72385617	41,7507292	50,14457259
Chi <sup>2</sup>	52,7799919	156,390178	62,4889918	271,6591614

Freiheitsgrade: 12

Tabellenwert: V (FG 12); 95 % = 21,02

Chi<sup>2</sup> = 271,66 > V (FG 12); 95 % = 21,02

d.h. wir lehnen mit  $\alpha = 5\%$  Irrtumswahrscheinlichkeit die Nullhypothese ab, dass der Hengst die Geschlechtslust nicht beeinflusst.

**=> Der Hengst hat einen signifikanten Einfluss auf die Geschlechtslust.**

### zu 3.2.2 Aufsprünge pro Ejakulat

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Hengst beeinflusst die Anzahl der Aufsprünge pro Ejakulat nicht.**

beobachtete Häufigkeit

	Aufsprünge			Randhäufigkeit
	1	2	≥3	
He 1	73	15	7	95
He 2	89	7	3	99
He 3	83	2	1	86
He 4	81	3	2	86
He 5	58	4	1	63
He 6	140	35	7	182
He 7	88	22	1	111
Randhäufigkeit	612	88	22	722

erwartete Häufigkeit

	Aufsprünge			Summe
	1	2	≥3	
He 1	80,5263158	11,5789474	2,89473684	95
He 2	83,9168975	12,066482	3,0166205	99
He 3	72,8975069	10,4819945	2,62049861	86
He 4	72,8975069	10,4819945	2,62049861	86
He 5	53,401662	7,67867036	1,91966759	63
He 6	154,271468	22,1828255	5,54570637	182
He 7	94,0886427	13,5290859	3,38227147	111
Summe	612	88	22	722

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup>)

	Aufsprünge			Chi <sup>2</sup>
	1	2	≥3	
He 1	0,70343997	1,01076555	5,82200957	7,536215092
He 2	0,30789903	2,12731762	9,1573E-05	2,435308222
He 3	1,4000529	6,86360123	1,00210538	9,26575951
He 4	0,9005849	5,34060968	0,14692568	6,388120259
He 5	0,39595606	1,76236444	0,44059111	2,598911619
He 6	1,32023637	7,40572758	0,38137071	9,107334659
He 7	0,39400685	5,30386065	1,67793076	7,375798258
Chi <sup>2</sup>	5,42217608	29,8142468	9,47102478	44,70744762

Freiheitsgrade: 12                      Tabellenwert: V (FG 12); 95 % = 21,02

Chi<sup>2</sup> =            44,71                      >            V (FG 12); 95 % = 21,02

d.h. wir lehnen mit  $\alpha = 5\%$  Irrtumswahrscheinlichkeit die Nullhypothese ab, dass der Hengst die Anzahl der Aufsprünge nicht beeinflusst.

**=> Der Hengst hat einen signifikanten Einfluss auf die Anzahl der Aufsprünge pro Ejakulat.**



### zu 3.2.4 Schleimvolumen des Ejakulats

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Hengst beeinflusst das Schleimvolumen nicht.**

beobachtete Häufigkeit

	Schleimvolumen				Randhäufigkeit
	0 - 20	21 - 40	41 - 60	≥ 61	
He 1	70	13	9	3	95
He 2	84	10	5	0	99
He 3	84	2	0	0	86
He 4	85	1	0	0	86
He 5	63	0	0	0	63
He 6	182	0	0	0	182
He 7	46	28	22	15	111
Randhäufigkeit	614	54	36	18	722

erwartete Häufigkeit

	Schleimvolumen				Summe
	0 - 20	21 - 40	41 - 60	≥ 61	
He 1	80,7894737	7,10526316	4,73684211	2,36842105	95
He 2	84,1911357	7,40443213	4,93628809	2,46814404	99
He 3	73,1357341	6,43213296	4,28808864	2,14404432	86
He 4	73,1357341	6,43213296	4,28808864	2,14404432	86
He 5	53,5761773	4,71191136	3,14127424	1,57063712	63
He 6	154,775623	13,6121884	9,07479224	4,53739612	182
He 7	94,3961219	8,30193906	5,53462604	2,76731302	111
Summe	614	54	36	18	722

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup><sub>o</sub>)

	Schleimvolumen				Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>
	0 - 20	21 - 40	41 - 60	≥ 61	
He 1	1,44093948	4,89044834	3,83684211	0,16842105	10,33665098
He 2	0,00043393	0,90985675	0,00082232	2,46814404	3,379257041
He 3	1,61387967	3,05401066	4,28808864	2,14404432	11,10002329
He 4	1,92465158	4,58760239	4,28808864	2,14404432	12,94438693
He 5	1,65761051	4,71191136	3,14127424	1,57063712	11,08143322
He 6	4,78865258	13,6121884	9,07479224	4,53739612	32,01302932
He 7	24,812297	46,7377082	48,9840755	54,0736193	174,6077
Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>	36,2384648	78,503726	73,6139837	67,1063063	255,4624808

Freiheitsgrade: 18

Tabellenwert: V (FG 18); 95 % = 28,86

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 255,46

> V (FG 18); 95 % = 28,86

d.h. wir lehnen mit  $\alpha = 5\%$  Irrtumswahrscheinlichkeit die Nullhypothese ab, dass der Hengst das Schleimvolumen nicht beeinflusst.

**=> Der Hengst hat einen signifikanten Einfluss auf das Schleimvolumen.**

## zu 3.2.5 Samendichte des Ejakulats

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Hengst hat keinen Einfluss auf die Samendichte**

beobachtete Häufigkeit

	Samendichte							Randhäufigkeit
	≤ 100	101-150	151-200	201-250	251-300	301-350	≥ 351	
He 1	14	33	27	11	6	3	1	95
He 2	16	28	19	23	6	1	6	99
He 3	3	20	20	19	8	10	6	86
He 4	9	19	19	12	7	9	11	86
He 5	6	13	12	13	11	6	2	63
He 6	6	32	40	33	21	22	28	182
He 7	63	37	7	3	1	0	0	111
Randhäufigkeit	117	182	144	114	60	51	54	722

erwartete Häufigkeit

	Samendichte							Summe
	≤ 100	101-150	151-200	201-250	251-300	301-350	≥ 351	
He 1	15,3947368	23,9473684	18,9473684	15	7,89473684	6,71052632	7,10526316	95
He 2	16,0429363	24,9556787	19,7451524	15,6315789	8,22714681	6,99307479	7,40443213	99
He 3	13,9362881	21,6786704	17,1523546	13,5789474	7,1468144	6,07479224	6,43213296	86
He 4	13,9362881	21,6786704	17,1523546	13,5789474	7,1468144	6,07479224	6,43213296	86
He 5	10,2091413	15,8808864	12,565097	9,94736842	5,23545706	4,4501385	4,71191136	63
He 6	29,4930748	45,8781163	36,299169	28,7368421	15,1246537	12,8559557	13,6121884	182
He 7	17,9875346	27,9806094	22,1385042	17,5263158	9,22437673	7,84072022	8,30193906	111
Summe	117	182	144	114	60	51	54	722

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup><sub>o</sub>)

	Samendichte							Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>
	≤ 100	101-150	151-200	201-250	251-300	301-350	≥ 351	
He 1	0,12636077	3,4220937	3,42236842	1,06666667	0,45473684	2,05170279	5,2460039	15,78993308
He 2	0,00011491	0,37137409	0,02812093	3,47332979	0,60290439	5,13607341	0,26638499	9,878302507
He 3	8,58208415	0,12998649	0,47276801	2,16421869	0,10185316	2,53626055	0,02903219	14,01620324
He 4	1,74845267	0,33098316	0,1990277	0,18359853	0,00301595	1,40858157	3,24393314	7,117592725
He 5	1,7353928	0,52260978	0,02541441	0,93678641	6,34709728	0,53977436	1,56082376	11,6678988
He 6	18,7137003	4,198126	0,37731305	0,6324465	2,28234605	6,50387639	15,20763	47,91543827
He 7	112,640341	2,90734935	10,3518425	12,0398293	7,33278514	7,84072022	8,30193906	161,4148068
Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>	143,546447	11,8825226	14,876855	20,4968759	17,1247388	26,0169893	33,855747	267,8001755

Freiheitsgrade: 36

Tabellenwert: V (FG 36); 95 % = 51

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 267,80 > V (FG 36); 95 % = 51

d.h. wir lehnen mit  $\alpha = 5\%$  Irrtumswahrscheinlichkeit die Nullhypothese ab, dass der Hengst die Samendichte nicht beeinflusst.

**=> Der Hengst hat einen signifikanten Einfluss auf die Samendichte.**

### zu 3.2.6 Motilität der Spermien

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Hengst hat keinen Einfluss auf die Motilität.**

beobachtete Häufigkeit

	Motilität			Randhäufigkeit
	≤ 59	60-69	≥ 70	
He 1	17	42	36	95
He 2	36	48	15	99
He 3	12	44	30	86
He 4	14	51	21	86
He 5	15	28	20	63
He 6	0	8	174	182
He 7	3	28	80	111
Randhäufigkeit	97	249	376	722

erwartete Häufigkeit

	Motilität			Summe
	≤ 59	60-69	≥ 70	
He 1	12,7631579	32,7631579	49,4736842	95
He 2	13,300554	34,1426593	51,5567867	99
He 3	11,5540166	29,6592798	44,7867036	86
He 4	11,5540166	29,6592798	44,7867036	86
He 5	8,46398892	21,7271468	32,8088643	63
He 6	24,4515235	62,767313	94,7811634	182
He 7	14,9127424	38,2811634	57,8060942	111
Summe	97	249	376	722

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup>)

	Motilität			Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>
	≤ 59	60-69	≥ 70	
He 1	1,40645686	2,60412175	3,66942889	7,680007505
He 2	38,7401042	5,62422189	25,9209066	70,28523268
He 3	0,01721489	6,93395989	4,88195348	11,83312827
He 4	0,51781427	15,3552731	12,633376	28,50646337
He 5	5,04719952	1,81103793	5,00069135	11,85892881
He 6	24,4515235	47,786952	66,2117222	138,4501978
He 7	9,51625311	2,76120975	8,52106447	20,79852733
Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>	79,6965664	82,8767763	126,839143	289,4124857

Freiheitsgrade: 12                      Tabellenwert: V (FG 12); 95 % = 21,02

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> =            289,41                      >            V (FG 12); 95 % = 21,02

d.h. wir lehnen mit  $\alpha = 5\%$  Irrtumswahrscheinlichkeit die Nullhypothese ab, dass der Hengst keinen Einfluss auf die Motilität hat.

**=> Der Hengst hat einen signifikanten Einfluss auf die Motilität.**

## zu 3.2.7 Gesamtspermienzahl pro Ejakulat

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese H<sub>0</sub>: Der Hengst hat keinen Einfluss auf die Gesamtspermienzahl.**

beobachtete Häufigkeit

	Gesamtspermienzahl								Randhäufigkeit
	≤4,0	4,1 - 6,0	6,1 - 8,0	8,1 - 10,0	10,1 - 12,0	12,1 - 14,0	14,1 - 16,0	≥ 16,1	
He 1	4	2	16	16	16	16	8	17	95
He 2	20	30	18	15	9	2	2	3	99
He 3	3	6	15	22	14	13	6	7	86
He 4	7	16	15	14	10	10	4	10	86
He 5	1	3	9	9	13	9	8	11	63
He 6	33	73	36	23	7	7	1	2	182
He 7	4	4	13	25	23	14	17	11	111
Randhäufigkeit	72	134	122	124	92	71	46	61	722

erwartete Häufigkeit

	Gesamtspermienzahl								Summe
	≤4,0	4,1 - 6,0	6,1 - 8,0	8,1 - 10,0	10,1 - 12,0	12,1 - 14,0	14,1 - 16,0	≥ 16,1	
He 1	9,47368421	17,6315789	16,0526316	16,3157895	12,1052632	9,34210526	6,05263158	8,02631579	95
He 2	9,87257618	18,3739612	16,7285319	17,0027701	12,6149584	9,73545706	6,30747922	8,36426593	99
He 3	8,57617729	15,9612188	14,531856	14,7700831	10,9584488	8,45706371	5,47922438	7,26592798	86
He 4	8,57617729	15,9612188	14,531856	14,7700831	10,9584488	8,45706371	5,47922438	7,26592798	86
He 5	6,28254848	11,6925208	10,6454294	10,8199446	8,02770083	6,19529086	4,01385042	5,32271468	63
He 6	18,1495845	33,7783934	30,7534626	31,2576177	23,1911357	17,8975069	11,5955679	15,3767313	182
He 7	11,0692521	20,601108	18,7562327	19,0637119	14,1440443	10,9155125	7,07202216	9,37811634	111
Summe	72	134	122	124	92	71	46	61	722

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup><sub>o</sub>)

	Gesamtspermienzahl								Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>
	≤4,0	4,1 - 6,0	6,1 - 8,0	8,1 - 10,0	10,1 - 12,0	12,1 - 14,0	14,1 - 16,0	≥ 16,1	
He 1	3,1625731	13,8584446	0,00017256	0,00611205	1,25308924	4,74492216	0,62654462	10,0328732	33,68473153
He 2	10,38885	7,35632214	0,09663916	0,23590791	1,03590707	6,14632632	2,94164699	3,44027189	31,6418715
He 3	3,62559589	6,21668569	0,01508127	3,53902534	0,84419193	2,44035883	0,04949738	0,00973278	16,74016911
He 4	0,28967858	9,4227E-05	0,01508127	0,04015062	0,08382792	0,28149869	0,39934571	1,02879492	2,138471948
He 5	4,44171955	6,46224359	0,25432866	0,30611971	3,07980573	1,26973754	3,95863993	6,05547555	25,82807026
He 6	12,1509581	45,5419656	0,89505871	2,18149224	11,304012	6,63531841	9,68180771	11,6368646	100,0274774
He 7	4,51469752	13,3777653	1,76657089	1,84851284	5,54494522	0,87160941	13,9372787	0,28049413	42,14187403
Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>	38,5740728	92,8135212	3,04293253	8,15732072	23,1457791	22,3897714	31,5947611	32,484507	252,2026658

Freiheitsgrade: 42                      Tabellenwert: V (FG 42); 95 % = 58,75

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 252,20                      >                      V (FG 42); 95 % = 58,75

d.h. wir lehnen mit  $\alpha = 5\%$  Irrtumswahrscheinlichkeit die Nullhypothese ab,  
dass der Hengst keinen Einfluss auf die Gesamtspermienzahl hat.

**⇒ Der Hengst hat einen signifikanten Einfluss auf die Gesamtspermienzahl.**

### zu 3.2.8 Besamungsportionen pro Ejakulat

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Hengst hat keinen Einfluss auf die Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat.**

beobachtete Häufigkeit

	Besamungsportionen							Randhäufigkeit
	≤3	4-6	7-9	10-12	13-15	16-18	≥ 19	
He 1	3	2	18	21	18	12	21	95
He 2	14	33	27	14	8	1	2	99
He 3	0	9	19	25	16	7	10	86
He 4	3	18	19	16	13	6	11	86
He 5	0	5	10	13	17	7	11	63
He 6	16	48	66	30	11	7	4	182
He 7	0	7	8	30	24	21	21	111
Randhäufigkeit	36	122	167	149	107	61	80	722

erwartete Häufigkeit

	Besamungsportionen							Summe
	≤3	4-6	7-9	10-12	13-15	16-18	≥ 19	
He 1	4,73684211	16,0526316	21,9736842	19,6052632	14,0789474	8,02631579	10,5263158	95
He 2	4,93628809	16,7285319	22,898892	20,4307479	14,6717452	8,36426593	10,9695291	99
He 3	4,28808864	14,531856	19,8919668	17,7479224	12,7451524	7,26592798	9,52908587	86
He 4	4,28808864	14,531856	19,8919668	17,7479224	12,7451524	7,26592798	9,52908587	86
He 5	3,14127424	10,6454294	14,5720222	13,001385	9,3365651	5,32271468	6,98060942	63
He 6	9,07479224	30,7534626	42,0969529	37,5595568	26,9722992	15,3767313	20,166205	182
He 7	5,53462604	18,7562327	25,6745152	22,9072022	16,4501385	9,37811634	12,299169	111
Summe	36	122	167	149	107	61	80	722

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup>o)

	Besamungsportionen							Chi <sup>2</sup> o
	≤3	4-6	7-9	10-12	13-15	16-18	≥ 19	
He 1	0,63684211	12,3018119	0,71859439	0,09922289	1,09203148	1,9672994	10,4213158	27,23711796
He 2	16,6422365	15,8268925	0,73449349	2,02413142	3,03387108	6,48382215	7,33417555	52,07962267
He 3	4,28808864	2,10581707	0,03999628	2,96331186	0,8312206	0,00973278	0,02327192	10,26143915
He 4	0,38692585	0,82770041	0,03999628	0,17214594	0,00509585	0,22056008	0,22705099	1,879475398
He 5	3,14127424	2,99385507	1,43448771	1,4755E-07	6,29013282	0,52854346	2,31433958	16,70263302
He 6	5,28480445	9,67185569	13,5723757	1,52150088	9,45838318	4,56336434	12,9596116	57,03189581
He 7	5,53462604	7,36869761	12,1672595	2,1961556	3,46504126	14,402485	6,15525006	51,28951501
Chi <sup>2</sup> o	35,9147978	51,0966303	28,7072033	8,97646874	24,1757763	28,1758072	39,4350155	216,481699

Freiheitsgrade: 36                      Tabellenwert:              V (FG 36); 95 % = 51

Chi<sup>2</sup>o = 216,48              >              V (FG 36); 95 % = 51

d.h. wir lehnen mit  $\alpha = 5\%$  Irrtumswahrscheinlichkeit die Nullhypothese ab,  
dass der Hengst keinen Einfluss auf die Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat hat.

**=> Der Hengst hat einen signifikanten Einfluss auf die Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat.**

### zu 3.2.10 Rosseperioden pro Hengst

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Hengst hat keinen Einfluss darauf, in welcher Rosseperiode eine Stute erfolgreich besamt werden konnte**

beobachtete Häufigkeit

	erforderliche Rosseperioden pro Stute					Randhäufigkeit
	1.	2.	3.	4.	5.	
He 1	11	4	6	1	2	24
He 2	5	10	8	2	0	25
He 3	11	6	7	1	0	25
He 4	12	9	5	1	2	29
He 5	9	5	3	0	0	17
He 6	50	33	18	8	3	112
He 7	17	14	2	0	0	33
Randhäufigkeit	115	81	49	13	7	265

erwartete Häufigkeit

	erforderliche Rosseperioden pro Stute					Summe
	1.	2.	3.	4.	5.	
He 1	10,4150943	7,33584906	4,43773585	1,17735849	0,63396226	24
He 2	10,8490566	7,64150943	4,62264151	1,22641509	0,66037736	25
He 3	10,8490566	7,64150943	4,62264151	1,22641509	0,66037736	25
He 4	12,5849057	8,86415094	5,36226415	1,42264151	0,76603774	29
He 5	7,37735849	5,19622642	3,14339623	0,83396226	0,4490566	17
He 6	48,6037736	34,2339623	20,709434	5,49433962	2,95849057	112
He 7	14,3207547	10,0867925	6,10188679	1,61886792	0,87169811	33
Summe	115	81	49	13	7	265

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup>)

	erforderliche Rosseperioden pro Stute					Chi <sup>2</sup>
	1.	2.	3.	4.	5.	
He 1	0,03284796	1,51691902	0,54998075	0,02671746	2,94348607	5,069951264
He 2	3,15340443	0,72792919	2,46753947	0,48795356	0,66037736	7,497204
He 3	0,00210008	0,35262055	1,22264151	0,04179971	0,66037736	2,279539205
He 4	0,02718452	0,00208198	0,02447386	0,12555928	1,98771261	2,167012255
He 5	0,35689813	0,00741015	0,00654148	0,83396226	0,4490566	1,653868633
He 6	0,04010899	0,04447814	0,35447769	1,14269127	0,0005824	1,582338494
He 7	0,50125538	1,518143	2,75742173	1,61886792	0,87169811	7,267386142
Chi <sup>2</sup>	4,11379949	4,16958201	7,3830765	4,27755147	7,57329052	27,51729999

Freiheitsgrade: 24

Tabellenwert: V (FG 24); 95 % = 36,41

Chi<sup>2</sup> = 27,52

< V (FG 24); 95 % = 36,41

d.h. wir nehmen mit  $\alpha = 5\%$  Irrtumswahrscheinlichkeit die Nullhypothese an, dass der Hengst keinen Einfluss darauf hat, in welcher Rosseperiode eine Stute erfolgreich besamt werden konnte.

**=> Der Hengst hat keinen signifikanten Einfluss auf die benötigten Rosseperioden pro Stute.**

### zu 3.4.1 Hengstvergleich

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Hengst beeinflusst die Trächtigkeitsrate nicht.**

Hengst	Stuten	theoretische Verhältnisse	Zahl der tragenden Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
Hengst 1	24	0,090566038	22	20,92075472	0,05567535
Hengst 2	25	0,094339623	20	21,79245283	0,14743119
Hengst 3	25	0,094339623	23	21,79245283	0,0669117
Hengst 4	29	0,109433962	25	25,27924528	0,00308466
Hengst 5	17	0,064150943	16	14,81886792	0,09414167
Hengst 6	112	0,422641509	97	97,63018868	0,00406778
Hengst 7	33	0,124528302	28	28,76603774	0,02039954
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>231</b>	<b>231</b>	<b>0,39171189</b>

Freiheitsgrade: 6

Tabellenwert:  $V(FG 6);95 \% = 12,57$

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 0,39

<  $V(FG 6);95 \% = 12,57$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass der Hengst die Trächtigkeitsrate nicht beeinflusst.

**=> Der Hengst hat keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate.**

**Nullhypothese Ho: Der Hengst beeinflusst die Abfohlrate nicht.**

Hengst	Stuten	theoretische Verhältnisse	Fohlen		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
Hengst 1	24	0,090566038	13	14,12830189	0,09010744
Hengst 2	25	0,094339623	14	14,71698113	0,03492985
Hengst 3	25	0,094339623	15	14,71698113	0,00544267
Hengst 4	29	0,109433962	15	17,07169811	0,25140634
Hengst 5	17	0,064150943	12	10,00754717	0,39668744
Hengst 6	112	0,422641509	65	65,93207547	0,01317666
Hengst 7	33	0,124528302	22	19,42641509	0,34094501
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>156</b>	<b>156</b>	<b>1,13269541</b>

Freiheitsgrade: 6

Tabellenwert:  $V(FG 6);95 \% = 12,57$

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 1,13

<  $V(FG 6);95 \% = 12,57$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass der Hengst die Abfohlrate nicht beeinflusst.

**=> Der Hengst hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abfohlrate.**

### zu 3.4.2 Libido

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Libido des Hengstes beeinflusst die Trächtigkeitsrate nicht.**

Libido	Stuten	theoretische Verhältnisse	Zahl der tragenden Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
1	184	0,694339623	161	160,3924528	0,00230132
2	69	0,260377358	64	60,14716981	0,24679965
≥ 3	12	0,045283019	6	10,46037736	1,9019358
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>231</b>	<b>231</b>	<b>2,15103677</b>

Freiheitsgrade: 2

Tabellenwert:  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

Chi<sup>2</sup> = 2,15 <  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Libido des Hengstes die Trächtigkeitsrate nicht beeinflusst.

**=> Die Libido des Hengstes hat keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate.**

**Nullhypothese Ho: Die Libido des Hengstes beeinflusst die Abfohlrate nicht.**

Libido	Stuten	theoretische Verhältnisse	Fohlen		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
1	184	0,694339623	106	108,3169811	0,04956196
2	69	0,260377358	47	40,61886792	1,00246138
≥ 3	12	0,045283019	3	7,064150943	2,3381894
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>156</b>	<b>156</b>	<b>3,39021275</b>

Freiheitsgrade: 2

Tabellenwert:  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

Chi<sup>2</sup> = 3,39 <  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Libido des Hengstes die Abfohlrate nicht beeinflusst.

**=> Die Libido des Hengstes hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abfohlrate.**

### zu 3.4.3 Aufsprünge

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Anzahl der Aufsprünge beeinflusst die Trächtigkeitsrate nicht.**

Aufsprünge	Stuten	theoretische Verhältnisse	Zahl der tragenden Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
1	229	0,864150943	201	199,6188679	0,009555839
2	31	0,116981132	27	27,02264151	1,89707E-05
≥ 3	5	0,018867925	3	4,358490566	0,423425631
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>231</b>	<b>231</b>	<b>0,433000441</b>

Freiheitsgrade: 2

Tabellenwert:  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 0,43 <  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Anzahl der Aufsprünge des Hengstes die Trächtigkeitsrate nicht beeinflusst.

**=> Die Anzahl der Aufsprünge hat keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate.**

**Nullhypothese Ho: Die Anzahl der Aufsprünge beeinflusst die Abfohlrate nicht.**

Aufsprünge	Stuten	theoretische Verhältnisse	Fohlen		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
1	229	0,864150943	134	134,8075472	0,004837507
2	31	0,116981132	19	18,2490566	0,030901103
≥ 3	5	0,018867925	3	2,943396226	0,001088534
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>156</b>	<b>156</b>	<b>0,036827144</b>

Freiheitsgrade: 2

Tabellenwert:  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 0,04 <  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Anzahl der Aufsprünge des Hengstes die Abfohlrate nicht beeinflusst.

**=> Die Anzahl der Aufsprünge hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abfohlrate.**

### zu 3.4.4 Samenmotilität

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Samenmotilität beeinflusst die Trächtigkeitsrate nicht.**

Motilität	Stuten	theoretische Verhältnisse	Zahl der tragenden Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
50 - 59	34	0,128301887	27	29,63773585	0,23475648
60 - 69	73	0,275471698	64	63,63396226	0,00210554
≥ 70	158	0,596226415	140	137,7283019	0,03746951
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>231</b>	<b>231</b>	<b>0,27433152</b>

Freiheitsgrade: 2

Tabellenwert:  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

Chi<sup>2</sup> = 0,27 <  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Samenmotilität die Trächtigkeitsrate nicht beeinflusst.

**=> Die Samenmotilität hat keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate.**

**Nullhypothese Ho: Die Samenmotilität beeinflusst die Abfohrate nicht.**

Motilität	Stuten	theoretische Verhältnisse	Fohlen		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
50 - 59	34	0,128301887	16	20,01509434	0,80544125
60 - 69	73	0,275471698	46	42,97358491	0,21313531
> 70	158	0,596226415	94	93,01132075	0,01050933
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>156</b>	<b>156</b>	<b>1,02908589</b>

Freiheitsgrade: 2

Tabellenwert:  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

Chi<sup>2</sup> = 1,03 <  $V(FG 2);95 \% = 5,99$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Samenmotilität die Abfohrate nicht beeinflusst.

**=> Die Samenmotilität hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abfohrate.**

### zu 3.4.5 Besamungsportionen

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Anzahl der Besamungsportionen beeinflusst die Trächtigkeitsrate nicht.**

Portionen	Stuten	theoretische Verhältnisse	Zahl der tragenden Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
≤ 3	14	0,052830189	12	12,20377358	0,00340253
4 - 6	59	0,222641509	51	51,43018868	0,00359832
7 - 9	77	0,290566038	67	67,12075472	0,00021725
10 - 12	51	0,19245283	44	44,45660377	0,00468967
13 - 15	19	0,071698113	18	16,56226415	0,12480687
16 - 18	21	0,079245283	19	18,30566038	0,02633653
19 - 21	14	0,052830189	13	12,20377358	0,05194922
≥ 22	10	0,037735849	7	8,716981132	0,33819325
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>231</b>	<b>231</b>	<b>0,55319364</b>

Freiheitsgrade: 7

Tabellenwert:  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

Chi<sup>2</sup> = 0,55 <  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat die Trächtigkeitsrate nicht beeinflusst.

**=> Die Anzahl der Besamungsportionen hat keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate.**

**Nullhypothese Ho: Die Anzahl der Besamungsportionen beeinflusst die Abfohlrate nicht.**

Portionen	Stuten	theoretische Verhältnisse	Fohlen		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
≤ 3	14	0,052830189	8	8,241509434	0,0070772
4 - 6	59	0,222641509	33	34,73207547	0,08637795
7 - 9	77	0,290566038	46	45,32830189	0,00995357
10 - 12	51	0,19245283	28	30,02264151	0,13626645
13 - 15	19	0,071698113	12	11,18490566	0,05939959
16 - 18	21	0,079245283	14	12,36226415	0,21696501
19 - 21	14	0,052830189	9	8,241509434	0,06980614
≥ 22	10	0,037735849	6	5,886792453	0,00217707
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>156</b>	<b>156</b>	<b>0,58802296</b>

Freiheitsgrade: 7

Tabellenwert:  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

Chi<sup>2</sup> = 0,59 <  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Anzahl der Besamungsportionen pro Ejakulat die Abfohlrate nicht beeinflusst.

**=> Die Anzahl der Besamungsportionen hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abfohlrate.**

### zu 3.4.6 Jahreszeit

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Jahreszeit beeinflusst die Trächtigkeitsrate nicht.**

Jahreszeit	Rosseperioden	theoretische Verhältnisse	Zahl der tragenden Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
Jan./Feb.	12	0,0234375	5	5,8828125	0,132480495
März	59	0,115234375	34	28,92382813	0,890875191
April	93	0,181640625	48	45,59179688	0,127203635
Mai	115	0,224609375	52	56,37695313	0,339814722
Juni	108	0,2109375	41	52,9453125	2,695054274
Juli	88	0,171875	43	43,140625	0,000458394
Aug.	31	0,060546875	22	15,19726563	3,045100094
Sept.	6	0,01171875	6	2,94140625	3,180450075
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>251</b>	<b>251</b>	<b>10,41143688</b>

Freiheitsgrade: 7

Tabellenwert:  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

Chi<sup>2</sup> = 10,41

<  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Jahreszeit die Trächtigkeitsrate nicht beeinflusst.

**=> Die Jahreszeit hat keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate.**

**Nullhypothese Ho: Die Jahreszeit beeinflusst die Abfohlrate nicht.**

Jahreszeit	Rosseperioden	theoretische Verhältnisse	Fohlen		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
Jan./Feb.	12	0,0234375	5	3,65625	0,493856838
März	59	0,115234375	28	17,9765625	5,58890496
April	93	0,181640625	36	28,3359375	2,072910205
Mai	115	0,224609375	27	35,0390625	1,844413671
Juni	108	0,2109375	21	32,90625	4,307959402
Juli	88	0,171875	25	26,8125	0,12252331
Aug.	31	0,060546875	11	9,4453125	0,255899762
Sept.	6	0,01171875	3	1,828125	0,751201923
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>156</b>	<b>156</b>	<b>15,43767007</b>

Freiheitsgrade: 7

Tabellenwert:  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

Chi<sup>2</sup> = 15,44

>  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

d.h. wir lehnen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese ab, dass die Jahreszeit die Abfohlrate nicht beeinflusst.

**=> Die Jahreszeit hat einen signifikanten Einfluss auf die Abfohlrate.**

### zu 3.4.7 Rosseperiode

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Rosseperiode beeinflusst die Trächtigkeitsrate nicht.**

Rosseperiode	Stuten	theoretische Verhältnisse	Zahl der tragenden Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
Rosse 1	265	0,517578125	128	129,9121094	0,028143352
Rosse 2	150	0,29296875	71	73,53515625	0,087400606
Rosse 3	69	0,134765625	37	33,82617188	0,297792638
Rosse 4	20	0,0390625	9	9,8046875	0,066042082
Rosse 5	8	0,015625	6	3,921875	1,101157869
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>251</b>	<b>251</b>	<b>1,580536547</b>

Freiheitsgrade: 4

Tabellenwert:  $V(FG 4);95 \% = 9,46$

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 1,58 <  $V(FG 4);95 \% = 9,46$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Rosseperiode die Trächtigkeitsrate nicht beeinflusst.

**=> Die Rosseperiode hat keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate.**

**Nullhypothese Ho: Die Rosseperiode beeinflusst die Abfohrate nicht.**

Rosseperiode	Stuten	theoretische Verhältnisse	Zahl der abgefohlten Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
Rosse 1	265	0,517578125	86	79,70703125	0,49683767
Rosse 2	150	0,29296875	40	45,1171875	0,580390963
Rosse 3	69	0,134765625	20	20,75390625	0,027386393
Rosse 4	20	0,0390625	5	6,015625	0,171469156
Rosse 5	8	0,015625	3	2,40625	0,14650974
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>154</b>	<b>154</b>	<b>1,422593922</b>

Freiheitsgrade: 4

Tabellenwert:  $V(FG 4);95 \% = 9,46$

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 1,42 <  $V(FG 4);95 \% = 9,46$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Rosseperiode die Abfohrate nicht beeinflusst.

**=> Die Rosseperiode hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abfohrate.**

### zu 3.4.8 Alter der Stuten

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Das Alter der Stuten beeinflusst die Trächtigkeitsrate nicht.**

Alter	Stuten	theoretische Verhältnisse	Zahl der tragenden Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet (ni)	erwartet (pi)	
2 - 4	38	0,143396226	34	33,1245283	0,023138464
5 - 8	69	0,260377358	60	60,14716981	0,000360099
9 - 12	67	0,252830189	58	58,40377358	0,002791482
13 - 16	69	0,260377358	59	60,14716981	0,021879643
17 - 24	22	0,083018868	20	19,17735849	0,035288439
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>231</b>	<b>231</b>	<b>0,083458127</b>

Freiheitsgrade: 4

Tabellenwert:  $V(FG 4);95 \% = 9,46$

Chi<sup>2</sup> = 0,08 <  $V(FG 4);95 \% = 9,46$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass das Alter der Stuten die Trächtigkeitsrate nicht beeinflusst.

**=> Das Alter der Stuten hat keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate.**

**Nullhypothese Ho: Das Alter der Stuten beeinflusst die Abfohrate nicht.**

Alter	Stuten	theoretische Verhältnisse	Zahl der abgefohlten Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet (ni)	erwartet (pi)	
2 - 4	38	0,143396226	23	22,08301887	0,038076968
5 - 8	69	0,260377358	39	40,09811321	0,030072553
9 - 12	67	0,252830189	42	38,93584906	0,24114078
13 - 16	69	0,260377358	39	40,09811321	0,030072553
17 - 24	22	0,083018868	11	12,78490566	0,249191375
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>154</b>	<b>154</b>	<b>0,588554227</b>

Freiheitsgrade: 4

Tabellenwert:  $V(FG 4);95 \% = 9,46$

Chi<sup>2</sup> = 0,59 <  $V(FG 4);95 \% = 9,46$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass das Alter der Stuten die Abfohrate nicht beeinflusst.

**=> Das Alter der Stuten hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abfohrate.**



### zu 3.4.10 Versand- oder Stationsbesamung

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Besamungsort beeinflusst die Trächtigkeitsrate nicht.**

Besamungsort	Rosseperiode	theoretische Verhältnisse	Zahl der tragenden Stuten		
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	( <i>pi - ni</i> ) <sup>2</sup> / <i>pi</i>
Station	362	0,70703125	197	177,4648438	2,15041087
Versand	150	0,29296875	54	73,53515625	5,18965824
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>251</b>	<b>251</b>	<b>7,34006912</b>

Freiheitsgrade: 1

Tabellenwert: V(FG 1);95 % = 3,84

Chi<sup>2</sup> = 7,34 > V(FG 1);95 % = 3,84

d.h. wir lehnen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Nullhypothese ab, dass der Besamungsort die Trächtigkeitsrate nicht beeinflusst.

**=> Ob die Stute auf Station oder im Samenversand besamt wurde, hat einen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate.**

**Nullhypothese Ho: Der Besamungsort beeinflusst die Abfohrate nicht.**

Besamungsort	Rosseperiode	theoretische Verhältnisse	Zahl der abgefohlten Stuten		
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	( <i>pi - ni</i> ) <sup>2</sup> / <i>pi</i>
Station	362	0,70703125	123	108,8828125	1,83036219
Versand	150	0,29296875	31	45,1171875	4,41727408
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>154</b>	<b>154</b>	<b>6,24763627</b>

Freiheitsgrade: 1

Tabellenwert: V(FG 1);95 % = 3,84

Chi<sup>2</sup> = 6,25 > V(FG 1);95 % = 3,84

d.h. wir lehnen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Nullhypothese ab, dass der Besamungsort die Abfohrate nicht beeinflusst.

**=> Ob die Stute auf Station oder im Samenversand besamt wurde, hat einen signifikanten Einfluss auf die Abfohrate.**

### zu 3.4.11 Besamungshäufigkeit

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Besamungshäufigkeit beeinflusst die Trächtigkeitsrate nicht.**

Besamungen	Rosseperioden	theoretische Verhältnisse	Zahl der tragenden Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
1 x	117	0,228515625	40	57,35742188	5,252678456
2 x	105	0,205078125	48	51,47460938	0,234541077
3 x	95	0,185546875	54	46,57226563	1,184637191
4 x	74	0,14453125	40	36,27734375	0,382006181
5 x	50	0,09765625	25	24,51171875	0,009726718
6 x	35	0,068359375	20	17,15820313	0,470667553
7 x	12	0,0234375	10	5,8828125	2,881484479
≥ 8 x	24	0,046875	14	11,765625	0,424323539
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>251</b>	<b>251</b>	<b>10,84006519</b>

Freiheitsgrade: 7

Tabellenwert: V(FG 7);95 % = 14,05

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 10,84

< V(FG 7);95 % = 14,05

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Nullhypothese an, dass die Besamungshäufigkeit die Trächtigkeitsrate nicht beeinflusst.

**=> Die Besamungshäufigkeit hat keinen signifikanten Einfluss auf die Trächtigkeitsrate.**

**Nullhypothese Ho: Die Besamungshäufigkeit beeinflusst die Abfohrate nicht.**

Besamungen	Rosseperioden	theoretische Verhältnisse	Zahl der abgefohlten Stuten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
1 x	117	0,228515625	23	35,19140625	4,223485282
2 x	105	0,205078125	27	31,58203125	0,664777076
3 x	95	0,185546875	34	28,57421875	1,030267964
4 x	74	0,14453125	27	22,2578125	1,010357253
5 x	50	0,09765625	20	15,0390625	1,636465097
6 x	35	0,068359375	11	10,52734375	0,021221301
7 x	12	0,0234375	4	3,609375	0,042275433
≥ 8 x	24	0,046875	8	7,21875	0,084550866
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>154</b>	<b>154</b>	<b>8,713400271</b>

Freiheitsgrade: 7

Tabellenwert: V(FG 7);95 % = 14,05

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 8,71

< V(FG 7);95 % = 14,05

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Nullhypothese an, dass die Besamungshäufigkeit die Abfohrate nicht beeinflusst.

**=> Die Besamungshäufigkeit hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abfohrate.**



### zu 3.5.1 Jahreszeit (A)

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Jahreszeit beeinflusst die Abortrate nicht.**

Jahreszeit	Stuten	theoretische Verhältnisse	Aborte		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet (ni)	erwartet (pi)	
Jan./Feb.	5	0,018867925	0	0,452830189	0,452830189
März	32	0,120754717	3	2,898113208	0,003581958
April	43	0,162264151	3	3,894339623	0,205386134
Mai	44	0,166037736	5	3,98490566	0,258579903
Juni	49	0,18490566	0	4,437735849	4,437735849
Juli	61	0,230188679	7	5,524528302	0,394063821
Aug.	25	0,094339623	5	2,264150943	3,30581761
Sept.	6	0,022641509	1	0,543396226	0,383674004
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>24</b>	<b>24</b>	<b>9,441669468</b>

Freiheitsgrade: 7

Tabellenwert:  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 9,44

<  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Jahreszeit die Abortrate nicht beeinflusst.

**=> Die Jahreszeit hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abortrate.**

**Nullhypothese Ho: Die Jahreszeit beeinflusst die Totgeburt rate nicht.**

Jahreszeit	Stuten	theoretische Verhältnisse	Totgeburten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet (ni)	erwartet (pi)	
Jan./Feb.	5	0,018867925	0	0,20754717	0,20754717
März	32	0,120754717	3	1,328301887	2,103870069
April	43	0,162264151	1	1,78490566	0,34515936
Mai	44	0,166037736	3	1,826415094	0,754101045
Juni	49	0,18490566	2	2,033962264	0,000567088
Juli	61	0,230188679	1	2,532075472	0,927008408
Aug.	25	0,094339623	1	1,037735849	0,001372213
Sept.	6	0,022641509	0	0,249056604	0,249056604
<b>Summe</b>	<b>265</b>	<b>1</b>	<b>11</b>	<b>11</b>	<b>4,588681955</b>

Freiheitsgrade: 7

Tabellenwert:  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 4,59

<  $V(FG 7); 95 \% = 14,05$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Jahreszeit die Totgeburt rate nicht beeinflusst.

**=> Die Jahreszeit hat keinen signifikanten Einfluss auf die Totgeburt rate.**

### zu 3.5.1 Jahreszeit (B)

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Jahreszeit beeinflusst die Abortrate nicht.**

Jahreszeit	Rosseperioden	theoretische Verhältnisse	Aborte		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet (ni)	erwartet (pi)	
Jan./Feb.	12	0,0234375	0	0,5625	0,5625
März	59	0,115234375	2	2,765625	0,211952684
April	93	0,181640625	4	4,359375	0,029625896
Mai	115	0,224609375	3	5,390625	1,060190217
Juni	108	0,2109375	2	5,0625	1,852623457
Juli	88	0,171875	7	4,125	2,003787879
Aug.	31	0,060546875	5	1,453125	8,657426075
Sept.	6	0,01171875	1	0,28125	1,836805556
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>24</b>	<b>24</b>	<b>16,21491176</b>

Freiheitsgrade: 7

Tabellenwert: V(FG 7);95 % = 14,05

Chi<sup>2</sup> = 16,21

> V(FG 7);95 % = 14,05

d.h. wir lehnen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Nullhypothese ab, dass die Jahreszeit die Abortrate nicht beeinflusst.

**=> Die Jahreszeit hat einen signifikanten Einfluss auf die Abortrate.**

**Nullhypothese Ho: Die Jahreszeit beeinflusst die Totgeburtrate nicht.**

Jahreszeit	Rosseperioden	theoretische Verhältnisse	Totgeburten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet (ni)	erwartet (pi)	
Jan./Feb.	12	0,0234375	0	0,2578125	0,2578125
März	59	0,115234375	3	1,267578125	2,367732208
April	93	0,181640625	1	1,998046875	0,498535634
Mai	115	0,224609375	3	2,470703125	0,113390872
Juni	108	0,2109375	2	2,3203125	0,044218224
Juli	88	0,171875	1	1,890625	0,41955062
Aug.	31	0,060546875	1	0,666015625	0,167481901
Sept.	6	0,01171875	0	0,12890625	0,12890625
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>11</b>	<b>11</b>	<b>3,997628208</b>

Freiheitsgrade: 7

Tabellenwert: V(FG 7);95 % = 14,05

Chi<sup>2</sup> = 4,00

< V(FG 7);95 % = 14,05

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Nullhypothese an, dass die Jahreszeit die Totgeburtrate nicht beeinflusst.

**=> Die Jahreszeit hat keinen signifikanten Einfluss auf die Totgeburtrate.**

### zu 3.5.2 Trächtigkeitsuntersuchung

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Art der Trächtigkeitsuntersuchung beeinflusst die Abortrate nicht**

Untersuchung	Rosseperiode	theoretische Verhältnisse	Aborte		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
Ultraschall	82	0,16015625	5	3,84375	0,34781504
ohne Ultraschall	430	0,83984375	19	20,15625	0,06632752
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>24</b>	<b>24</b>	<b>0,41414256</b>

Freiheitsgrade: 1

Tabellenwert:  $V(FG 1);95 \% = 3,84$

Chi<sup>2</sup><sub>0</sub> = 0,41

<  $V(FG 1);95 \% = 3,84$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Art der Trächtigkeitsuntersuchung die Abortrate nicht beeinflusst.

**=> Die Art der Trächtigkeitsuntersuchung hat keinen signifikanten Einfluss auf die Abortrate.**

**Nullhypothese Ho: Die Art der Trächtigkeitsuntersuchung beeinflusst die Totgeburtrate nicht**

Untersuchung	Rosseperiode	theoretische Verhältnisse	Totgeburten		$(pi - ni)^2/pi$
			beobachtet ( <i>ni</i> )	erwartet ( <i>pi</i> )	
Ultraschall	82	0,16015625	4	1,76171875	2,84375866
ohne Ultraschall	430	0,83984375	7	9,23828125	0,54229816
<b>Summe</b>	<b>512</b>	<b>1</b>	<b>11</b>	<b>11</b>	<b>3,38605682</b>

Freiheitsgrade: 1

Tabellenwert:  $V(FG 1);95 \% = 3,84$

Chi<sup>2</sup><sub>0</sub> = 3,39

<  $V(FG 1);95 \% = 3,84$

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5 \%$  die Nullhypothese an, dass die Art der Trächtigkeitsuntersuchung die Totgeburtrate nicht beeinflusst.

**=> Die Art der Trächtigkeitsuntersuchung hat keinen signifikanten Einfluss auf die Totgeburtrate.**

### zu 3.6.1 Hengstvergleich

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Hengst beeinflusst die Geschlechtsverteilung der Fohlen nicht.**

beobachtete Häufigkeit

Hengst	Fohlen		Randhäufigkeit
	Hengst	Stute	
Hengst 1	7	6	13
Hengst 2	10	4	14
Hengst 3	7	8	15
Hengst 4	6	9	15
Hengst 5	5	7	12
Hengst 6	45	20	65
Hengst 7	9	13	22
Randhäufigkeit	89	67	<b>156</b>

erwartete Häufigkeit

Hengst	Fohlen		Summe
	Hengst	Stute	
Hengst 1	7,416666667	5,583333333	13
Hengst 2	7,987179487	6,012820513	14
Hengst 3	8,557692308	6,442307692	15
Hengst 4	8,557692308	6,442307692	15
Hengst 5	6,846153846	5,153846154	12
Hengst 6	37,083333333	27,916666667	65
Hengst 7	12,55128205	9,448717949	22
Summe	89	67	<b>156</b>

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup>)

Hengst	Fohlen		Chi <sup>2</sup>
	Hengst	Stute	
Hengst 1	0,02340824	0,031094527	0,054502767
Hengst 2	0,507243693	0,673801323	1,181045016
Hengst 3	0,283535004	0,376636051	0,660171055
Hengst 4	0,764433881	1,015442021	1,779875901
Hengst 5	0,497839239	0,66130884	1,15914808
Hengst 6	1,690074906	2,245024876	3,935099782
Hengst 7	1,004806055	1,334742372	2,339548427
Chi <sup>2</sup>	4,771341019	6,33805001	11,10939103

Freiheitsgrade: 6                      Tabellenwert: V (FG 6); 95 % = 12,57

Chi<sup>2</sup> =                      11,11                      <                      V (FG 6); 95 % = 12,57

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Nullhypothese an, dass der Hengst die Geschlechtsverteilung nicht beeinflusst.

**=> Der Hengst hat keinen signifikanten Einfluss auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen.**

### zu 3.6.2 Samenmotilität

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Samenmotilität beeinflusst die Geschlechtsverteilung der Fohlen nicht.**

beobachtete Häufigkeit

Motilität	Fohlen		Randhäufigkeit
	Hengst	Stute	
< 55	5	5	10
56 - 60	5	7	12
61 - 65	21	20	41
66 - 70	53	32	85
> 70	5	3	8
Randhäufigkeit	89	67	<b>156</b>

erwartete Häufigkeit

Motilität	Fohlen		Summe
	Hengst	Stute	
< 55	5,705128205	4,294871795	10
56 - 60	6,846153846	5,153846154	12
61 - 65	23,39102564	17,60897436	41
66 - 70	48,49358974	36,50641026	85
> 70	4,564102564	3,435897436	8
Summe	89	67	<b>156</b>

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup><sub>o</sub>)

Motilität	Fohlen		Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>
	Hengst	Stute	
< 55	0,087150677	0,115767317	0,202917994
56 - 60	0,497839239	0,66130884	1,15914808
61 - 65	0,24441013	0,324664202	0,569074332
66 - 70	0,418771502	0,556278562	0,975050064
> 70	0,041630654	0,055300421	0,096931075
Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>	1,289802202	1,713319343	3,003121545

Freiheitsgrade: 4

Tabellenwert: V (FG 4); 95 % = 9,46

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 3,00

< V (FG 4); 95 % = 9,46

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Nullhypothese an, dass die Samenmotilität die Geschlechtsverteilung nicht beeinflusst.

**=> Die Samenmotilität hat keinen signifikanten Einfluss auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen.**

### zu 3.6.3 Versand- oder Stationsbesamung

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Der Besamungsort beeinflusst die Geschlechtsverteilung der Fohlen nicht.**

beobachtete Häufigkeit

Besamungsort	Fohlen		Randhäufigkeit
	Hengst	Stute	
Versand	20	11	31
Station	69	56	125
Randhäufigkeit	89	67	<b>156</b>

erwartete Häufigkeit

Besamungsort	Fohlen		Summe
	Hengst	Stute	
Versand	17,68589744	13,31410256	31
Station	71,31410256	53,68589744	125
Summe	89	67	<b>156</b>

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup><sub>o</sub>)

Besamungsort	Fohlen		Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>
	Hengst	Stute	
Versand	0,302787613	0,402210412	0,704998025
Station	0,075091328	0,099748182	0,17483951
Chi <sup>2</sup> <sub>o</sub>	0,377878942	0,501958594	0,879837536

Freiheitsgrade: 1                      Tabellenwert: V (FG 1); 95 % = 3,48

Chi<sup>2</sup><sub>o</sub> = 0,88                              <                      V (FG 1); 95 % = 3,48

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Nullhypothese an, dass der Besamungsort die Geschlechtsverteilung nicht beeinflusst.

**=> Ob die Stute auf Station oder im Samenversand besamt wurde, hat keinen signifikanten Einfluss auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen.**

### zu 3.6.4 Jahreszeit

Chi<sup>2</sup>-Test zum Prüfen von Häufigkeiten

**Nullhypothese Ho: Die Jahreszeit beeinflusst die Geschlechtsverteilung der Fohlen nicht.**

beobachtete Häufigkeit

Monat	Fohlen		Randhäufigkeit
	Hengst	Stute	
Jan. + Feb.	3	2	5
März	14	14	28
April	22	14	36
Mai	15	12	27
Juni	9	12	21
Juli	14	11	25
Aug. + Sep.	12	2	14
<b>Randhäufigkeit</b>	<b>89</b>	<b>67</b>	<b>156</b>

erwartete Häufigkeit

Monat	Fohlen		Summe
	Hengst	Stute	
Jan. + Feb.	2,852564103	2,147435897	5
März	15,97435897	12,02564103	28
April	20,53846154	15,46153846	36
Mai	15,40384615	11,59615385	27
Juni	11,98076923	9,019230769	21
Juli	14,26282051	10,73717949	25
Aug. + Sep.	7,987179487	6,012820513	14
<b>Summe</b>	<b>89</b>	<b>67</b>	<b>156</b>

Berechnung der Testgröße (= Chi<sup>2</sup>)

Monat	Fohlen		Chi <sup>2</sup>
	Hengst	Stute	
Jan. + Feb.	0,007620282	0,010122465	0,017742747
März	0,244021896	0,324148488	0,568170384
April	0,10400461	0,138155377	0,242159987
Mai	0,010587727	0,014064294	0,024652021
Juni	0,741603902	0,985115631	1,726719532
Juli	0,004842985	0,006433219	0,011276203
Aug. + Sep.	2,016071943	2,678065715	4,694137658
<b>Chi<sup>2</sup></b>	<b>3,128753344</b>	<b>4,156105188</b>	<b>7,284858532</b>

Freiheitsgrade: 6

Tabellenwert: V (FG 6); 95 % = 12,57

Chi<sup>2</sup> = 7,28

< V (FG 6); 95 % = 12,57

d.h. wir nehmen mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $\alpha = 5\%$  die Nullhypothese an, dass die Jahreszeit die Geschlechtsverteilung nicht beeinflusst.

**=> Die Jahreszeit hat keinen signifikanten Einfluss auf die Geschlechtsverteilung der Fohlen.**

## **Danksagung**

An dieser Stelle möchte ich mich bei allen Züchtern bedanken, die in offenen Gesprächen immer wieder von ihren Sorgen und Mühen berichteten und dadurch viele Gedanken und Ideen zu dieser Arbeit beigesteuert haben.

Ebenfalls herzlichen Dank sagen möchte ich Ursula und Franz-Peter Jennissen, den Besitzern des Gestüts, die es mir ermöglicht haben, ein so umfangreiches Datenmaterial aufzuzeichnen. Sie waren stets für Neuerungen und Versuche aufgeschlossen und um den Fortschritt in der künstlichen Besamung bemüht.

Auch den Tierärzten der "Auwald-Tierklinik" in Bobingen, Herrn Dr. Dr. Hans Rapp und Herrn Dr. Max Stechele, möchte ich für die hervorragende Zusammenarbeit und die ausführlichen Erklärungen zu allen Fachfragen und Problemen herzlichen Dank sagen.

Besonders möchte ich mich bei meinen Eltern, Renate und Karlheinz Rappold bedanken, die mich während meines Studiums immer unterstützt haben und auch bei der Niederschrift und Gestaltung dieser Arbeit Mithilfe geleistet haben. Ich danke auch meiner Lebensgefährtin Stefanie Kuhn, die mich von anderen Aufgaben entlastet hat und mir immer wieder neuen Ansporn gab.

Mein ganz besonderer Dank gebührt Herrn Prof. Dr. Edgar Schallenberger, der mir bei der Bearbeitung der Dissertation stets mit Anregungen und seinem fachmännischen Rat zur Seite stand.

Abschließend möchte ich mich noch bei Herrn em. Prof. Dr. Dr. h. c. Dr. h. c. H. Karg für die Vergabe des für mich sehr interessanten Themas und Herrn Prof. Dr. H.H.D. Meyer für die Möglichkeit der Fortführung der Arbeit an seinem Lehrstuhl bedanken.

## Lebenslauf

### Persönliche Daten:

Name: Dieter Rappold  
Geburtsdatum: 8. Juli 1964  
Geburtsort: Augsburg  
Familienstand: ledig  
Eltern: Karlheinz Rappold, Kaufmann  
Renate Rappold, geb. Jahn, Kauffrau

### Bildungsgang:

1970 – 1974 Grundschole in Augsburg  
1974 – 1984 Leonhard-Wagner-Gymnasium in Schwabmünchen  
1985 – 1991 Studium der Agrarwissenschaften mit Schwerpunkt  
Tierproduktion an der TU München-Weihenstephan  
1992 Lehrgang zum Besamungstechniker (Pferd)  
1994 Abschlussprüfung zum Pferdewirt mit Schwerpunkt Reiten  
1998 Prüfung zum Pferdewirtschaftsmeister (Schwerpunkt Reiten)

### Beruflicher Werdegang:

01.10.1984 – 31.12.1985 Wehrdienst bei der Gebirgsjägerkompanie 230 in  
Landsberg a. Lech  
01.04.1988 – 15.10.1988 Praktikum an der Staatlichen Versuchsgüterverwaltung  
und Lehranstalt für Tierhaltung in Achselschwang  
01.11.1988 – 15.04.1989 Praktikum auf dem Asam-Hof in Kissing mit den  
Produktionsrichtungen Legehennen und Schafhaltung  
10.06.1991 – 20.09.1991 Reiter bei der Hengstleistungsprüfung am Bayerischen  
Landesamt für Pferdezucht und Pferdesport in München  
01.10.1991 – 31.07.1995 Gestütsleiter auf dem Gestüt Jennissen in Friedberg  
01.11.1993 – 30.11.1993 Gründung einer Pferdebesamungsstation in Neuseeland  
01.10.1995 – 31.10.1996 Wissenschaftlicher Fachberater bei der X. Scheule GmbH  
in Kirchheim  
01.11.1996 bis heute Selbständiger, freiberuflicher Reitlehrer