

2. Literaturübersicht

2.1. Follikeldynamik im Ovarialzyklus

2.1.1. Follikelwellen und Ovulation

Der Ovarialzyklus des Rindes ist durch das periodische und synchrone Reifen von Follikelpopulationen gekennzeichnet. Dem Heranwachsen von Follikeln, der sogenannten Rekrutierung folgt die Selektion eines dominanten Follikels und die Regression der untergeordneten Follikel (Sirois und Fortune, 1988; Savio et al., 1988). Hierdurch entstehen wellenförmige Formationen in der Größenausbildung der Follikel, sogenannte Follikelreifungswellen (Adams, 1998).

Eine Follikelwelle beginnt mit dem Herausbilden von 8 bis 41 Follikeln (Ginther et al., 1996) und wird von einem deutlichem Anstieg der FSH-Konzentration im Blut begleitet (Adams et al., 1992). In der Ultraschalluntersuchung mit einem 5-MHz-Intrarektalschallkopf können diese ab einer Größe von 2 bis 3 mm dargestellt und identifiziert werden (Pierson und Ginther, 1984).

Die Wachstumsrate der Follikel ist zunächst für einige Tage lang nahezu gleich, bis es zur Steigerung der Wachstumsrate eines selektierten Follikels kommt. Dieser wird der dominante Follikel. Er erreicht die Größe eines ovulierenden Follikels (etwa 12-16 mm), bewirkt die Regression der übrigen „untergeordneten“ Follikel der Gruppe und verhindert das Anlaufen einer neuen Follikelwelle (Stock und Stolla, 1995). Er hat direkten Einfluss auf die untergeordneten Follikel (Quirk et al., 1986).

Auch untergeordnete Follikel haben die Fähigkeit, bei Unterdrückung der Wirkung des dominanten Follikels (beispielsweise durch Ablation), selbst zu einem dominanten Follikel heranzureifen. In verschiedenen Versuchen wurde getestet, welche Auswirkungen die Ablation des dominanten Follikels der ersten Welle am Tag 3 des Zyklus zur Folge hat. Der zweitgrößte Follikel, der sich zu diesem Zeitpunkt bereits in der Regressionsphase befindet, kann auf die Größe eines dominanten Follikels der gleichen Welle heranwachsen oder den dominanten Follikel der folgenden Welle darstellen. In anderen Fällen wurde nach der Ablation eine verzögerte Regression des zweitgrößten Follikels und eine beschleunigte Entstehung der nächsten Follikelwelle beobachtet (Adams, 1993).

In der Lutealphase kommt es zur Atresie des dominanten Follikels und zum Ausbilden einer neuen Wachstumswelle. Durch Regression des Gelbkörpers wird der dominante Follikel der letzten Welle zum ovulatorischen Follikel (Lucy et al., 1992; Stock und Stolla, 1995).

In einem physiologischen Ovarialzyklus finden zwei bis drei Follikelwellen statt (Sirois und Fortune, 1990). Über den Anteil von zwei beziehungsweise drei Follikelwellen finden sich in einschlägigen Schriften unterschiedliche Angaben. So fanden nach Savio et al. (1998) in 81% der beobachteten Zyklen drei Follikelwellen, in 15% der Fälle zwei und in 4% eine Follikelwelle statt. Ginther et al. (1989) haben zu 80% Zyklen mit zwei Wellen beobachtet.

Die Größe eines sprungreifen Follikels im Östrus wird ebenfalls unterschiedlich angegeben. In einer Studie von Kähn (1989) sind bei der Messung der Durchmesser von sprungreifen Follikeln $14,7 \pm 2,6$ mm bei Färsen und $15,3 \pm 2,9$ mm bei Kühen festgestellt worden. Andere Autoren haben dagegen bei Färsen in einem 2-Wellenzyklus $16,5 \pm 0,4$ mm und in einem 3-Wellenzyklus $13,9 \pm 0,4$ mm Follikeldurchmesser messen können (Ginther et al., 1989).

Der erste dominante Follikel wurde durchschnittlich am Tag 4 diagnostiziert. Er erreichte seine maximale Größe am Tag 6, blieb von Tag 6 bis 10 stabil und begann dann bis zu Tag 15 zu schrumpfen. Der zweite Follikel wurde am Tag 12 festgestellt, erreichte seine maximale Größe am Tag 16 (in Zyklen mit zwei Wellen als sprungreifer Follikel am Tag 19) und verschwand am Tag 19. Der dritte Follikel konnte am Tag 16 ausgemacht werden und erreichte seine maximale Größe am Tag 21 (Savio et al., 1988).

Die Luteolyse beginnt bei Zyklen mit zwei Wellen am Tag 17 und bei Zyklen mit drei Wellen am Tag 20 (Kastelic und Ginther, 1991). Die Länge der Zweiwellenzyklen beträgt durchschnittlich $20,4 \pm 0,3$ Tage, die der Dreiwellenzyklen $22,8 \pm 0,6$ Tage (Ginther et al., 1989).

Durch das Modell der Follikelwellen wird offensichtlich, warum bei Verwendung von $\text{PGF}_{2\alpha}$ der Zeitraum bis zum Einsetzen der Brunst variiert. Er ist abhängig vom Status der Follikelentwicklung zum Zeitpunkt der Injektion (Kastelic und Ginther, 1991; Ali, 2000). Der Status der Follikelentwicklung an einem bestimmten Zyklustag variiert zwischen den einzelnen Brunstzyklen (Ali, 2000). In der Wachstumsphase befindliche Follikel

(beispielsweise am Tag 5 des Zyklus) ovulieren etwa 3 Tage nach der Gabe von $\text{PGF}_{2\alpha}$. Auch am Tag 12 des Zyklus ist neben dem in Regression befindlichen Follikel aus der ersten Follikelwelle ein Follikel der zweiten Welle im frühen Wachstum. Dieser wird durchschnittlich 4,5 Tage nach einer $\text{PGF}_{2\alpha}$ -Gabe ovulieren. Wird $\text{PGF}_{2\alpha}$ zu einem Zeitpunkt verabreicht, zu dem sich der dominante Follikel der ersten Follikelwelle in der Plateauphase befindet (beispielsweise am Tag 8 des Zyklus), dann wird durch die Luteolyse dieser Follikel zwar kurzfristig an Größe zunehmen können, aber nicht ovulieren. Er hat zu diesem Zeitpunkt bereits seine Fähigkeit zu ovulieren verloren. Erst der dominante Follikel der folgenden Welle wird etwa 3,7 Tage nach $\text{PGF}_{2\alpha}$ -Gabe ovulieren (Kastelic et al., 1990).

Die Abbildung 1 stellt die oben genannten Abläufe schematisch dar.

Follikeldurchmesser (mm)

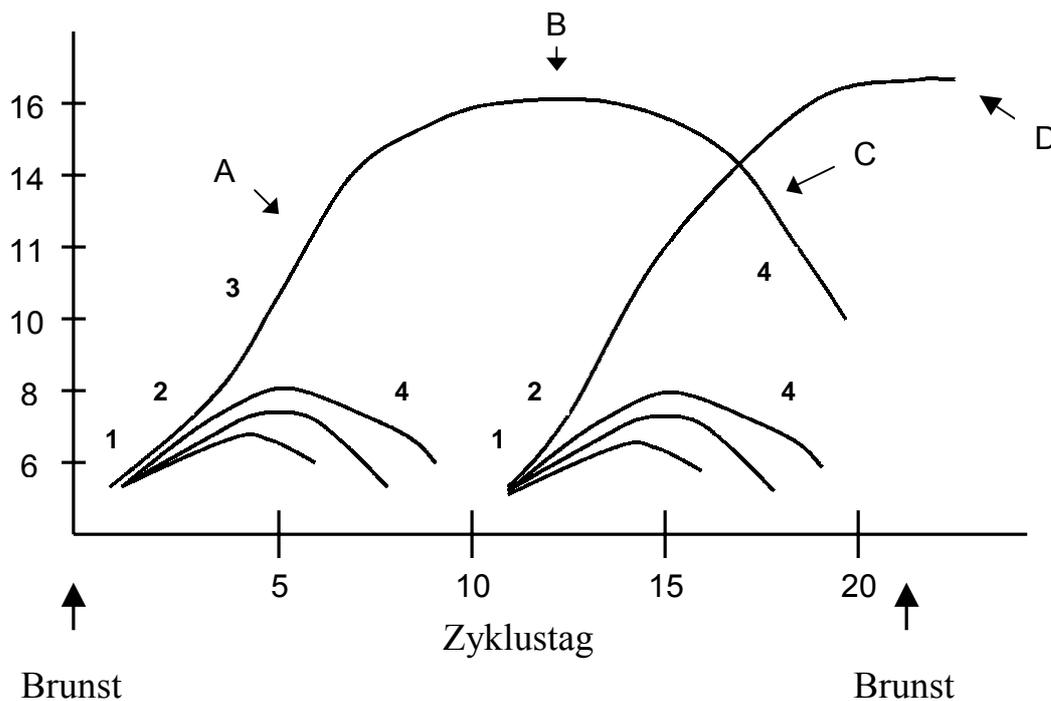


Abbildung 1: Schematische Darstellung der Follikelwellen

(modifiziert nach Adams et al., 1992)

1= Follikelrekrutierung, 2= Selektion, 3= Follikeldominanz, 4= Atresie;

A= Wachstumsphase; B= Plateauphase; C= Regressionsphase; D= Ovulation

2.1.2. Hormonelle Steuerungsmechanismen im Zyklus des Rindes

Gonadotropin Releasing Hormon (GnRH) ist das Schlüsselhormon, das die Synthese und die Freisetzung des Luteinisierenden Hormons (LH) und des Follikel stimulierenden Hormons (FSH) aus dem Hypophysenvorderlappen steuert. Es wird in den neuronalen Zellen des Hypothalamus gebildet und in einem rhythmischen Muster in das Portalvenenblut des Hypophysenvorderlappens (HVL) abgegeben. Dort wird GnRH an die GnRH-Rezeptoren des HVL gebunden und führt zu einer vorübergehenden Stimulierung der Hormonbildung und Freisetzung. Wenn GnRH kontinuierlich vorhanden ist, kommt es zu einer Desensibilisierung dieser Rezeptoren. Deshalb wird GnRH in einem neural gesteuertem Muster ausgeschüttet. Beeinflusst wird dieses Muster unter anderem durch am Euter trinkende Kälber, durch Fütterungseinflüsse, aber auch durch Faktoren wie die Konzentration von Progesteron und Östradiol 17 β im Blut (Roche et al., 1996).

Das pulsatile Ausschüttungsmuster von LH wird direkt von GnRH beeinflusst.

Die FSH-Freisetzung dagegen läuft passiv in Abhängigkeit von dessen Synthese ab. GnRH trägt nur in geringem Maße zur Regulierung der Sekretion des FSH bei (Roche et al., 1996).

Die Synthese von FSH wird sowohl durch das Zusammenspiel von Activin und Inhibin, als auch durch das „Activin binding protein“ („Follistatin“) beeinflusst (Roche et al., 1996). Auch durch das folliculäre Hormon Östradiol 17 β besteht ein negativer Feedbackmechanismus auf die Plasmakonzentration von FSH (Wiltbank, 1997). So konnte die Gabe einer Proteinfraction, die aus Follikelflüssigkeit gewonnen wurde, die Follikelrekrutierung für eine neue Welle verhindern (Kastelic et al., 1990).

Es bleibt festzuhalten, daß die Regulationsmechanismen, die für die Steuerung der FSH-Ausschüttung verantwortlich sind, noch nicht vollständig geklärt wurden (Ginther et al., 1996).

Wachsende dominante Follikel produzieren Oestradiol 17 β , eine Inhibin α Untereinheit und in geringen Konzentrationen ein Inhibin α - β -Dimer. Dominante Follikel in der Regressionsphase produzieren dagegen kein Östradiol 17 β mehr, etwa 50% weniger der Inhibin α Untereinheit und zusätzlich etwa 4,5 mal mehr Inhibin α - β -Dimer als der wachsende dominante Follikel. Es wird vermutet, daß dieses α - β -Dimer eine lokale Rolle im Prozess der Follikelatresie der untergeordneten Follikel spielt (Guilbault et al., 1993).

Obwohl FSH und LH in den selben Zellen und unter Einfluß desselben Releasing Hormons gebildet werden, kommt es während des Zyklus zu divergierenden LH und FSH-Konzentrationen im Blut. Die einmalige Gabe eines GnRH-Analogons, wie zum Beispiel Gonadorelin, führt wegen seiner kurzen Halbwertszeit zu einer vorübergehenden Konzentrationserhöhung von LH und FSH von etwa 2 bis 4 Stunden (Chenault et al., 1990). Dadurch kann es zur Ovulation eines Follikels im Anöstrus kommen (Roche et al., 1996).

Die Länge des Zyklus und der Zeitpunkt der Ovulation wird durch die Progesteronkonzentration bestimmt. Durch Progesteron wird die Freisetzung von GnRH gesteuert. Der starke negative Feedbackmechanismus von Progesteron auf GnRH und damit auf die Frequenz der pulsatilen LH-Freisetzung wird durch Oxytocin und die damit einhergehende Abgabe von $\text{PGF}_{2\alpha}$ am 16. bis 18. Zyklustag durch die Luteolyse unterbrochen. Dadurch kommt es zur Erhöhung der Frequenz der Freisetzung und zur Konzentrationserhöhung von LH (Roche et al., 1996).

Die Sensitivität eines Gelbkörpers für die luteolytische Wirkung von $\text{PGF}_{2\alpha}$ hängt vermutlich mit der Induktion der Genexpression des Enzyms Cyclooxygenase ab. Dieses Enzym führt zu einer zusätzlichen intralutealen Produktion von Prostaglandin, die zur Luteolyse notwendig ist (Wiltbank, 1997).

Der dominante Follikel entwickelt vermehrt LH-Rezeptoren auf den Granulosazellen und kann bei Abnahme der FSH-Konzentration durch das luteinisierende Hormon weiter wachsen (Adams, 1998). Dieser Follikel wird in seinem Wachstum und in der Produktion von Östradiol 17β stimuliert. Die Erhöhung der Blutkonzentration von Östradiol 17β führt zu einer weiteren Erhöhung der Abgabefrequenz von GnRH und zu einer verlängerten „GnRH-Welle“. Dadurch kommt es zu einem deutlichen LH-Anstieg („LH-Peak“) und zur Ovulation (Roche et al., 1996).

Das entstehende Corpus luteum produziert Progesteron. Die höchsten Hormonkonzentrationen werden zwischen dem 9. und 12. Zyklustag erreicht. Alle 7 bis 10 Tage kommt es während der lutealen Phase zu einem Anstieg der FSH-Konzentration, während die Basalkonzentration von LH in dieser Phase beibehalten wird (Roche et al., 1996). Durch die ansteigende Konzentration von FSH wird eine neue Follikelwelle ausgelöst (Sirois and Fortune, 1990; Wiltbank, 1997).

FSH wird, wie oben beschrieben, durch die Konzentration von Östradiol 17β und das Wechselspiel von Activin und Inhibin reguliert, während die LH-Konzentration durch Progesteron beeinflusst wird (Roche et al., 1996, Wiltbank, 1997).

In Abbildung 2 werden die hormonellen Steuerungsmechanismen des Follikelwachstums schematisch dargestellt.

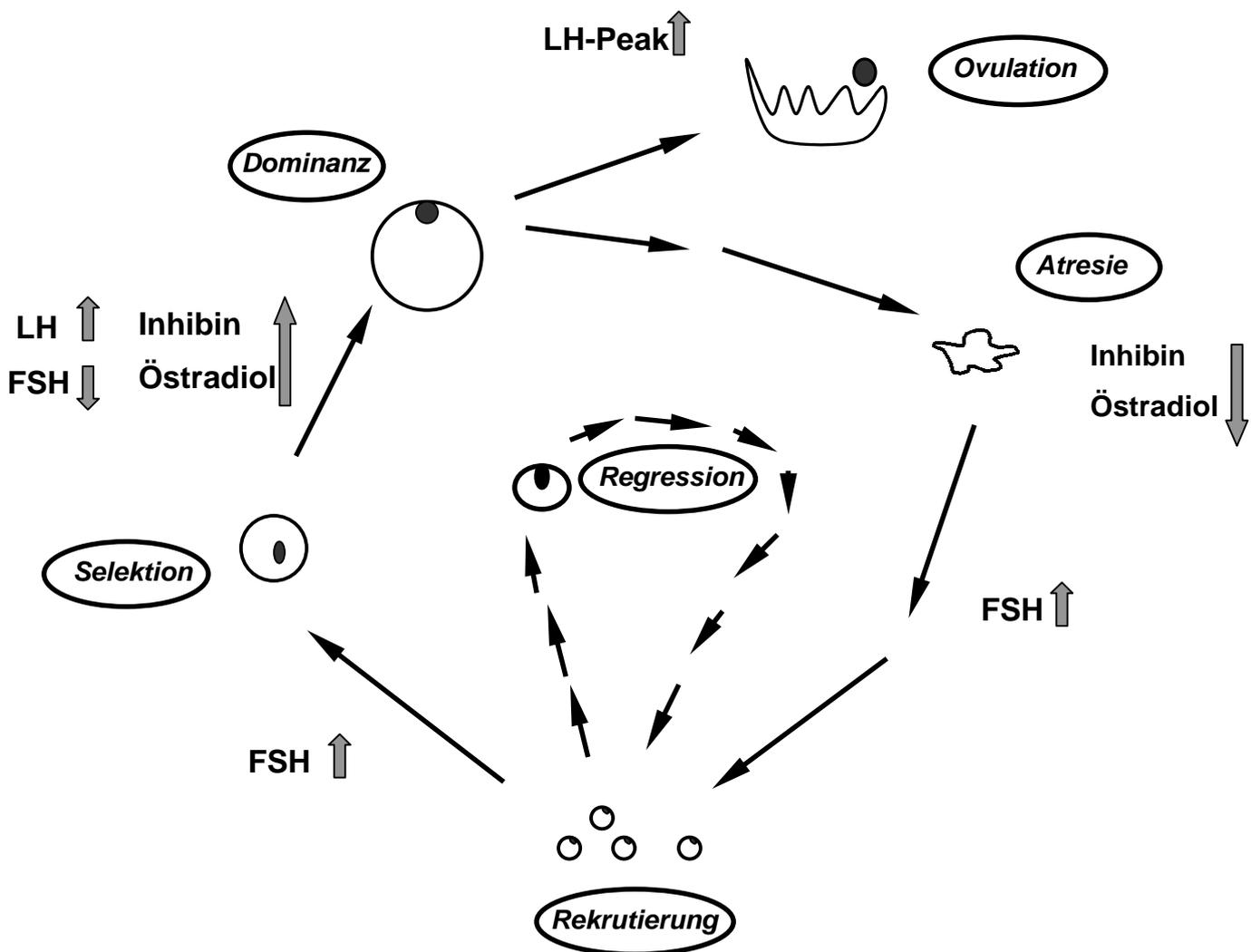


Abbildung 2: Regelkreis der hormonellen Steuerung des Follikelwachstums (modifiziert nach Wiltbank, 1997)

2.2. Die Wirkungsweise von Prostaglandin $F_{2\alpha}$ ($PGF_{2\alpha}$) und GnRH in Brunstsynchronisationsprogrammen

Die luteolytische Wirkung von $PGF_{2\alpha}$ ist abhängig von dem Entwicklungsstadium des vorhandenen Gelbkörpers. Die Sensitivität eines Gelbkörpers für $PGF_{2\alpha}$ hängt vermutlich mit der Induktion der Genexpression des Enzyms Cyclooxygenase ab. Der Gelbkörper wird ca. sechs bis sieben Tage nach der Ovulation sensibel für die Einwirkung von $PGF_{2\alpha}$ (Wiltbank, 1997).

Die strategische Nutzung von $PGF_{2\alpha}$ zur Brunstsynchronisation im Rahmen einer terminierten Besamung hat in den letzten Jahrzehnten zum Teil unbefriedigende Konzeptionsraten geliefert (Lucy et al., 1986; Stevenson et al., 1987; Larson und Ball, 1992; Tenhagen und Heuwieser, 1999). Nach Angaben von Drillich et al. (1998) konnten in Versuchen mit Milchkühen Konzeptionsraten (KR) von 31,5%, nach Tenhagen und Heuwieser (1999) zwischen 35,5% (KR der Erstbesamten) und 44,7 % (KR von Umbullern) und nach Tischer (1998) von 45% erreicht werden. Die Tiere waren mit $PGF_{2\alpha}$ im Abstand von 14 Tagen synchronisiert und bei Brunstanzeichen besamt worden.

In älteren Artikeln wird als Ursache für die mangelnde Synchronizität des Intervalls zwischen der $PGF_{2\alpha}$ -Injektion und dem Östrus der Zyklustag der Hormonbehandlung beschrieben. Die Injektion von $PGF_{2\alpha}$ am Zyklustag 5 bis 9 soll hiernach zu einem kürzeren Intervall zwischen Injektion und Östrus führen als bei Tieren, die $PGF_{2\alpha}$ an den Zyklustagen 10 bis 15 erhalten haben (King et al., 1982; Stevenson et al., 1984).

Neueren Untersuchungen zufolge ist die Variabilität des Intervalls bis zum Östrus vom Entwicklungsstadium der Follikelwelle abhängig (Kastelic et al., 1990; Kastelic und Ginther, 1991; Bo et al., 1995; Ali, 2000).

Nach Adams (1998) kann es in der lutealen Phase nach Prostaglandinapplikation bis zu vier Tage dauern bis sich Brunstanzeichen zeigen.

Deshalb ist es sinnvoll, Synchronisationsprotokolle zu entwickeln, die sowohl den lutealen als auch den folliculären Status beeinflussen. Damit können erfolgreich terminierte Besamungen durchgeführt werden (Adams, 1998). Auch andere Autoren sprechen von einer Beeinflussung

der Follikelentwicklung, mit dem Ziel, eine präzisere Steuerung der Brunst herbeizuführen (Fogwell et al., 1986).

Die Gabe von Gonadotropin Releasing Hormon (GnRH) 6 bis 7 Tage vor einer Prostaglandininjektion bietet den Vorteil sowohl die Follikelentwicklung, als auch die Gelbkörperregression zu steuern (Wolfenson et al., 1994). Die Änderungen in der Follikeldynamik führen außerdem dazu, daß 6 bis 7 Tage nach der Applikation von GnRH das Auftreten einer spontanen Brunst deutlich reduziert wird (Thatcher et al., 1989; Twagiramungu et al., 1992).

Von mehreren Autoren wurde beobachtet, daß es in der frühen und mittleren Lutealphase durch GnRH zu einer vermehrten Bildung von mittelgroßen Follikeln und einer Verminderung von großen Follikeln durch Luteinisierung und/oder Atresie kommt (Thatcher et al., 1989; Guibault et al., 1990; Macmillan und Thatcher, 1991). Außerdem kann es in Abhängigkeit vom Entwicklungsstatus der Follikel zur Ovulation eines großen Follikels mit Bildung eines neuen Gelbkörpers kommen (Twagiramungu, 1995). Dieser kann als sogenannter sekundärer Gelbkörper ausgemacht werden (Twagiramungu, 1994).

Andere Autoren führen aus, daß die Ausschüttung von LH zur Ovulation von großen, funktionell dominanten Follikeln in ihrer Wachstumsphase führt. In anderen Schriften wird in diesem Zusammenhang von Follikeln, die größer als 9 bis 10 mm sind, gesprochen. Die Ovulation eines solchen Follikels findet bei einer LH-Ausschüttung unabhängig davon statt, ob ein Gelbkörper vorhanden ist oder nicht (Sirois und Fortune, 1988; Guilbault, 1993; Wiltbank, 1997).

Nach Wiltbank (1997) gibt es jedoch auch Tage im Ovarialzyklus, in denen durch GnRH-Gabe keine Ovulation ausgelöst werden kann. Eine Behandlung mit GnRH vom 0. bis 2. Zyklustag und vom 9. bis 14. Zyklustag führte nicht zur Ovulation. Insgesamt ovulierten in diesen Versuchen 85% der Kühe nach einer GnRH-Behandlung.

In einer älteren Studie haben 90% (18 von 20) der Kühe nach der GnRH-Gabe bei einem beliebigen Zyklusstand ovuliert. Im Gegensatz hierzu haben nur 54% der Färsen (13 von 24) unter gleichen Bedingungen eine Ovulation gezeigt (Wiltbank, 1997). Das Wachstum der Follikel zeigte vor der GnRH-Gabe eine relativ große Variabilität in der Größe der Follikel, nach der Gabe jedoch eine Abnahme der Variabilität (Wiltbank, 1997).

Eine bereits begonnene Atresie eines Follikels kann durch die GnRH-Gabe nicht aufgehalten werden (Twagiramungu et al., 1994; Prescott et al., 1992), da sowohl in der Plateau- als auch in der Regressionsphase die LH-Rezeptoren des dominanten Follikels abnehmen. Dadurch wird der Follikel unansprechbar für LH (Rollosso, 1994).

Weiterhin hat GnRH einen Effekt auf kleine und mittlere Follikel. Die Anzahl kleiner Follikel nimmt ab, da sie zu mittelgroßen heranwachsen (Twagiramungu et al., 1994a). Innerhalb von 2 Tagen nach der GnRH- Gabe wird somit eine synchronisierte Welle aus mittelgroßen (5 bis 10 mm) Follikeln ausgelöst (Twagiramungu et al., 1995b).

Der Grund hierfür liegt zum einen in der kurzzeitigen FSH-Freisetzung innerhalb von 2 bis 4 Stunden nach der GnRH-Gabe (Chenault et al., 1990), zum anderen an der verzögerten FSH-Ausschüttung, die sekundär durch das Fehlen des suppressiven Effektes eines dominanten Follikels ausgelöst wird (Adams et al., 1992). Letzterer wird, wie oben beschrieben, entweder atretisch oder er ovuliert. Dieser Vorgang der Follikelrekrutierung ist notwendig für die folgende Selektion des späteren dominanten Follikels, der trotz abnehmender FSH Konzentration zum präovulatorischen Follikel reifen kann (Sirois and Fortune, 1990).

Ziel der Gabe von GnRH ist es, unabhängig vom Zyklusstand innerhalb von 3 bis 4 Tagen eine neue Follikelwelle zu bilden und die Selektion eines Follikels zu erreichen, der nach PGF_{2α} Gabe zum präovulatorischen Follikel wird (Twagiramungu et al., 1994a).

Dies führt dazu, daß innerhalb einer mit GnRH behandelten Tiergruppe die Homogenität des Entwicklungsstadiums der präovulatorischen Follikel nach einer Luteolyse mittels PGF_{2α} relativ groß ist (Twagiramungu et al., 1995). Das Auftreten der Brunst nach der Eliminierung des Gelbkörpers wird somit auf einen engen Zeitraum eingegrenzt und erreicht eine höhere Synchronizität (83% vs. 50% innerhalb von 4 Tagen) als bei alleiniger Applikation von PGF_{2α} (Thatcher et al., 1989; Twagiramungu et al., 1992).

Basierend auf den Erkenntnissen älterer Studien, wird durch das GnRH-PGF_{2α} -Programm das Auftreten der Brunst bei 70% bis 83% der synchronisierten Tiere auf einen Zeitraum von 4 Tagen eingegrenzt (Thatcher et al., 1989). Auch der LH-Peak, der zur Ovulation führt, weist ein höheres Maß an Synchronizität auf (Sirois und Fortune, 1990).

In Untersuchungen an Färsen streute der Zeitpunkt der Ovulation nach einer GnRH-PGF_{2α}-Behandlung im Abstand von zwei bis sieben Tage nach der PGF_{2α}-Gabe (Stolla et al., 1994). Als Grund hierfür wird die durch die GnRH-Gabe erwartete, aber fehlende Ausbildung von

neuem Gelbkörpergewebe genannt. Die Induktion eines endokrin aktiven Gelbkörpers durch die GnRH-Injektion ist entscheidend dafür, daß die Behandlung mit GnRH und PGF_{2α} (im Abstand von sieben Tagen) unabhängig vom Zyklusstand eingeleitet werden kann. Damit kann sich eine neue Follikelwelle unter „Progesteronschutz“ innerhalb der folgenden sieben Tage ungestört entwickeln, unabhängig von der weiteren Entwicklung eines bereits vorhandenen Gelbkörpers in diesem Zeitraum.

Dies ist insbesondere dann wichtig, wenn der Beginn der Behandlung in den Zeitraum der endogenen Luteolyse fallen sollte (Stolla et al., 1994). In der Studie von Stolla et al. (1994) konnte bei 75% der behandelten Kühe eine Ovulation oder eine Luteinisierung des dominanten Follikels induziert werden. Das heißt, es wurde sowohl die Anbildung einer neuen Follikelwelle induziert als auch neues Lutealgewebe gebildet, das für die 7 Tage später folgende Luteolyse ansprechbar sein soll.

In den übrigen Fällen wurde eine Atresie des dominanten Follikels beobachtet. Die Atresie war mit der Anbildung einer neuen Follikelwelle, nicht aber mit der Anbildung eines neuen Gelbkörpers verbunden. Je nach Zyklusstadium bei Beginn der Behandlung wäre dann zum Zeitpunkt der folgenden PGF_{2α}-Applikation kein aktives Corpus luteum vorhanden. Bei Atresie des Follikels und gleichzeitiger endogener Luteolyse des ursprünglich angelegten Gelbkörpers vor der geplanten PGF_{2α}-Injektion kann es zu einer vorzeitigen spontanen Brunst kommen, da der Progesteronschutz fehlt (Stolla et al., 1998).

Trotz des weitgehend konstanten Status des dominanten Follikels sieben Tage nach der GnRH-Behandlung, würde dem oben genannten zur Folge durch eine terminierte Besamung in Form einer einzigen KB wegen des variablen Intervalls zwischen PGF_{2α} und Ovulation keine befriedigenden Konzeptionsergebnisse erzielt werden (Wolfenson et al., 1994; Stevenson et al., 1996).

Die Wirkung einer GnRH-Gabe auf einen bereits vorhandenen Gelbkörper wird im einschlägigen Schrifttum kontrovers diskutiert.

Ein bereits vorhandener Gelbkörper bildet durch die GnRH-Gabe innerhalb von 6 Tagen vermehrt große luteale Zellen und vergrößert sein Volumen (Twagiramungu et al., 1995a). Das Verhalten eines solchen Gelbkörpers bezüglich der induzierten Luteolyse unterscheidet sich nicht von dem eines normalen funktionellen Gelbkörpers (Twagiramungu, 1995).

Mee et al. (1993) stellten ebenfalls eine Zunahme der Anzahl der großen Luteinzellen bei neu angebildeten Gelbkörpern fest. Es wurden hierzu zehn Tage alte Gelbkörper von Tieren untersucht, denen zum Zeitpunkt der Brunst GnRH verabreicht worden war.

Da die großen Luteinzellen Träger der Rezeptoren für $\text{PGF}_{2\alpha}$ sind (Chegini et al., 1991), postulieren Twagiramungu et al. (1995b), daß ein mit GnRH vorbehandelter Gelbkörper vollständig luteolysiert wird.

Die Progesteronwerte im Serum von Tieren, bei denen ein Gelbkörper nachgewiesen worden war, steigen nach der Behandlung mit GnRH an (Macmillan et al., 1985a, b). Dieses Ergebnis geht mit den Angaben der oben genannten Autoren konform. Im Gegensatz dazu wurde von Guilbault et al. (1990), Macmillan und Thatcher (1991) und von Prescott et al. (1992) festgestellt, daß die Progesteronwerte im Serum von Tieren, die mit GnRH behandelt worden waren, in einer sechstägigen Periode nach der Behandlung unverändert blieben.

In Abbildung 3 wird die Wirkung von GnRH und $\text{PGF}_{2\alpha}$ schematisch wiedergegeben.

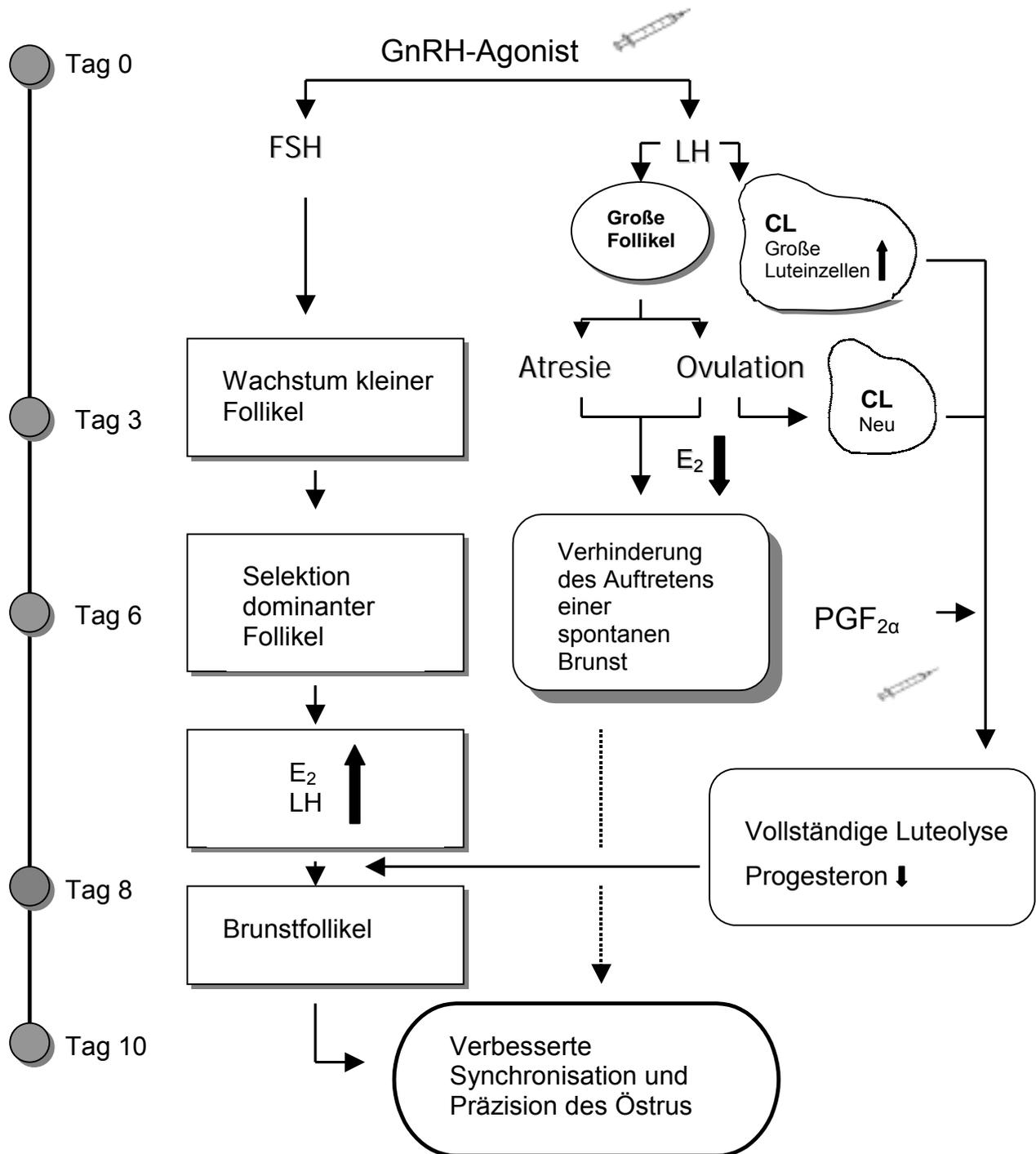


Abbildung 3: Schematischer Ablauf der Vorgänge in einem GnRH/PGF_{2α} Programm (modifiziert nach Twagiramungu et al., 1995b)

2.3. Programme zur Ovulationssynchronisation (Ovsynch[®]) bei Kühen und Färsen

Basierend auf den in Abschnitt 2.2. beschriebenen Untersuchungen über die Wirkungsweise von $\text{PGF}_{2\alpha}$ und GnRH in Brunstsynchronisationsprogrammen entwickelten Pursley et al. (1994) ein Programm zur Ovulationssynchronisation (Ovsynch[®]). Mit diesem Programm ist es möglich, ohne Brunstbeobachtung terminorientiert zu besamen. Nach Wiltbank (1997) soll nach der terminierten Besamung bis zur Trächtigkeitsuntersuchung keine weitere Brunstbeobachtung stattfinden. In Abbildung 4 werden der zeitliche Ablauf und die Art der Hormoninjektionen dargestellt.



Abbildung 4: Zeitlicher Ablauf des Programms zur Ovulationssynchronisation (Ovsynch[®]) bei Kühen (nach Wiltbank et al., 1998)

In verschiedenen Studien, die in den folgenden Absätzen beschrieben werden wurde versucht, sowohl den Abstand zwischen den einzelnen Hormoninjektionen als auch den Besamungszeitpunkt zu optimieren, um möglichst gute Konzeptionsergebnisse zu erzielen. Dabei hat sich gezeigt, daß die optimale Konfiguration der Injektionen und des terminierten Besamungszeitpunkts für Milchkühe und Färsen grundsätzlich unterschiedlich ist.

Die erste GnRH-Gabe führte bei Kühen in 75% bis 90% der Fälle zu einer Ovulation mit nachfolgender Ausbildung eines neuen Gelbkörpers (Pursley et al., 1995; Stolla et al., 1998). Bei Färsen lag dieser Wert mit 54% deutlich niedriger (Pursley, et al., 1995).

Zwischen der GnRH und $\text{PGF}_{2\alpha}$ -Gabe sollen nach Wiltbank (1997) 6 oder 7 Tage liegen. Eine weitere Studie an Fleischrindern und Färsen von Roy und Twagiramungu (1996) belegt jedoch, daß ein Abstand von 6 Tagen zwischen GnRH und PGF ein effektiveres Protokoll für Färsen darstellen könnte. Mit diesem Protokoll konnte eine Konzeptionsrate von 62,2% bei mit Ovsynch[®] synchronisierten Tieren erreicht werden. Im Gegensatz dazu wurde eine

Konzeptionsrate von 70% bei den Tieren erreicht, die aufgrund einer unsynchronisierten Brunst besamt wurden.

Das optimale Intervall zwischen der PGF_{2α}-Gabe und der zweiten GnRH-Injektion liegt bei Färsen zwischen 42 und 50 Stunden, bei Kühen dagegen zwischen 52 und 60 Stunden (Roy und Twagiramungu, 1997). Pursley et al. (1995) sprechen von 36 bis 48 Stunden zwischen der PGF_{2α} und GnRH-Injektion für die Anwendung des Protokolls bei der Kuh.

Ein weiterer variabler Faktor im Ovsynch[®]-Protokoll ist der zeitliche Abstand zwischen der zweiten GnRH-Injektion und der Besamung. Nach Wiltbank (1997) sollen bei Färsen und Kühen 0 bis 24 Stunden zwischen der Injektion und der Besamung liegen, nach Roy und Twagiramungu (1997) 3 bis 8 Stunden.

Die Wirkung der zweiten GnRH-Injektion wurde in einigen Ultraschallstudien überprüft. Die Injektion führte bei Kühen nach 26 ± 1 Stunden zur Ovulation, bei Färsen nach 31 ± 7 Stunden (Silcox et al., 1995). Pursley et al. (1995) konnten nach der 2. GnRH-Injektion bei 100% der behandelten Kühe und bei 75% der Färsen innerhalb von 24 bis 32 Stunden eine Ovulation nachweisen.

Die Anwendung des Ovsynch[®]-Protokolls, in dem die zweite GnRH-Injektion 32 bis 48 Stunden nach der PGF_{2α}-Injektion gegeben wurde, hat gezeigt, daß die Ovulation bei Färsen zwischen 26 und 32 Stunden nach der zweiten GnRH-Injektion stattfindet (Stolla et al., 1998). Eine synchronisierte Ovulation konnte mittels Ovsynch[®]-Protokoll (6 Tage zwischen GnRH und PGF_{2α} und 2 Tage zwischen PGF_{2α} und GnRH) bei insgesamt 85% der Kühe und bei 54% der Färsen herbeigeführt werden (Adams, 1998).

Die Vor- und Nachteile des Ovsynch[®]-Protokolls im Vergleich zu anderen Synchronisationsprotokollen, die mit und ohne Brunstbeobachtung durchgeführt wurden, sind von Wiltbank (1997; 1998) diskutiert worden:

In Versuchen mit Ovsynch[®] werden Kühe nach durchschnittlich 54 Tagen post partum das erste mal besamt, während in Synchronisationsprogrammen mit Brunstbeobachtung (Tiere der Kontrollgruppe) die Kühe durchschnittlich erst nach 81 Tagen besamt werden. Außerdem kann durch dieses Protokoll die Brunstnutzungsrate deutlich angehoben werden, da alle Tiere terminiert besamt werden. Durch Ovsynch[®] können auch Tiere besamt werden, die durch äußere Einflüsse schlecht rindern. Zu diesen Einflüssen gehören beispielsweise wärmere Jahreszeiten. Es muß dann jedoch mit hitzebedingten Einbussen in der Konzeptionsrate

gerechnet werden. Weiterhin können Tiere mit Zysten durch dieses Programm erfolgreich behandelt werden. Die Konzeptionsrate von Kühen, die im Ovsynch[®] besamt werden, ist im Vergleich zu den Konzeptionsergebnissen von Kühen, die in anderen GnRH-PGF_{2α}-Synchronisationsprogrammen besamt werden, nicht vermindert (Wiltbank, 1997). Im Gegensatz zu Roy und Twagiramungu (1996) wird von Wiltbank (1997) weiterhin festgestellt, daß auch Tiere, die infolge einfacher Brunstbeobachtung ohne Synchronisation besamt werden, keine besseren Konzeptionsergebnisse zeigen, als die im Ovsynch[®]. Gleiches konnten auch Silcox et al. (1995) feststellen. Ergebnisse von Untersuchungen zur Ovulationssynchronisation verschiedener Autoren werden in Tabelle 1 aufgeführt.

Tabelle 1: Vergleich der Ergebnisse von Untersuchungen zur Ovulationssynchronisation

Autor	Rind/Art	Tierzahl	— Erstbesamungserfolg —	
			Ovsynch [™]	Kontrolle*
Britt und Gaska, 1998	Milchrind	98/99	47%	32%
Burke et al., 1996	Milchrind	171/128	26,5%	41,5%
Geary et al., 1998	Fleischrind	220	54%	
Pursley et al., 1995	Milchrind		50%	
Pursley et al., 1997	Milchrind	a.) 546	39%	42%
		b.) 310	38%	39%
	Färse	155	35%	74%
Pursley et al., 1997	Milchrind	167/166	37%	39%
Roy und	Milchrind	55/55	62,2%	70%
Twagiramungu, 1996	Färsen	26/26		
Vasconcelos, 1997	Milchrind	354	28-41% ¹	

* Besamung nach Brunstbeobachtung, teilweise nach Gabe von PGF_{2α}

¹ in Abhängigkeit vom Zyklusstand bei Start der Synchronisation

Außerdem konnte die Gützeit auf 99 Tage im Gegensatz zu durchschnittlich 118 Tagen in der Kontrollgruppe reduziert werden (Wiltbank, 1997).

Als Nachteil des Ovsynchprotokolls sind die hohen Kosten für die Medikamente aufzuführen. Die Dosierung von GnRH wurde von 100 µg auf 50 µg Wirkstoff reduziert. Es wurden gleiche Synchronisationsergebnisse und Konzeptionsraten wie mit der 100 µg Dosis erreicht (Wiltbank, 1998).

Ein ebenfalls sehr wichtiger Nachteil dieses Protokolls ist, daß die Ovulation der behandelten Färsen nur zu 60 bis 70% im Gegensatz zu 90% bei Kühen synchronisiert wird (Wiltbank, 1998).

Auch Pursley et al. (1995) und Seguin (1997) stellten fest, daß das Protokoll bei Färsen im Vergleich zu Milchkühen nicht zu den gleichen Synchronisationserfolgen führt. Als Grund hierfür wird die Reaktion der Färsen auf die 1. GnRH-Injektion genannt. Wie schon oben genannt, führt sie zu einer Synchronisation von maximal 75% der Färsen (Pursley et al. 1995). Von Pursley et al. (1997) wurden Blutprogesteronwerte von Färsen und Milchrindern, die mit der ersten Injektion GnRH behandelt worden waren, bestimmt. Die Ergebnisse zeigten, daß die Gelbkörperfunktion der Kühe synchronisiert wird, nicht aber die der Färsen. Ähnliche Erfahrungen werden auch von White et al. (1996) und Roche et al. (1996) beschrieben: Bei Färsen führt dieses Protokoll nicht zu einer zufriedenstellenden Synchronisation. Von Wiltbank (1998) wurde deshalb ausgeführt, daß Ovsynch[®] als Protokoll für Färsen bisher nicht effektiv eingesetzt werden kann.

2.4. Untersuchung der Vorgänge am Ovar mittels Ultraschall

Durch die mittels Ultraschall gewonnenen Untersuchungsergebnisse über die Art und die Maße von Funktionskörpern auf Ovarien können heutzutage sehr genau Aussagen über den Zyklusverlauf beim Rind gemacht werden (Pierson und Ginther, 1987).

Um eine bestmögliche Qualität der Ultraschallaufnahmen zu erreichen, ist die vollständige Entfernung von Fäzes aus dem Rektum zur Vermeidung von Schallabschwächungen eine wichtige Voraussetzung. Danach erfolgt die rektale Exploration, bei der sich der Untersuchende über die Lage der Ovarien orientiert, um deren Auffinden im Verlauf der

Sonographie zu erleichtern. Der Schallkopf wird dann eingeführt und in der Medianen dem Uterus dorsal aufgelegt. Von dort aus können die Ovarien durch das Schwenken des Schallstrahls nach lateral aufgesucht werden. Die Ovarien sind durch ihre charakteristischen Funktionsgebilde zu erkennen. Ihre Struktur unterscheidet sich deutlich von den umliegenden Organen. Eine zusätzliche Fixierung oder Lagerung ist nicht erforderlich, da sie in ihrer typischen Position vom Schallstrahl erfasst werden können.

Am Ultraschallbild des Ovars stellt sich die Schnittfläche durch das Corpus luteum als grobkörniges, graustrukturiertes, rundliches Areal dar. Gegenüber dem umliegenden Ovarparenchym ist es scharf abgegrenzt. Der Kontrast zwischen dem dunklen Grauton des Gelbkörpers zum echodichten hellen Ovarparenchym ist deutlich.

Follikel und Ovarialzysten stellen sich aufgrund des fehlenden Echos ihres Flüssigkeitsinhalts fast schwarz dar (Kähn und Leidl, 1986).

Dicht beieinander liegende Follikel bis zu einer Größe von 3 mm lassen sich mit einem 5-MHz-Ultraschallkopf nur noch schwer voneinander unterscheiden. Im Bereich des maximalen Auflösungsvermögens eines 5-MHz-Ultraschallkopfes zwischen 3 und 5 mm kann die exakte Bestimmung der Anzahl der Bläschen mit Fehlern behaftet sein (Kähn und Leidl, 1986).

Eine ähnliche Aussage wird auch von Pierson et al. (1984) gemacht. In den von ihnen durchgeführten Studien können Follikel mit einer Größe von 2 bis 3 mm mit dem 5-MHz-Ultraschallkopf „gerade noch“ erkannt werden.

Vergrößerte Blasen in Form von Follikelzysten am Ovar sind einfach feststellbar.

Während Follikel-Theka-Zysten eine schmale echointensive Umkleidung aufweisen, kann bei Follikel-Lutein-Zysten der für Gelbkörpergewebe typische echoarme Randsaum wahrgenommen werden.

Nach einer stattgefundenen Ovulation können kurzzeitig keine besonderen größeren Strukturen am Ovar beobachtet werden. Das Bild ähnelt dem eines afunktionellen Organs. (Kähn und Leidl, 1986).

Abmessungen an den Follikeln können bei Vorliegen der technischen Voraussetzungen am Standbild vorgenommen werden. Die Durchmesser der Follikel, die sich nicht rund darstellen, können durch 2 Maße vermessen werden. Dabei sollten der längste und der breiteste Abstand zwischen den Follikelwänden bestimmt werden (Pierson et al., 1984).

Die Größe des dominanten Follikels sagt nichts über den Zyklusstand aus (Kähn 1989). Die Ovulation kann nur retrospektiv durch das akute Verschwinden des größten Follikels erkannt werden. Sprungrife Follikel waren zumeist größer als 13 mm (Pierson et al., 1984).

Bei Untersuchungen an exentrierten Organen wurde außerdem festgestellt, daß der Gesamtdurchmesser von Blasen mit ihrer umliegenden Follikelwand tatsächlich um ca. 2 - 3 mm größer war als dies durch die Sonographie ermittelt werden konnte (Quirk et al., 1986).

In der folgenden Abbildung werden im Ultraschallbild eines Ovars Funktionskörper dargestellt. Zur Verdeutlichung der Grenzen der Funktionskörper und des Ovargewebes wurden dem Ultraschallbild Hilfslinien hinzugefügt.

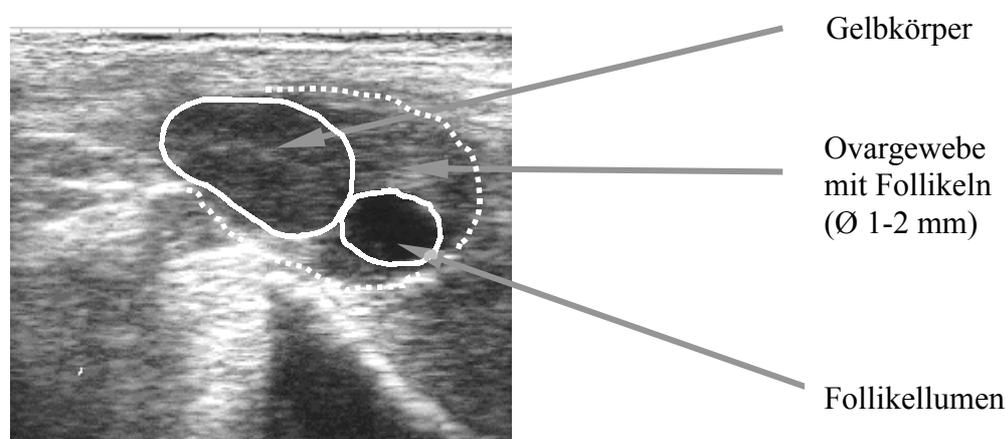


Abbildung 5: Ultraschallbild eines Ovars mit Funktionskörpern

2.5. Der optimale Besamungszeitpunkt

Für die Befruchtung der Eizelle müssen verschiedene Voraussetzungen erfüllt sein. Hierzu gehört das zeitlich richtige Zusammentreffen von Spermium und Eizelle im Eileiter.

Bei einer künstlichen Besamung, die auf Brunstbeobachtung basiert, müssen die Brunstanzeichen und das Wissen über den Ovulationszeitpunkt als Hilfsmittel für die Besamung zum optimalen Zeitpunkt genutzt werden (Paufler, 1973).

Der optimale Besamungszeitpunkt wird durch die Lebensdauer der Eizelle von etwa 6 bis 12 Stunden (Befruchtungstauglichkeit 6 bis 24h), der etwa 6-stündigen Kapazitation der Spermien im weiblichen Genitaltrakt, der Dauer der Befruchtungsfähigkeit der Spermien (24

bis 28 Stunden) und auch der Transportzeit der Spermien bis zum Eileiter bestimmt. Dieser ist beim Rind der Befruchtungsort. Für die Dauer der Aufwanderung der Spermien dorthin werden für den Wiederkäuer in der einschlägigen Literatur 1 bis 8 Stunden angegeben (Hammond, 1927; Laing, 1945; Van Denmark und Moeller, 1950; Salisbury und Van Demark 1961; Schmidt und Busch, 1972; Paufler, 1973).

Für den zeitlichen Zusammenhang zwischen Brunstanzeichen, dem Ovulationszeitpunkt und dem daraus resultierendem optimalen Besamungszeitraum finden sich in der Literatur unterschiedliche Angaben (Tabelle 2).

Tabelle 2: Vergleich der Literaturangaben über den optimalen Besamungszeitpunkt

Autor	Durchschnittliche Brunstdauer	Intervall Brunstbeginn-Ovulation	— Besamungszeitpunkt — vor der Ovulation	nach Brunstbeginn
Trimberger, 1943			7-24 h	
Barret und Casida, 1946				3-20 h
Hall et al., 1959				7-12 h
Schmidt et al., 1972			6-28 h	
Paufler, 1973				12-20 h
Küst und Schaetz, 1983	ca. 24 h	ca. 34 h nach Brunstbeginn	8-20 h	12- 24 h
Sachsenröder, 1985				4-24 h
Hacker, 1987				4-20 h

Tabelle 2: Vergleich der Literaturangaben über den optimalen Besamungszeitpunkt
(Fortsetzung)

Autor	Durchschnittliche Brunstdauer	Intervall Brunstbeginn- Ovulation	— Besamungszeitpunkt — vor der Ovulation	nach Brunstbeginn
Busch, Löhne und Peter, 1991	ca. 18 h	9-32 h	20-28 h	8-22 h
Hahn et al., 1993				10-24 h
Nebel, Mc Gillard, 1995				6-18 h
Grunert und Berchtold, 1999	18 h	24-36 h nach Brunstbeginn	0-14 h vor dem Ovulations- zeitraum	10-24 h
Maatje et al., 1997				6-17 h
Dransfield et al., 1998				4-12 h nach Beginn der Hauptbrunst
Mc Donald, 1989	18 h	ca. 28 h nach Brunstbeginn	4-19 h	9-24 h
Lotthammer und Wittkowski, 1994		24-36 h nach Brunstbeginn	0-14 h vor dem Ovulations- zeitraum	10-24 h
Diskin, 1996		Maximum bei 12-18 h nach Brunstbeginn		

2.6. Einflußfaktoren auf die Konzeptionsrate

Die Konzeptionsrate (KR) wird durch verschiedene Faktoren beeinflusst. Sowohl das einzelne Tier und seine Umgebung als auch das eingesetzte Spermium und die Art und Weise der Insemination nehmen maßgeblich Einfluß auf den Erfolg einer Besamung (Schmidt et al., 1972). Auch nach Wiltbank (1998) haben Faktoren wie die Fütterung, das Klima, aber auch die Haltungsform eine bestimmte Wirkung auf das zu besamende Tier. Busch et al. (1996) weisen darauf hin, daß bei Färsen signifikante Einflüsse durch das Betriebsmanagement bestehen.

Das Tier bringt weiterhin durch seine genetischen Anlagen, sein Alter und seine Allgemeingesundheit Voraussetzungen mit, die die Fruchtbarkeit beeinflussen. Bei Kühen ist auch die Leistung des Tieres in Form der Milchproduktion als Einflußfaktor zu beachten (Wiltbank, 1998).

Von Gwazdauskas et al. (1985 und 1986) wird die Beeinflussung der Konzeption durch das Klima, insbesondere die Umgebungstemperatur am Tag nach einer Besamung diskutiert. Bei einer Außen- beziehungsweise Stalltemperatur von 5 bis 15°C konnte von ihnen eine besonders hohe Konzeptionsrate festgestellt werden.

Für eine Verminderung der Konzeptionsraten werden Umgebungstemperaturen von über 20°C verantwortlich gemacht, die einen allgemeinen Hitzestress der Tiere zur Folge haben (Gwazdauskas et al., 1981), mit einem schädlichen Effekt der Wärme auf die Spermien einhergehen (Burfening und Ulberg, 1968) und eine Störung der Teilung der Embryonen (Alliston et al., 1965) auslösen können.

Verschiedene Autoren haben weiterhin beobachtet, daß eine Erhöhung der Umgebungstemperatur, vor allem um den Zeitraum der Besamung und der Ovulation, bestimmte Wirkungen auf die Reproduktionsorgane der Tiere haben kann. Als Auswirkungen werden die durch die Temperaturerhöhung ausgelösten Hormonimbilanzen in Form niedriger Östrogenkonzentrationen im Blutplasma beschrieben. Dadurch kann es zu einer verminderten Durchblutung der Geschlechtsorgane kommen. Die normale Reifung der Eizelle vor der Ovulation und der Transport von Eizelle und Spermien durch den Genitaltrakt inklusive folgender Befruchtung können so negativ beeinflusst werden. (Ingraham et al., 1974; Gwazdauskas et al., 1981).

Ein verminderter Blutfluss im Uterus in der frühen Trächtigkeit (14. bis 16. Tag post inseminationem) kann zudem zu einer erhöhten frühembryonalen Sterblichkeit führen (Thatcher und Collier, 1986).

Auch niedrige Umgebungstemperaturen ($<5^{\circ}\text{C}$) können durch Einwirkung auf den Metabolismus und das Endokriniem der Tiere, aber auch durch schädigende Wirkung auf die Spermien zu einer Verminderung der Konzeptionsrate führen (Gwazdauskas et al., 1986).

Dransfield et al. (1998) berichten über ähnliche Beobachtungen bezüglich klimatischer Einflüsse auf Besamungserfolge. Sie konnten eine Differenz der durchschnittlichen Konzeptionsrate von bis zu 12% zwischen Besamungen, die in den heißen und den kalten Monaten stattfanden, registrieren.

Nach Aussagen von Badinga et al. (1985) hat auch der Niederschlag in Form von Regen einen signifikant negativen Einfluss auf die Konzeptionsrate.

Der Einfluss der Fütterung auf die Konzeption ist ein weiterer Faktor, der von Jordan und Swanson (1979) diskutiert wird. Sie geben an, daß ein exzessiver Proteinüberschuss in der Ration ($>19,3\%$ Rohprotein) zu einer Erhöhung der benötigten Besamungen pro Trächtigkeit und zu einer Verlängerung der Zwischenkalbezeit führen kann.

Elrod und Butler (1993) weisen ebenfalls nach, daß ein Überschuss an zersetzbarem Protein in der Fütterung von Färsen über eine Veränderung des pH-Wertes des Uterus einen negativen Einfluss auf die Fruchtbarkeit haben kann.

Ein weiterer Einflussfaktor auf die Konzeptionsrate ist die Befruchtungsfähigkeit des verwendeten Spermias beziehungsweise des Deckbullens. Die Aufbereitung des Spermias vor seinem Einsatz am Tier und die Inseminationstechnik nehmen großen Einfluss auf die Konzeptionsrate.

Klein (1985) ermittelte anhand labordiagnostischer Parameter, daß das günstigste Auftaumedium für Spermipailletten ein Wasserbad ist. Die Wasserbadtemperatur sollte zwischen 35°C und 38°C betragen. Eine Temperatur über 40°C kann sich negativ auf die Spermien auswirken.

Außerdem muß bei Manipulationen der Pailletten im Stickstoffbehälter ein temporärer Temperaturanstieg über -60°C vermieden werden, da dadurch die Spermien ebenfalls geschädigt werden können. Die Konzeptionsrate wird ebenfalls durch die Anzahl der aufgetauten Pailletten und der damit verbundenen Einwirkdauer der Aussentemperatur auf

das aufgetaute Sperma bis zur Insemination am Tier beeinflusst. Hierzu wurde in einem Versuch unter trockenen klimatischen Bedingungen vier Pailletten aufgetaut und nacheinander zur Besamung verwendet. Besamungen mit dem Sperma der letzten Paillette, die am längsten den Einflüssen der Umgebung ausgesetzt war, wiesen eine über 20% geringere Konzeptionsrate auf als die der ersten Paillette (Lee et al., 1997).

Der Einfluss der Umgebungstemperatur auf das aufgetaute Sperma wurde in einem anderen Versuch von Mørkholm und Filseth (1985) ebenfalls erprobt. Spermapailletten wurden in einem 35°C warmen Wasserbad über unterschiedlich lange Zeitintervalle, bis maximal zwei Stunden, aufbewahrt und dann versamt. Dieser Versuch ergab, entgegen der Ergebnisse von Lee et al. (1997), daß durch die verschiedenen Lagerungsbedingungen kein signifikanter Einfluß auf das Besamungsergebnis in Form der Non-Return-Rate vorlag.

Einen Einfluß auf die Konzeptionsrate hat auch der Ort des Absetzens des Spermas im Genitaltrakt des Rindes. Paufler et al. (1973) und Busch et al. (1991) empfehlen die intrazervikale Besamung, während Weeth et al. (1951), Gwazdauskas et al. (1986), Hacker (1987) und Diskin (1996) für die intrauterine plädieren.

Von Hacker (1987) wird die Einschränkung gemacht, daß für eine intrauterine Spermadeponierung die Passierbarkeit der Zervix eine wichtige Voraussetzung ist. In ihrer Studie wurden Daten zur Beurteilung des Einflusses des Ortes der Spermadeponierung auf die Konzeptionsrate erhoben. Dabei konnte bei der Gruppe der im Uterus besamten Tiere davon ausgegangen werden, daß durch die Voraussetzung „Passierbarkeit der Zervix“ weniger Fehlbesamungen außerhalb der Brunst beziehungsweise zu einem ungünstigen Zeitpunkt in der Brunst durchgeführt wurden. Die Konzeptionsrate von Tieren dieser Gruppe war dadurch besser als die der in der Zervix besamten Tiere.

Von Wiltbank (1998) wird weiterhin betont, daß eine tiefe Besamung in die Uterushörner die Konzeption nicht erhöht. Außerdem sollte dies vor allem bei Nachbesamungen wegen einer möglichen Abortgefahr vermieden werden (Paufler et al., 1973).

Beim Deckbulleneinsatz sollte nach Diskin (1996) beachtet werden, daß bis zu 5% der Bullen infertil sind und weitere 30% Störungen in ihrer Fertilität aufweisen können.

Als weiterer sehr wichtiger Faktor kommt die Genauigkeit der Brunstbeobachtung und der daraus abzuleitende Besamungszeitpunkt zum Tragen (Wiltbank, 1998).

In den USA, wie auch in Deutschland, wird eine Brunsterkennungsrate von 35 bis 70% erreicht (Diskin, 1996).

Schließlich haben auch Hormonbehandlungen Einfluß auf die Konzeptionsrate. So haben zum Beispiel die Gabe von GnRH oder seinen Analogon parallel zu der künstlichen Besamung zu einer Erhöhung der Konzeptionsrate von 3 bis 5% geführt (Diskin, 1996).

2.7. Fruchtbarkeitsmanagement bei Färsen

Die Aufzucht von Färsen in einem Betrieb erfordert ein großes Maß an Aufmerksamkeit seitens des Betriebsmanagements. Die Aufzucht aller vorhandenen Färsen ohne Berücksichtigung ihrer Wachstumsleistung und Gesundheit vermindert den Gewinn einer jeden Färsenaufzucht (Franck, 1997). Die Gewichtsentwicklung spielt in der Aufzucht eine maßgebliche Rolle. Die täglichen Zunahmen von 1000 Gramm pro Tag sollten nicht überschritten werden, da ein negativer Einfluß auf die Milchdrüse und damit eine verminderte Milchleistung zu erwarten ist (Van Amburgh et al., 1998).

Die Gewichtsentwicklung beeinflusst auch den Eintritt der Geschlechtsreife. Bei Tageszunahmen von 800 Gramm tritt die erste Brunst mit durchschnittlich 10,2 Monaten auf, während sie bei Zunahmen von über 1000 Gramm am Tag bereits mit 9,6 Monaten auftritt (Gardner et al., 1977).

Franck (1997) empfiehlt eine kontrollierte Gewichtsentwicklungen für Färsen. Dabei wird ein Körpergewicht von 150 Kg nach 6 Lebensmonaten, 285 Kg nach 12 Lebensmonaten und 360 bis 385 Kg nach 18 Lebensmonaten als Zielvorgabe beschrieben. Färsen, die die angegebenen Werte nicht erreichen, sollen nach Franck (1997) von der Zucht ausgeschlossen werden.

Um ein angemessenes Gewicht bei der Abkalbung zu erreichen, ist es sinnvoll, ein Mindestgewicht von 340 (Van Amburgh et al., 1998) bis 370 Kg (Busch et al., 1991) Körpergewicht bei der Erstbesamung einzuhalten.

Das optimale Abkalbegewicht einer Erstkalbin wird von verschiedenen Autoren kontrovers diskutiert. Keown und Everett (1986) postulieren ein Abkalbegewicht von 544 bis 567 Kg mit

dem Ziel, eine gute Milchleistung zu erreichen. Nach Angaben anderer Autoren liegt dagegen das anzustrebende Erstkalbegewicht zwischen 520 und 525 Kg Körpergewicht (Heinrichs und Hargrove, 1987; Van Amburgh et al., 1998).

Die Angaben über das optimale Erstbesamungsalter und die daraus resultierenden Erstkalbealter differieren im einschlägigen Schrifttum erheblich.

Heinrichs und Hargrove (1987) und De Kruif et al. (1998) empfehlen ein durchschnittliches Erstkalbealter von 24 Monaten. Dies läßt die Schlussfolgerung zu, daß die Tiere mit einem Alter von 15 Monaten tragend sein müssen. Basierend darauf sollte mit 13 Monaten mit der Besamung begonnen werden, wobei die Tiere zu diesem Zeitpunkt das Besamungsgewicht erreicht haben müssen. Busch et al. (1991) empfehlen hingegen ein Erstbesamungsalter von 17,0 bis 19,7 Monaten und ein Färsenkonzeptionsalter von 17,7 bis 20,3 Monaten. Das daraus abzuleitende Erstkalbealter beträgt etwa 26,9 bis 29,2 Monate.

De Kruif et al. (1998) weisen außerdem darauf hin, daß das Hauptziel der Färsenaufzucht in einer geringen Schwankungsbreite des Erstkalbealters liegt, wobei etwa 80% der Erstabkalbungen in einem Schwankungszeitraum von 2 Monaten liegen sollen. Starke Abweichungen hiervon entstehen durch Fehler im Management der Aufzucht. Von besonderer Bedeutung sind hier die Brunsterkennung, die Trächtigkeitsrate und die Wachstumsentwicklung im ersten Lebensjahr.