

Masterthesis

„Erfassung des Reproduktionserfolges des Feldhamsters (*Cricetus cricetus*) in Hessen“

“Reproductive success of female Common hamster (*Cricetus cricetus*) in Hesse”



Forschungsinstitut Senckenberg
Abteilung Fließgewässerökologie und Naturschutzforschung
Fachgebiet Naturschutzgenetik

1. Gutachter (intern): Prof. Dr. Volkmar Wolters

2. Gutachter (extern): Dr. Carsten Nowak, Dipl. Biol. Tobias Erik Reiners

Vorgelegt von: Melanie Albert

Matrikelnr: 3053875

Gießen, den 27.09.2013

Mit freundlicher Unterstützung von:



Danksagung

An erster Stelle gilt mein aufrichtiger Dank Tobias E. Reiners der diese Arbeit mit mir geplant hat und mir bei ihrer teils kniffligen Vorbereitung und Durchführung als kompetenter sachkundiger Biologe, als neugieriger, probierfreudiger Vollblut-Naturentdecker sowie als geduldiger Kollege und Freund allzeit immer bereit war! Danke Tobi! Du bist der Beste!!!

Ebenfalls danken möchte ich Dr. Carsten Nowak, dem Leiter der Abteilung für Naturschutzgenetik am Senckenberg Forschungsinstitut in Gelnhausen, für die Möglichkeit meine Arbeit dort zu schreiben, obwohl der genetische Aspekt dieser Arbeit äußerst überschaubar war!

Bedanken möchte ich mich auch in diesem Zuge bei Prof. Dr. Wolters für die Bewilligung der externen Masterarbeit.

Ein Dank gilt auch der „Crème de la Crème“ des westeuropäischen Feldhamster-Business‘ für den kollegialen Informationsaustausch, die Bereitstellung von Feld-Equipment sowie für Vergleichsdaten und Auswertungstools. Namentlich erwähnt seien hier vor allem Ulrich Weinhold sowie seine Mitarbeiter Marco Sander und Lisa Heiman, Charlotte Kourkgy, Gerard Müskens, Maurice La Haye, Carina Siutz und Eva Millesi.

Danke auch an die Deutsche Wildtierstiftung für die Mitfinanzierung dieser Arbeit.

Der Arbeitsgemeinschaft Feldhamsterschutz, vor allem Manfred Sattler und Martin Wenisch, danke ich für ihre Hilfe im Freiland! Dieser Dank gilt aber auch Michel Schleenbecker und Austin Spence die mich ebenfalls häufig im Feld begleitet haben. Mit Euch war es immer sehr produktiv und die Zusammenarbeit hat Spaß gemacht!

Manfred Sattler gilt noch ein Extradank für die Überlassung der schönen Feldhamsterbilder und der, köstlichen Bewirtung während der Feldsaison!

Ein Dank auch an meine Kommilitonen Mira, Nici und Andi für eine schöne, lustige Studienzeit! Ich hoffe wir können unsere kleinen Traditionen beibehalten!

Mein ganz persönlicher Dank gilt meinen beiden besten Freundinnen Anna und Fabienne ohne deren kompetentes Feedback, Beistand, Vertrauen, Fürsorge und private Entlastung (danke fürs Kochen) mir die Zeit sicher schwer gefallen wäre! Ich hoffe mich in allen Bereichen bei euch revanchieren zu können! Ich bin froh, dass ich euch habe! Ihr seid die Besten!

Auch meine Schwester Nadine und meine Eltern sollen hier genannt werden! Ich danke auch euch für viel gutes Zureden und Vertrauen in mich und meine Fähigkeiten! Ihr kennt mich manchmal eben doch besser und länger als ich mich selbst! DANKE!



Inhaltsverzeichnis

Danksagung	ii
Zusammenfassung.....	v
Abstract	vi
1 Einleitung.....	1
1.1 Zur Gefährdungssituation und Reproduktionsökologie des Feldhamsters.....	1
1.2 Fragestellung	1
2 Material und Methoden.....	2
2.1 Untersuchungsart	2
2.2 Untersuchungsgebiet.....	3
2.3 Frühjahrskartierung	4
2.4 Fang von Feldhamsterweibchen.....	5
2.4.1 Sedation.....	6
2.4.2 Geschlechtsbestimmung, Gewichtsbestimmung und Haarprobennahme	7
2.4.3 RFID Transponder	7
2.4.4 Besenderung.....	8
2.5 Telemetrie.....	9
2.6 Wildkamera-Beobachtung.....	10
2.7 Fang-Wiederfang von Jungtieren	11
2.7.1 Genetische Verwandtschaftsanalyse in Zweifelsfällen	12
2.8 Videokastenfallen	14
2.9 Datenauswertung	15
2.9.1 Fangerfolg im Frühjahr	15
2.9.2 Wurfstatistik.....	15
2.9.3 Errechnung des Geburtstages von Jungtieren Anhand der Gewichtsentwicklung	15
2.9.4 Berechnung des Geburtstags von Junghamstern.....	18



2.9.5	Überlebensrate beobachteter Untersuchungsweibchen	19
3	Ergebnisse	20
3.1	Frühjahrs-Fangerfolg	20
3.2	Besondere Weibchen und Verlustraten	23
3.3	Wurfstatistik	24
3.4	Jungtierentwicklung.....	26
3.5	Timing der Reproduktion.....	31
3.5.1	Saisonüberblick	31
3.5.2	Berechnung des Geburtstages von Jungtieren	32
3.5.3	Jungtieraufzucht und Erntezeitpunkt.....	34
4	Diskussion.....	36
	Literaturverzeichnis.....	48
	Abbildungsverzeichnis.....	52
	Tabellenverzeichnis.....	54
	Anhang.....	55
	Erklärung	60



Zusammenfassung

Der Feldhamster (*Cricetus cricetus*) zählt zu den besonders bedrohten Säugetierarten Europas und ist in Deutschland vom Aussterben bedroht. Als Ursache wird primär die massive Modernisierung der Landwirtschaft angenommen, vor allem in Bezug auf schnelle, flächendeckende, frühe Getreideernten. Die Veränderungen greifen tiefgehend in die Ökologie des Feldhamsters, als Bewohner der Feldflur ein und wirken sich auf die Demographie von Populationen aus. Während viele Studien die erhöhte Mortalität untersucht haben, bestehen zur Reproduktion und ihre Beeinflussung durch die moderne landwirtschaftliche Praxis große Wissenslücken. In der vorliegenden Arbeit sollte daher geklärt werden, wann der Reproduktionszeitraum in Deutschland beginnt, wie viel Jungtiere in wie vielen Würfen produziert werden sowie beobachtet werden, wie sich das Gewicht der Jungtiere entwickelt. Des Weiteren sollte geklärt werden, welchen Einfluss die Ernte sowie die Anlage von Feldhamster-schutzmaßnahmen auf die Reproduktion haben. Dafür wurden in zwei hessischen Feldhamsterpopulationen 19 Weibchen mit Radiosendern ausgestattet und regelmäßig lokalisiert. Ihre Baue wurden dauerhaft mit Wildkameras überwacht. Ab dem Auftauchen der ersten Jungtiere wurden diese wöchentlich befangen, die Anzahl der Jungtiere bestimmt und diese mittels RFID-Transponder-Chips individualisiert. Die individuelle Überwachung der Jungtierentwicklung erfolgte durch Wiederfang sowie unter der Verwendung einer Videokastenfalle, welche das Gewicht und den RFID-Chip automatisch aufzeichnete. Die Ergebnisse der Untersuchung zeigen, dass der Reproduktionszeitraum in Hessen Ende April/Anfang Mai beginnt. Bis zum Ende der Untersuchung Mitte September, konnten 14 von 19 Weibchen sich mindestens einmal reproduzieren, sieben brachten einen zweiten Wurf zur Welt. Maximal konnten in einem Wurf sieben Jungtiere nachgewiesen werden. Die durchschnittliche Anzahl produzierter Jungtiere pro Weibchen in einer Saison lag bei 5,4. Der Einfluss der Ernte zeigte sich dort wo keine Schutzmaßnahmen stattfanden in einem erhöhten Verlust von Weibchen und Jungtieren. Mit einer Ausnahme wurden alle zweiten Würfe auf Flächen beobachtet, auf denen Schutzmaßnahmen angelegt wurden. Sechs von sieben Weibchen mit zweiten Würfen konnten bis zum Ende der Untersuchung beobachtet werden. Die Ergebnisse der Reproduktionsparameter sind vergleichbar mit denen anderer europäischer Freilandstudien. Speziell konnte hier jedoch gezeigt werden, dass die Anlage von Schutzmaßnahmen den Reproduktionszeitraum verlängert, was sich im Folgenden positiv auf die Demographie der Populationen und damit ihre Erhaltung auswirkt.



Abstract

The Common hamster (*Cricetus cricetus*) is a typical r-strategist, with a high reproductive potential. Despite this, its populations in Western Europe are critically endangered. Although reproduction plays a major role in terms of population dynamics and stability, there is no detail information on reproductive success in wild populations, yet. Therefore we monitored the reproductive timing, the number of litters and litter size of individual female Common hamsters. We also investigated the individual weight increase in juveniles and the effect of harvest and conservation measures on the overall reproductive success. Overall 19 wild females were radio tagged in two natural populations in central Hesse. We located the females during the active season from May to the end of the investigation in mid-September by using radio telemetry. The burrows of the females were observed permanently by camera traps. When the emergence of juveniles was detected, juveniles were trapped and counted weekly at the natal burrows. Subcutaneous injection of RFID-transponder chips were used for individualization of the young. The offspring development was observed by regular trapping and weighing but also by using an automatically controlled weighting device which reads also RFIDs. Results show the onset of reproductive season in the end of April/ beginning of May. 14 of the 19 females reproduced at minimum once, 7 female produced second litters until the end of the investigation. The maximum litter size was 7. In average 5.4 juveniles could be produced by females in a single season. The harvesting of cereals had a strong negative effect. Nearly all females and their juveniles disappeared on conventional fields. On fields where conservation measures were present all females survived and despite one exception, all females had a second litter. At these sites, six of seven females and their juveniles were still present at the end of the study. Juvenile weight increase was as high as in other wild European populations and while raising the first litter the female already was fertilized with the second litter after about 26 days. This is highlighting the importance of fast development of juveniles in the wild, because only then a second litter is possible.

In conclusion this study could confirm the importance of conservation measures for higher reproductive success, especially for the second litter. This is especially enhancing population dynamics and stability and therefore its long-term survival. A high amount of conservation measures will be an important part to counteract the negative trends in Common hamster populations.



1 Einleitung

1.1 Zur Gefährdungssituation und Reproduktionsökologie des Feldhamsters

Der Feldhamster (*Cricetus cricetus*) gehört zu den gefährdeten Säugetierarten Europas. Die hier einst weitverbreitete Charakter- und Leitart der Feldflur, welche auf Grund von zeitweisen Massenvermehrungen (*Gradationen*) und der Gewohnheit, große Mengen Getreide als Wintervorrat einzutragen, noch bis in die späten 80er Jahre als Schädling bekämpft wurde, verzeichnete in den letzten Dekaden starke Rückgänge (Nechay, Hamar, & Grulich 1977; Weinhold & Kayser 2006). Vor allem in den westlichen Verbreitungsgebieten bzw. an seiner Verbreitungsgrenze in Frankreich, Holland, Belgien und Deutschland sind die Bestandseinbrüche massiv, sodass einige Populationen nur noch mit Tieren aus Erhaltungszuchten aufrechterhalten werden können (La Haye, Neumann, & Koelewijn 2012; La Haye *et al.* 2012a; Villemey *et al.* 2013). Mittlerweile werden jedoch auch Rückgänge in den östlichen und südlichen Verbreitungsgebieten Europas beobachtet (Nechay 2000; Ziomek & Banaszek 2007; Bihari 2008). Entsprechend seiner Gefährdung ist der Feldhamster auf europäischer Ebene durch die *Flora-Fauna-Habitat-Richtlinie Anhang IV (92/43/EWG des Rates)* geschützt. Die aktuelle Bestandssituation wird auch in Deutschland als ungünstig bewertet. Trotz intensiver Schutzbemühungen brechen immer mehr Populationen ein. Viele jahrhundertlang existierende Populationen der historischen Verbreitung sind bereits erloschen (Weinhold & Kayser 2006). Dies gilt auch für die hessischen Feldhamsterbestände, wie in Abb. 1 dargestellt.

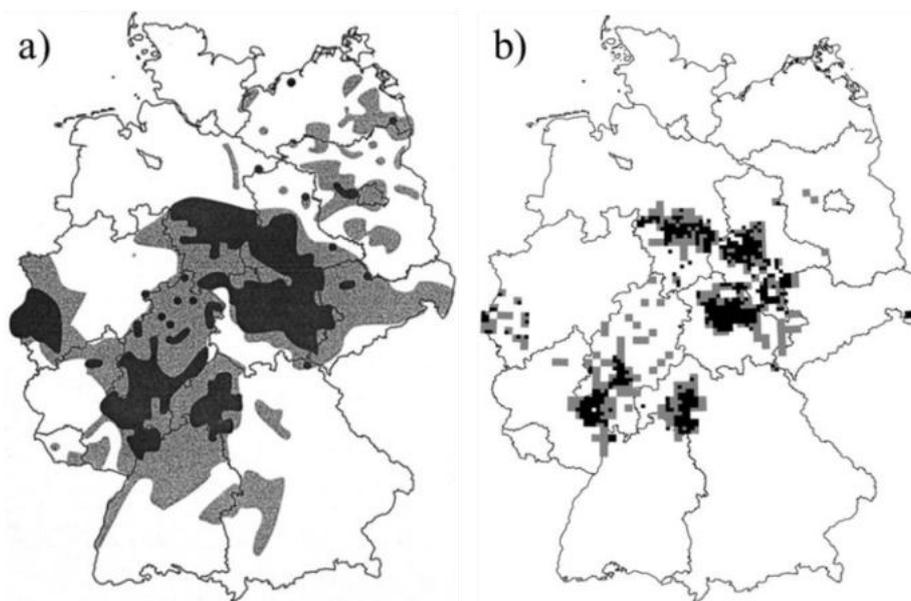


Abb. 1: Bestandsrückgang des Feldhamsters in Deutschland. *a)* Historische Verbreitung in Deutschland und Hessen: In grau: Verbreitung des Feldhamsters um das Jahr 1900, in schwarz: Verbreitung im Jahr 2000 (Weinhold & Kayser 2006), gegenübergestellt der *b)* Verbreitungssituation ausgewertet nach Weidling & Stubbe 1998 und der aktuellen Verbreitung ausgewertet von Reiners (2012).



Auf Grund dieser Entwicklungen wurde sein Gefährdungsstatus in der *Roten Liste Deutschlands* 1994 von „gefährdet“ auf „stark gefährdet“ angehoben und im Jahr 2009 nochmals auf „vom Ausstreben bedroht“ korrigiert (Bundesamt für Naturschutz 2009; Meinig & Boye 2010). Die Gründe, die für die europaweiten Populationseinbrüche des Feldhamsters genannt werden, sind auch von anderen bedrohten heimischen Säugetierarten bekannt. Hierzu zählen der stetige Lebensraumverlust sowie die zunehmende Zerschneidung der Habitate zugunsten der Infrastruktur, mit daraus folgender Isolation kleiner Restpopulationen. Der hierdurch verursachte Verlust genetischer Vielfalt durch Inzucht führt wiederum zur Verringerung der Widerstands- bzw. Anpassungsfähigkeit der Populationen an veränderte Umweltbedingungen, kann aber auch zum Geburtenrückgang führen, wie bereits in Erhaltungszuchten für Feldhamster beobachtet werden konnte (La Haye *et al.* 2012a). Neben diesen indirekten Ursachen können aber auch zufällige Ereignisse direkten Einfluss auf demographische Aspekte, wie der Reproduktion haben, was das Aussterberisiko gerade der kleinen Populationen schnell erhöht. Eine übersichtliche Darstellung über die Auswirkung und Vernetzung der verschiedenen Faktoren die vom Rückgang bis hin zum Aussterben von Populationen bzw. Arten führen, geben Frankham *et al.* (2002) unter dem Begriff des „Aussterbewirbels“ (engl. „Extinction Vortex“), in dem sich auch verstärkt die westeuropäischen Feldhamsterpopulationen befinden (Abb. 2).

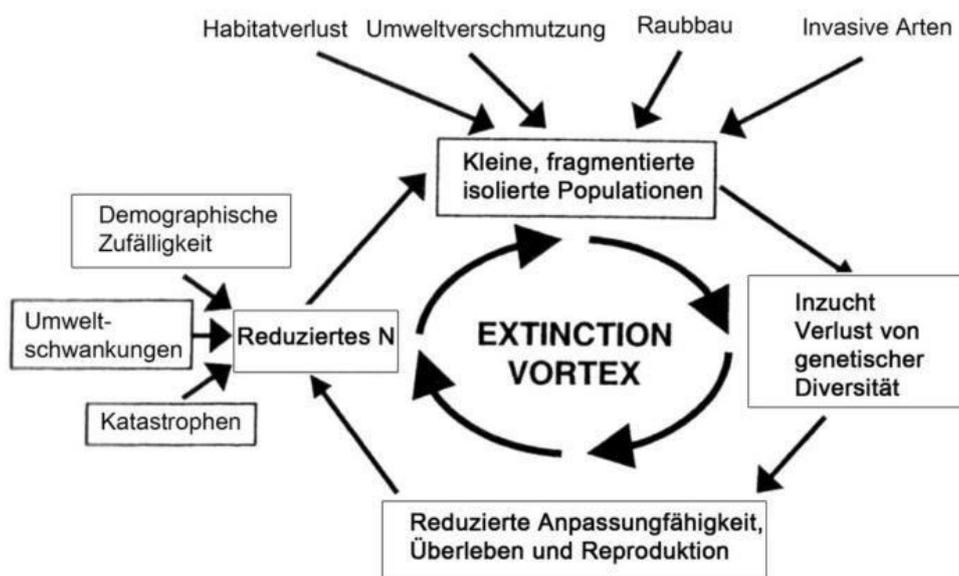


Abb. 2: Der „Extinction Vortex“ nach Frankham *et al.* (2002), beschreibt die direkte sowie die kaskadenartige Beeinflussung der Ökologie von Populationen bzw. Arten durch anthropogene Faktoren, die zum Aussterben führen können (Frankham, Ballou, & Briscoe 2002).



Neben den genannten Ursachen für Bestandsrückgänge von Tierarten wird als Hauptgrund für die Populationseinbrüche des Feldhamsters die Umstrukturierung und Intensivierung der Landwirtschaft seit den 60er Jahren genannt (Weinhold & Kayser 2006). Diese sowohl zeitlichen als auch bearbeitungstechnischen Veränderungen der landwirtschaftlichen Praxis, hebeln nach Weinhold (2011), die artspezifische Überlebensstrategie des Feldhamsters aus.

Die Lebenserwartung des Feldhamsters ist mit bis zu drei Jahren eher kurz (Kayser & Stubbe 2003). Im Ausgleich dazu besitzt er jedoch ein sehr hohes Reproduktionspotenzial und zählt darum zu den typischen *r-Strategen*. Um den Fortbestand der Population, bei der kurzen Lebenswahrscheinlichkeit zu sichern, können Feldhamsterweibchen in einer aktiven Saison, unter guten klimatischen Bedingungen mehr als zwei Würfe mit bis zu 10 Jungtieren pro Wurf produzieren (Nechay 2000). In der Vergangenheit kam es deswegen zu zyklischen Massenvermehrungen der Art, sogenannten *Gradationen* (Nechay, Hamar, & Grulich 1977). Trotz dieser Strategie gehen die Bestände kontinuierlich zurück, was auf ein Ungleichgewicht der beiden demographischen Parameter (1) Reproduktions- und der (2) Sterberate hinweist. Überlebens- bzw. Mortalitätsraten des Feldhamsters in seinem natürlichen Lebensraum, welche sich hauptsächlich aus Wintermortalität und Prädation berechnen lassen, wurden bereits in mehreren Studien untersucht (Weidling & Stubbe 1998; Weinhold 1998a; Kayser, Weinhold, & Stubbe 2003). Hierbei konnte vor allem festgestellt werden, dass die Modernisierung der Landwirtschaft, mit dem großflächigen Anbau einheitlicher Kulturen und deren verkürzten Anbauperioden, einen starken Einfluss auf die Mortalitätsrate hat (Weinhold 1998a; Kayser, Weinhold, & Stubbe 2003). Durch diese Methoden verschiebt sich einerseits der Erntezeitpunkt für Getreide, dem Präferenzlebensraum für den Feldhamster, auf Mitte Juli (Sommergerste) bis Mitte August (Wintergerste und Weizen), andererseits stehen nach der Ernte selten Kulturen mit ausreichend Deckung zur Verfügung, in die sich der Feldhamster zurückziehen kann. Dies begünstigt letztlich die Prädation durch die natürlichen Feinde Raubsäuger und -vögel wie z.B. Fuchs (*Vulpes vulpes*) und Rotmilan (*Milvus milvus*) (Petzsch 1950; Eibl-Eibesfeldt 1953; Grulich 1980). Am stärksten betroffen sind davon Weibchen und Jungtiere, da diese noch bis in den September hinein aktiv sind, um Futter- bzw. Fettreserven für den Winterschlaf anzulegen (Weinhold & Kayser 2006). Weibchen und Jungtiere stellen jedoch die wichtigsten Komponenten einer Population, da sie den reproduktiven Erhalt einer Population im Folgejahr gewährleisten (Ulbrich & Kayser 2004). Für die Stabilität einer Population sind bei hohen Verlustraten ausreichende Reproduktionsparameter, wie Wurf-



größe und Anzahl der Würfe, von entscheidender Bedeutung. So stellen Ulbrich und Kayser (2004) in einer Risikoanalyse für den Feldhamster fest, dass nur durch einen zweiten Wurf innerhalb eines Jahres, das langfristige Überleben einer Population sichergestellt werden kann.

Jedoch besteht in Bezug auf Reproduktionsparameter in wilden Feldhamsterpopulationen eine große Wissenslücke. So ist nicht ausreichend untersucht, ob Feldhamster in Deutschland einen zweiten oder gar einen dritten Wurf produzieren können. Ebenso ist der Einfluss von Schutzmaßnahmen für den Feldhamster (in Hessen mit dem Namen „Hamstermutterzelle“ und „Hamsterstreifen“), ungenügend untersucht. Derzeit ist für die westeuropäischen bzw. die deutschen Populationen bekannt, dass die Reproduktionszeit des Feldhamsters Anfang/Mitte Mai kurz nach dem Erwachen der weiblichen Tiere aus dem Winterschlaf beginnt und mit dem Eingang der Männchen in den Winterschlaf Mitte/Ende August endet (Weinhold & Kayser 2006; Franceschini-Zink & Millesi 2008). Beginn und Ende der Reproduktionsphase des Feldhamsters unterliegen jedoch photoperiodischen und hormonellen Faktoren, weshalb diese Termine interannual und interregional variieren können (Monecke & Wollnik 2004). In der vier- bis fünfmonatigen Reproduktionsphase werden in Westeuropa durchschnittlich zwei Würfe produziert (Weinhold 2008), unter günstigen Bedingungen sogar ein dritter (Franceschini & Millesi 2005; Harpenslager *et al.* 2011). Die Produktion mehrerer Würfe in einer Saison, wird durch das Vorhandensein eines postpartum Östrus begünstigt. Bei dieser zeitsparenden Reproduktionsstrategie können noch laktierende Feldhamsterweibchen bereits mit einem nächsten Wurf trächtig sein (Vohralik 1974; Grulich 1986; Franceschini & Millesi 2005). Die Wurfgrößen liegt meist bei 4 bis 10 Jungtieren pro Wurf, wobei Weinhold und Kayser (2006) feststellen, dass dieser Werte in Deutschland in den letzten Jahren deutlich unterschritten wurden. Die durchschnittliche Wurfgröße lag bei ihren Studien zwischen 2,5 und 3,7 Jungtieren (Weinhold & Kayser 2006). Auch in den Niederlanden und Österreich (Wien) können diese hohen Wurfzahlen nicht, oder nur annähernd erreicht werden. Hier liegen die durchschnittlichen Wurfgrößen bei 2,5 (Niederlande) bzw. 4,3 Jungtieren pro Wurf (Wien) (Hufnagl, Franceschini-Zink, & Millesi 2010; Harpenslager *et al.* 2011).

Das erste Auftauchen von Jungtieren des ersten Wurfes außerhalb des Mutterbaus wird Mitte Juni/Anfang Juli registriert (Franceschini-Zink & Millesi 2008; Hufnagl, Franceschini-Zink, & Millesi 2010). Dabei sind die Jungtiere etwa 3 Wochen alt (Eibl-Eibesfeldt 1953; Weinhold &



Kayser 2006). Das Auftauchen zweiter Würfe wird Mitte Juli bis Mitte August registriert, dritte Würfe Ende August/Anfang September (Roiser-Bezan 2010; Harpenslager *et al.* 2011). Des Weiteren konnte beobachtet werden, dass sich weibliche Jungtiere des ersten Wurfes unter guten Bedingungen bereits im gleichen Jahr reproduzieren (Vohralik 1974; Nechay, Hamar, & Grulich 1977; Franceschini-Zink & Millesi 2008). Die Fortpflanzungsreife weiblicher Feldhamster ist ab einem Alter von ca. 2 bis 2,5 Monaten erreicht (Vohralik 1974; Niethammer 1982). Für gewöhnlich nehmen diese Tiere jedoch erst im Folgejahr an der Reproduktion teil (Grulich 1986).

Da der primäre Lebensraum des Feldhamsters die Ackerlandschaft ist, wird er während seiner aktiven Saison mit der Ernte konfrontiert. Als ursprünglicher Steppenbewohner mit Nahrungspräferenz für Gräser, besiedelt er hauptsächlich Getreideflächen. Die primär angebaute Getreide, Gerste und Weizen, werden in Deutschland Mitte Juli (Gerste) und Mitte August (Weizen) geerntet. Gleichet man diese Termine mit den bisher beobachteten Zeitpunkten für das Auftreten zweier und evtl. dritter Würfe ab, zeigt sich, dass diese zusammenfallen. Es ist denkbar, dass dies einen Einfluss auf die erfolgreiche Reproduktion hat, jedoch ist der Forschungsstand hierzu derzeit ungenügend, da Studien zur Reproduktion bisher nicht in Primärhabitaten - Ackerland - bzw. nur in Schutzgebieten und mit Tieren aus Nachzuchten durchgeführt wurden (Franceschini & Millesi 2005; Franceschini-Zink & Millesi 2008; Harpenslager *et al.* 2011; Villemey *et al.* 2013). Weinhold und Kayser (2006) konnten in einer ihrer Studien feststellen, dass im Primärhabitat die Anzahl nachgewiesener Jungtiere nach der Ernte geringer ist als zuvor. Dies führen sie auf erhöhte Prädation unerfahrener Jungtiere durch fehlende Deckung zurück. Eine neue Studie zu einem Wiederansiedlungsprojekt mit Tieren aus der Zucht in Frankreich (Elsass) konnte zeigen, dass nur Weibchen, welche im Nacherntezeitraum optimale Deckungsbedingung vorfanden, erfolgreich einen zweiten Wurf produzieren (Villemey *et al.* 2013). Diese Studie ist derzeit zugleich die einzige, welche die Wirkung von Feldhamsterschutzmaßnahmen bzw. der vegetativen Deckungsverhältnisse im Nacherntezeitraum auf die Reproduktion des Feldhamsters untersucht. Villemey und Kollegen (2013) stellen in dieser Wiederansiedlungsstudie mit Feldhamstern aus der Nachzucht, dass Vergleichsdaten zur Reproduktion von Wildpopulationen fehlen. Wie auch in niederländischen Wiederansiedlungsprojekten festgestellt wurde, werden diese aber essentiell zur Beurteilung des Erfolges von Schutzmaßnahmen, wie Wiederansiedlungsprojekten, benötigt (Harpenslager *et al.* 2011; La Haye *et al.* 2012b).



Das Ziel der vorliegenden Masterthesis war daher, die Reproduktion des Feldhamsters in seinem natürlichen, jedoch in den letzten Jahrzehnten stark veränderten Habitat, näher zu untersuchen und damit bestehende Wissenslücken mit essentiellen Informationen für den angewandten Artenschutz zu schließen. Hierzu soll die Reproduktion einzelner Feldhamsterweibchen in zwei hessischen Wildpopulationen mittels *Fang-Wiederfang Methode* und digitaler Videoüberwachung erfasst werden. Die Anwendung letzterer Methode erfolgt in Kooperation mit dem *Institut ALTERRA-Wageningen*, welches diese Methode bereits erfolgreich in den Niederlanden zur Überwachung der Reproduktion ausgewilderter Feldhamster in Schutzgebieten einsetzt und seither hochinformativ Daten zur Wurfanzahl, Wurfgröße und Wurfentwicklung liefert (Müskens et al. 2011).

Der Aspekt der Jungtier- bzw. Wurfentwicklung wurde in der vorliegenden Arbeit ebenfalls untersucht. La Haye (2011) stellte fest, dass Junghamster unter halb-natürlichen Bedingungen in Außengehegen sowie unter natürlichen Bedingungen im Freiland, stärkere Gewichtszunahmen zeigen verglichen mit Jungtieren in Feldhamsterzuchten unter Labor- oder Zuchtbedingungen. Eine schnelle Gewichtsentwicklung von Jungtieren könnte bedeuten, dass Jungtiere zu einem früheren Zeitpunkt entwöhnt sind. Somit hätten Weibchen mehr Zeit für die Produktion weiterer Würfe. Außerdem ist denkbar, dass Jungtiere mit schneller Entwicklung eher die sexuelle Reife erreichen und sich noch im gleichen Jahr Fortpflanzen können. Hierzu liegen jedoch keine Informationen vor.



1.2 Fragestellung

Der Kenntnisstand zum Reproduktionserfolg des Feldhamsters weist, wie soeben geschildert, Defizite auf. Vor dem Hintergrund seines Schutzes ist es jedoch notwendig qualitative Reproduktionsdaten zu sammeln, um natürliche Populationsentwicklungen abschätzen zu können. Diese Informationen können dann genutzt werden um den Effekt und Einsatz Schutzmaßnahmen besser zu planen und zu steuern. Die vorliegende Arbeit beschäftigte sich daher mit der Untersuchung der Reproduktionsparameter. Hierbei wurde (1) das Timing der Reproduktion, (2) der Reproduktionserfolg, (3) die Jungtierentwicklung sowie (4) der Einfluss der Ernte auf die Reproduktion in zwei wild lebenden Feldhamsterpopulationen in Primärhabitaten in Hessen untersucht. Folgende Fragen sollten hierbei geklärt werden:

- I. Wann beginnt die Reproduktionszeit weiblicher Feldhamster in Hessen?**
- II. Wie viele Würfe werden während der aktiven Saison produziert?**
- III. Wie groß ist die Anzahl der geborenen Jungtiere in den unterschiedlichen Würfen?**
- IV. Welchen Einfluss hat der Erntezeitpunkt auf die Reproduktion?**
- V. Können Feldhamsterschutzmaßnahmen die Dauer der Reproduktion verlängern?**
- VI. Welche Gewichtsentwicklungen zeigen die Jungtiere im Primärhabitat?**



2 Material und Methoden

2.1 Untersuchungsart

Der Feldhamster (*Cricetus cricetus*) gehört zur Ordnung der Nagetiere (Rodentia) und der Familie der Muridae (Mäuse). Innerhalb der Unterfamilie der Cricetinae (Hamster) repräsentiert er mit einer Gattung und einer Art die Großhamster (Niethammer 1982). Adulte Tiere besitzen eine Größe von 20-30 cm und erreichen dabei ein Körpergewicht von 200-650 g. Bei Normalfärbung weist die Art dorsal eine bunte Fellzeichnung auf, während die Bauchseite schwarz gefärbt ist. Es konnten aber auch abweichende Fellfärbungen, welche von ganzheitlich schwarz bis hin zu Albino-Färbung reichen, beobachtet werden (Petzsch 1950).

Der Feldhamster ist ein ursprünglicher Bewohner der baumlosen Steppe und bevorzugt trockenes, kontinentales Klima (Kugelschafter & Weckert 1998). Seine Verbreitung erstreckt sich über die gemäßigte Paläarktis zwischen 44°-59° Nord und 5°-95° Ost, ist jedoch wegen seiner Vorliebe für spezifische Bodenparameter lückenhaft (Niethammer 1982; Weidling & Stubbe 1998). Der Feldhamster benötigt für die Anlage seiner charakteristischen Baue mit steilen Fallröhren und flacheren Schlupfröhren, welche in einem unterteilten Bau mit Vorratskammer, Wohnkammer und Kotkammer münden (Abb. 3), stabile Löss-/Lehmböden (Petzsch 1950; Nechay, Hamar, & Grulich 1977; Niethammer 1982).

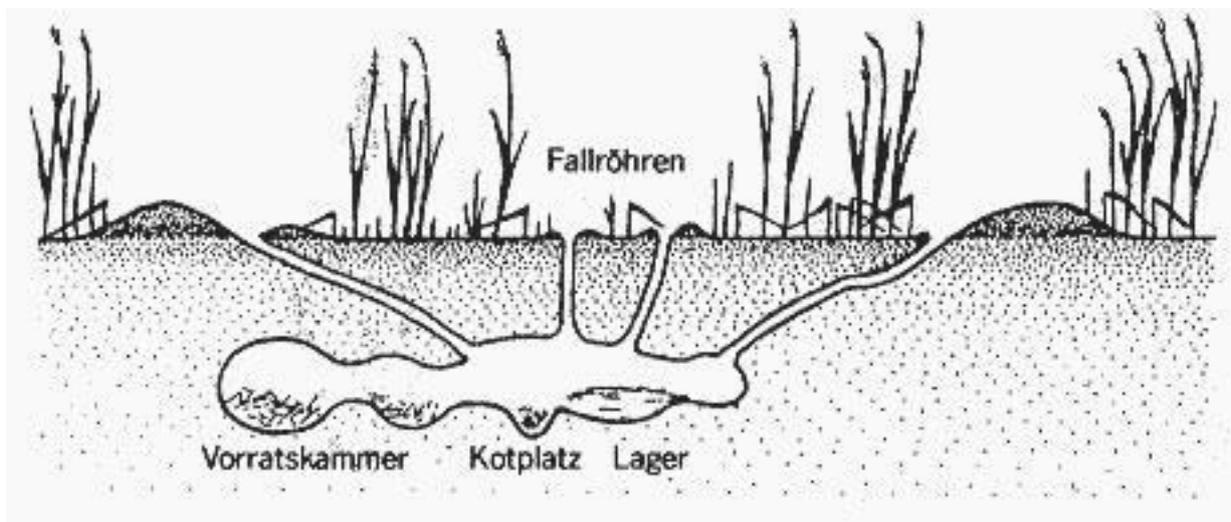


Abb. 3: Aufbau eines Feldhamsterbaus (Quelle: Merkblatt Nr. 19, Hrg. Niedersächsisches Landesverwaltungsamt 1989).

Der primäre Lebensraum der Feldhamster ist die baumlose Steppe Eurasiens mit warmem, trockenem Klima und ganzjährigem gutem Nahrungsangebot. Mit dem Beginn der Ackerbewirtschaftung konnte er seinen Lebensraum vergrößern und gilt daher als Kulturfolger (Stubbe, Seluga, & Weidling 1998). Das Nahrungsspektrum des Feldhamsters gilt als unspezi-



fisch. Primär ernährt er sich von pflanzlicher Kost. Zu 10-13% besteht seine Nahrung aber auch aus tierischer Kost, welche v.a. aus wirbellosen Tieren wie Regenwürmern, Schnecken und Insekten besteht (Weinhold & Kayser 2006). Der Feldhamster gehört wie das Bilche, Igel und Fledermäuse auch zu den Winterschläfern (Petzsch 1950; Eibl-Eibesfeldt 1953; Monecke 2004). Er verbringt etwa 65% des Jahres in einem Zustand der Lethargie. Der eigentliche Winterschlaf ist dabei auf wenige Tage bis Wochen beschränkt. Die übrige Zeit überwintert er in seinem geschlossenen Bau und zehrt von seinen im Spätsommer eingetragenen Wintervorräten, welche hauptsächlich aus Getreide bestehen (Eibl-Eibesfeldt 1953; Monecke 2004). Oberirdische Aktivität zeigt der Feldhamster zwischen Ende März/Anfang April bis Ende August/Mitte September. Die Art ist vornehmlich dämmerungsaktiv mit zwei Aktivitätshochs in den Abend- und Morgenstunden. Die Hauptaktivitätszeiten variieren dabei im Verlauf der aktiven Saison in Abhängigkeit von der Lichtzeit und vermutlich auch von weiteren Umgebungsbedingungen, wie z.B. dem Deckungsgrad der Vegetation (Wendt 1989; Kayser, Weinhold, & Stubbe 2003). Innerhalb der aktiven Saison findet auch die Reproduktion und Jungenaufzucht statt, welche bereits eingehend in der Einleitung beschrieben wurde und Thema der vorliegenden Arbeit war.

2.2 Untersuchungsgebiet

Das Untersuchungsgebiet dieser Studie lag im mittelhessischen Verbreitungsgebiet des Feldhamsters, welches sich in Form eines Gürtels von seiner nördlichsten Verbreitungsgrenze in der Gemarkung Langgöns bis nach Frankfurt am Main erstreckt. Innerhalb dieses Gebietes wurden die zwei räumlich unabhängigen Feldhamsterpopulationen „Langgöns“ (LG) und „Main-Kinzig“ (MKK) ausgewählt (Abb. 4). Beide Gebiete werden seit mindestens vier Jahren umfangreich und regelmäßig kartiert, sind dadurch bereits gut charakterisiert und weisen laut dem *Bericht zur Erfolgskontrolle der Feldhamsterschutzmaßnahmen 2012* gute bis mittlere Erhaltungszustände auf (Gall 2012).

Einerseits sollte mit der Wahl zweier Populationen eine definierte verwertbare Anzahl an Untersuchungstieren erreicht werden ohne dabei die Population der Weibchen eines Gebietes zu stark durch die Untersuchung zu belasten. Zudem konnten mögliche Gebietseffekte, z.B. besondere Bedingungen eines Gebietes, die einen Einfluss auf die Population bzw. auf die Untersuchungsparameter haben, kontrolliert werden.

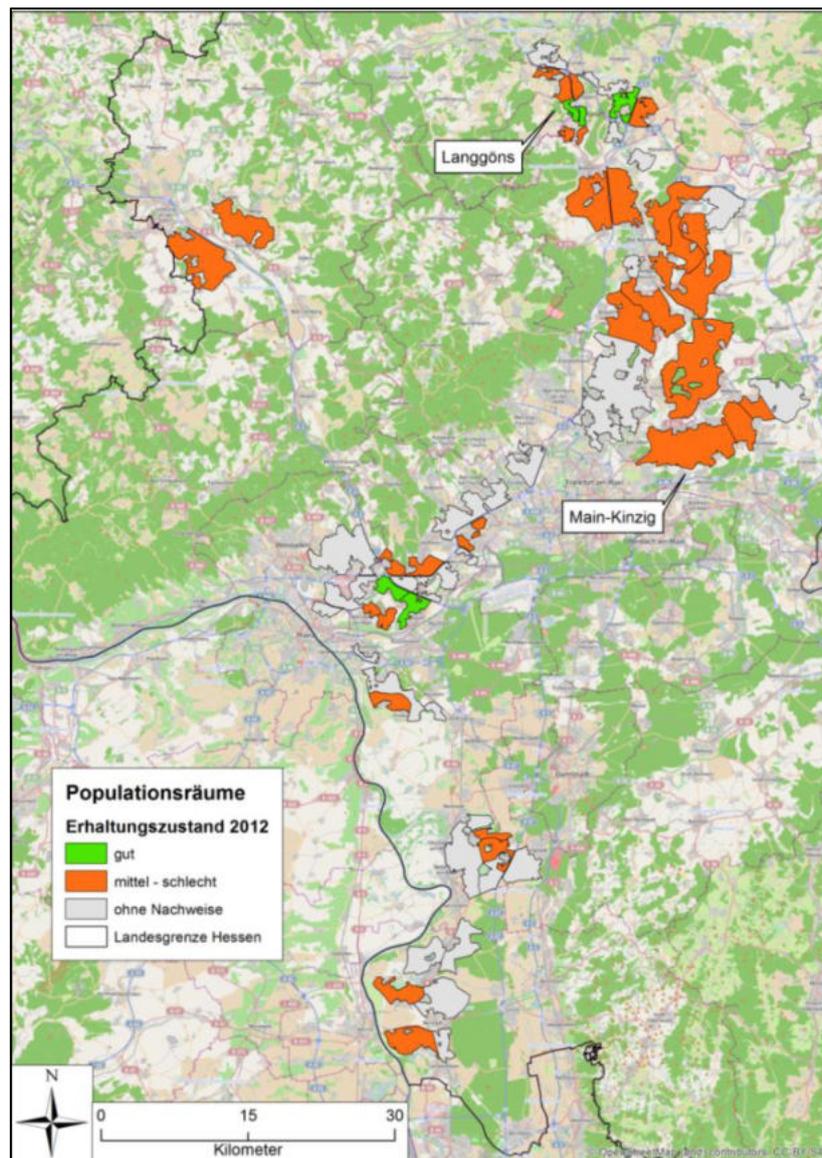


Abb. 4: Feldhamsterpopulationen und ihre Erhaltungszustände in Hessen im Jahr 2012 (Gall 2012). Markiert sind die Untersuchungspopulationen „Langgöns“ mit guten Erhaltungszustand (grün) und „Main-Kinzig“ mit mittlerem Erhaltungszustand (orange).

2.3 Frühjahrskartierung

Zur Lokalisation der Feldhamsterweibchen für die Untersuchung, wurden in beiden Gebieten ab dem 01. Mai 2013 Frühjahrskartierungen durchgeführt. Der Zeitpunkt des Kartierungsbeginns orientierte sich dabei an dem bereits in anderen Studien beobachteten Beginn der aktiven Saison von Feldhamsterweibchen von Ende April bis Anfang Juni (Ulbrich & Kayser 2004; Weinhold & Kayser 2006). Um Erfolg der Kartierung zu erhöhen, wurden dabei hauptsächlich Flächen abgesucht, auf welchen im Vorjahr Feldhamsterschutzmaßnahmen vorhanden waren. Die Kartierung der ausgewählten Flächen erfolgte nach den „Standardmethoden zur Feinkartierung von Feldhamsterbauen“ von Wendling und Stubbe (1998). Hierbei wer-



den die Feldschläge in Bahnen mit 2 bis 5 Metern Abstand zum nächsten Transekt abgelaufen und nach den charakteristischen Bauausgängen, den Fall- oder Schlupfröhren, abgesehen. Zu Beginn der aktiven Saison nutzen Feldhamster den jungen Getreideaufwuchs als Nahrung, weshalb aktiv genutzte Feldhamsterbaue im Frühjahr häufig an kleinen Fraßkreisen um den Bauausgang herum erkannt werden können (Weinhold & Kayser 2006). Die gefundenen Baue wurden standardisiert vermessen (Tiefe, Durchmesser der Röhren sowie die Menge des Erdauswurfes, falls vorhanden) und mittels GPS eingemessen (Abb. 5). Des Weiteren wurden die Baue mit Bambusstäben, an denen ein weißes Fähnchen angebracht war, markiert. Dadurch konnten die Baue von weitem erkannt und zielgerichtet angelaufen werden, sodass im Getreidefeld möglichst wenig Schaden entstand. Zudem erleichterten die weißen Fähnchen am Markierstab durch Reflektion, das Wiederfinden der Baue auch im Dunkeln.



Abb. 5: Links: Laufschemata auf Ackerflächen zur Baukartierung. Rechts: Vermessung einer geöffneten Fallröhre eines Feldhamsterbaus im Frühjahr. Um den Bau herum sind Fraßspuren am Weizenaufwuchs zu erkennen.

2.4 Fang von Feldhamsterweibchen

Im Zeitraum vom 14.05. bis 02.06.2013 wurden an den in der Frühjahrskartierung festgestellten Bauen Feldhamster gefangen. Im Mai/Juni zeigen Feldhamster einen deutlich bimodalen Aktivitätsrhythmus. So konnte Weinhold (1998) zeigen, dass das abendliche Aktivitätshoch zwischen 20 und 24 Uhr, das morgendliche zwischen 4 und 8 Uhr liegt. Basierend auf diesen Informationen fanden die Fänge sowohl in der Abend- als auch in der Morgendämmerung statt. Bis 18 Uhr wurden dafür an jedem Bau 1 bis 2 Drahtwippfallen (Lebendfallen) platziert und mit einer Plastikabdeckung, als Sicht- und Regenschutz, bedeckt. Als Köder diente jeweils ein Stück Apfel mit Erdnussbutter (Abb. 6).



Die Fallen wurden in regelmäßigen Abständen kontrolliert. Gefangene Tiere wurden in den jeweiligen Fallen zum Auto, welches als mobile Untersuchungsstation diente, transportiert und wie nachfolgend beschrieben behandelt. Abschließend wurden sie in der Falle zurück an ihren jeweiligen Bau gebracht und dort freigelassen.



Abb. 6: Links: Bestückung von Drahtwippfallen mit Köder (Apfel und Erdnussbutter). Rechts: Fallen mit Plastikabdeckung an einem aktiv genutzten Feldhamsterbau der in der Frühjahrskartierung festgestellt wurde.

2.4.1 Sedation

Da Feldhamster äußerst wehrhafte Tiere sind, was sich unter der Stresssituation der Gefangenschaft in besonders aggressivem, bissigen Verhalten zeigt, unter dem ein beeinträchtigungsfreies Handling der Tiere nicht möglich ist, wurden sie mit dem Inhalationsnarkotikum *Isofluran CP* (Wirkstoff: Isofluran, CP-Pharma Handelsgesellschaft mbH) leicht sediert. Dafür wurde der Feldhamster mit der Drahtwippfalle, mit der er gefangen wurde, in einer durchsichtigen Plastikbox (Narkose-Box) platziert. In diese wurde dann ein mit dem Narkosemittel beträufelter Wattebausch geben und beobachtet wann das Tier seine Atmung verlangsamt und die Körperspannung verliert. War das Tier offensichtlich narkotisiert wurde es aus der Falle genommen und außerhalb der Box weiter behandelt. *Isofluran CP* wird gut von Kleinsäugetern, wie dem Feldhamster vertragen (Monecke *et al.* 2013; mündl. Weinhold). Es beruhigt das Tier für 3 bis 4 Minuten in denen alle nachfolgend beschriebenen Behandlungsschritte durchgeführt werden konnten. Sollte das Tier zwischenzeitlich - vor Ende aller Behandlungsschritte - aufgewacht sein, wurde es zurück in die Narkose-Box gelegt und nochmals betäubt. In keinem Fall kam es bei der Betäubung zu Komplikationen oder gar zum Tod von Individuen.



2.4.2 Geschlechtsbestimmung, Gewichtsbestimmung und Haarprobennahme

Von allen gefangen und sedierten Feldhamstern wurde zunächst das Geschlecht bestimmt. Die Bestimmung erfolgte anhand des Vorhandenseins von Zitzen bei Weibchen und deren Fehlen bei männlichen Vertretern. In vielen Fällen konnten Feldhamstermännchen jedoch an bereits vergrößerten Hoden identifiziert werden, welche nur zur Paarungszeit außerhalb der Bauchhöhle im Scrotum liegen (Weinhold & Kayser 2006). Nach der Bestimmung des Geschlechts wurden die Tiere mit einer elektronischen Briefwaage des Herstellers *Maul* (MAULalpha bis 2000g) in einer Plastikschaale gewogen. Von allen gefangenen Tieren wurde zudem eine Haarprobe genommen, welche in einer parallel laufenden populationsgenetischen Studie analysiert wurde. Hierzu wurde mit einer Pinzette ein kleines Haarbüschel samt Haarwurzeln aus dem Fell gezogen und in ein gefaltetes Filterpapier überführt. Diese wurde anschließend in einem Ziplock-Beutel mit Trocknungsmittel verpackt und bei Raumtemperatur dunkel gelagert.

Da für die hier durchgeführte Reproduktionsstudie nur weibliche Feldhamster von Interesse waren, war die Behandlung der Männchen mit der Wägung abgeschlossen und diese konnten zurück in die Falle gelegt werden. Nach vollständigem Erwachen aus der Narkose wurden die Tiere in der Falle zurück an ihren Bau gebracht und dort freigelassen.

2.4.3 RFID Transponder

Feldhamsterweibchen wurden, neben der im nachfolgenden Kapitel 2.4.4 beschriebenen Ausstattung mit Radiosender-Halsbändern, zusätzlich mit **RFID**-Transpondern (radio-frequency identification“) individualisiert. Damit sollte die Möglichkeit gegeben werden, Untersuchungstiere zu identifizieren, welche ihr Sender-Halsband verloren haben oder auch tot aufgefunden wurden. Die RFID-Transponder im sterilen Einmalinjektor der Firma *UNO* (PICO-ID ISO Transponder, 7 mm x 1,25 mm, > 0,1g) wurden, während der Narkose, zwischen den Schulterblättern subkutan injiziert und mit einem systemkompatiblen RFID-Lesegerät der Firma *Chipdeal* ausgelesen (Abb. 7). Jeder RFID-Transponder besitzt einen individuellen Code, welcher über den Aufbau eines magnetischen Feldes, erzeugt vom Lesegerät, vom Transponder abgerufen werden kann. Diese Art der Individualisierung von Untersuchungstieren gehört inzwischen zur Standardmethode und wurde bereits in vielen Studien zum Feldhamster eingesetzt (Weinhold 1998a; Roiser-Bezan 2010; Müskens *et al.* 2011; Heimann 2013).

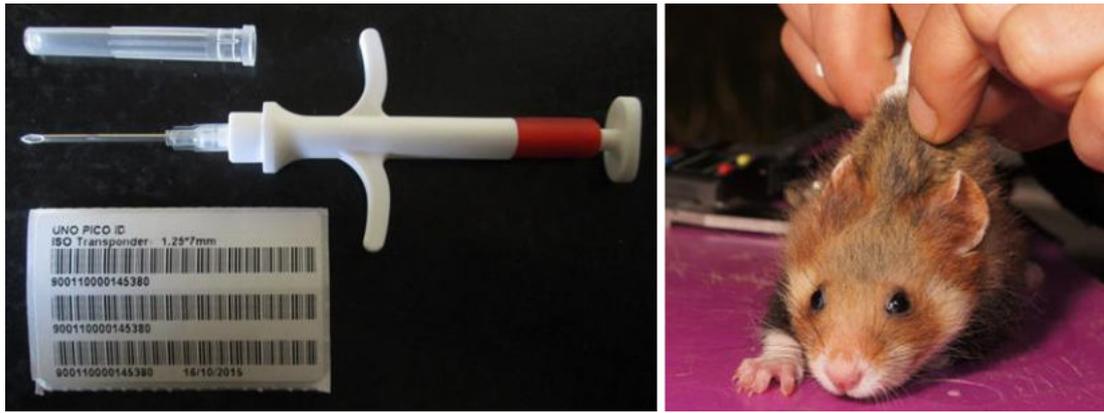


Abb. 7: Links: RFID-Transponder im sterilen Einmalinjektor mit Identifikationsnummer. Rechts: Subkutane Injektion eines RFID-Transponderchips bei einem narkotisiertem Jungtier.

2.4.4 Besenderung

In dieser Untersuchung sollten Feldhamsterweibchen über den gesamten Reproduktionszeitraum beobachtet werden. Zur Lokalisation der Weibchen und damit auch der Baue an denen sie ihre Jungtiere zur Welt bringen, wurden diese mit Radiotelemetriesendern ausgestattet. Verwendet wurden hierfür Sender-Halsbänder (Cable-tie Collar: 6 g) der Firma *Biotrack* im Frequenzbereich zwischen 150 und 151 MHz (Abb. 8).

Besondert wurden nur Weibchen ab einem Gewicht von 200 g. Das Gewicht von Sender inklusive des Halsbandes betrug demnach nicht mehr als 5% des Eigengewichtes der Tiere (bei 200g, 10g). Bei der Applikation des Senders unter Narkose wurde darauf geachtet, dass ein Abstreifen des Halsbandsenders durch etwaige Putzbewegungen mit den Vorderextremitäten ausgeschlossen werden konnte, das Halsband jedoch nicht zu fest angelegt war, um Einschnürungen in die Haut zu verhindern. Weibchen, die im Verlauf der Saison ohne Senderhalsband zurückgefangen wurden, wurden mit neu besendert. Es wurde zudem bei Tieren die in räumlicher Nähe zueinander gefangen wurden, darauf geachtet, dass die Senderfrequenzen möglichst weit auseinander lagen um Signalüberschneidungen bei der späteren Ortung auszuschließen. Am Ende der Untersuchung Ende September sollen die noch lebenden Weibchen zurückgefangen und der Sender unter Narkose entfernt werden.

Die Wahl des Senderhalsbandes als Applikationsmethode basierte auf den Abwägungen von Weinhold (1998), der Besenderungsmethoden für Kleinsäuger wie sie Kenward (1987) beschreibt, im Hinblick auf ihre Risiken für den Feldhamster verglich. In einer Studie testetet er die Verträglichkeit der Sender-Halsbänder, v.a. in Bezug auf die Behinderung der Backentaschen, konnte aber keine Hinderung feststellen die den Gesundheits- oder Ernährungszustand der Tiere negativ beeinträchtigte (Weinhold 1998b).



Abb. 8: Links: Sender-Halsband der Firma *Biotrack*. Der Sender (a) ist an einem Kabelbinder (b), welcher als Halsband dient, befestigt. Der Kabelbinder und die vom Sender abgehende externe Antenne wird von einem weichen Schlauch umhüllt (c), welcher einerseits das Einschneiden des Senders am Hals des Tiers verhindert, andererseits die Antenne vorm Nagen der Jungtiere schützen soll. Rechts: Besenderung eines Feldhamsterweibchens mit einem Senderhalsband.

2.5 Telemetrie

Ab dem Zeitpunkt der Besenderung wurden die Weibchen zweimal wöchentlich mittels Telemetrie lokalisiert. Dafür wurden die Baue, an denen die Tiere zuletzt geortet wurden, in den Nachmittagsstunden, in denen die Tiere in der Regel nicht oberirdisch aktiv sind, ange laufen und die Senderfrequenzen mittels eines Empfangsgerätes (Receiver VR 500 + HB9CV active) und einer H-Antenne (Antenne HB9CV) der Firma *Wagner Telemetrie* angepeilt. Die Reichweite der Sendersignale von Tieren die sich bei der Peilung im Bau aufhielten war verhältnismäßig gering und variierte zwischen 2 bis maximal 50 Metern. Oberirdisch lag die Signalreichweite dagegen zwischen 200-400 Metern. Konnte am Bau eines Untersuchungsweibchens kein Signal empfangen werden, wurde zuerst der jeweilige Acker in Bahnen nach ihm abgesucht. Hatte das Tier den Bau gewechselt wurde dieser neu per GPS eingemessen. Konnte beim Absuchen der Fläche der letzten Ortung kein Signal festgestellt werden, wurde die Umgebung abgesucht. Zudem wurde versucht das Tier am alten Aufenthaltsort zurückzufangen, um auszuschließen, dass nicht nur der Sender ausgefallen war und um festzustellen, ob das Tier noch am Leben und auch weiterhin am alten Standort ist. Konnte von einem Weibchen über mehre Telemetrie-Tage kein Signal festgestellt, das Tier nicht zurückgefangen und auch nicht, wie im folgenden Abschnitt beschrieben, mittels einer Wildkamera aufgezeichnet werden, wurde es als „mit unbekanntem Schicksal verloren“ gewertet.



2.6 Wildkamera-Beobachtung

Ab Anfang Juni wurden die Baue der besenderten Weibchen mit Wildkameras überwacht, um das Auftauchen von Jungtieren des ersten Wurfes und aller folgenden Würfe feststellen zu können. Der Zeitpunkt für den Beginn der Kameraaufzeichnung richtete sich dabei nach dem in anderen Studien beobachteten ersten Auftauchen der Jungtiere außerhalb des Mutterbaus Mitte Juni/ Anfang Juli (Franceschini-Zink & Millesi 2008; Hufnagl, Franceschini-Zink, & Millesi 2010). Zur Überwachung wurden Wild-/Überwachungskameras der Firmen *Tevion* bzw. *Maginon* (Modell WK 1, 5.0 Megapixel, 3 Zonen Bewegungssensor und Infrarotblitz) an Holzpfähle gebunden und diese so in der Nähe des Baus platziert, dass der Baueingang/die Baueingänge im Fokus des Aufnahmebereichs lagen (Abb. 9a). Die Kameras wurden so programmiert, dass sie zwischen 17 Uhr abends und 10 Uhr morgens beim Auslösen des Bewegungsmelders Videosequenzen von 30 Sekunden Länge aufzeichneten, diese mit Zeit- und Datumstempel synchronisierten und auf auswechselbaren Speicherkarten ablegten. Die Speicherkarten wurden alle 3-4 Tage ausgetauscht und die Videos am PC auf Jungtieraktivität überprüft (Abb. 9b). Vor der Ernte wurden die Kameras aus den jeweiligen Feldern herausgenommen. Zeitnah nach der Ernte wurden sie zurück an die Baue der jeweiligen Weibchen gesetzt, die innerhalb bzw. in nächster Nähe zu einer Feldhamsterschutzmaßnahme lagen. Hiermit konnte ausgeschlossen werden, dass die Kameras durch die anschließende landwirtschaftliche Bodenbearbeitung auf den Flächen, beschädigt wurden. Auf Flächen ohne Schutzmaßnahmen wurden die Kameras erst nach der ersten Bodenbearbeitung zurückgebracht.

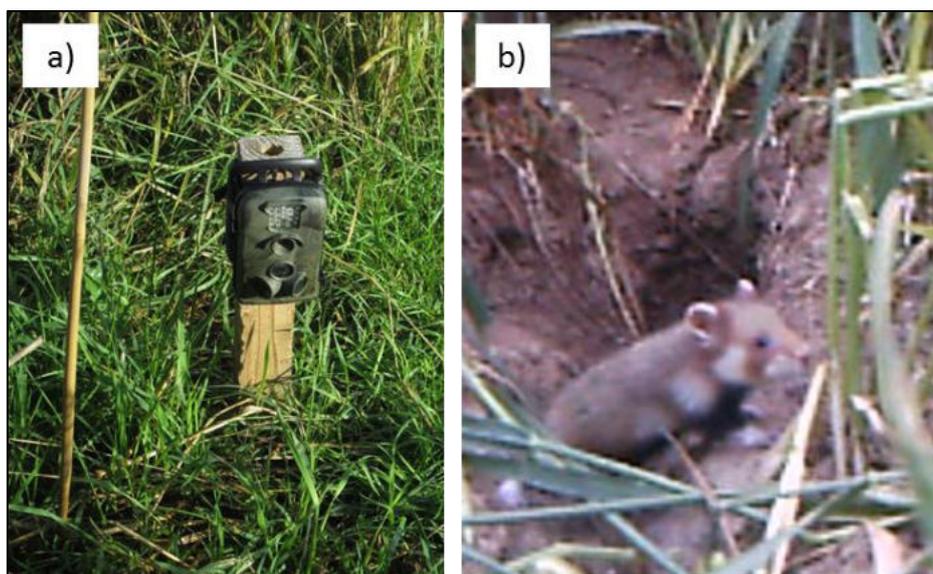


Abb. 9: a) Wild-/Überwachungskamera der Firma *Maginon* vor einem Feldhamsterbau. b) Screenshot einer Videoaufnahme mit der das erste Auftauchen eines Jungtiers registriert wurde.



2.7 Fang-Wiederfang von Jungtieren

Ab dem Zeitpunkt, an dem in einem Gebiet Jungtiere mittels Wildkamera außerhalb des Baus aufgezeichnet werden konnten, wurden dort die Mutterbaue regelmäßig zweimal wöchentlich in den Abendstunden zwischen 18 und 01:00 befangen. Um möglichst alle Jungtiere eines Wurfes abzufangen wurden zwischen 4 und 8 Fallen, je nach Anzahl der Bauausgänge, an den Mutterbauen aufgebaut und diese in regelmäßigen Abständen kontrolliert. Gefangene Jungtiere wurden beim Erstfang von der Falle in einen trichterförmigen Fangsack, wie in Abb. 10a dargestellt, überführt und in der engen Sackspitze quasi automatisch fixiert (Abb. 10b). Durch eine Klettverschluss-Öffnung wurden Tibia- und Hinterfußlänge gemessen (Abb. 10c) sowie das Geschlecht bestimmt (Abb. 10d). Das wurde Tier samt Fangsack gewogen und das Eigengewicht des Stofftrichters anschließend abgezogen. Jungtiere ab einem Gewicht von 60g wurden in der Narkose-Box mit *Isofluran CP* betäubt und bekamen einen RFID-Transponder nach gleicher Vorgehensweise wie bereits bei der Behandlung von adulten Weibchen im Kapitel 2.4.3 beschrieben, injiziert. Bei leichteren/kleineren Tieren war die Injektion nicht möglich, da nicht genügend Unterhautgewebe vorhanden war. Nach dem Aufwachen aus der Narkose wurden die Tiere in der Falle zurück zum Bau gebracht und dort freigelassen.

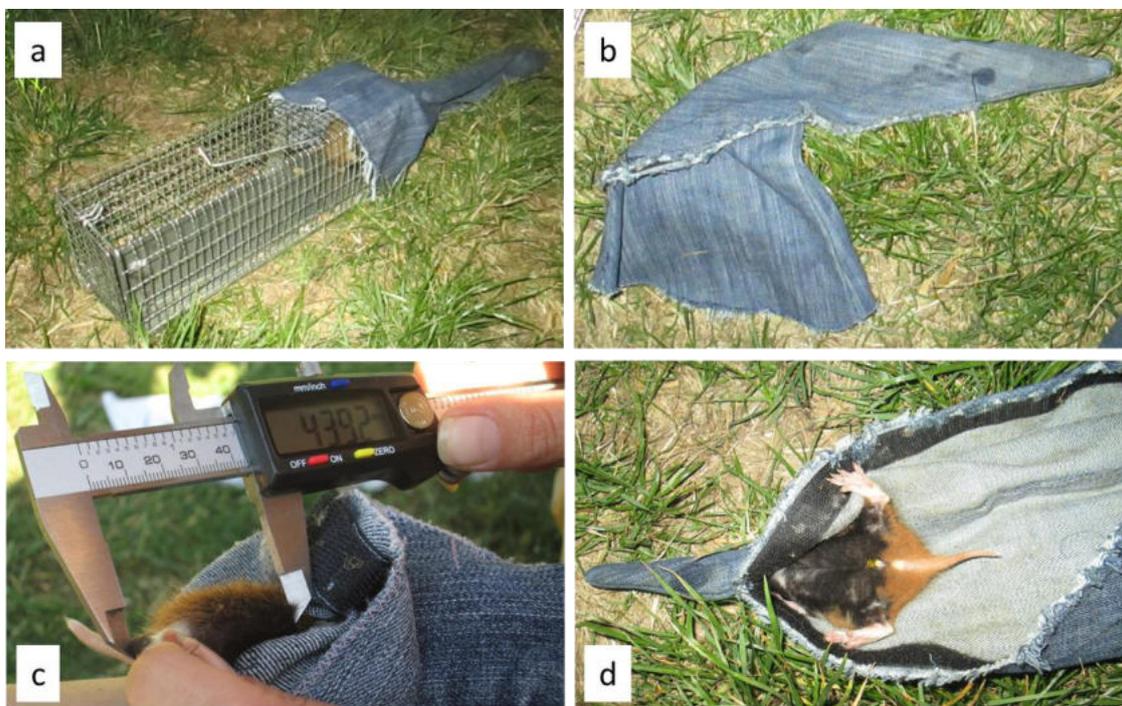


Abb. 10: Fixierung und Handling von Jungtieren im Fangsack. *a)* Überführung: Das Jungtier läuft von der Falle in den übergestülpten Fangsack. *b)* Fixierung: Das Jungtier läuft mit dem Kopf voran in die Spitze des Fangsacks und wird dort fixiert. *c)* Vermessung: über eine Öffnung wird Tibia und Hinterfuß vermessen und *d)* das Geschlecht des Jungtiers bestimmt.



Wurden die Tiere bei späteren Fängen zurückgefangen, wurden sie lediglich in den Fangsack überführt, der RFID-Transponder durch den Stoff hindurch ausgelesen und ihr Gewicht, wie beim Erstfang beschrieben, bestimmt. Anschließend wurden die Jungtiere in der Fangsocke zurück zum Bau gebracht und freigelassen.

Das Handling von Jungtieren mittels der Methode der Fangsocke wird bei der Wiener Feldhamsterpopulation seit vielen Jahren praktiziert und gut von den Tieren vertragen. Diese Methode erlaubt ein stressfreies Handling ohne die agilen Jungtiere beim Wiederfang nochmals betäuben zu müssen (Franceschini-Zink & Millesi 2008; Hufnagl, Franceschini-Zink, & Millesi 2010; Roiser-Bezan 2010) .

Beendet wurde der Jungtierfang wurde am 18.09.2013 im Langgöns.

2.7.1 Genetische Verwandtschaftsanalyse in Zweifelsfällen

Eine genetische Überprüfung der Verwandtschaft von Jungtier und potentieller Mutter mittels Mikrosatellitenanalyse erfolgte, wenn:

1. ein bereits individualisiertes Jungtier am Bau eines anderen Untersuchungsweibchens zurückgefangen wurden, oder
2. Jungtiere am Bau eines Weibchens gefangen wurden, das bereits nach mehreren Telemetrie-Tagen nicht mehr geortet werden konnte
3. Jungtiere nur einmal am Bau eines Weibchens gefangen wurde, welches jedoch sowohl im Vorfeld als auch im Anschluss an den Jungtierfang, basierend auf der Auswertung der Wildtierkameraaufzeichnungen, keine Anzeichen eines Wurfes zeigte.

Die Bearbeitung und Auswertung der Proben wurde bei Mitarbeitern des Senckenberg-Institutes - Abteilung für Naturschutzgenetik, an dem diese Arbeit betreut wurde, in Auftrag gegeben.

Die Extraktion der Proben erfolgte in einem speziellen DNA Labor. Der Laborplatz wurde deshalb täglich mit Ethanol gereinigt und mit frischen Labortüchern ausgelegt. Nach jeder Präparation wurden die Oberflächen erneut mit Ethanol gesäubert. Das Präparierbesteck, feine Pinzetten und Schere, wurden nach jeder Präparation mittels eines Bunsenbrenners sterilisiert. Für jede Probe wurden jeweils frische Laborhandschuhe genutzt. Es wurde versucht, von je-der Probe mindestens 10 gekürzte, präparierte Haare mit Haarwurzeln in ein 1,5 ml Eppendorfgefäß zu überführen. Die Extraktion erfolgte mit dem QIAamp® DNA Inves-



tigator Kit (Qiagen). Im Anschluss an die DNA Extraktion erfolgt die Amplifikation von artspezifischen Mikrosatelliten (Tab. 1). Die Methodik ist eingehend in Reiners 2009 und Reiners 2011 beschrieben. Die Auswertung und Interpretation erfolgte durch die Mitarbeiter des Senckenberg Forschungsinstitutes.

Tab. 1: Auflistung der verwendeten Mikrosatellitenloci. Die Loci IPK stammen aus der Veröffentlichung von Jakob & Mammen 2006 und die Ccri Loci stammen aus der Veröffentlichung von Neumann & Jansman 2004. Zusätzlich ist jeweilige Fluoreszenzmarkierung, die ungefähre Produktlänge sowie die Gruppierung in Multiplexreaktionen aufgeführt (MM- Multiplex Mix).

Locus	Farbstoff			~Länge	MM
IPK06	FAM			80 bp	A
IPK05	FAM			150 bp	
IPK12		VIC		100 bp	
IPK07		VIC		160 bp	
IPK01			NED	140 bp	
IPK09			NED	185 bp	
Ccri4	FAM			140 bp	B
Ccri10		VIC		160 bp	
Ccri11		VIC		103 bp	
Ccri20			NED	154 bp	
Ccri17	FAM			211 bp	C
Ccri19	FAM			124 bp	
IPK02			NED	208 bp	
IPK03			HEX	187 bp	D
Ccri12			HEX	114 bp	
Ccri15			NED	139 bp	
Ccri13	FAM			108 bp	
Ccri03	FAM			174 bp	

Die Auswertung der Verwandtschaft erfolgte durch den Vergleich von gleichen Allelen an den 18 Mikrosatellitenloci. Durch die Segregation in der Keimbahn, teilen sich Mutter und Jungtier immer mindestens ein Allel an jedem Genort (= Locus). Dieser Sachverhalt wurde genutzt um die Zugehörigkeit eines Jungtieres zu einem Muttertier zu überprüfen.



2.8 Videokastefallen

In der vorliegenden Untersuchung sollte unter anderem der Frage nachgegangen werden, ob sich die Gewichtsentwicklung von Jungtieren im Primärhabitat von der in Erhaltungszuchten oder Wiederansiedlungen unterscheidet. Hierfür wurden Baue, an denen Jungtiere gefangen und mittels RFID-Transpondern individualisiert wurden, mit einer Videokastefalle überwacht. Die Videokastefalle erlaubt eine automatische Erfassung des Gewichts, ohne manuelles Handling. Wie in Abb. 11 dargestellt, besteht die Falle aus einer Waage, einem Futternapf und einer Videokamera. Des Weiteren verfügt das Gerät über ein Transponder-Auslesegerät mit welchem individualisierte Tiere identifiziert werden können. Betritt ein Tier die Falle, wird über den Wiegesensor der Waage die Kamera ausgelöst und die Video- und Gewichtsdaten automatisch mit Zeit und Datum synchronisiert und gespeichert. Die Aufzeichnungszeit der Kamera beträgt dabei 30s nach ihrer Auslösung, das Gewicht wird im Sekundentakt gemessen und auf einem USB-Stick gespeichert. Als Köder diente in diesem Falle eine Körnermischung (Crispy Muesli Hamster & Co. von *Versele-Laga*).

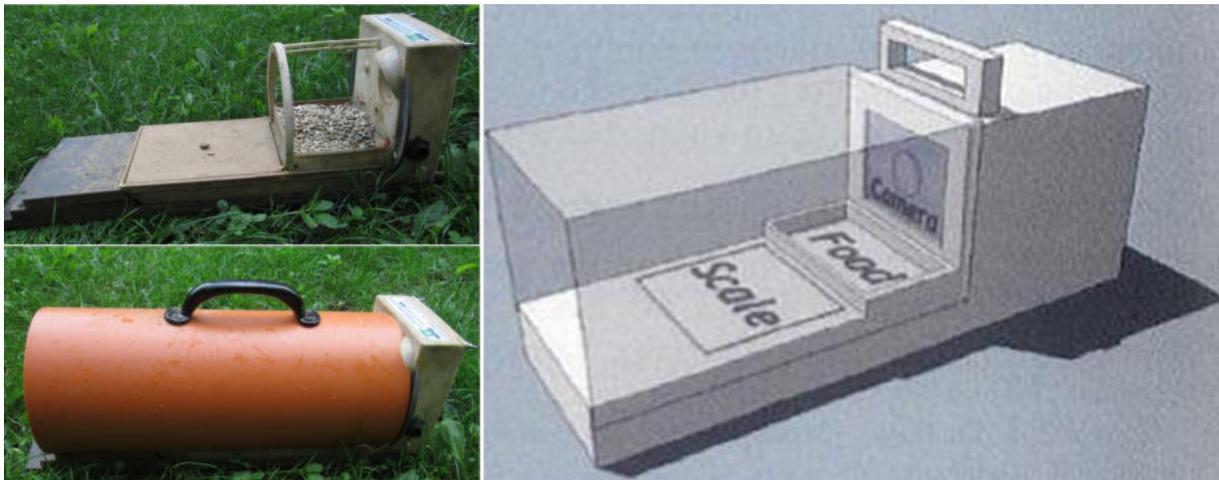


Abb. 11: Aufbau der Videokastefalle *Made by Theo* zur automatischen Aufzeichnung von Gewichtsentwicklungen.

Es wurde versucht von allen Würfeln in zeitnahen Abständen Gewichtsdaten zu erfassen. Dafür rotierte die Videokastefallen zwischen den Mutterbauen beider Gebiete.



2.9 Datenauswertung

2.9.1 Fangerfolg im Frühjahr

Der Fangerfolg im Frühjahr wurde, basierend auf den zuvor kartierten Bauen, graphisch dargestellt und deskriptiv ausgewertet. Ebenfalls wurde die Geschlechterverteilung ausgewertet. Die erhobenen Gewichtsdaten wurden mittels der Darstellung als Histogramm auf Normalverteilung geprüft und anschließend mittels t -Test auf Unterschiede zwischen den Geschlechtern und den Untersuchungsgebieten getestet.

2.9.2 Wurfstatistik

Ein Ziel der Arbeit war die Erfassung der Wurfparameter Wurfgröße und Wurfanzahl. Diese Daten wurden mit *Microsoft Excel* strukturiert und anschließend ebenfalls *Excel* oder mit Statistiksoftware *R (3.0.1)* graphisch dargestellt und daraufhin analysiert. So wurde für jedes Weibchen die Anzahl der Jungtiere und Anzahl der Würfe ermittelt. Die Jungtieranzahl je Weibchen ergab sich dabei aus der Anzahl der am jeweiligen Weibchenbau gefangenen Jungtiere, wurde jedoch in einzelnen Unsicherheitsfällen, wie sie in Kapitel 2.7.1 beschrieben wurden, durch die Ergebnisse der genetische Verwandtschaftsanalyse korrigiert. Zudem wurden, unter Einbezug aller der Untersuchungsweibchen, die sich erfolgreich Fortpflanzen konnten, die mittlere Wurfgröße und die Wurfanzahl ermittelt. Weiterhin wurde auch die Geschlechterverteilung der gefangenen Jungtiere bestimmt.

2.9.3 Errechnung des Geburtstages von Jungtieren Anhand der Gewichtsentwicklung

Die Gewichtszunahme der Jungtiere ist abhängig von der Zeit, daher sollte es möglich sein Anhand des Gewichts das Alter von Jungtieren bzw. der Würfe ermitteln zu können. Ziel war es Formeln für die Gewichtsentwicklung zu errechnen, mit denen dann anhand des Jungtiergewichts das Geburtsdatum der Jungtiere bzw. der Würfe zurück gerechnet werden kann.

Die Gewichtsdaten, die zur Ermittlung der Gewichtsentwicklung verwendet wurden, setzten sich aus den Gewichtsaufzeichnungen der Videokastenfalle und den beim Erstfang und den Wiederfängen aufgenommenen Daten zusammen. Um für jedes Jungtier eine Gewichtsreihe über die Zeit erstellen zu können, mussten die Rohdaten der Videokastenfalle zuerst überprüft und sichere Gewichtsdaten selektiert werden.



Selektion der automatisierten gewonnenen Gewichtsdaten

Da die Kamera der Videokastenfalle nicht bei allen Gewichtsmessungen ausgelöst und der RFID-Chip der Tiere immer zuverlässig ausgelesen wurde, wurden im ersten Selektionsschritt nur Gewichtsdaten ausgewählt, zu welchen auch eine Videoaufzeichnung vorlag. So konnte sichergestellt die Gewichte auch wirklich zu einem Feldhamster und keinem anderen Tier gehören. In nächsten Schritt wurden die Videos zu den einzelnen Gewichtsaufnahmen manuell darauf überprüft, dass nur ein Tier in der Falle gewogen wurde und ob sich das Tier für mehrere Sekunden ruhig auf der Waage verhielt. Gewichte von Tieren die im Futternapf der Falle saßen oder nur kurz in die Falle liefen und diese inspizierten, wurden verworfen. Gewichtsdaten von Jungtieren zu denen keine RFID Kennung gespeichert waren, jedoch Videos vorlagen, wurden nach gleicher Vorgehensweise behandelt und als unbekanntes Jungtier des jeweilig beobachteten Weibchens gespeichert. Von jeder der 30s dauernden Videosequenzen eines Tiers wurde letztlich nur ein einzelnes Gewicht selektiert. Schwankten diese, wurde immer das am häufigsten aufgetretene Gewicht gewählt. Die selektierten, Gewichtsdaten der Jungtiere sowie deren Gewichte bei den Fängen, wurden für alle Jungtiere eines Weibchens in gesonderten Tabellen gespeichert. Diese Daten wurden nochmals so ausgedünnt, dass letztlich für ein Jungtier an einem Messtag nur noch ein Gewicht zählte. Die Gewichtsdaten der unbekanntes Jungtiere wurden, soweit diese in das Entwicklungsmuster eines anderen bekannten Jungtieres desselben Wurfes passten, diesem zugeordnet. War dies nicht möglich wurde die Daten verworfen. Für jedes Tier lagen letztlich die Informationen Tier-ID (RFID), Weichen-ID, Wurfnummer (1. oder 2. Wurf) sowie die Messtage (Datum) mit dem jeweiligen Gewicht vor. Die einzelnen Gewichtsdatensätze der Weibchen (n=14) wurden nach endgültiger Selektion zu einem Gesamtdatensatz zusammengefasst.

Alignierung der Gewichtsdaten

Die beobachteten Würfe der verschiedenen Weibchen traten zu unterschiedlichen Zeiten auf bzw. befanden sich in unterschiedlichen Entwicklungsphasen, z.B. Subadultes Jungtier aus dem eines ersten Wurfes und Jungtier eines 2. Wurfes. Um die Jungtiere für die Berechnung der Entwicklungskurve auf eine gemeinsame Entwicklungsstufe zu bringen, wurden sie anhand ihrer Gewichte, basierend auf der Annahme, dass die Tiere in unteren Gewichtsbereichen in etwa das gleiche Alter haben, aligniert. Dabei wurden, wie in Abb. 12 dargestellt die



Gewichts-Zeitreihen ganzer Würfe so verschoben, dass sie mit denen Gewichten anderer Würfe zusammenpassten.

23/06/2013	24/06/2013	25/06/2013	26/06/2013	27/06/2013	28/06/2013	29/06/2013	30/06/2013	01/07/2013	02/07/2013	03/07/2013	04/07/2013	05/07/2013	06/07/2013	07/07/2013	08/07/2013	
			125			167	165	167	169							
									189	191						
									181	184						
			144	151												
			118			130										
			93	97												
			139	145	153				171							
			120	134	139				159			182				
			138	143	149				166					213		
									181					220	230	

23/06/2013	24/06/2013	25/06/2013	26/06/2013	27/06/2013	28/06/2013	29/06/2013	30/06/2013	01/07/2013	02/07/2013	03/07/2013	04/07/2013	05/07/2013	06/07/2013	07/07/2013	08/07/2013	
			125			167	165	167	169							
									189	191						
									181	184						
			144	151												
			118			130										
			93	97												
			139	145	153				171							
			120	134	139				159			182				
			138	143	149				166					213		
									181					220	230	

Abb. 12: Alignierung der Gewichtsdaten. *Oben:* Originaldaten zweier Würfe (gelb und grün). *Unten:* Anpassung der Gewichte des zweiten Wurfes an die des Ersten.

Nach Anpassung der Gewichte aller Würfe, wurde der Anfang der Zeitskala (Tage) für die Gewichtsentwicklung an den ersten Tag der ersten Gewichtsaufzeichnung gesetzt.

Statistische Auswertung der Gewichtsdaten

Der Gesamtdatensatz der Jungtiergewichte wurde, vor der statistischen Analyse, auf Gewichtsdaten < 250g reduziert, da, so La Haye (2011), die Altersbestimmung von Jungtieren ab diesem Gewicht unzuverlässig wird. Der reduzierte Datensatz enthielt nach der Reduktion noch 229 Gewichtsdaten, verteilt über einen Zeitraum 71 Tage. Die Analyse täglicher Gewichte erschien nicht sinnvoll, da diese immer nur von einzelnen Individuen bzw. einzelne Würfen stammten. Zur Darstellung der Gewichtsentwicklung ab dem Zeitpunkt der ersten



Gewichtsmessung, wurden die Daten daher wochenweise zusammengefasst und die Mittelwerte und Standardabweichungen für diese insgesamt 10 Beobachtungswochen berechnet. Hierbei ist aufgefallen, dass die Gewichtsentwicklung ab der 6. Woche rückläufig war, bzw. stagnierte. Zudem lagen in der für die Wochen 9 und 10 nur Einzelwerte eines Jungtieres vor. Die Selektion der Gewichtsdaten ab der 6. Woche zeigten, dass bis auf einen einzigen Gewichtswert alle von den Jungtieren des Weibchens Nr. 7 stammten. Eins dieser Jungtiere veränderte sein Gewicht über den Zeitraum von 6 Tagen nicht bzw. hat an Gewicht verloren. Weitere Tiere des Wurfes zeigten nur sehr geringe Gewichtszunahmen. Da die Gewichtsentwicklung dieser Tiere nicht repräsentativ für die Jungtierentwicklung war, wurde der Datensatz von Weibchen Nr. 7 nicht in die weiteren Analysen einbezogen. Damit reduzierte sich der Gesamtdatensatz auf 166 Gewichtsdaten über einen Zeitraum von 7 Wochen.

Ermittlung von Formeln für die Gewichtsentwicklung von Jungtieren

Die Analyse der Gewichtsentwicklung in Abhängigkeit verschiedener Einflussparameter, erfolgte im Statistikprogramm R mittels ANOVA (analysis of variance). Für diese Berechnung wurden aus dem bereits reduzierte Datensatz (n=166) nochmals 11 Gewichtsdaten aus den Wochen 6 und 7 ausgeschlossen, da diese nur von einem Jungtier stammten, das Gewicht verlor. Somit wurden die Berechnungen mit 155 Gewichtsdaten verteilt über 5 Wochen durchgeführt. Mit diesen Daten wurden verschiedenen Modelle getestet. Im Ersten Modell wurde getestet ob die erklärenden Variablen „Tag“ und „Geschlecht“ einen Einfluss auf die abhängige Variable „Gewicht“ haben sowie berechnet ob Interaktion der Variablen „Geschlecht“ und „Tag“ das Gewicht beeinflussen, heißt, das Gewicht an einem bestimmten Tag abhängig ist vom Geschlecht. Aus diesem Modell wurden schrittweise die Variablen herausgenommen, die keinen signifikanten Einfluss auf das Gewicht hatten. Das beste Modell lieferte letztlich die Formeln für die Gewichtsentwicklung, mit deren Hilfe das Geburtsgewicht zurückgerechnet werden konnte.

2.9.4 Berechnung des Geburtstags von Junghamstern

Um den Geburtstag der Jungtiere zurückzurechnen, wurde in die jeweilige geschlechtsspezifischen Formel für die Gewichtsentwicklung, für $y = 5g$ eingesetzt, was dem Geburtsgewicht für Feldhamster in der Literatur entspricht (Vohralik 1975). Die ermittelten Werte, für Weibchen = 10 und Männchen = 9, entsprechen dem „wahren“ Alter zum ersten Gewichts-



Messtag. Dem zufolge, waren Weibchen am ersten Messtag bereits 10 Tage als, männliche Jungtiere 9 Tage. Der Geburtstag eines Wurfes wurde schließlich durch Abzug des errechneten „wahren“ Alters der Jungtiere vom ersten Messdatum eines jeden Wurfes ermittelt.

2.9.5 Überlebensrate beobachteter Untersuchungsweibchen

Im Laufe der Untersuchung ist es, wie erwartet zum Verlust von Tiere gekommen, entweder mit unbekanntem Schicksal oder durch nachgewiesene Prädation. Einige Weibchen konnten über den gesamten Untersuchungszeitraum beobachtet werden. Für den gesamten Untersuchungszeitraum wurden die monatlichen Überlebensraten mittels der Mayfield Methode (Mayfield 1961) wie folgt berechnet:

$$\text{monatliche Überlebensrate} = \left(\frac{(\sum \text{überlebte Tage je Weibchen} - \Delta \text{Verluste})}{\sum \text{überlebte Tage je Weibchen}} \right)^{\Delta \text{Tage im Monat}}$$

Der prozentuale Anteil der Weibchen, welche seit Beginn der Untersuchung noch am Leben sind errechnete sich für die einzelnen Monate wie folgt:

$$\text{Anteil überlebender Weibchen} = \text{monatl. Überlebensrate} \times \text{Anteil (\% der überlebenden Tiere des Vormonats)}$$

Da bei den Berechnungen der Überlebensrate nur die Mortalität einbezogen werden konnte, wurden die Weibchen deren Schicksal unbekannt war als tot gewertet, was dem „worst case“ Szenario entsprechen würde.



3 Ergebnisse

3.1 Frühjahrs-Fangerfolg

Zur Lokalisation von Untersuchungstieren wurden in den Gebieten Langgöns (LG) und Main-Kinzig-Kreis (MKK) ab dem 01. Mai Feldhamsterbaue auf vorausgewählten Flächen kartiert und an den ermittelten Bauen ab dem 14.05.2013 versucht die Tiere zu fangen. In Langgöns konnten insgesamt 73 Feldhamsterbaue kartiert werden, in Main-Kinzig waren es 57 Baue. Der Fangerfolg lag für beide Gebiete bei 40%. In Langgöns konnten an 31 von 73 kartierten Bauen Feldhamster gefangen werden, im Main-Kinzig an 19 der insgesamt 57 Baue (Abb. 13a). Wie in Abb. 13b dargestellt konnten bei den Fängen insgesamt 19 Weibchen und 31 Männchen gefangen werden, was einem Geschlechterverhältnis von 1 : 1,6 entspricht. In Langgöns wurden doppelt so viele Männchen (n= 21) gefangen, wie Weibchen (n=10). In Main-Kinzig waren von 19 gefangenen Tieren 10 männlich und 9 weiblich.

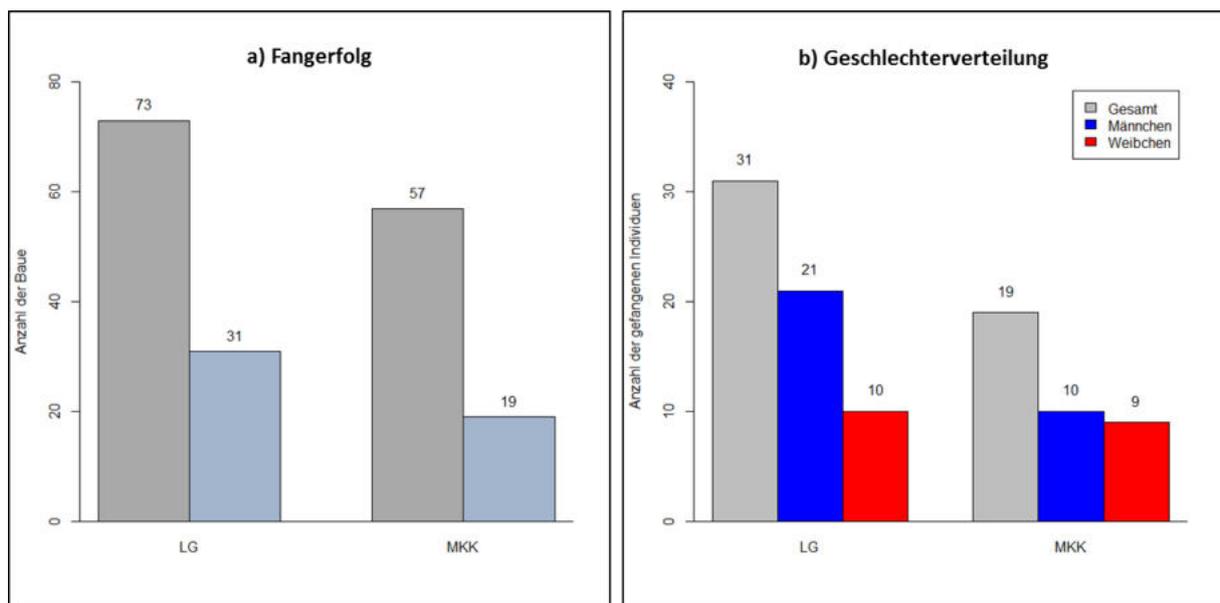


Abb. 13: Frühjahrs-Fangerfolg. *a)* Anzahl der in der Frühjahrskartierung festgestellten Baue (grau), gegenübergestellt der Anzahl der Baue an denen Feldhamster gefangen wurden (blau), getrennt nach Untersuchungsgebiet (LG = Langgöns, MKK = Main-Kinzig). *b)* Geschlechterverteilung der gefangenen Adulttiere, ebenfalls getrennt nach Untersuchungsgebiet (blau = Männchen, rot = Weibchen, grau = Gesamtanzahl der gefangenen Tiere).

Die Frühjahrgewichte der gefangenen Tiere waren normalverteilt. Zur deren Analyse wurden mittels *t*-Test Gewichtsunterschiede zwischen den Untersuchungsgebieten für die jeweiligen Geschlechter getestet (Tab. 2).



Tab. 2: Zusammenfassung der mittleren Frühjahrgewichte von Adultieren mit ihren Minimal- und Maximalgewichten, getrennt nach Untersuchungsgebiet und Geschlecht sowie den Ergebnissen der t-Tests zum Vergleich der mittleren Gewichte pro Geschlecht zwischen den Untersuchungsgebieten.

Ort	Geschlecht	n	Gewicht in [g]				t-Test			
			Min	Median	Mittelwert	Max	n	df	t-value	p-value
LG	m	21	245.0	386.5	370.0	540.0	31	16.03	0.77	0.45
MKK		10	280.0	398.5	396.6	558.0				
LG	w	10	190.0	287.0	286.9	355.0	19	13.05	1.49	0.16
MKK		9	182.0	371.0	336.8	412.0				

Im Mittel waren sowohl männliche als auch weibliche Tiere in Langgöns etwas leichter als in Main-Kinzig. Die Gewichtsunterschiede war jedoch nicht signifikant (Abb. 14). In Langgöns konnten Männchen mit Gewichten zwischen 245g und 540g gefangen werden. Im Mittel waren sie 370g schwer. In Main-Kinzig wurden ähnliche Gewichte für Männchen, zwischen 280g und 558g, gemessen. Das durchschnittliche Gewicht der Männchen in Main-Kinzig lag bei 397g. Die Gewichte der Weibchen in Langgöns reichten von 190g bis 335g. Im Mittel waren weibliche Tiere dort 287g schwer. In Main-Kinzig wogen die Weibchen beim Frühjahrsfang zwischen 182g und 412g, im Mittel 337g.

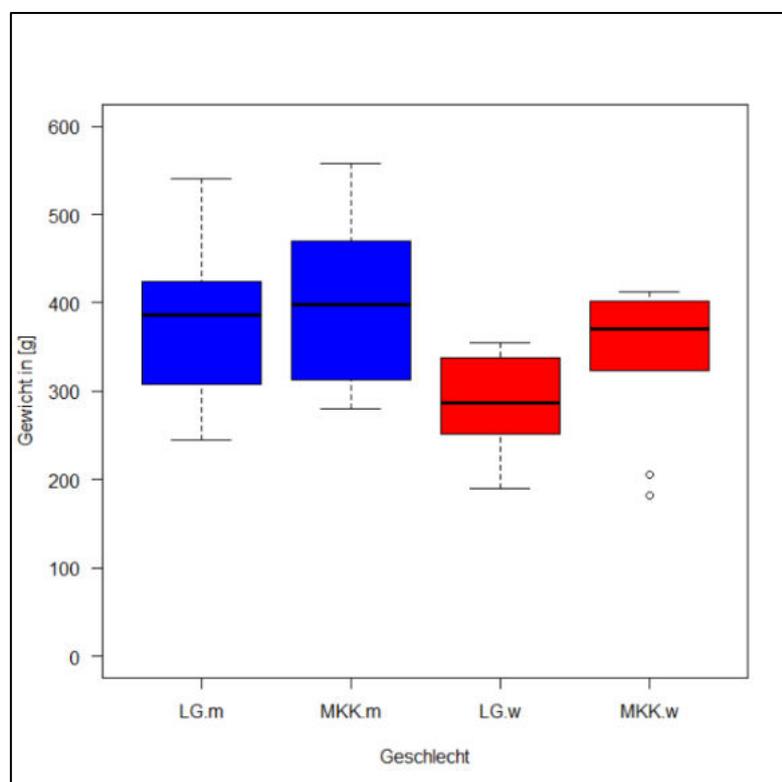


Abb. 14: Boxplot zur Darstellung der Gewichtsunterschiede für Männchen (blau) und Weibchen (rot) in den jeweiligen Untersuchungsgebieten Langgöns (LG) und Main-Kinzig (MKK).



Für die gesamte Stichprobe wurde mittels ANOVA (analysis of variance) der Einfluss der erklärenden Variablen „Geschlecht“ und „Ort“ auf die abhängige Variable „Gewicht“ getestet. Wie in Tab. 3 zusammengefasst, zeigte das Gewicht eine Abhängigkeit vom Geschlecht, nicht jedoch vom Untersuchungsort (Abb. 15).

Tab. 3: : Ergebnisse der ANOVA zur Überprüfung des Zusammenhangs der erklärenden Variablen „Ort“ und „Geschlecht“ und dem „Gewicht“ (abhängige Variable). Gegeben sind die jeweiligen Effekte der erklärenden Variablen mit ihrem Standardfehler (SE) und ihrer Signifikanz (** $P < 0,001$; ** $P < 0,01$; * $P < 0,05$; . $P > 0,1$). Modellevaluation $n = 50$; $SE = 79,01$; $df = 46$; Multiple $R^2 = 0,1945$; Adjusted $R^2 = 0,1595$; $p = 0,06915$.

	Effekt	SE	t-value	Signifikanz
Intercept	366.78	16.4	22.366	***
Geschlecht	36.27	23.4	-3.138	**
Ort	-73.43	23.4	1.55	

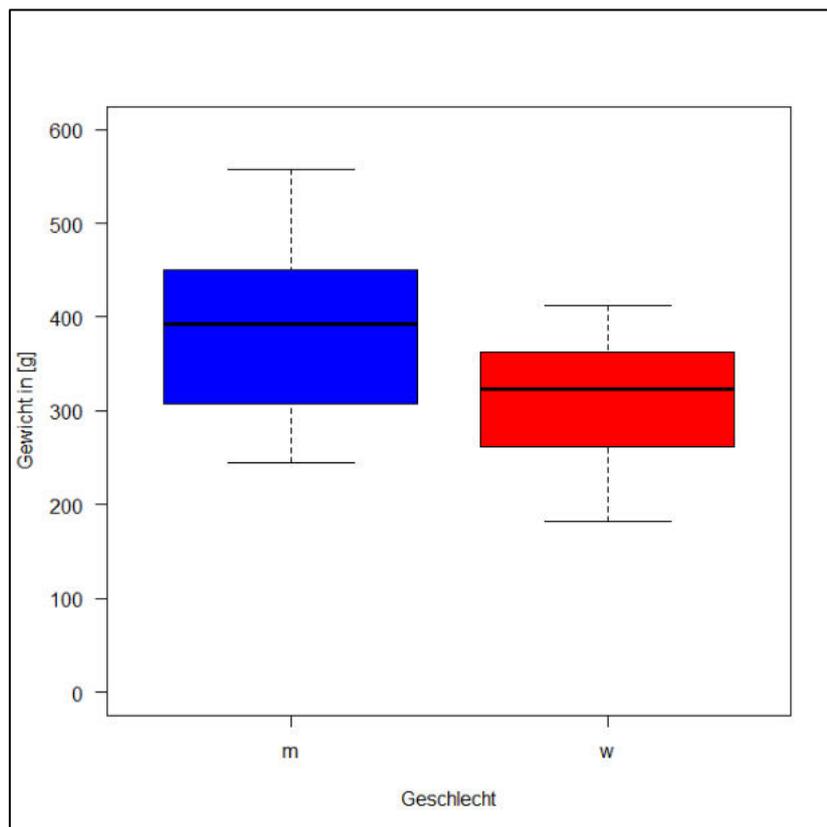


Abb. 15: Boxplot zur Darstellung des Gewichtsunterschiedes zwischen Männchen (blau) und Weibchen (rot) für die gesamte Stichprobe ($n = 50$).



3.2 Besenderte Weibchen und Verlustraten

In dieser Studie sollten nur Weibchen über 200g für die spätere Telemetrie besendert werden. In beiden Gebieten wurde während des Frühjahrfangs jeweils ein Weibchen gefangen das < 200g wog. Somit wurden in Langgöns 9 der 10 gefangenen Weibchen besendert, in Main-Kinzig wurden 8 von 9 Weibchen mit Sendern ausgestattet. Im Mai konnten insgesamt 15 Weibchen gefangen und besendert werden. Anfang Juni kam in beiden Gebieten je ein weiteres hinzu. Im Juli wurden in Main-Kinzig nochmals 2 Weibchen gefangen und mit Sendern ausgestattet. Insgesamt wurden 19 Feldhamsterweibchen besendert und anschließend mittels Telemetrie beobachtet. 10 Tiere in Main-Kinzig und 9 in Langgöns. Von Beginn der Untersuchung am 21. Mai, bis zu deren Ende am 18. September, kam es zum Verlust von 10 der insgesamt 19 besenderten Tiere. Von 9 der 10 verlorenen Tiere ist der Schicksalsstatus unbekannt. Ein Tier konnte tot gefunden werden. In beiden Gebieten lag der Verlust bei 5 Weibchen. Eine vollständige Auflistung der beobachteten Weibchen mit ihrem Besendungsdatum, dem Datum des letzten Kontaktes per Telemetrie oder Wildkamera, der jeweiligen Gesamtbeobachtungsdauer sowie deren Schicksalsstatus ist in Tab. 4 gegeben.

Tab. 4: Zusammenfassung der Parameter zu den einzelnen besenderten Untersuchungstieren. Grau hervorgehoben sind die Tiere die zum Ende der Untersuchung immer noch am Leben waren.

Weibchen ID	Gebiet	Besendungsdatum	Letzter Kontakt	Beobachtungsdauer in [d]	Status
1	LG	30/05/2013	18/09/2013	111	am Leben
2	LG	22/05/2013	18/09/2013	119	am Leben
3	LG	22/05/2013	18/09/2013	119	am Leben
4	LG	22/05/2013	08/08/2013	78	unbekannt
5	LG	22/05/2013	20/06/2013	29	unbekannt
6	LG	24/05/2013	18/09/2013	117	am Leben
7	LG	24/05/2013	10/08/2013	78	unbekannt
8	LG	24/05/2013	09/06/2013	16	unbekannt
9	LG	01/06/2013	16/06/2013	15	tot
14	MKK	21/05/2013	24/07/2013	64	unbekannt
16	MKK	21/05/2013	12/09/2013	114	am Leben
17	MKK	21/05/2013	21/06/2013	31	unbekannt
18	MKK	27/05/2013	31/07/2013	65	unbekannt
19	MKK	27/05/2013	12/09/2013	108	am Leben
21	MKK	28/05/2013	24/07/2013	57	unbekannt
22	MKK	28/05/2013	12/09/2013	107	am Leben
24	MKK	02/06/2013	12/09/2013	102	am Leben
27	MKK	17/07/2013	22/07/2013	5	unbekannt
28	MKK	24/07/2013	12/09/2013	50	am Leben



Mittels der *Mayfield Methode* wurden die monatlichen Überlebensraten für alle 19 besenderten Weibchen berechnet. Wie aus Tab. 5 ersichtlich, lagen die monatlichen Überlebensraten zwischen 74% und 100%. Während im Mai und September 100% der Tiere überlebten, waren in den Monaten Juni und Juli 23% bzw. 26 % sowie im August 81% Verlust bei den Weibchen zu verzeichnen.

Tab. 5: Berechnung der Überlebensraten für die Untersuchungsweibchen nach der *Mayfield Methode*. Angegeben sind die monatlichen Überlebensraten sowie der Anteil noch lebender Weibchen pro Monat, bezogen auf die Gesamtanzahl der besenderten Weibchen (n=19).

Monat	monatliche Überlebensrate	Anteil überlebender Weibchen
Mai	1	100
Juni	0.77	77
Juli	0.74	56
August	0.81	46
September	1	46

Der Anteil der Weibchen, die den gesamten Untersuchungszeitraum überlebten lag bei 46%.

3.3 Wurfstatistik

Von den insgesamt 19 beobachteten Weibchen konnten sich 14 Weibchen erfolgreich reproduzieren. Hiervon konnten 7 Weibchen einen Zweiten Wurf zur Welt bringen. Die Weibchen Nr. 5,9,8 und 17 waren vor dem Nachweis eines ersten Wurfes mit unbekanntem Schicksal verloren. Weibchen Nr. 1 hatte während des Untersuchungszeitraumes keine Jungtiere zur Welt gebracht. Insgesamt wurden von 14 Weibchen 76 Jungtiere zu Welt gebracht. In Abb. 16 sind zu jedem dieser Weibchen die Anzahl der Jungtiere, aufgeteilt nach erstem und zweitem Wurf, dargestellt. In beiden Würfen wurde minimal 1 Jungtier zur Welt gebracht. Maximal wurden im ersten Wurf 7 Jungtiere produziert, im zweiten Wurf waren es maximal 5 Jungtiere. Die höchste Anzahl an Jungtieren, die in beiden Würfen zusammen produziert wurden lag bei 8 Jungtieren und wurde von zwei Weibchen erreicht. Im Mittel lag die Anzahl der Jungtiere pro Weibchen über die gesamte Saison bei 5,4. Im Mittel wurden während der Saison 1,5 Würfe produziert.

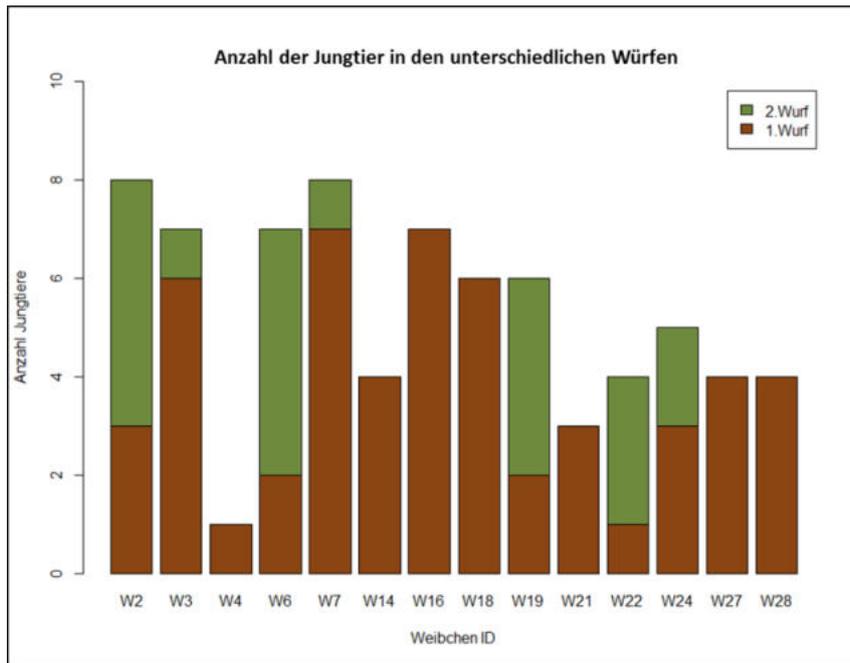


Abb. 16: Anzahl der Jungtiere pro Weibchen, aufgeteilt nach Würfen.

Mittels *t*-Tests wurde geprüft, ob sich erster und zweiter Wurf in der Anzahl der produzierten Jungtiere signifikant voneinander unterschieden. Es konnte kein bedeutsamer Unterschied festgestellt werden. Die mittlere Wurfgröße des ersten Wurfs ($n=14$) lag bei 3,4 Jungtieren, die des zweiten Wurfs ($n=7$) bei 3 Jungtieren (Abb. 17).

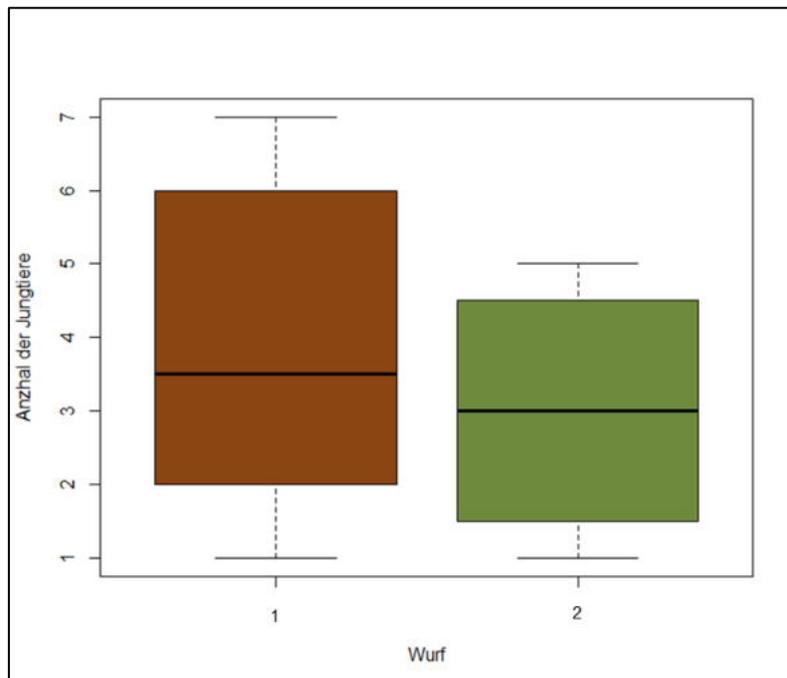


Abb. 17: Boxplot zur Darstellung des Unterschiedes in der Jungtieranzahl des ersten und des zweiten Wurfs.



Die Geschlechterverteilung aller im Untersuchungszeitraum geborenen Jungtiere lag bei 1:1,6. In beiden Würfen wurden mehr Männchen als Weibchen geboren. Im ersten Wurf waren von insgesamt 53 Jungtieren 28 männlich, 22 weiblich (Abb. 18). Von 3 Jungtieren konnte im ersten Wurf das Geschlecht nicht bestimmt werden. Beim ersten Wurf war das Verhältnis von Weibchen zu Männchen daher 1:1,2. Die Summe der im zweiten Wurf geborenen Jungtiere lag bei 23 Tieren, wovon 17 männlich und 6 weiblich waren (Abb. 18). Daraus ergibt sich für den zweiten Wurf ein Geschlechterverhältnis von 1:2,8.

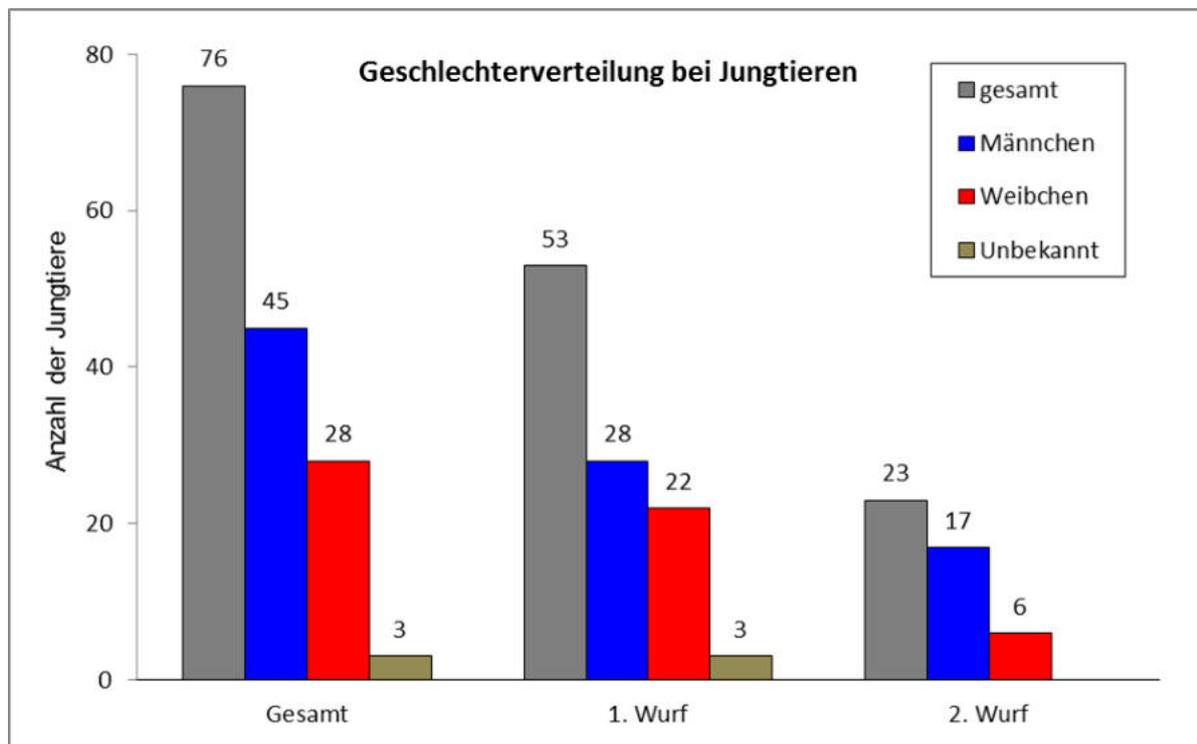


Abb. 18: Gesamtanzahl und Geschlechterverteilung der Jungtiere für die gesamte Stichprobe sowie getrennt nach Wurfnummern.

3.4 Jungtierentwicklung

In die Berechnung der Jungtierentwicklung flossen 166 Gewichtsdaten ein, welche in einem Zeitraum von 7 Wochen ab der ersten Gewichtsmessung eines Jungtieres erhoben wurden. Wie Abb. 19 dargestellt und in Tab. 6 zusammengefasst, nehmen die Jungtiere von der ersten bis zur fünften Woche kontinuierlich an Gewicht zu. Danach stagniert die Zunahme bzw. ist sogar rückläufig. Der mittlere wöchentliche Gewichtszuwachs liegt in den ersten beiden Wochen nach der ersten Messung bei 30% und 35%. Im Mittel wogen die Jungtiere in der ersten Messwoche 71g (SD \pm 11g), in der zweiten bereits 94g (SD \pm 10g) und in der dritten Woche 126g (SD \pm 14g).



Ab der dritten Messwoche reduzierte sich die Gewichtszunahme auf 18 % in der vierten und fünften Woche. Im Mittel waren die Jungtiere in der vierten Woche 153g ($SD \pm 23g$), in der fünften Woche 186g ($SD \pm 29g$) schwer. In der sechsten Woche stagniert die Gewichtszunahme bzw. ist sie im Mittel um 1% rückläufig, was sich in der siebten Woche auf mittlere eine Gewichtsabnahme von 6% erhöht. Das Gewicht der letzten Woche wird jedoch von nur einem einzelnen bestimmt. Deutlich erkennbar ist, dass die Jungtiergewichte ab der vierten Woche eine zunehmende Varianz zeigen und hier Gewichtsschwankungen von über 20g aufweisen. In der fünften und sechsten Woche beträgt die Abweichung vom Mittel sogar knapp 30g.

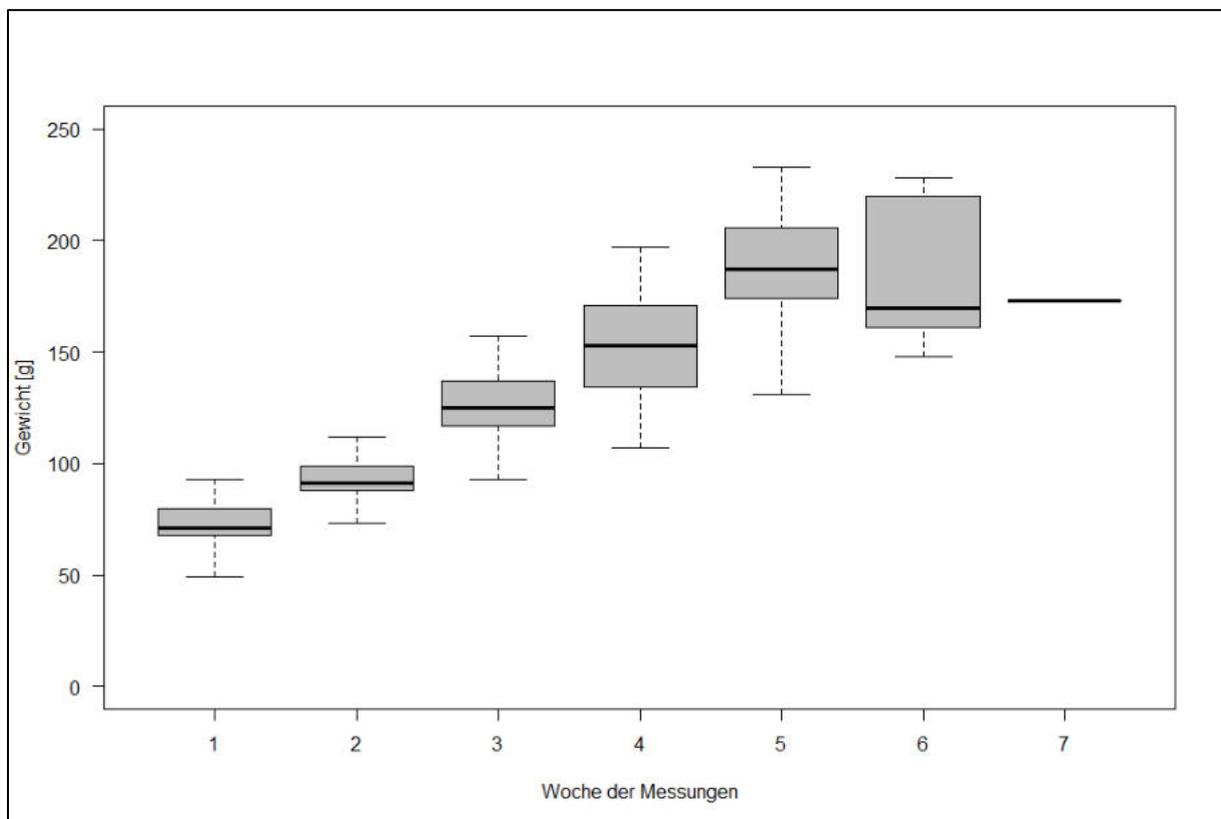


Abb. 19: Boxplot zur Darstellung der wöchentlichen Gewichtszunahme aller Jungtiere ab der ersten Gewichtsmessung.



Tab. 6. Ergebnisse zu den mittleren, wöchentlichen Jungtiergewichten in [g] (gerundete Werte) ab dem Zeitpunkt der ersten Gewichtsmessung. Angegeben sind Median, Mittelwert, Standardabweichung (SD), Minimal- (Min) und Maximalgewicht (Max) sowie die mittlere Gewichtszunahme in [%] und die Anzahl der jeweils einbezogenen Gewichtsdaten (n).

Wöchentliches Gewicht in [g]							
Wochen	1	2	3	4	5	6	7
Median	71	91	125	153	187	170	173
Mittelwert	72	94	126	153	186	185	173
SD	11	10	14	23	29	31	0
Min	49	73	93	107	131	148	173
Max	93	112	157	197	233	228	173
mittlere Gewichtszunahme [%]		30	35	21	21	-1	-6
n	16	31	48	37	23	10	1

Auf Grund des bekannten Geschlechtsdimorphismus', wurden die mittleren wöchentlichen Gewichtszunahmen zusätzlich getrennt nach Geschlecht berechnet (Tab. 7). Wie in Abb. 20 zu erkennen ist, waren weibliche Jungtiere im Mittel leichter als männliche. In der ersten Messwoche nahmen beide Geschlechter im Mittel ca. 30% an Gewicht zu. In der zweiten Woche war der mittlere Gewichtszuwachs für Männchen mit 33% und Weibchen mit 42% am höchsten. Ab diesem Zeitpunkt war der Gewichtszuwachs rückläufig. In der sechsten Woche stagnierte die mittlere Gewichtszunahmen bei Männchen, jedoch ist die Varianz der Gewichte in dieser Messwoche hier sehr hoch. Bei Weibchen verringerte sich das Gewicht in Woche Nr. 6 um 4%. In der letzten Messwoche lag nur noch ein einzelner Messwert für ein Weibchen vor. In der letzten Messwoche stieg das Gewicht im Vergleich zur Vorwoche um 5%.

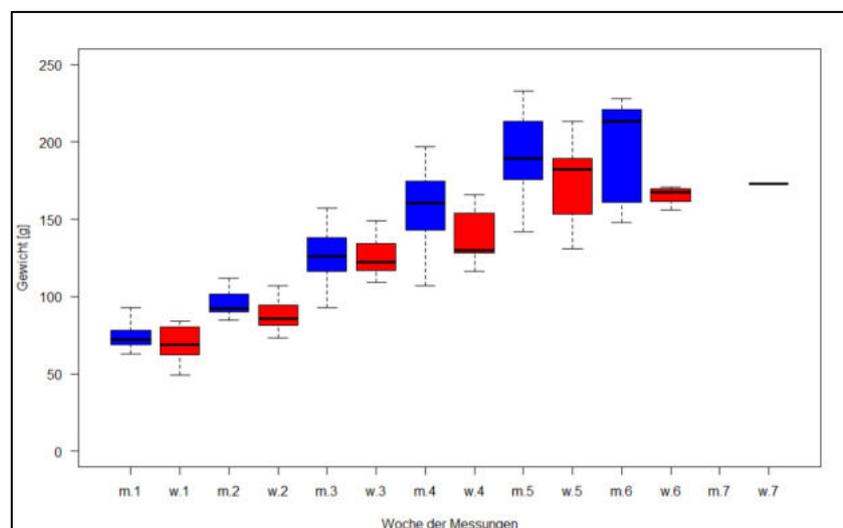


Abb. 20: Boxplot zur Darstellung der wöchentlichen Gewichtszunahme der Jungtiere ab der ersten Gewichtsmessung, getrennt nach Geschlecht.



Tab. 7: Ergebnisse zu den mittleren wöchentlichen Jungtiergewichten in [g] (gerundete Werte) ab dem Zeitpunkt der ersten Gewichtsmessung, getrennt nach Geschlecht (m = männlich, w = weiblich). Angegeben sind Median, Mittelwert, Standardabweichung (SD), Minimal- (Min) und Maximalgewicht (Max) sowie die mittlere Gewichtszunahme in [%] und die Anzahl der jeweils einbezogenen Gewichtsdaten (n).

Wöchentliches Gewicht in [g] getrennt nach Geschlecht								
Wochen		1	2	3	4	5	6	7
Median	m	72	92	126	161	190	214	
	w	69	86	122	130	182	167	173
Mittelwert	m	74	96	127	158	191	198	
	w	69	88	125	137	173	165	173
SD	m	9	9	16	23	27	34	
	w	13	12	11	18	30	7	0
Min	m	63	85	93	107	142	148	
	w	49	73	109	116	131	156	173
Max	m	93	112	157	197	233	228	
	w	84	107	149	166	213	171	173
mittlere Gewichtszunahme [%]	m		29	33	25	21	3	
	w		27	42	9	26	-4	5
n	m	9	24	27	28	16	6	0
	w	7	7	21	9	7	4	1

Mittels ANOVA wurden verschiedene Modelle getestet, welche Aufschluss darüber geben sollten, welche Parameter einen Einfluss auf die Gewichtsentwicklung der Jungtiere haben. Hierbei zeigte sich, dass die Interaktion der erklärenden Variablen „Geschlecht“ und „Tag“ die abhängige Variable „Gewicht“ beeinflusst. Wie im Verlauf der Graphen in Abb. 21 zu erkennen ist, gab es zu Beginn der Messungen keinen geschlechtsspezifischen Unterschied in den Gewichten der Jungtiere. Im zeitlichen Verlauf der nachfolgenden Messzeitpunkte war das Gewicht jedoch abhängig vom Geschlecht, was die Ergebnisse der Teststatistik in Tab. 8 zeigen.

Tab. 8: Ergebnisse der ANOVA zur Gewichtsentwicklung von Jungtieren. Gegeben sind die jeweiligen Effekte der Erklärenden Variablen mit ihrem Standardfehler (SE) und ihrer Signifikanz (*** $P < 0,001$; ** $P < 0,01$; * $P < 0,05$; . $P > 0,1$). Modellevaluation $n=155$; $SE=16,96$; $df=152$; Multiple $R^2=0,8168$; Adjusted $R^2= 0,8144$; $p\text{-value}= <2,2e^{-16}$.

	Effekt	SE	t-value	Signifikanz
Intercept	45.2869	3.5521	12.75	***
Tag	4.442	0.1713	25.924	***
Tag x Geschlecht Weibchen	-0.5288	0.1373	-3.852	***



Aus diesen Ergebnissen ergeben sich die geschlechtsspezifischen, täglichen Zuwachsraten für das Gewicht der Jungtiere, welche später zur Rückrechnung der Geburtstermine genutzt wurden.

Die Gewichtszunahme männlicher Jungtiere folgt dabei der Funktion:

$$y_{\text{Männchen}} = 4,4 x + 45,2 .$$

Die Gewichtszunahmen der Weibchen folgt der Funktion:

$$y_{\text{Weibchen}} = 3,9 x + 45,2 .$$

Die tägliche Gewichtszunahme ist demzufolge bei weiblichen Jungtieren geringer als bei männlichen. Bei männlichen Jungtieren war der Faktor für die tägliche Gewichtszunahme bei $4,4 (\pm 0,17)$, bei weiblichen $3,9 (\pm 0,14)$.

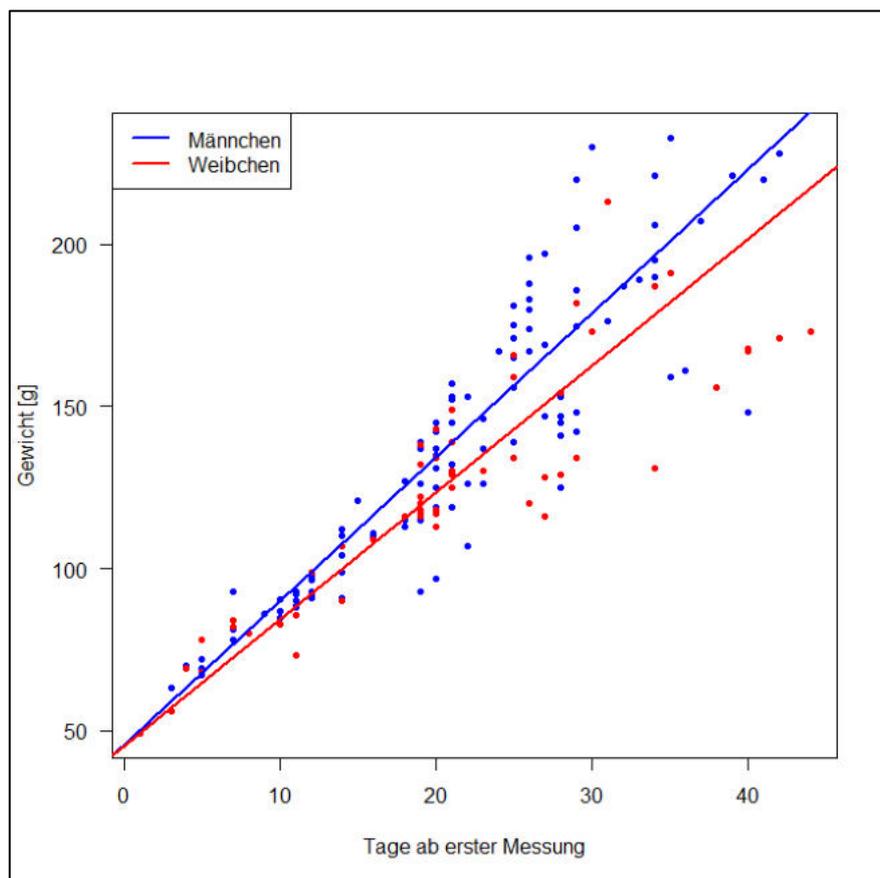


Abb. 21: Geschlechtsspezifische, tägliche Gewichtszunahme von Jungtieren ab dem Zeitpunkt der ersten Gewichtsmessung.



3.5 Timing der Reproduktion

3.5.1 Saisonüberblick

Aus dem jeweiligen Besendungsdatum der Feldhamsterweibchen, den Zeitpunkten an denen die ersten und zweiten Würfe beobachtet werden konnten sowie den Erntezeitpunkten und dem letzten Kontakt mit den Weibchen, ergibt sich das in Abb. 22 dargestellte Bild zur aktiven Saison und dem Timing der Reproduktion wilder Feldhamster in ihrem Primärhabitat.

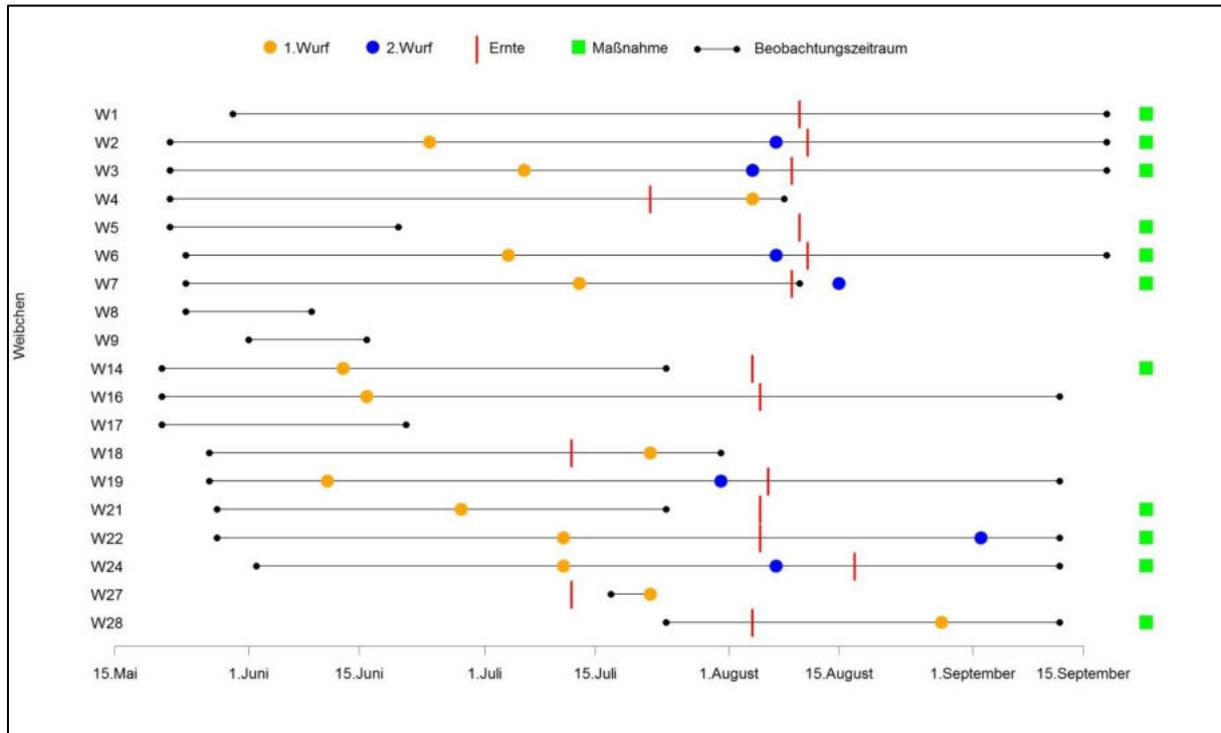


Abb. 22: Überblick über das reproduktive Timing aller untersuchten Weibchen. Falls stattgefunden, wurden das Datum des ersten Auftauchens des 1. (gelb) und des 2. Wurfes (blau) außerhalb des Mutterbaues sowie der Erntezeitpunkt (rot) auf dem Zeitstrahl markiert. Dieser stellt den Gesamtbeobachtungszeitraum eines jeden Weibchens, vom Besendungsdatum bis zum letzten Kontakt bzw. dem allgemeinen Studienende dar. Mit grünen Kästchen sind die Weibchen markiert, welchen im Nacherntezeitraum eine Schutzmaßnahme zur Verfügung stand.

Wie bereits im Kapitel 3.2 (*Besenderte Weibchen und Verlustraten*) erwähnt, ist auch Abb. 22 zu entnehmen, dass insgesamt 19 Weibchen für die Untersuchung besendert wurden. Von diesen Tieren konnten sich 14 nachweislich mindestens einmal erfolgreich reproduzieren. Der Reproduktionsstatus der Weibchen W5, W8 sowie W17 ist unbekannt. Diese Tiere konnten nur über einen Zeitraum von 15 und 31 Tagen (Tab. 4) von Mitte Mai bis Mitte Juni beobachtet werden. Danach war ihr Schicksal unbekannt. Weibchen W9 wurde nach 15 Tagen, Mitte Juni, tot aufgefunden. Die Weibchen W27 und W28 wurden erst Mitte/Ende Juli gefangen und besendert. Beide Tiere haben mindestens einen Wurf produziert. Auf Grund der



späten Besenderung kann nicht sicher gesagt werden, ob es sich bei diesen Würfen Ende Juli und Ende August um spät produzierte erste Würfe oder bereits zweite Würfe handelte. Für die Weibchen die von Beginn der Untersuchung bis zu ihrem ersten Wurf beobachtet werden konnten, wird sichtbar, dass Jungtiere der erste Würfe im Zeitraum von Mitte Juni bis Mitte August außerhalb der Mutterbaue auftauchen. Bei den Weibchen W4, W18 und W27 konnte das erste Auftauchen der ersten Würfe kurz nach der Gerste-Ernte Mitte Juli registriert werden. Nach der Ernte konnten die betroffenen Weibchen und Jungtiere maximal 19 weitere Tage beobachtet werden. Von fünf der sieben Weibchen, die sich ein zweites Mal erfolgreich reproduzierten, wurde das Auftauchen des zweiten Wurfes kurz vor der Weizenernte, Anfang bis Mitte August, registriert. Die Würfe der Weibchen W28, W22 und W7 tauchten erst nach der Weizenernte auf. Auf allen Flächen auf denen sich Weibchen ein zweites Mal reproduzierten sowie auf der Fläche des spät reproduzierenden Weibchens W28, wurden nach der Ernte Feldhamsterschutzmaßnahmen installiert.

3.5.2 Berechnung des Geburtstages von Jungtieren

Zur Rückrechnung des Geburtstages der Jungtiere wurde mit den geschlechtsspezifischen Formeln das „wahre“ Alter zum ersten Gewichts-Messtag zurückgerechnet. In dieser Untersuchung war das kleinste gemessene Gewicht 48g. Dieses Gewicht stellte damit auch den Ausgangspunkt, den Messtag Nr. 1 dar. Das bedeutet, dass männliche Jungtiere mit einem Gewicht von 48g 10 Tage, weibliche Jungtiere 11 Tage alt waren.

Das Geburtsdatum eines Wurfes wurde schließlich durch Abzug des errechneten „wahren“ Alters der Jungtiere vom ersten Messdatum eines jeden Wurfes ermittelt. Die ermittelten Geburtstage für die Würfe der einzelnen Untersuchungsweibchen sind in Tab. 9 aufgeführt.

Rückschluss auf das Alter beim ersten auftauchen außerhalb des Mutterbaus

Mit dem ermittelten Alter des für den ersten Messtag, welcher dem Tag des Erstfangs entspricht, konnte das Alter beim ersten Auftauchen am Mutterbau abgeschätzt werden. In der Regel war dieser Tag ebenfalls der Tag des Erstfanges, in einigen Fällen konnten Jungtiere jedoch schon eher mittels Wildkameras außerhalb des Mutterbaus registriert werden. Wie aus Tab. 9 hervorgeht, waren die Jungtier bei der ersten Sichtung außerhalb des Baues minimal 10 Tage und im Mittel 19 Tage alt.



Tab. 9: Ermittlung des Geburtsdatums der Würfe jedes Weibchens sowie das geschätzte Alter der Würfe beim ersten Auftauchen von Jungtieren außerhalb des Mutterbaues.

Weibchen	Wurf Nr.	Gewicht	Ort	Erstsichtung Wildkamera	Erstfang	Geburtstag	geschätztes Alter beim Auftauchen außerhalb des Mut- terbaus [d]
2	1	183	LG	24/06/2013	07/07/2013	02/06/2013	22
2	2	63	LG	07/08/2013	08/08/2013	27/07/2013	11
3	1	111	LG	06/07/2013	10/07/2013	15/06/2013	21
3	2	48	LG		04/08/2013	25/07/2013	10
4	1	69	LG		04/08/2013	21/07/2013	14
6	1	88	LG	04/07/2013	07/07/2013	17/06/2013	17
6	2	121	LG	07/08/2013	10/08/2013	17/07/2013	21
7	1	96	LG		13/07/2013	24/06/2013	19
7	2	136	LG		15/08/2013	20/07/2013	26
14	1	125	MKK	13/06/2013	26/06/2013	26/05/2013	18
16	1	93	MKK	16/06/2013	26/06/2013	29/05/2013	18
18	1	67	MKK		22/07/2013	06/07/2013	16
19	1	116	MKK	11/06/2013	24/06/2013	26/05/2013	16
19	2	93	MKK		31/07/2013	15/07/2013	16
21	1	157	MKK	28/06/2013	11/07/2013	11/06/2013	17
22	1	152	MKK		11/07/2013	11/06/2013	30
22	2	77	MKK		02/09/2013	18/08/2013	15
24	1	205	MKK		11/07/2013	03/06/2013	38
24	2	152	MKK		07/08/2013	07/07/2013	31
27	1	49	MKK		22/07/2013	11/07/2013	11
28	1	86	MKK		28/08/2013	10/08/2013	18

Rückschluss auf postpartum Östrus

Auf Grund des postpartum Östrus können sich Feldhamsterweibchen schon ein bis zwei Tage nach Geburt eines Wurfes wieder erfolgreich verpaaren. Daraus folgt, dass sie mit einem zweiten Wurf trächtig sein können, während der erste noch Wurf noch versorgt wird (Vohralik 1974). Mit den ermittelten Geburtstagen der unterschiedlichen Würfe, kann der Zeitraum zwischen der Geburt des ersten Wurfes und der Empfängnis des zweiten Wurfes abgeschätzt werden, indem vom Geburtstag des zweiten Wurfes die mittlere Tragzeit von ca. 17 Tagen abgezogen wird (Vohralik 1974; Niethammer 1982). Minimal lagen zwischen der Geburt des ersten Wurfes und der geschätzten Empfängnis des zweiten Wurfes 9 Tage. Im Mittel waren es 26 Tage (± 15 Tage) (Tab. 10). Geht von einer Versorgungszeit eines Wurfes von ca. 30 Tagen aus (Eibl-Eibesfeldt 1953; Kayser 2002), trat bei mindestens vier Tieren der postpartum Östrus auf (Tab. 10).



Tab. 10: Zeitraum zwischen der Geburt des ersten und zweiten Wurfes sowie der geschätzte zeitliche Abstand zwischen der Geburt des ersten und der Empfängnis des 2. Wurfes.

Weibchen	1.Wurf	2.Wurf	Tage zw. Würfen	Empfängnisdatum 2. Wurf	Tage zw. 1. Wurf und Empfängnis 2.Wurf
2	02/06/2013	27/07/2013	55	10/07/2013	38
3	15/06/2013	25/07/2013	40	08/07/2013	23
6	17/06/2013	17/07/2013	30	30/06/2013	13
7	24/06/2013	20/07/2013	26	03/07/2013	9
19	26/05/2013	15/07/2013	50	28/06/2013	33
22	11/06/2013	18/08/2013	68	01/08/2013	51
24	03/06/2013	07/07/2013	34	20/06/2013	17

3.5.3 Jungtieraufzucht und Erntezeitpunkt

Feldhamsterweibchen benötigen zur Aufzucht eines Wurfes bis zur verlassen der selbständigen Jungtiere ca. 30 Tage (Eibl-Eibesfeldt 1953; Kayser 2002). Mit den zurückgerechneten Geburtsdaten konnte für jeden Wurf wie in Abb. 23 mit farbigen Linien dargestellt, der Zeitraum angegeben werden in dem die Jungtiere vom Muttertier abhängig sind. Diese Zeiträume wurden mit den Ernteterminen verglichen. Hierbei zeigt sich, dass der Zeitpunkt der Gersteernte Mitte Juli mit der Geburt bzw. der Aufzucht von drei spät auftretenden ersten Würfen zusammenfällt. Die betroffenen Weibchen konnten wie bereits oben unter Kapitel 3.5.1 (*Saisonüberblick*) erwähnt kurz nach der Ernte nicht mehr geortet werden und die Jungtiere auch nicht mehr gefangen werden. Ähnliches zeigt sich für den zweiten Erntetermin (Weizen). Mit Ausnahme des frühen zweiten Wurfes von Weibchen W24, wurden die Würfe der anderen Weibchen zum Zeitpunkt der Weizenernte noch versorgt bzw. wurden Jungtiere erst danach zur Welt gebracht. Bis auf Weibchen W7 konnten alle Weibchen bis zum Studienende beobachtet werden. Auf den Flächen mit Weibchen die einen zweiten Wurf produzierten, wurden wie bereits oben (*Kapitel 3.5.1 Saisonüberblick*) erwähnt, nach der Ernte eine Feldhamsterschutzmaßnahmen eingerichtet.

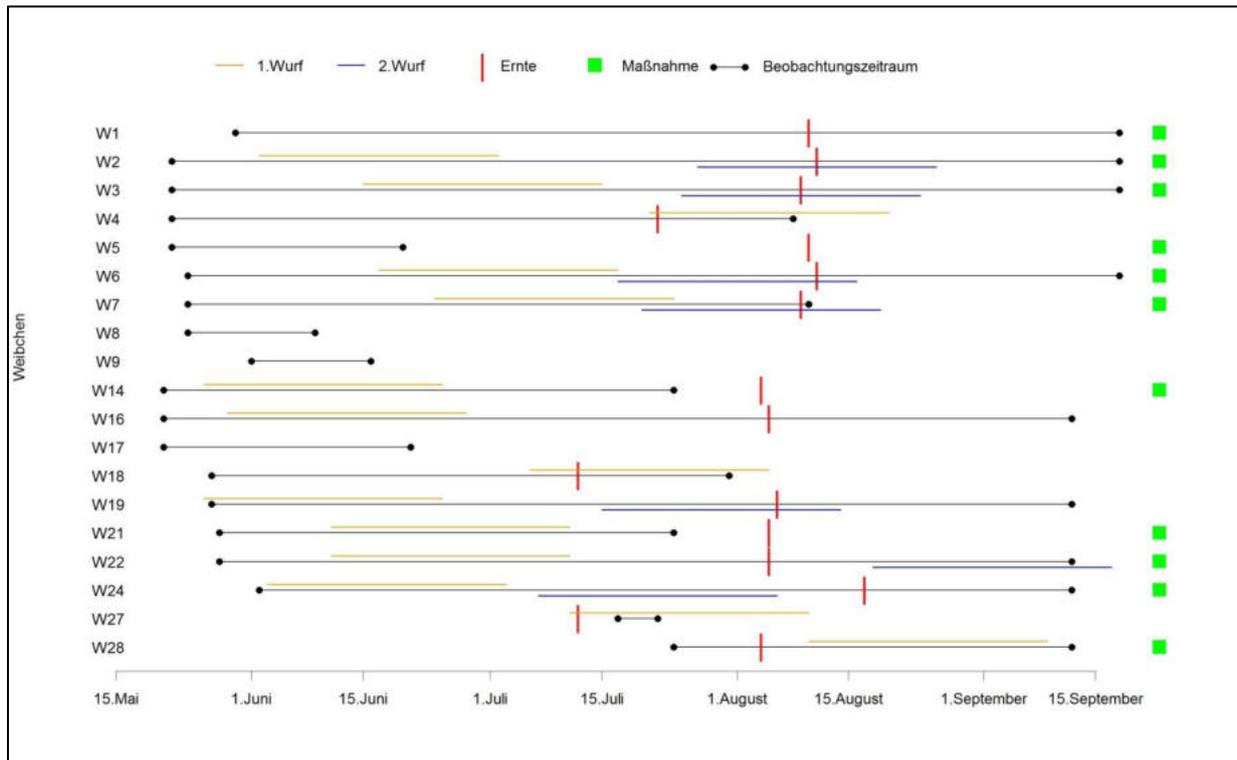


Abb. 23: Zeitraum der Versorgung des ersten (gelb) und zweiten Wurfes (blau) durch das Muttertier (ca. 30 Tage) ab den zurückgerechneten Geburtstagen der Würfe, abgeglichen mit den Zeitpunkten der Ernte (rot).



4 Diskussion

Der Feldhamster ist in Europa, wegen des kontinuierlichen Einbrechens seiner Bestände, stark gefährdet (Backbier, Gubbels, & Seluga 1998; Weinhold 1998a; Kayser 2002). Die Ursachen dafür sind weitgehend bekannt und in den starken Veränderungen der landwirtschaftlichen Praxis zu suchen (Weinhold & Kayser 2006; Weinhold 2011). Trotz intensiver Bemühungen den Lebensraum der Art mit der Einrichtung von Schutzmaßnahmen zu verbessern oder Populationen in Wiederansiedlungs- oder Aufstockungsprojekten mit Tieren aus Erhaltungszuchten in ehemaligen Verbreitungsgebieten zu reaktivieren, kann der Negativtrend der Bestandseinbrüche kaum aufgehalten werden (Weinhold & Kayser 2006; Weinhold 2008; La Haye *et al.* 2011a; Vилlemey *et al.* 2013). Daraus wird ersichtlich, dass die Auswirkungen der Faktoren, welche die Rückgänge bedingen, nicht ausreichend geklärt sind sowie das spezielle Wissen zur Ökologie der Art, weiterhin unzureichend ist (La Haye *et al.* 2011b). Diesbezüglich weist insbesondere der Kenntnisstand zur Reproduktionsökologie des Feldhamsters unter natürlichen Bedingungen im Freiland große Lücken auf. Diese sollten in der vorliegenden Studie mit qualitativen und quantitativen Informationen geschlossen werden. Es sollte im Speziellen geklärt werden, wann die Reproduktion der Feldhamster im Freiland beginnt, zu welchen Zeitpunkten und in welchen Anzahlen Jungtiere zur Welt gebracht werden sowie ermittelt werden, wie viele Würfe in einer Saison produziert werden können. Ebenfalls war von Interesse, welche Gewichtsentwicklung Jungtiere im Freiland zeigen. Hier sollte untersucht werden, ob anhand des Gewichts das Alter von Jungtieren bestimmt werden kann. Dies liegt nahe, da das Gewicht ein einfacher und gut in der Freilandpraxis messbarer Indikator ist. Jedoch konnte von La Haye *et al.* (2012), festgestellt werden, dass große Differenzen in den Gewichtsentwicklungen von Jungtieren aus Erhaltungszuchten und denen im Freiland bestehen. In dieser Studie sollte daher der Zusammenhang des Jungtialters mit dem Gewichtszuwachs nochmals vergleichend analysiert werden. Die Gewichtszunahme und die Entwicklung von Jungtieren ist darüber hinaus auch von besonderem Interesse, da denkbar ist, dass eine schnelle Gewichtszunahme auch ein schnellere Entwöhnung und Selbständigkeit der Jungtiere bedeuten könnte, was wiederum dem Feldhamsterweibchen mehr Zeit verschaffen könnte, weitere Würfe zu produzieren.

Zur Klärung dieser Fragen wurden in zwei hessischen Wildpopulationen von Mitte Mai bis Anfang Juni 17 weibliche Feldhamster gefangen und besendert. Ende Juni und im Juli wurden zwei weitere Weibchen gefangen und besendert. Diese 19 Feldhamsterweibchen wur-



den mittels Telemetrie dauerhaft geortet und das Reproduktionsverhalten der Tiere in Hinblick auf die oben genannten Parameter beobachtet.

Im Rahmen der Frühjahrskartierung konnte festgestellt werden, dass Feldhamster in den Untersuchungsgebieten bereits Anfang Mai aktiv waren. An den bereits aktiven, befahrenen Bauen konnten dann in der zweiten Maihälfte Feldhamsterweibchen gefangen werden. Da der Reproduktionszeitraum bei Feldhamstern kurz nach dem Erwachen der Weibchen aus dem Winterschlaf beginnt (Weinhold & Kayser 2006; Franceschini-Zink & Millesi 2008), ist davon auszugehen, dass dies in beiden Untersuchungsgebieten Mitte Mai der Fall war. Die Rückrechnungen des potentiellen Empfängnisstages des ersten Wurfes, bestätigt diese Annahme. Für drei Weibchen lag der geschätzte Tag der Empfängnis sogar etwas früher, in der zweiten Maiwoche, was auf den Beginn der aktiven Phase von Weibchen bereits Ende April/Anfang Mai schließen lässt. Das Ende des Reproduktionszeitraumes wird auf Mitte September geschätzt. Die Freilandarbeit dieser Studie endete am 18.09.2013. Bis zu diesem Zeitpunkt konnten jedoch noch Jungtiere an den Mutterbauen gefangen werden. Mittels Wildkameras konnte sogar noch über diesen Zeitraum hinaus die Aktivität von Weibchen und subadulten Jungtieren beobachtet werden. Das Auftreten eines dritten Wurfes konnte jedoch nicht beobachtet werden. Im gesamten Zeitraum der Studie konnte bei 14 der insgesamt 19 besenderten Weibchen eine erfolgreiche Reproduktion beobachtet werden. Sieben Tiere konnten während des Beobachtungszeitraums zwei Würfe zur Welt bringen, was zugleich der festgestellten Maximalzahl an produzierten Würfen in dieser Saison entspricht. Im Mittel brachte jedes Weibchen ($n=14$) 1,5 Würfe zur Welt. Die nachgewiesene Anzahl der in einem Wurf geborenen Jungtiere variierte von eins bis sieben.

Im Mittel wurden 5,4 Jungtiere pro Weibchen in einer Saison produziert. Die Jungtieranzahlen der verschiedenen Würfe unterschieden sich dabei nicht signifikant. Das Geschlechterverhältnis der Jungtiere fiel mit 60%:40% zugunsten männlicher Jungtiere aus. Das gleiche Verhältnis konnte auch bei den gefangenen Adulttieren im Frühjahr festgestellt werden. Jedoch muss bemerkt werden, dieses leichte Ungleichgewicht von der Population in Langgöns ausgeht. Hier wurden sowohl beim Fang der Adulttiere im Frühjahr, als auch bei den Jungtieren doppelt so viele Männchen ($n=24$) wie Weibchen ($n=9$) festgestellt, während das Verhältnis im Main-Kinzig in beiden Fällen annähernd ausgeglichen war (Männchen= 21, Weibchen= 19).



Bei einem Weibchen konnte während des gesamten Studienzeitraumes keine Nachkommen nachgewiesen werden. Ein Jungtier was am Bau des Weibchens gefangen und beprobt wurde, schied nachträglich auf Grund der Ergebnisse der genetischen Verwandtschaftsanalyse als Nachkomme aus. Nach gleichem Ausschlussprinzip konnten auch ein Jungtier welches am Bau eines zu diesem Zeitpunkt verschollenen Weibchens, gefangen wurde als Nachkommen dieses Tieres ausgeschlossen werden. Zu diesen Weibchen und zwei weiteren liegen keine Informationen zum Reproduktionsstatus vor, da diese bereits kurz nach der Besenderung verschollen waren, bzw. in einem Fall prädiert aufgefunden wurden. Ob die verschollenen Tiere ebenfalls der Prädation zum Opfer gefallen sind oder ob diese abgewandert sind, ist unklar, da die Radiosender nicht mehr zu orten waren. Es kann bei allen verlorenen Weibchen nicht mit Sicherheit gesagt werden, ob sich die Tiere zum Zeitpunkt des Verschwindens oder des Todes bereits erfolgreich fortgepflanzt hatten bzw. ob diese, im Falle der Abwanderung, doch noch Jungtiere zur Welt brachten. Es kann jedoch eindeutig festgestellt werden, dass nach dem Verschwinden der Weibchen keine Jungtiere an deren Baue gefangen werden konnten. Dies deutet drauf hin, dass entweder kein Wurf produziert wurde oder dieser ohne die Mutter nicht überlebte.

Die Verlustrate der Weibchen lag am Ende der Studie bei 65%, ausgehend vom „worst case“, dass die Tiere deren Schicksal unbekannt war, alle ums Leben gekommen sind. Nur ein einziges Tier konnte tot gefunden werden. Den Verletzungen nach zu urteilen, ist das Tier einem Prädator (evtl. Fuchs) zum Opfer gefallen (Abb. 24).



Abb. 24: Kadaver eines besenderten Feldhamsterweibchens, welches in einem Rapsfeld ca. 500 Meter von dem Bau entfernt, an dem es zuletzt geortet wurde, gefunden wurde.



Bereits im Juni wurden 20% Verlust bei besenderten Weibchen verzeichnet, zu einem Zeitpunkt an dem die Deckung durch das noch wachsende Getreide sehr gering war. Es ist denkbar, dass die Tiere auf der Suche nach Nahrung, einem Fortpflanzungspartner oder bei der Anlage eines neuen Baus, durch Prädation ums Leben gekommen sind. Weitere 20% wurden Mitte/Ende Juli verloren und stehen zumindest in zwei Fällen mit der Gersteernte und dem damit verbundenen Verlust der Deckung, in Verbindung. Zwei Weibchen, die auf dem gleichen Feld beobachtet wurden und zu diesem Zeitpunkt gerade Jungtiere versorgten, konnten bereits 7-14 Tage später nicht mehr geortet oder gefangen werden. Die jeweiligen Jungtiere dieser Weibchen konnten ebenfalls nicht mehr nachgewiesen werden. Im August war der Verlust mit 2 Tieren verhältnismäßig gering, obwohl Mitte des Monats die Weizenernte stattfand. Bis zum Ende Studie konnten noch 46% (n = 9) der Weibchen nachgewiesen werden. Die Baue dieser Weibchen lagen alle direkt in Feldhamsterschutzmaßnahmen oder weniger als 5 Meter davon entfernt. Alle diese Tiere versorgten zum Zeitpunkt der Ernte noch ihren zweiten oder späten ersten Wurf. Im Gegensatz zu den Weibchen, an deren Bauen im Mitte Juli geerntet wurde, konnten in Maßnahmenflächen Weibchen und Jungtiere bis Ende des Untersuchungszeitraumes nachgewiesen werden. Dies weist darauf hin, dass der Schutz durch das Deckung bietende Getreide, das Überleben des Weibchens sichert und dieses seine Jungtiere bis zur Entwöhnung/Selbständigkeit versorgen kann. Bis zum 18. September, dem Ende der Studie konnte bei keinem Weibchen ein dritter Wurf registriert werden. Auch nicht mittels der Wildtierkamerabeobachtung die in den Schutzmaßnahmen stehen gelassen und weiterhin ausgewertet wurden.

Die Analyse der Gewichtsentwicklung der Jungtiere zeigt, dass das Gewicht ab dem Zeitpunkt der ersten Messung, mit mittleren Jungtiergewichten von rund 70g, stetig bis zur fünften Messwoche anstieg. Gleichzeitig mit diesem Anstieg, vergrößerte sich jedoch auch die Varianz in den Gewichten. Dies galt für beide Geschlechter. In den ersten drei Messwochen waren die Gewichte von Männchen und Weibchen noch sehr ähnlich, ab der vierten Messwoche wogen Männchen im Mittel mehr als weibliche Jungtiere. Ab der sechsten Woche stagnierte die Gewichtszunahme, im Mittel wurde sogar Gewicht verloren. Die Stichprobengröße nahm jedoch mit der 5. Messwoche auch stark ab, evtl. bedingt durch die Entwöhnung und Selbständigkeit der Jungtiere, die ab diesem Zeitpunkt nicht mehr den Mutterbau aufsuchten und somit keine Gewichtsdaten mehr lieferten. Mittels ANOVA konnte festgestellt



werden, dass zu Beginn der Messungen keine Zusammenhang zwischen Geschlecht und Gewicht besteht, die Gewichtsentwicklung zu späteren Messung jedoch geschlechtsspezifisch war. Die tägliche Gewichtsentwicklung von männlichen Jungtieren war dabei um den Faktor 0,5 größer als die der weiblichen Jungtiere, was den gewichtsspezifischen Geschlechtsdimorphismus schon während der Jungtierentwicklung belegt. Dieser entwickelt sich in Erhaltungszuchten ab der vierten Lebenswoche (Heimann 2013).

Vergleicht man die Gewichtsentwicklung der Jungtiere dieser Untersuchung mit Daten anderer Studien, so kann festgestellt werden, dass die Gewichtszunahme im Freiland sehr viel höher ist als unter Haltungsbedingungen. In einer Studie in den Niederlanden wurde bereits festgestellt, dass die Gewichtsentwicklung von Jungtieren unter halbnatürlichen Bedingungen, im Außengehege aber auch im Freiland, einen viel stärkeren Gewichtsanstieg zeigen als in Erhaltungszuchten aus der die Tiere entstammten. Der Vergleich mit Gewichtsdaten junger Feldhamster in den Erhaltungszuchten in Heidelberg bestätigt diese Beobachtung. Sowohl in den Erhaltungszuchten in den Niederlanden als auch in Heidelberg zeigen Jungtiere eine anfängliche Gewichtszunahme, die den Jungtieren im Freiland entspricht. Ab dem 30. Lebenstag nehmen im Freiland lebende junge Feldhamster, sowohl in Hessen als auch in den Niederlanden, sehr viel schneller an Gewicht zu. Eine durchgängig steile Gewichtszunahme, wie die der niederländischen Junghamster unter halbnatürlichen Bedingungen, konnten die hessischen Tiere jedoch nicht erreichen (Abb. 25).

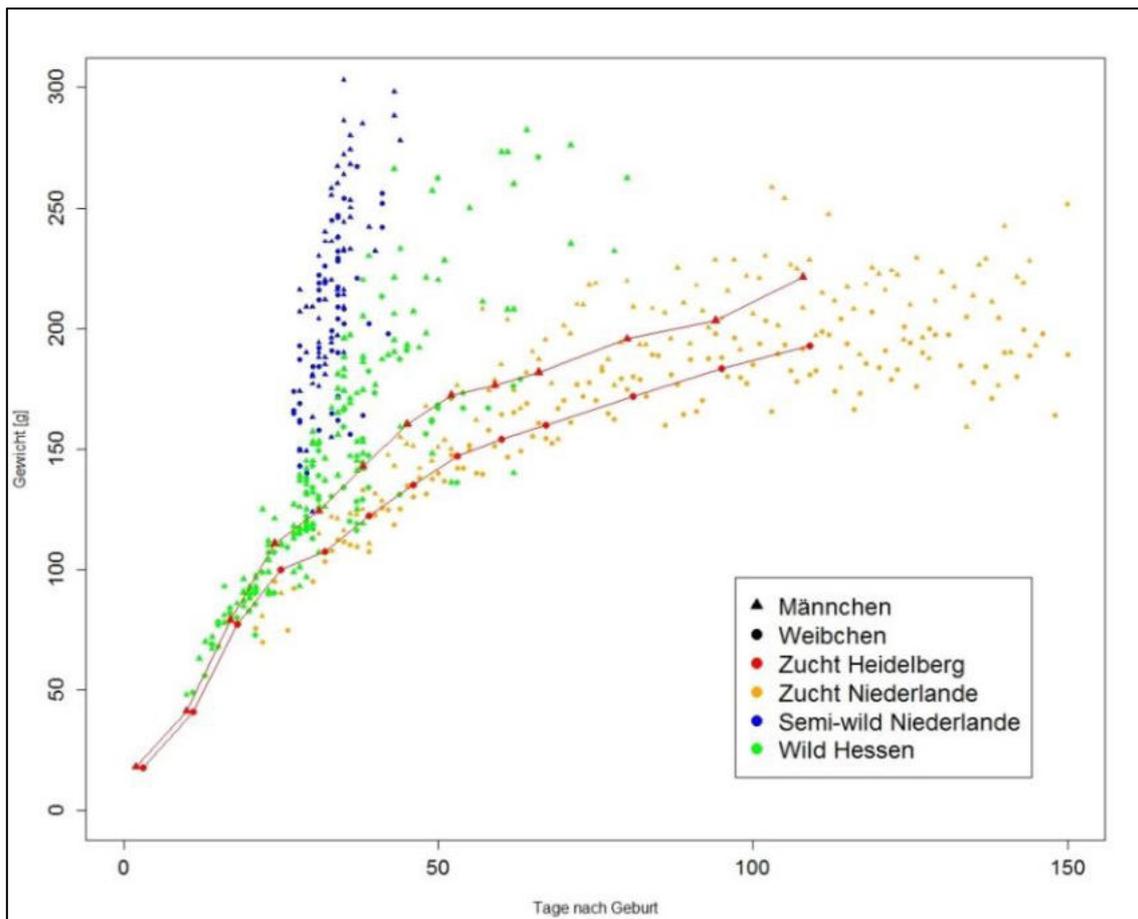


Abb. 25: Vergleich der Gewichtsentwicklungen von Junghamstern unter 1) Zuchtbedingungen in Heidelberg und den Niederlanden (orange und rot), 2) halbnatürlichen Bedingungen in Außengehegen ebenfalls in den Niederlanden und 3) unter natürlichen Bedingungen im Freiland in Hessen.

Wie Weinhold (2012) feststellt, weisen im Freiland gefangene Jungtiere, die von frisch verpaarten, auswilderten Zuchtweibchen stammen, große Gewichtsunterschiede in gleichen Altersklassen von 30 bis 40 Tagen auf. Dies kann durch die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit bestätigt werden. Jungtiere, die zu frühen Messzeitpunkten noch ähnliche Gewichte aufwiesen, variierten im zeitlichen Verlauf stark. Die minimale Abweichung vom mittleren Gewicht eines Jungtieres lag bereits ab dem Beginn der Messungen in der dritten Lebenswoche bei 10g, zu späteren Zeitpunkten sogar bei 30g.

Diese große beobachtete Differenz in den Daten ist jedoch nicht ausschließlich natürlichen Ursprungs. Bei einigen Jungtieren bzw. Würfen lagen in den weniger schwankenden unteren Gewichtsbereichen keine Daten vor. In dieser Studie wurde jedoch versucht, die niedrigsten Gewichte eines Wurfes mit den niedrigen Gewichten der anderen Würfe zu alignieren, sodass ähnliche Gewichte an gleichen Messtagen auftraten. War der Wurf erst spät nachgewiesen worden, zeigten sich schon starke Unterschiede zwischen den individuellen Jungtie-



ren eines Wurfes und die Zuordnung zur gleichen Altersklasse konnte nicht mehr eindeutig durchgeführt werden. Trotz allem konnte mittels der alignierten Gewichtsdaten eine lineare Regression vom Gewicht in Abhängigkeit vom entsprechenden Messtag durchgeführt werden. Diese weist einen hohen Erklärungswert ($R^2=0,82$) auf, sodass davon ausgegangen werden kann, dass die errechneten Abhängigkeiten nur einen geringen Fehler aufweisen. Mithilfe der entsprechenden Regressionsgeraden für Männchen und Weibchen konnten anschließend die erwarteten Geburtszeitpunkte ermittelt werden. Ein ähnliches Verfahren für die Berechnung der Geburtsdaten wurde von niederländischen Feldhamsterforschern durchgeführt. Vergleicht man die Ergebnisse beider Regressionsanalysen, so ergeben sich die berechneten Geburtszeiträume Differenzen von minimal 2 bis maximal 10 Tagen (Tab. 11). Unter Verwendung Regressionsgeraden aus dieser Studie wären Jungtiere meist zu einem früheren Zeitpunkt geboren als nach der niederländischen Regression. Das berechnete Jungtieralter ist demnach etwas höher. Die Differenzen der berechneten Geburtstage sind jedoch in Hinblick auf die durchaus höheren Gewichtszunahmen der niederländischen Freilandtiere anzunehmen. Die Übereinstimmung der Geburtsdaten ist mit ± 10 Tagen aber bereits hoch. Je nach Fragestellung ist damit eine Eingrenzung des Geburtszeitraumes sehr gut möglich. Jedoch sollen hierfür weitere Daten auch aus anderen Wildpopulationen unter Verwendung der gleichen Aufnahmemethode gesammelt werden.



Tab. 11: Rückrechnung des Geburtsdatums hessischer Junghamsterwürfe in Freiland mit 1) den in dieser Studie ermittelten Formeln und 2) den geschlechtsspezifischen Formeln für die Gewichtsentwicklung niederländischer Wildpopulationen. Zur Berechnung wurden nur die geringsten Gewichte eines Wurfes verwendet.

Weibchen	Geschlecht	Gewicht [g]	Erstfang	D Geburtsdatum	NL Geburtsdatum	Differenz D vs. NL
2	m	183	07/07/2013	02/06/2013	11/06/2013	9
2	m	63	08/08/2013	27/07/2013	29/07/2013	3
3	m	111	10/07/2013	15/06/2013	22/06/2013	8
3	m	48	04/08/2013	25/07/2013	27/07/2013	3
6	m	88	07/07/2013	17/06/2013	24/06/2013	7
6	m	121	10/08/2013	17/07/2013	23/07/2013	6
7	m	96	13/07/2013	24/06/2013	29/06/2013	5
7	m	136	15/08/2013	20/07/2013	29/06/2013	-21
16	m	93	26/06/2013	29/05/2013	06/06/2013	8
18	m	67	22/07/2013	06/07/2013	11/07/2013	5
19	m	116	24/06/2013	26/05/2013	03/06/2013	8
21	m	157	11/07/2013	11/06/2013	18/06/2013	7
22	m	152	11/07/2013	11/06/2013	19/06/2013	8
24	m	205	11/07/2013	03/06/2013	12/06/2013	9
28	m	86	28/08/2013	10/08/2013	15/08/2013	5
4	w	69	04/08/2013	21/07/2013	23/07/2013	2
14	w	125	26/06/2013	26/05/2013	05/06/2013	10
19	w	93	31/07/2013	15/07/2013	17/07/2013	2
22	w	77	02/09/2013	18/08/2013	20/08/2013	2
24	w	152	07/08/2013	07/07/2013	12/07/2013	5
27	w	49	22/07/2013	11/07/2013	14/07/2013	3

Die ermittelten Geburtsdaten für die Würfe stimmen weitgehend mit den Freilandbeobachtungen anderer Autoren überein. Das erste Auftauchen von Jungtieren des ersten Wurfes wird demnach zwischen Mitte Juni/Anfang Juli registriert, wobei die Tiere ca. 3 Wochen alt sind (Eibl-Eibesfeldt 1953; Franceschini-Zink & Millesi 2008; Hufnagl, Franceschini-Zink, & Millesi 2010). In den meisten Fällen stimmt dies mit den Beobachtungen dieser Arbeit überein. Die Tiere in dieser Untersuchung im Mittel 19 Tage alt. In der Regel wird beobachtet, dass sie zwischen der zweiten und dritten Lebenswoche an die Oberfläche kommen (Weinhold & Kayser 2006; Franceschini-Zink & Millesi 2008). Einzelne Jungtiere aus verschiedenen Würfen konnten bereits mit einem Gewicht von knapp 50g und einem geschätzten Alter von 11 Tagen außerhalb des Baues beobachtet werden. Die Augen der Jungtiere waren zu diesem Zeitpunkt noch nicht ganz geöffnet, was mit den Angaben von Eibl-Eibesfeldt (1953) und Vohralik (1975) zum Alter der Jungtiere von ca. 12 Tagen beim Öffnen der Augen, übereinstimmt. Dass die Jungtiere bereits außerhalb des Baues auftauchten, kann wohl



mehr als Verirrung als eine aktive Erkundung der Umgebung gewertet werden. Das Auftauchen zweiter Würfe konnte Ende Juli bis Anfang September beobachtet werden. In Studien zu einer Feldhamster Population in Wien werden Ende August/Anfang September bereits dritte Würfe registriert. Solche konnten in dieser Studie nicht nachgewiesen werden. Eine zeitsparende Strategie um möglichst viele Würfe zu produzieren ist, der postpartum Östrus, bei dem sich Weibchen kurz nach der Geburt eines Wurfes bereits wieder verpaaren und im Folgenden während der Versorgung der Jungtiere bereits mit einem weiteren Wurf trächtig ist. Die Versorgungszeit von Jungtieren bis zum Verlassen der Mutter liegt ca. 5 Wochen (ca. 35 Tage) (Eibl-Eibesfeldt 1953; Weinhold 1998a; Kayser 2002). Anhand der Rückrechnung des Empfängnistages des zweiten Wurfes, waren fünf von sieben Weibchen, die einen zweiten Wurf produzierten bereits trächtig, während der erste Wurf noch versorgt wurde. In beiden Würfen wurden im Mittel, mit 3,5 im ersten und 3,0 im zweiten Wurf, ähnlich große Jungtieranzahlen produziert. Damit liegt der hessische Durchschnitt im Mittelfeld der in anderen westeuropäischen Populationen beobachteten mittleren Wurfgrößen von 2,5 bis 4,3 Jungtieren pro Wurf (Hufnagl, Franceschini-Zink, & Millesi 2010; Harpenslager *et al.* 2011).

Bis zum 15. Juni konnten 13 Weibchen ohne Beeinträchtigungen, unter Schutz des hochgewachsenen Getreides, erfolgreich Jungtiere großziehen. Als erste Feldfrucht wird in Hessen Mitte Juli die Gerste geerntet. Der Effekt der frühen Ernte äußerte sich sichtbar im nachfolgenden Verlust von Untersuchungstieren. Obwohl bei drei Weibchen kurz vor und kurz nach dem Erntezeitpunkt ein erster Wurf festgestellt wurde, konnten bereits 7-14 Tage später sowohl Weibchen als auch Jungtiere nicht mehr geortet bzw. gefangen werden. Zwei der Weibchen sowie deren Jungtiere sind mit sehr hoher Wahrscheinlichkeit der Prädation zum Opfer gefallen, da ihnen in ihrer nächsten Umgebung keine Kulturen zur Verfügung standen, die nach der Ernte Deckung und damit Schutz vor Feinden sowie Nahrung geboten hätten.

Das dritte Weibchen hätte durchaus Kulturen mit Deckung im Umkreis zur Verfügung gehabt, ist aber wahrscheinlich zur Versorgung des Jungtieres am Bau geblieben. Später konnte nur noch der Sender im benachbarten Maisfeld gefunden werden.

Der einschneidende Zeitpunkt der Weizenernte erfolgte Mitte August. Bis zu diesem Zeitpunkt waren bereits alle zweiten Würfe zur Welt gebracht worden. Von Weibchen W28, das erst Ende Juli besendert wurde, konnte ein Wurf, jedoch sogar nach der Weizenernte, registriert werden. Acht von den noch 10 beobachtbaren Untersuchungstieren, standen im Nacherntezeitraum Feldhamsterschutzmaßnahmen, wie in Abb. 26 zur Verfügung



Abb. 26: Feldhamsterschutzmaßnahmen nach dem Modell „Hammerstreifen“ im August nach der Weizenernte bei Weibchen W28 in Roßdorf (Main-Kinzig-Kreis).

Die beiden Tiere denen keine Maßnahme zur Verfügung stand, haben ihre Baue nach der Ernte verschlossen. Kurze Zeit darauf wurden offene Fallröhren vorgefunden, die Tiere konnten in ihrem Bau geortet, jedoch nicht mehr gefangen werden. Eines der Weibchen war vor der Ernte noch mit der Jungtieraufzucht des zweiten Wurfes beschäftigt. Dieses konnte nach der Ernte jedoch ebenfalls nicht mehr gefangen werden. Aus der Literatur ist bekannt, dass vor allem Männchen nach der Ernte die oberirdische Aktivität einstellen (Weinhold & Kayser 2006). Weibchen sind zu diesem Zeitpunkt meist noch mit der Jungenaufzucht beschäftigt, wie auch die Beobachtungen dieser Untersuchung zeigen. Sie benötigen darauf folgend, ebenso wie entwöhnte Jungtiere, Zeit um Futter- und Fettreserven für den Winterschlaf anzulegen (Weinhold & Kayser 2006). Die Ernte kann neben Mortalität, hauptsächlich auf Grund von Prädation durch fehlende Deckung (Kayser, Weinhold, & Stubbe 2003), vermutlich auch zur Beendigung der aktiven und damit auch reproduktiven Saison von Feldhamsterweibchen führen. Bis auf ein Tier, hatten alle Weibchen dieser Untersuchung, die einen zweiten Wurf hatten, Schutzmaßnahmen zur Verfügung. Mit Ausnahme eines Weibchens konnten diese alle bis zum Ende der Studie und sogar noch darüber hinaus mittels Wildkamera beobachtet werden. Dies gilt auch für Jungtiere, die noch bis Mitte September gefangen werden konnten.

Hier zeigt sich ganz deutlich, dass die Maßnahmen einen Einfluss auf das Überleben der Weibchen und damit auf das erfolgreiche Durchbringen eines zweiten Wurfes haben. Dies konnte auch eine französische Studie zur Wiederansiedlung bzw. Aufstockung von Feldhamstern zeigen. Hier überlebten die Weibchen in Schutzmaßnahmen länger und hatten mehr



Zeit für die Reproduktionen - sowohl zum erfolgreichen Aufziehen eines ersten Wurfes, als auch zur Produktion eines zweiten (Villemey *et al.* 2013). Ulbrich und Kayser (2003) stellen, in einer Risikoanalyse für den Feldhamster dar, dass das Überleben des ersten Wurfes von entscheidender Bedeutung für die Populationsentwicklung im Folgejahr ist, dass jedoch insbesondere bei geringen Wurfgrößen die Stabilität einer Population nur mit einem zweiten Wurf erhalten werden kann. Das Vorhandensein und die erfolgreiche Aufzucht eines zweiten Wurfes und somit die Ausschöpfung des reproduktiven Potentials, ist von entscheidender Bedeutung für ein langzeitiges Überleben von Feldhamsterpopulationen. In dieser Studie konnte gezeigt werden, dass beide untersuchten Populationen ein hohes Reproduktionspotenzial besitzen. So konnte beobachtet werden, dass sich mehr als ein 2/3 der Weibchen mindestens einmal und mehr als 1/3 sogar ein zweites Mal erfolgreich reproduzierten. Zudem zeigten die Jungtiere eine rapide Gewichtsentwicklung, was evtl. auch zu einer schnelleren Entwöhnung der Jungtiere geführt haben könnte und dem Weibchen damit mehr Zeit für die weitere Reproduktion eingeräumt hat. Während die Erhaltungszustände beider Untersuchungspopulationen stabil sind, sich sogar verbessern, erreichen immer mehr hessische Populationen eine kritischen Bestandszahlen (Gall 2010, 2012). Die positiven Entwicklungen im Main-Kinzig-Kreis und in Langgöns sind offensichtlich auf kontinuierliche Einrichtung von Schutzmaßnahmen zurückzuführen. In den letzten sechs Jahren wurden in Langgöns 138, im Main-Kinzig-Kreis 222 Feldhamsterschutzmaßnahmen durchgeführt. Da diese, wie die Ergebnisse der vorliegenden Studie zeigen, die Reproduktion unterschützen und gleichzeitig, wie in anderen Studien festgestellt wurde, die Mortalität senken (Ulbrich & Kayser 2004; Müskens, Gerard J. D. M. *et al.* 2011; Villemey *et al.* 2013), stehen die zwei wichtigen demographischen Parameter in diesen Gebieten in einem günstigen Verhältnis.

Die Erhaltungszustände vieler Feldhamsterpopulationen werden jedoch als ungünstig bzw. als schlecht bewertet und es ist denkbar, dass in diesen das Ungleichgewicht der beiden demographischen Faktoren vorhanden ist. Eine ungünstige Demographie einer Population ist jedoch auch mit weiteren Faktoren verknüpft. Können in einer Population mit hohem Mortalitätsrisiko nicht ausreichend Jungtiere produziert, die den Verlust ausgleichen, ist die Startpopulation nach dem Winterschlaf gering und muss versuchen den Verlust des Vorjahres auszugleichen. Schafft sie dies nicht wird sie in den Folgejahren weiterschrumpfen was zu Isolation, Inzucht und hoher Anfälligkeit gegenüber zufälliger Ereignisse machen. In dieser



Spirale, dem „Extinction Vortex“ wie er von (Frankham, Ballou, & Briscoe 2002) beschrieben wird, befinden sich bereits viele Feldhamsterpopulationen.

Wie die Ergebnisse dieser Untersuchung unterstützen, könnte mit einem kontinuierlichen und gut geplanten Einsatz von Schutzmaßnahmen die essentiellen Parameter für die Populationsdynamik geringe „Mortalität“ bei gleichzeitig hohem „reproduktiver Output“ positiv beeinflusst werden. So könnte eine Überwindung des „Aussterbe-Wirbels“ für viele Populationen erreicht werden und den Erhalt der Art sichern.



Literaturverzeichnis

- Backbier, L.A.M., Gubbels, E.J. & Seluga, K. (1998) Der Feldhamster *Cricetus cricetus* (L., 1758) : eine stark gefaehrdete Tierart. Stichting Hamsterwerkgroep Limburg, Margraten.
- Bihari, Z. (2008) Regression in distribution of Hamster (*Cricetus cricetus*) in Hungary during the past fifty years. *Proceedings of the 11th, 14th and 15th Meeting of the International Hamster Workgroup; Budapest, Hungary (2003), Munsterschwarzach, Germany (2006) und Kerkrade, the Netherlands (2007)* pp. 27–30.
- Bundesamt für Naturschutz. (2009) Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. *Landwirtschaftsverlag, Münster*.
- Eibl-Eibesfeldt, I. (1953) Zur Ethologie des Hamsters (*Cricetus cricetus* L.). *Zeitschrift für Tierpsychologie*, **10**, 204–254.
- Franceschini, C. & Millesi, E. (2005) Reproductive timing and success in common hamsters. *Proceedings of the International Hamsterworkgroup* pp. 63–66. Strasbourg.
- Franceschini-Zink, C. & Millesi, E. (2008) Reproductive performance in female common hamsters. *Zoology Jena Germany*, **111**, 76–83.
- Frankham, R., Ballou, J.D. & Briscoe, D.A. (2002) Introduction to Conservation Genetics. *Cambridge University Press*, 617.
- Gall, M. (2010) *Nachuntersuchung 2008 Zur Situation Des Feldhamsters (Cricetus cricetus) in Hessen (Art Des Anhang IV Der FFH-Richtlinie)*.
- Gall, M. (2012) Erfolgskontrolle der Feldhamster-Schutzmaßnahmen in Hessen 2012 sowie Dokumentation der Beratung der Ämter für den ländlichen Raum (ALR). , 17–20.
- Grulich, I. (1980) Populationsdichte des Hamsters (*Cricetus cricetus*, Mamm.). *Acta Sc. Nat. Brno*, **14**, 1–44.
- Grulich, I. (1986) The reproduction of *Cricetus cricetus* (Rodentia) in Czechoslovakia. *Academia, Praha*.
- Harpenslager, S.F., La Haye, M.J.J., Van Kats, R.J.M. & Müskens, G.J.D.M. (2011) Reproduction of female Common hamster (*Cricetus cricetus*) in Limburg, the Netherlands. *Säugetierkundliche Informationen*, **8**, 131–138.
- La Haye, M.J.J., Koelewijn, H.P., Siepel, H., Verwimp, N. & Windig, J.J. (2012a) Genetic rescue and the increase of litter size in the recovery breeding program of the common hamster (*Cricetus cricetus*) in the Netherlands. Relatedness, inbreeding and heritability of litter size in a breeding program of an endangered rodent. *Hereditas*, **149**, 207–216.
- La Haye, M.J.J., Müskens, G.J.D.M., Van Kats, R.J.M. & Kuiters, L. (2011a) 10 Years of breeding and releasing in the Netherlands. How are we doing? And where are we going to? *Säugetierkundliche Informationen*, **8**, 139–146.
- La Haye, M.J.J., Müskens, G.J.D.M., Van Kats, R.J.M. & Kuiters, L. (2011b) European-wild conservation of the Common hamster (*Cricetus cricetus*): what do we need to know? *Säugetierkundliche Informationen*, **8**, 25–29.



- La Haye, M.J.J., Müskens, G.J.D.M., Van Kats, R.J.M., Kuiters, L. & Koelewijn, H.P. (2012b) What can we learn from weighing hamsters? *19th meeting of the International Hamster Workgroup* p. 12. Herkenrode.
- La Haye, M.J.J., Neumann, K. & Koelewijn, H.P. (2012) Strong decline of gene diversity in local populations of the highly endangered Common hamster (*Cricetus cricetus*) in the western part of its European range. *Conservation Genetics*, **13**, 311–322.
- Heimann, L.J. (2013) Postnatale Größen- und Gewichtszunahme des Feldhamsters *Cricetus cricetus* in der Erhaltungszucht. *Ruprecht-Karls-Universität Heidelberg*.
- Hufnagl, S., Franceschini-Zink, C. & Millesi, E. (2010) Seasonal constraints and reproductive performance in female Common hamsters (*Cricetus cricetus*). *Mammalian Biology*, **76**, 124–128.
- Jakob, S.S. & Mammen, K. (2006) Eight new polymorphic microsatellite loci for genetic analyses in the endangered common hamster (*Cricetus cricetus* L.). *Molecular Ecology Notes*, **6**, 511–513.
- Kayser, A. (2002) Populationsökologische Studien zum Feldhamster *Cricetus cricetus* (L ., 1758) in Sachsen-Anhalt. *Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg*, **02**, 111.
- Kayser, A. & Stubbe, M. (2003) Untersuchung zum Einfluss unterschiedlicher Bewirtschaftungen auf den Feldhamster *Cricetus cricetus* (L.), einer Leit- und Charakterart der Magdeburger Börde. *Tiere im Konflikt*, 7th ed Stubbe & Stubbe; Martin-Luther-Universität Halle-Witenberg.
- Kayser, A., Weinhold, U. & Stubbe, M. (2003) Mortality factors of the common hamster *Cricetus cricetus* at two sites in Germany. *Acta Theriologica*, **48**, 47–57.
- Kugelschafter, K. & Weckert, A. (1998) Darstellung der aktuellen und historischen Verbreitung des Feldhamsters (*Cricetus cricetus*) in Hessen. *Arbeitskreis Wildbiologie an der Justus-Liebig-Universität*.
- Mayfield, H. (1961) Nesting success calculated from exposure. *The Wilson Bulletin*, 255–261.
- Meinig, H.U. & Boye, P. (2010) A review of negative impact factors threatening mammal populations in Germany. *Folia Zoologica*, **58**, 279–290.
- Monecke, S. (2004) Saisonale Rhythmen und ihre Synchronisation beim Europäischen Feldhamster (*Cricetus cricetus*). *Universitätsbibliothek der Universität Stuttgart, Holzgartenstr. 16, 70174 Stuttgart*.
- Monecke, S., Sage-Ciocca, D., Wollnik, F. & Pévet, P. (2013) Photoperiod Can Entrain Circannual Rhythms in Pinealectomized European Hamsters. *Journal of Biological Rhythms* , **28** , 278–290.
- Monecke, S. & Wollnik, F. (2004) European Hamsters (*Cricetus cricetus*) Show a Transient Phase of Insensitivity to Long Photoperiods after Gonadal Regression. *Biology of Reproduction*, **70**, 1438–1443.
- Müskens, G.J.D.M., Out, M., Van Kats, R.J.M., Hermens, A.M., La Haye, M.J.J. & Kuiters, L. (2011) Hamsters (*Cricetus cricetus*) and Camera - Use of camera for collecting biological data about number of litters and the gain of weight of young in the first two months. *Säugetierkundliche Informationen*, **8**, 117–120.



- Müskens, Gerard J. D. M., La Haye, M.J.J., Van Kats, R.J.M. & Kuiters, L. (2011) Hamster-management in the Netherlands: results and lessons. *Säugetierkundliche Informationen*, **8**, 31–36.
- Nechay, G. (2000) Status of Hamsters: *Cricetus cricetus*, *Cricetus migratorius*, *Mesocricetus Newtoni* and other hamster species in Europe. *Council of Europe Publishing*.
- Nechay, G., Hamar, M. & Grulich, I. (1977) The Common Hamster (*Cricetus cricetus* [L.]); a Review1. *EPPO Bulletin*, **7**, 255–276.
- Neumann, K. & Jansman, H. (2004) Polymorphic microsatellites for the analysis of endangered common hamster populations (*Cricetus cricetus* L.). *Conservation Genetics*, **5**, 127–130.
- Niethammer, J. (1982) *Cricetus cricetus* (Linnaeus, 1758) – Hamster (Feldhamster). *Handbuch der Säugetiere Europas*, Bd. 2 (eds J. Niethammer & F. Krapp), pp. 7–28. Akademische Verlagsgesellschaft Wiesbaden.
- Petzsch, H. (1950) *Der Hamster*. Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig G.-K., Leipzig.
- Reiners, T.E. (2009) Der Einfluss von Landschaftselementen auf Populationen des Feldhamsters *Cricetus cricetus* in Hessen. *Justus-Liebig-Universität Gießen*.
- Reiners, T.E., Bornmann, N. & Encarnacao, J.A. (2011) Genetic diversity of Common hamster populations (*Cricetus cricetus*) revealed by non-invasive genetics. *Säugetierkundliche Informationen*, **8**, 99–105.
- Roiser-Bezan, R. (2010) Populationsdynamik und Fortpflanzungserfolg bei Feldhamstern im urbanen Lebensraum. *Universität Wien*.
- Stubbe, M., Seluga, K. & Weidling, A. (1998) Bestandssituation und Ökologie des Feldhamsters *Cricetus cricetus* (L., 1758). *Ökologie und Schutz des Feldhamsters* pp. 137–182.
- Ulbrich, K. & Kayser, A. (2004) A risk analysis for the common hamster (*Cricetus cricetus*). *Biological Conservation*, **117**, 263–270.
- Villemey, A., Besnard, A., Grandadam, J. & Eidenschenck, J. (2013) Testing restocking methods for an endangered species: Effects of predator exclusion and vegetation cover on common hamster (*Cricetus cricetus*) survival and reproduction. *Biological Conservation*, **158**, 147–154.
- Vohralik, V. (1974) Biology of the reproduction of the Common hamster, *Cricetus cricetus* (L.). *Vestník Československe Spolecnosti Zoologicke*, **38**, 228–240.
- Vohralik, V. (1975) Postnatal development of the Common hamster *Cricetus cricetus* (L.) in captivity. *Rozpravy Československe Akademie Ved*, **85**, 1–48.
- Weidling, A. & Stubbe, M. (1998) Feldhamstervorkommen in Abhängigkeit vom Boden. *Naturschutz und Landschaftspflege in Brandenburg*, 18–21.
- Weinhold, U. (1998a) Zur Verbreitung und Ökologie des Feldhamsters (*Cricetus cricetus* L. 1758) in Baden-Württemberg, unter besonderer Berücksichtigung der räumlichen Organisation auf intensiv genutzten landwirtschaftlichen Flächen im Raum Mannheim-Heidelberg vorgelegt von. *Naturwissenschaftlich-Mathematischen Gesamtfakultät der Ruprecht-Karls-Universität Heidelberg*.



- Weinhold, U. (1998b) Zur Methodik radiotelemetrischer Untersuchungen am Feldhamster. *Naturschutz und Landschaftspflege in Brandenburg*, 26.
- Weinhold, U. (2008) Draft European Action Plan For the conservation of the Common Hamster (*Cricetus cricetus*, L. 1758). *Convention on the Conservation of European Wildlife and Natural Habitats* Strasbourg.
- Weinhold, U. (2011) Auszüge aus dem europäischen Aktionsplan zum Schutz des Feldhamsters (*Cricetus cricetus*, L. 1758). *Säugetierkundliche Informationen*, **8**, 9–23.
- Weinhold, U. (2012) Die Wiederansiedlung von Feldhamstern in Baden-Württemberg - Anforderungen, Ergebnisse und Erfahrungen. *Feldhamster in Sachsen* pp. 53–71. NABU Landesverband Sachsen.
- Weinhold, U. & Kayser, A. (2006) Der Feldhamster. *Die neue Brehm-Bücherei, Westarp Wissenschaften, Hohenwarsleben*, **Bd.625**.
- Wendt, W. (1989) Zum Aktivitätsverhalten des Feldhamsters *Cricetus cricetus* L., im Freigehege. *Säugetierkundliche Informationen*, 3rd ed p. (13) 3–12.
- Ziomek, J. & Banaszek, A. (2007) The common hamster, *Cricetus cricetus* in Poland: status and current range. *Folia Zoologica -Praha-*, **56**, 235.



Abbildungsverzeichnis

ABB. 1: BESTANDSRÜCKGANG DES FELDHAMSTERS IN DEUTSCHLAND. A) HISTORISCHE VERBREITUNG IN DEUTSCHLAND UND HESSEN: IN GRAU: VERBREITUNG DES FELDHAMSTERS UM DAS JAHR 1900, IN SCHWARZ: VERBREITUNG IM JAHR 2000 (WEINHOLD & KAYSER 2006), GEGENÜBERGESTELLT DER B) DER VERBREITUNGSSITUATION AUSGEWERTET NACH WEIDLING & STUBBE 1998 UND DER AKTUELLEN VERBREITUNG AUSGEWERTET VON REINERS (2012).	1
ABB. 2: DER „EXTINCTION VORTEX“ NACH FRANKHAM ET AL. (2002), BESCHREIBT DIE DIREKTE SOWIE DIE KASKADENARTIGE BEEINFLUSSUNG DER ÖKOLOGIE VON POPULATIONEN BZW. ARTEN DURCH ANTHROPOGENE FAKTOREN, DIE ZUM AUSSTERBEN FÜHREN KÖNNEN (FRANKHAM, BALLOU, & BRISCOE 2002).	2
ABB. 3: AUFBAU EINES FELDHAMSTERBAUS (QUELLE: MERKBLATT NR. 19, HRG. NIEDERSÄCHSISCHES LANDESVERWALTUNGSAMT 1989).....	2
ABB. 4: FELDHAMSTERPOPULATIONEN UND IHRE ERHALTUNGSZUSTÄNDE IN HESSEN IM JAHR 2012 (GALL 2012). MARKIERT SIND DIE UNTERSUCHUNGSPOPULATIONEN „LANGGÖNS“ MIT GUTEN ERHALTUNGSZUSTAND (GRÜN) UND „MAIN-KINZIG“ MIT MITTLEREM ERHALTUNGSZUSTAND (ORANGE).	4
ABB. 5: LINKS: LAUFSHEMA AUF ACKERFLÄCHEN ZUR BAUKARTIERUNG. RECHTS: VERMESSUNG EINER GEÖFFNETEN FALLRÖHRE EINES FELDHAMSTERBAUS IM FRÜHJAHR. UM DEN BAU HERUM SIND FRABSPUREN AM WEIZENAUFWUCHS ZU ERKENNEN	5
ABB. 6: LINKS: BESTÜCKUNG VON DRAHTWIPPFALLEN MIT KÖDER (APFEL UND ERDNUSSBUTTER). RECHTS: FALLEN MIT PLASTIKABDECKUNG AN EINEM AKTIV GENUTZTEN FELDHAMSTERBAU DER IN DER FRÜHJAHRSKARTIERUNG FESTGESTELLT WURDE.....	6
ABB. 7: LINKS: RFID-TRANSPONDER IM STERILEN EINMALINJEKTOR MIT IDENTIFIKATIONSNUMMER. RECHTS: SUBKUTANE INJEKTION EINES RFID-TRANSPONDERCHIPS BEI EINEM NARKOTISIERTEM JUNGTIER.....	8
ABB. 8: LINKS: SENDER-HALSBAND DER FIRMA BIOTRACK. DER SENDER (A) IST AN EINEM KABELBINDER (B), WELCHER ALS HALSBAND DIENST, BEFESTIGT. DER KABELBINDER UND DIE VOM SENDER ABGEHENDE EXTERNE ANTENNE WIRD VON EINEM WEICHEN SCHLAUCH UMHÜLLT (C), WELCHER EINERSEITS DAS EINSCHNEIDEN DES SENDERS AM HALS DES TIERES VERHINDERN ANDERERSEITS DIE ANTENNE VOM NAGEN DER JUNGTIERE SCHÜTZEN SOLL. RECHTS: BESUNDERUNG EINES FELDHAMSTERWEIBCHENS MIT EINEM SENDERHALSBAND.	9
ABB. 9: A) WILD-/ÜBERWACHUNGSKAMERA DER FIRMA MAGINON VOR EINEM FELDHAMSTERBAU. B) SCREENSHOT EINER VIDEOAUFNAHMEN MIT DER DAS ERSTE AUFTAUCHEN EINES JUNGTIERS REGISTRIERT WURDE.	10
ABB. 10: FIXIERUNG UND HANDLING VON JUNGTIERN IM FANGSACK. A) ÜBERFÜHRUNG: DAS JUNGTIER LÄUFT VON DER FALLE IN DEN ÜBERGESTÜLPTEN FANGSACK. B) FIXIERUNG: DAS JUNGTIER LÄUFT MIT DEM KOPF VORAN IN DIE SPITZE DES FANGSACKS UND WIRD DORT FIXIERT. C) VERMESSUNG: ÜBER EINE ÖFFNUNG WIRD TIBIA UND HINTERFUß VERMESSEN UND D) DAS GESCHLECHT DES JUNGTIERS BESTIMMT.	11
ABB. 11: AUFBAU DER VIDEOKASTENFALLE MADE BY THEO ZUR AUTOMATISCHEN AUFZEICHNUNG VON GEWICHTSENTWICKLUNGEN.	14
ABB. 12: ALIGNIERUNG DER GEWICHTSDATEN. OBEN: ORIGINALDATEN ZWEIER WÜRFE (GELB UND GRÜN). UNTEN: ANPASSUNG DER GEWICHTE DES ZWEITEN WURFES AN DIE DES ERSTEN.....	17
ABB. 13: FRÜHJAHRS-FANGERFOLG. A) ANZAHL DER IN DER FRÜHJAHRSKARTIERUNG FESTGESTELLTEN BAUE (GRAU), GEGENÜBERGESTELLT DER ANZAHL DER BAUE AN DENEN FELDHAMSTER GEFANGEN WURDEN (BLAU), GETRENNT NACH UNTERSUCHUNGSGEBIET (LG = LANGGÖNS, MKK = MAIN-KINZIG). B) GESCHLECHTERVERTEILUNG DER GEFANGENEN	



ADULTTIERE, EBENFALLS GETRENNT NACH UNTERSUCHUNGSGEBIET (BLAU = MÄNNCHEN, ROT = WEIBCHEN, GRAU = GESAMTANZAHL DER GEFANGENEN TIERE).....	20
ABB. 14: BOXPLOT ZUR DARSTELLUNG DER GEWICHTSUNTERSCHIEDE FÜR MÄNNCHEN (BLAU) UND WEIBCHEN (ROT) IN DEN JEWEILIGEN UNTERSUCHUNGSGEBIETEN LANGGÖNS (LG) UND MAIN-KINZIG (MKK).	21
ABB. 15: BOXPLOT ZUR DARSTELLUNG DES GEWICHTSUNTERSCHIEDES ZWISCHEN MÄNNCHEN (BLAU) UND WEIBCHEN (ROT) FÜR DIE GESAMTE STICHPROBE (N=50).....	22
ABB. 16: ANZAHL DER JUNGTIERE PRO WEIBCHEN, AUFGETEILT NACH WÜRFEN.	25
ABB. 17: BOXPLOT ZUR DARSTELLUNG DES UNTERSCHIEDES IN DER JUNGTIERANZAHL DES ERSTEN UND DES ZWEITEN WURFES.	25
ABB. 18: GESAMTANZAHL UND GESCHLECHTERVERTEILUNG DER JUNGTIERE FÜR DIE GESAMTE STICHPROBE SOWIE GETRENNT NACH WURFNUMMERN.	26
ABB. 19: BOXPLOT ZUR DARSTELLUNG DER WÖCHENTLICHEN GEWICHTSZUNAHME ALLER JUNGTIERE AB DER ERSTEN GEWICHTSMESSUNG.	27
ABB. 20: BOXPLOT ZUR DARSTELLUNG DER WÖCHENTLICHEN GEWICHTSZUNAHME DER JUNGTIERE AB DER ERSTEN GEWICHTSMESSUNG, GETRENNT NACH GESCHLECHT.	28
ABB. 21: GESCHLECHTSSPEZIFISCHE, TÄGLICHE GEWICHTSZUNAHME VON JUNGTIEREN AB DEM ZEITPUNKT DER ERSTEN GEWICHTSMESSUNG.	30
ABB. 22: ÜBERBLICK ÜBER DAS REPRODUKTIVE TIMING ALLER UNTERSUCHTEN WEIBCHEN. FALLS STATTFGEFUNDEN, WURDEN DAS DATUM DES ERSTEN AUFTAUCHENS DES 1. (GELB) UND DES 2. WURFES (BLAU) AUßERHALB DES MUTTERBAUES SOWIE DER ERNTEZEITPUNKT (ROT) AUF DEM ZEITSTRAHL MARKIERT. DIESER STELLT DEN GESAMTBEOBACHTUNGSZEITRAUM EINES JEDEN WEIBCHENS, VOM BESENDERUNGSDATUM BIS ZUM LETZTEN KONTAKT ZUM TIER BZW. DEM ALLGEMEINEN STUDIENENDE DAR. MIT GRÜNEN KÄSTCHEN SIND DIE WEIBCHEN MARKIERT, WELCHEN IM NACHERNTEZEITRAUM EINE SCHUTZMAßNAHME ZUR VERFÜGUNG STAND.	31
ABB. 23: ZEITRAUM DER VERSORGUNG DES ERSTEN (GELB) UND ZWEITEN WURFES (BLAU) DURCH DAS MUTTERTIER (CA. 30 TAGE) AB DEN ZURÜCKGERECHNETEN GEBURTSTAGEN DER WÜRFE, ABGEGLICHEN MIT DEN ZEITPUNKTEN DER ERNTE (ROT).	35
ABB. 24: KADVER EINES BESENDERTEN FELDHAMSTERWEIBCHENS, WELCHES IN EINEM RAPSFELD CA. 500 METER VON DEM BAU ENTFERNT, AN DEM ES ZULETZT GEORTET WURDE, GEFUNDEN WURDE.....	38
ABB. 25: VERGLEICH DER GEWICHTSENTWICKLUNGEN VON JUNGHAMSTERN UNTER 1) ZUCHTBEDINGEN IN HEIDELBERG UND DEN NIEDERLANDEN (ORANGE UND ROT), 2) HALBNATÜRLICHEN BEDINGUNGEN IN AUßENGEHEGEN EBENFALLS IN DEN NIEDERLANDEN UND 3) UNTER NATÜRLICHEN BEDINGUNGEN IM FREILAND IN HESSEN.....	41
ABB. 26: FELDHAMSTERSCHUTZMAßNAHME NACH DEM MODELL „HAMSTERSTREIFEN“ IM AUGUST NACH DER WEIZENERNTE BEI WEIBCHEN W28 IN ROßDORF (MAIN-KINZIG-KREIS).....	45
ABB. 27: ERFASSUNGSBOGEN ZUR FRÜHJAHRSKARTIERUNG	55
ABB. 28: ERFASSUNGS- UND AUSWERTUNGSBOGEN FÜR DIE WILDKAMERABEOBACHTUNG.....	56
ABB. 29: FANGBOGEN FÜR ALLE GEFANGENEN FELDHAMSTER	57



Tabellenverzeichnis

TAB. 1: AUFLISTUNG DER VERWENDETEN MIKROSATELITENLOCI. DIE LOCI IPK STAMMEN AUS DER VERÖFFENTLICHUNG VON JAKOB & MAMMEN 2006 UND DIE CCRI LOCI STAMMEN AUS DER VERÖFFENTLICHUNG VON NEUMANN & JANSMAN 2004. ZUSÄTZLICH IST JEWEILIGE FLUORESZENZMARKIERUNG, DIE UNGEFÄHRE PRODUKTLÄNGE SOWIE DIE GRUPPIERUNG IN MULTIPLEXREAKTIONEN AUFGEFÜHRT (MM- MULTIPLEX MIX).....	13
TAB. 2: ZUSAMMENFASSUNG DER MITTLEREN FRÜHJAHRSGEWICHTE VON ADULTIEREN MIT IHREN MINIMAL- UND MAXIMALGEWICHTEN, GETRENNT NACH UNTERSUCHUNGSGBEIT UND GESCHLECHT SOWIE DEN ERGEBNISSEN DER T-TESTS ZUM VERGLEICH DER MITTLEREN GEWICHTE PRO GESCHLECHT ZWISCHEN DEN UNTERSUCHUNGSGBEITEN.....	21
TAB. 3: : ERGEBNISSE DER ANOVA ZUR ÜBERPRÜFUNG DES ZUSAMMENHANGS DER ERKLÄRENDE VARIABLEN „ORT“ UND „GESCHLECHT“ UND DEM „GEWICHT“ (ABHÄNGIGE VARIABLE). GEgeben SIND DIE JEWEILIGEN EFFEKTE DER ERKLÄRENDE VARIABLEN MIT IHREM STANDARDFEHLER (SE) UND IHRER SIGNIFIKANZ (*** $P < 0,001$; ** $P < 0,01$; * $P < 0,05$; . $P > 0,1$). MODELLEVALUATION $N = 50$; $SE = 79,01$; $DF = 46$; MULTIPLE $R^2 = 0,1945$; ADJUSTED $R^2 = 0,1595$; $p = 0,06915$	22
TAB. 4: ZUSAMMENFASSUNG DER PARAMETER ZU DEN EINZELNEN BESENDERTEN UNTERSUCHUNGSTIEREN. GRAU HERVORGEHOBE SIND DIE TIERE DIE ZUM ENDE DER UNTERSUCHUNG IMMER NOCH AM LEBEN WAREN.	23
TAB. 5: BERECHNUNG DER ÜBERLEBENS RATEN FÜR DIE UNTERSUCHUNGSWEIBCHEN NACH DER MAYFIELD METHODE. ANGEgeben SIND DIE MONATLICHEN ÜBERLEBENS RATEN SOWIE DER ANTEIL NOCH LEBENDER WEIBCHEN PRO MONAT, BEZOGEN AUF DIE GESAMTANZAHL DER BESENDERTEN WEIBCHEN ($N = 19$).	24
TAB. 6. ERGEBNISSE ZU DEN MITTLEREN, WÖCHENTLICHEN JUNG TIERGEWICHTEN IN [G] (GERUNDETE WERTE) AB DEM ZEITPUNKT DER ERSTEN GEWICHTSMESSUNG. ANGEgeben SIND MEDIAN, MITTELWERT, STANDARDABWEICHUNG (SD), MINIMAL- (MIN) UND MAXIMALGEWICHT (MAX) SOWIE DIE MITTLERE GEWICHTSZUNAHME IN [%] UND DIE ANZAHL DER JEWEILS EINBEZOGENEN GEWICHTSDATEN (N).	28
TAB. 7: ERGEBNISSE ZU DEN MITTLEREN WÖCHENTLICHEN JUNG TIERGEWICHTEN IN [G] (GERUNDETE WERTE) AB DEM ZEITPUNKT DER ERSTEN GEWICHTSMESSUNG, GETRENNT NACH GESCHLECHT (M = MÄNNLICH, W = WEIBLICH). ANGEgeben SIND MEDIAN, MITTELWERT, STANDARDABWEICHUNG (SD), MINIMAL- (MIN) UND MAXIMALGEWICHT (MAX) SOWIE DIE MITTLERE GEWICHTSZUNAHME IN [%] UND DIE ANZAHL DER JEWEILS EINBEZOGENEN GEWICHTSDATEN (N).	29
TAB. 8: ERGEBNISSE DER ANOVA ZUR GEWICHTSENTWICKLUNG VON JUNG TIEREN. GEgeben SIND DIE JEWEILIGEN EFFEKTE DER ERKLÄRENDE VARIABLEN MIT IHREM STANDARDFEHLER (SE) UND IHRER SIGNIFIKANZ (*** $P < 0,001$; ** $P < 0,01$; * $P < 0,05$; . $P > 0,1$). MODELLEVALUATION $N = 155$; $SE = 16,96$; $DF = 152$; MULTIPLE $R^2 = 0,8168$; ADJUSTED $R^2 = 0,8144$; P -VALUE = $< 2,2E^{-16}$	29
TAB. 9: ERMITTLUNG DES GEBURTSDATUMS DER WÜRFE JEDES WEIBCHENS SOWIE DAS GESCHÄTZTE ALTER DER WÜRFE BEIM ERSTEN AUFTAUCHEN VON JUNG TIEREN AUßERHALB DES MUTTERBAUES.	33
TAB. 10: ZEITRAUM ZWISCHEN DER GEBURT DES ERSTEN UND ZWEITEN WURFES SOWIE DER GESCHÄTZTE ZEITLICHE ABSTAND ZWISCHEN DER GEBURT DES ERSTEN UND DER EMPFÄNGNIS DES 2. WURFES.	34
TAB. 11: RÜCKRECHNUNG DES GEBURTSDATUMS HESSISCHER JUNG HAMSTERWÜRFE IN FREILAND MIT 1) DEN IN DIESER STUDIE ERMITTELTE FORMELN UND 2) DEN GESCHLECHTSSPEZIFISCHEN FORMELN FÜR DIE GEWICHTSENTWICKLUNG NIEDERLÄNDISCHER WILDPOPULATIONEN. ZUR BERECHNUNG WURDEN NUR DIE GERINGSTEN GEWICHTE EINES WURFES VERWENDET.	43



HESSEN-FORST
Landesbetriebsleitung



HESSEN-FORST LBL • Bertha-von-Suttner-Straße 3 • 34131 Kassel

Fachgebiet Naturschutzgenetik - Abteilung
Limnologie und Naturschutzforschung
Tobias Erik Reiners
Clamecystraße 12
63571 Gelnhausen

Aktenzeichen	IV 2 R 28
Bearbeiter/in	Yvonne Henky
Durchwahl	0641/4991-256
E-Mail	naturschutzdaten@forst.hessen.de
Fax	0641/4991-260
Ihr Zeichen	
Ihre Nachricht vom	
Datum	07.05.2013

"Beurteilung des Einflusses genetischer Ursachen im anhaltenden Rückgang des Feldhamster in Westeuropa" und "Erfassung des Reproduktionserfolgs des Feldhamsters (*Cricetus cricetus*) in Hessen", hier

- **Artenschutzrechtliche Ausnahmegenehmigung**

Sehr geehrter Herr Reiners,

gemäß Ihrem Antrag vom 04.02.2013, ergänzt am 25.02.2013, 24.03.2013 und 26.04.2013 erteile ich Ihnen folgende

GENEHMIGUNG

1.

- die artenschutzrechtliche Ausnahmegenehmigung nach § 45 Abs. 7 Satz 1 Nr. 3 Bundesnaturschutzgesetz (BNatSchG vom 29.07.2009) zum Nachstellen und Fangen, zur Sedierung, Injektion von Transpondern und zur Besenderung sowie zum Anbringen von Haarfallen in Baueingängen. Diese Ausnahmegenehmigung von den entsprechenden Zugriffsverboten des § 44 Abs. 1 BNatSchG wird für die im Folgenden genannte besonders und streng geschützte Art erteilt:

Feldhamster (*Cricetus cricetus*)

2. Grundlage des Bescheides sind folgende Unterlagen:

1. Ihr Antragsschreiben vom 04.02.2013, ergänzt am 25.02.2013, 24.03.2013 und 26.04.2013



Hessen-Forst
Landesbetrieb nach § 26
Landeshaushaltsordnung
Gerichtsstand Kassel
USt-Id-Nr. DE220549401

Hausanschrift
Hessen-Forst LBL
Bertha-von-Suttner-Str. 3
34131 Kassel

Kontakt
Telefon: 0561/3167-0
Telefax: 0561/3167-100
Landesbetrieb@forst.hessen.de
www.hessen-forst.de

Bankverbindung
HCC HForst
Helaba
Kto.: 100 23 69
BLZ: 500 500 00

Leitung
Michael Gerst
Hans-Dieter Treffenstädt
Jörg van der Heide
Detlef Stys





Regierungspräsidium Gießen

HESSEN



Regierungspräsidium Gießen • Postfach 21 69 • 35531 Wetzlar

Forschungsinstitut Senckenberg
z.H. Herrn Tobias Erik Reiners
Fachgebiet Naturschutzgenetik
Clamecyst. 12
63571 Gelnhausen

Geschäftszeichen:
V 54 – 19 c 20 15 h 01 GI 15/6 Nr. 10/2013

Bearbeiter/-in: Frau Kertscher
Telefon: 0641 303-5434
Telefax: 0641 303-5403
E-Mail: veterinaer@rpgi.hessen.de
Ihr Zeichen:
Ihre Nachricht vom:

Datum: 14.05.2013

Durchführung von Versuchen an Wirbeltieren

hier: Genehmigung gem. § 8 Abs. 1 des Tierschutzgesetzes (TierSchG)

Ihr Antrag vom 12.03.2013, eingegangen am 12.03.2013

Sehr geehrter Herr Reiners,

auf Grund des § 9 der Zuständigkeitsverordnung Veterinärwesen, Lebensmittel- und Futtermittelüberwachung vom 25.11.2010 (GVBl. I S. 354) erteile ich **der Justus-Liebig-Universität Gießen** (Anschrift: Ludwigstraße 23, 35390 Gießen) gemäß § 8 Abs. 1 TierSchG die Genehmigung zur Durchführung von wissenschaftlichen Versuchen an

**max. 24 Feldhamsterweibchen
und allen im Untersuchungszeitraum dieses Vorhabens
von diesen Weibchen geborenen Jungtieren**

für folgendes Versuchsvorhaben:

„Reproduktionserfolg wildlebender Feldhamster“.

Grundlage für die Genehmigung ist Ihr Antrag vom 12.03.2013 einschließlich der Ergänzungen vom 21.03.2013 und 02.05.2013.

Diese Genehmigung umfasst nach erfolgter Zustimmung durch das örtlich zuständige Regierungspräsidium Darmstadt (vom 24.04.2013) auch die beantragten Tierversuche im Main-Kinzig-Kreis.

Verantwortlich für die antragsgemäße Durchführung des Versuchsvorhabens und die Einhaltung der rechtlichen Vorschriften ist:

Leitung des Versuchsvorhabens:

Tobias Erik Reiners

Stellvertretende Leitung des Versuchsvorhabens:

Katja Siegeler

Hausanschrift:
35578 Wetzlar • Schanzenfeldstraße 8 + 12
Postanschrift:
35531 Wetzlar • Postfach 21 69
Telefonzentrale: 0641 303-0
Zentrales Telefax: 0641 303-2197
Zentrale E-Mail: rp-giessen@rpgi.hessen.de
Internet: http://www.rp-giessen.de

Servicezeiten:
Mo. - Do. 08:30 - 12:00 Uhr
13:30 - 15:30 Uhr
Freitag 08:30 - 12:00 Uhr
oder nach Vereinbarung

Fristenbriefkasten:
35390 Gießen
Landgraf-Philipp-Platz 1 - 7





Erklärung

Hiermit versichere ich, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig verfasst habe. Die aus fremden Quellen direkt oder indirekt übernommenen Gedanken sind als solche kenntlich gemacht.

Die Zeichnungen und Abbildungen in dieser Arbeit sind von mir selbst erstellt worden oder mit der entsprechenden Quelle belegt.

Diese Arbeit ist bei keiner anderen Prüfungsbehörde eingereicht worden.

Gießen, den 27.09.2013

(Melanie Albert)